



**PABLO GARCIA DE OLIVEIRA**

**INFLUÊNCIA DE PLANTAS ENTOMÓFILAS SOBRE A  
COMUNIDADE DE ARTRÓPODES ASSOCIADA AO  
MORANGUEIRO (*Fragaria x ananassa* Duch) EM CULTIVO  
CONVENCIONAL**

**LAVRAS-MG  
2019**

**PABLO GARCIA DE OLIVEIRA**

**INFLUÊNCIA DE PLANTAS ENTOMÓFILAS SOBRE A COMUNIDADE DE  
ARTRÓPODES ASSOCIADA AO MORANGUEIRO (*Fragaria x ananassa* Duch) EM  
CULTIVO CONVENCIONAL**

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

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira

Orientador

Dr. Marcelo Mendes de Haro

Coorientador

**LAVRAS-MG  
2019**

**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.

Influência de plantas entomófilas sobre a comunidade de  
artrópodes associada ao morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch)  
em cultivo convencional / Pablo Garcia de Oliveira. - 2019.

108 p. : il.

Orientador(a): Luís Cláudio Paterno Silveira.

Coorientador(a): Marcelo Mendes de Haro.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de  
Lavras, 2019.

Bibliografia.

1. Controle biológico. 2. Manejo do habitat. 3. Thysanoptera. I.  
Silveira, Luís Cláudio Paterno. II. Haro, Marcelo Mendes de. III.  
Título.

**PABLO GARCIA DE OLIVEIRA**

**INFLUÊNCIA DE PLANTAS ENTOMÓFILAS SOBRE A COMUNIDADE DE  
ARTRÓPODES ASSOCIADA AO MORANGUEIRO (*Fragaria x ananassa* Duch) EM  
CULTIVO CONVENCIONAL**

***INFLUENCE OF ENTOMOPHILOUS PLANTS ON THE ARTHROPODS  
COMMUNITY ASSOCIATED WITH STRAWBERRY (*Fragaria x ananassa* Duch) IN  
CONVENTIONAL CULTIVATION***

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

APROVADA em 21 de fevereiro de 2019.

Prof. Dr. Wellington Garcia Campos    UFSJ

Dra. Livia Mendes Carvalho Silva    EPAMIG

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira

Orientador

Dr. Marcelo Mendes de Haro

Coorientador

**LAVRAS-MG  
2019**

## **Dedico**

A todos os amantes do controle biológico conservativo e àqueles que acreditam na sustentabilidade dos cultivos agrícolas.

## AGRADECIMENTOS

À Deus, pelas bênçãos e maravilhas que tem realizado na minha vida.

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

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

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

Aos meus pais, Pedro Garcia e Matilde Pereira; irmã, Paloma Oliveira, e família, pelo amor, carinho, apoio e compreensão.

Ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais – Câmpus Barbacena pela parceria e por sempre me acolher de braços abertos, tornando-se minha segunda casa. Em especial aos professores Dr. José Emílio Zanzirolani de Oliveira, Dr. Laércio Boratto de Paula, Dr. Alex Oliveira Botelho, M.e Alexandre da Silva Adão, Dr<sup>a</sup>. Marília Maia de Souza e Dr. Wellyngton Tadeu Vilela Carvalho, pela amizade, apoio e parceria nas pesquisas.

À professora Elisa Aiko e ao Elias de Figueiredo pelo apoio nas identificações de tripes e ácaros.

À minha equipe técnica: Amanda Cristina Coelho Couto, Rômulo Lopes Bahia de Carvalho, Ana Luísa Valadares de Paula e Lima, Vanessa de Souza Vieira Dutra, Janaína Campos Rodrigues, Luiz Henrique Gonçalves Murta, Ana Ozawa, Roni Peterson, Lucas Costa e Sabrina por todo o apoio e auxílio durante as coletas, triagem e identificação dos artrópodes, e principalmente pela amizade.

Ao amigo Humberto Stein pela parceria nas pesquisas e nos trabalhos de campo.

Ao amigo Bruno Melo pelas parcerias nas pesquisas, pelos ensinamentos e por me apresentar o controle biológico conservativo.

Ao grupo de Agroecologia “Agricultura de pé no chão” do IF Sudeste MG – Câmpus Barbacena pelo apoio e parceria.

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

Aos amigos Cadimiel Paiva, Smailly Müller, Cadimel Gomes, Sóstenes Eduardo, Lucas Peres, Mayara Oliveira, Francinei Couto, Miguel Ângelo e Diego Oliveira, por tudo que fizeram por mim.

Aos amigos da República de Barbacena pela amizade e por me hospedarem tão bem.

## RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de plantas de manjeriço (*Ocimum basilicum*), do mix de asteráceas calêndula (*Calendula officinalis*) e cravo-amarelo (*Tagetes erecta*), e do coentro (*Coriandrum sativum*) sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro em cultivo convencional. Para isso, foram coletados artrópodes presentes nas plantas de manjeriço, asteráceas e coentro, assim como nas plantas de morangueiro nos cinco tratamentos a seguir: T1) morango sob a influência de plantas de manjeriço, T2) morango sob a influência de plantas de manjeriço/mix de asteráceas, T3) morango sob a influência de mix de asteráceas, T4) morango sob a influência de mix de asteráceas/coentro, e T5) morango sob a influência de plantas de coentro. Entre abril e agosto de 2018, realizou-se coletas semanais visando avaliar a abundância, riqueza, diversidade e os grupos funcionais em cada área monitorada. Foram coletados 19.750 artrópodes distribuídos em 185 táxons. Verificou-se diferença significativa para a abundância entre plantas entomófilas, obtendo maior média em plantas de asteráceas. Quanto à estratégia ecológica, houve diferença significativa entre as médias de abundância de fitófagos, parasitoides e polinizadores associados ao mix de asteráceas, *C. sativum* e *O. basilicum*. Maiores médias de abundância de fitófagos e parasitoides foram encontradas no mix de asteráceas e coentro, enquanto maior média de polinizadores foi observada em manjeriço. Não houve diferença significativa entre as médias dos índices de abundância, riqueza, Shannon e dos nichos ecológicos dentro das regiões de influência no morangueiro. Constatou-se diferença significativa entre as médias de abundância e Shannon do mix de asteráceas e T3 e de coentro e T5. Com relação aos grupos funcionais, verificou-se diferença significativa entre as médias de abundância dos polinizadores presentes em manjeriço e T1. Dentre os agentes polinizadores coletados, *Apis mellifera* foi o mais abundante, tanto em plantas entomófilas (80%) quanto no morangueiro (71%). As médias de abundância de fitófagos e parasitoides diferiram entre mix de asteráceas e T3 e entre *C. sativum* e T5, observando maior abundância de fitófagos e parasitoides no mix de asteráceas e coentro. Apesar destas plantas entomófilas abrigarem maior quantidade de parasitoides, estes não foram mais abundantes ou ricos nas plantas de morangueiro adjacentes. Dentre os artrópodes coletados, os tripses foram os mais abundantes (8.027 indivíduos), com 80,35% associados às plantas entomófilas. Houve diferença significativa entre a abundância de tripses nas plantas entomófilas e no morangueiro, obtendo maiores médias nas plantas entomófilas. Assim, plantas de *C. officinalis*, *C. sativum*, *O. basilicum* e *T. erecta* podem ter atuado como cultivo armadilha ou como refúgio para tripses quando distribuídas no interior do cultivo de morangueiro convencional. No que tange à similaridade, observou-se que plantas de manjeriço, mix de asteráceas e coentro apresentaram baixa similaridade com suas regiões de influência no morangueiro. Portanto, as plantas entomófilas exerceram baixa influência sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro em cultivo convencional, quando distribuídas em pequenos *spots* no interior da cultura e sob condições de controle químico.

**Palavras-chave:** Controle biológico. Manejo do habitat. Thysanoptera.

## ABSTRACT

The objective of this work was to evaluate the effect of basil (*Ocimum basilicum*), mix of asteraceae calendula (*Calendula officinalis*) and marigold (*Tagetes erecta*), and coriander (*Coriandrum sativum*) plants on the arthropod community associated with strawberry in conventional crop. For this, arthropods were collected in basil, asteraceae and coriander plants, as well as in strawberry plants in the following five treatments: T1) strawberry under the influence of basil plants, T2) strawberry under the influence of basil/mix of asteraceae, T3) strawberry under the influence of asteraceous mix, T4) strawberry under the influence of mix of asteraceae/coriander, and T5) strawberry under the influence of coriander plants. Between April and August 2018, weekly collections were carried out to evaluate the abundance, richness, diversity and functional groups in each monitored area. We collected 19,750 arthropods distributed in 185 taxa. There was a significant difference for the abundance between entomophilous plants, obtaining higher average in asteraceae plants. Regarding the ecological strategy, there was a significant difference between the average abundance of phytophagous, parasitoids and pollinators associated to the mix of asteraceae, *C. sativum* and *O. basilicum*. Higher average abundance of phytophages and parasitoids were found in the mix of asteraceae and coriander, while the highest average of pollinators was observed in basil. There was no significant difference between the indices of abundance, richness, Shannon and the ecological niches within the regions of influence in the strawberry. A significant difference was found between the means of abundance and Shannon of the mix of asteraceae and T3 and coriander and T5. Regarding the functional groups, there was a significant difference between the pollinators average abundance present in basil and T1. Among the pollinators collected, *Apis mellifera* was the most abundant, both in entomophilous plants (80%) and strawberry (71%). The mean abundance of phytophagous and parasitoids differed between asteraceae and T3 and between *C. sativum* and T5, observing a greater abundance of phytophagous and parasitoids in the asteraceae and coriander mix. Although these entomophilous plants harbor larger numbers of parasitoids, there was no higher abundance or richness in adjacent strawberry plants. Among the arthropods collected, the thrips were the most abundant (8,027 individuals), with 80.35% associated with entomophilous plants. There was a significant difference between the abundance of thrips in the entomophilous plants and in the strawberry, obtaining higher averages in the entomophilous plants. Thus, plants of *C. officinalis*, *C. sativum*, *O. basilicum* and *T. erecta* may have acted as a trap crop or refuge for thrips when distributed inside the strawberry conventional crop. Regarding the similarity, it was observed that basil, asteraceae and coriander mix plants presented lower similarity with their regions of influence on the strawberry. Therefore, the entomophilous plants exerted little influence on the arthropod community associated to the strawberry in conventional cultivation, when distributed in small spots inside the culture and under chemical control conditions.

**Keywords:** Biological control. Habitat management. Thysanoptera.



## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Desenho esquemático da área experimental. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	35
Figura 2 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados nos <i>spots</i> com plantas de manjerição, mix de asteráceas e coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	39
Figura 3 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de manjerição, mix de asteráceas e coentro, considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	40
Figura 4 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de manjerição, mix de asteráceas e na zona de interseção manjerição/mix considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	41
Figura 5 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de asteráceas, coentro e na zona de interseção mix/coentro considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ...	42
Figura 6 - Curvas de acumulação de indivíduos para as plantas entomófilas em cultivo de morangueiro convencional. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	43
Figura 7 - Curvas de acumulação de indivíduos para T1, T3 e T5 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	43
Figura 8 - Curvas de acumulação de indivíduos para os tratamentos T1, T2 e T3 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	44
Figura 9 - Curvas de acumulação de indivíduos para os tratamentos T3, T4 e T5 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	45
Figura 10 - Curva de rarefação de indivíduos para as plantas entomófilas estudadas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	46
Figura 11- Curva de rarefação de indivíduos para os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	47
Figura 12 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	48
Figura 13 - Diagrama da análise de Cluster indicando a similaridade entre os tratamentos para a abundância dos táxons coletados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	51
Figura 14 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	52

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 15 - Diagrama da análise de Cluster indicando a similaridade entre os *spots* com as plantas entomófilas e os tratamentos T1, T3 e T5 para a abundância dos táxons coletados através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ...54
- Figura 16 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as plantas entomófilas e os tratamentos sob influência do manjeriço (T1), do mix de asteráceas (T3) e do coentro (T5), considerando apenas as amostras obtidas via sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....55

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Ingrediente ativo e número de aplicações realizadas na casa-de-vegetação ao longo do período de amostragem. Alfredo Vasconcelos, Minas Gerais, abril a agosto/2018.....	34
Tabela 2 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	48
Tabela 3 - Teste SIMPER entre manjeriço e mix de asteráceas, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	49
Tabela 4 - Teste SIMPER entre mix de asteráceas e coentro, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	49
Tabela 5 - Teste SIMPER entre manjeriço e coentro, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	50
Tabela 6 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	51
Tabela 7 - Teste SIMPER entre T1 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	52
Tabela 8 - Teste SIMPER entre T2 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	53
Tabela 9 - Teste SIMPER entre T3 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	53
Tabela 10 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre as plantas entomófilas e os tratamentos T1, T3 e T5. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	55
Tabela 11 - Teste SIMPER entre manjeriço e T1, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	56
Tabela 12 - Teste SIMPER entre mix de asteráceas e T3, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	56

## LISTA DE TABELAS

Tabela 13 - Teste SIMPER entre coentro e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	57
Tabela 14 - Teste SIMPER entre T1 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	57
Tabela 15 - Abundância de artrópodes, sua frequência relativa (%), riqueza por grupo funcional e total (S) e índice de Shannon (H'), coletados nas plantas de manjeriçã, mix de asteráceas e coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	58
Tabela 16 - Abundância de artrópodes, sua frequência relativa (%), riqueza por grupo funcional e total (S) e índice de Shannon (H'), coletados nos tratamentos T1 a T5. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	62
Tabela 17- Média ( $\pm$ EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas realizadas nos <i>spots</i> com plantas entomófilas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	66
Tabela 18 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos <i>spots</i> com plantas entomófilas, através de sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	67
Tabela 19 - Média ( $\pm$ EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos <i>spots</i> com plantas entomófilas, através de sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	68
Tabela 20 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas adaptadas de Moericke e sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	68
Tabela 21- Média ( $\pm$ EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas transparentes adaptadas de Moericke e sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	69

## LISTA DE TABELAS

Tabela 22 - Média ( $\pm$ EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas transparentes adaptadas de Moericke e sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	69
Tabela 23 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H') das coletas ativas realizadas nos spots com plantas de manjeriço e no morangueiro sob a influência de manjeriço. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	70
Tabela 24 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de manjeriço e no morangueiro sob a sua influência. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	70
Tabela 25 - Média ( $\pm$ EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de manjeriço e no morangueiro sob a sua influência. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	70
Tabela 26 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de mix. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	71
Tabela 27 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de asteráceas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. .	71
Tabela 28 - Média ( $\pm$ EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de asteráceas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	72
Tabela 29 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	72
Tabela 30 - Média ( $\pm$ EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	73

## LISTA DE TABELAS

Tabela 31- Média ( $\pm$ EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	73
Tabela 32 - Média ( $\pm$ EP) da abundância de <i>Bemisia tabaci</i> e tripes (Thysanoptera) observada nas coletas ativas realizadas nos <i>spots</i> com plantas entomófilas e no morangueiro sob as suas respectivas influências. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018. ....	73
Tabela 33 - Média ( $\pm$ EP) da abundância das espécies <i>C. phaseoli</i> , <i>F. occidentalis</i> , <i>F. schultzei</i> e <i>H. gowdeyi</i> coletados nos <i>spots</i> com plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.....	74

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	15
2 REFERENCIAL TEÓRICO.....	17
2.1 Importância Socioeconômica do cultivo do morangueiro.....	17
2.2 Principais artrópodes-praga e seus inimigos naturais em morangueiro .....	18
2.2.1 Artrópodes-praga.....	19
2.2.2 Inimigos naturais .....	21
2.3 Cultivo convencional do morangueiro e o uso de produtos fitossanitários.....	24
2.4 O controle biológico conservativo no contexto do manejo integrado de pragas.....	27
2.5 Plantas entomófilas: uma alternativa para a regulação de pragas na olericultura .....	30
3 METODOLOGIA.....	34
3.1 Área experimental.....	34
3.2 Delineamento experimental.....	35
3.3 Amostragem e identificação dos insetos .....	36
3.4 Análises faunísticas e estatísticas .....	38
4 RESULTADOS .....	39
4.1 Análises Faunísticas .....	39
4.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e similaridades.....	47
4.3 Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes .....	57
5 DISCUSSÃO .....	76
6 CONCLUSÕES .....	89
REFERÊNCIAS .....	90

## 1 INTRODUÇÃO

No Brasil, o cultivo do morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch) tornou-se uma atividade rentável a famílias de pequenos e médios agricultores, sendo Minas Gerais o maior produtor nacional. Neste Estado, as áreas produtivas concentram-se na mesorregião do Sul de Minas, com destaque para os municípios de Estiva, Espírito Santo do Dourado e Bom Repouso, e na mesorregião do Campo das Vertentes, com destaque para Alfredo Vasconcelos, Ressaquinha e Barbacena (CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DE MINAS GERAIS - CEASA/MG, 2018; MINAS GERAIS, 2018).

Um dos maiores desafios à expansão da atividade, do ponto de vista técnico, está na implantação do manejo integrado de pragas dada a alta incidência e agressividade das mesmas. No que tange à incidência de artrópodes-praga no morangueiro, deve-se observar que sua ocorrência depende do sistema de produção, condições climáticas da região, cultivar utilizada, nutrição de plantas, dentre outros fatores (RAHMAN; SPAFFORD; BROUGHTON, 2010; RIBEIRO et al., 2012; LABANOWSKA et al., 2015; ANDREAZZA et al., 2016; KARLEC et al., 2017). Entre as principais pragas da cultura estão os ácaros fitófagos, pulgões, tripes, alguns percevejos, coleópteros, lepidópteros e dípteros (GUIMARÃES et al., 2010; BERNARDI et al., 2013; FORNARI et al., 2013; BERNARDI et al., 2015; STEIN, 2015; ZAWADNEAK et al., 2016; BERNARDI et al., 2017; MELO, 2017).

Geralmente o controle de pragas nos cultivos de morangueiro tem sido realizado em grande parte através da utilização inadequada de produtos fitossanitários, resultando na contaminação do fruto comercializado e na intoxicação dos agricultores que participam ativamente da cadeia produtiva de morango (MESQUITA FILHO & PEREIRA, 2011; BRASIL, 2013, 2016).

Contudo, apenas 11 ingredientes ativos estão registrados para o controle de pragas no morangueiro (BRASIL, 2018). Portanto, é de extrema importância que os agricultores façam o correto manejo dos produtos fitossanitários para evitar a seleção de artrópodes resistentes aos ingredientes ativos registrados para a cultura.

Casos de resistência de artrópodes-praga associados ao cultivo do morangueiro têm sido apontados como uma das dificuldades do manejo de pragas na cultura (SATO et al., 2007; SATO et al., 2016). Este fato, juntamente com as ausências de assistência técnica de qualidade, amostragem, monitoramento e estratégias de manejo integrado de pragas, tem levado os agricultores a utilizarem produtos fitossanitários não registrados para o morango (BRASIL, 2016).



Por outro lado, o manejo integrado de pragas tem trabalhado técnicas alternativas que auxiliam na manutenção de pragas em níveis aceitáveis (STENBERG, 2017). Apesar de não ser amplamente utilizado na cultura do morangueiro, o controle biológico pode se tornar uma das estratégias mais eficazes (TUAN et al., 2016). Neste contexto, o controle biológico conservativo mediante o uso de plantas atrativas a inimigos naturais tem se mostrado como uma opção sustentável e importante para o manejo de pragas em culturas com poucos produtos fitossanitários registrados (RIBEIRO & GONTIJO, 2017).

Porém, existem poucos estudos sobre o uso de plantas floríferas, atrativas ou entomófilas consorciadas com morangueiro e seus efeitos sobre os inimigos naturais e a ocorrência de artrópodes-praga. Em estudo realizado por Stein (2015) verificou-se que o cravo amarelo (*Tagetes erecta*) foi eficiente para a diversificação de cultivo de morangueiro convencional, resultando em maior diversidade de artrópodes-praga e inimigos naturais, e numa população de espécies fitófagas alternativas para os entomófagos. Hata et al. (2016) constataram que intercalar plantas de alho entre fileiras de morangueiro é uma estratégia promissora para reduzir as populações de ácaro rajado (*Tetranychus urticae*), o principal artrópode-praga do morango.

Portanto, este trabalho foi realizado com o objetivo de avaliar a influência de manjerição (*Ocimum basilicum*), mix de asteráceas calêndula (*Calendula officinalis*) e cravo-amarelo (*Tagetes erecta*), e do coentro (*Coriandrum sativum*), sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro em cultivo convencional.

## 2 REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Importância Socioeconômica do cultivo do morangueiro

A cultura do morangueiro apresenta grande importância econômica e social para agricultura familiar, pois gera emprego e renda, contribui para a fixação da mão de obra no campo e, se conduzida com qualidade, tem o potencial de projetar positivamente a imagem dos municípios produtores, resgatando a credibilidade das regiões e do próprio produto (SILVEIRA; GUIMARÃES, 2014).

O interesse comercial pela cultura, em todo o mundo, é justificado em razão de sua alta rentabilidade, por ser fruta muito conhecida pelo consumidor e pela diversidade de opções de comercialização e processamento (FACHINELLO et al., 2011).

Em 2016, Ásia e América foram responsáveis, respectivamente, por 51,4% e 22,9% da produção de morango do mundo. Os seis países que lideram o *ranking* em produção de morango são China (3.793.864 toneladas), Estados Unidos da América (1.420.570 toneladas), México (468.248 toneladas), Egito (464.958), Turquia (415.150 toneladas) e Espanha (366.161 toneladas), dentre os quais Espanha, Estados Unidos e México são os maiores exportadores, na devida ordem (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO, 2016).

Na América do Sul, os países que mais se destacam na produção da fruta são Colômbia (58.555 toneladas), Venezuela (27.579 toneladas) e Peru (25.690 toneladas). O Brasil, por sua vez, é responsável pela produção de apenas 3.343 toneladas (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO, 2016).

No Brasil, o morangueiro está distribuído em diferentes regiões, sendo Minas Gerais, Rio Grande do Sul, São Paulo, Paraná, Espírito Santo e Distrito Federal os principais Estados produtores. Em 2017, o país exportou aproximadamente 36 toneladas de morangos, gerando uma receita bruta de US\$ 218.852,00 (KIST et al., 2018).

Em Minas Gerais, maior produtor de morangos do Brasil, a produção da fruta concentra-se na mesorregião do Sul de Minas e na mesorregião do Campo das Vertentes (CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DE MINAS GERAIS - CEASA/MG, 2018; MINAS GERAIS, 2018). No ano de 2016, a mesorregião do Sul de Minas foi responsável por 85,51% da produção de morangos do Estado, merecendo destaque o município de Estiva, o qual foi responsável pela produção de 16.500 toneladas da fruta em uma área de 330 hectares, fato que o tornou, em 2016, o principal produtor de morango do Estado supracitado (MINAS GERAIS, 2018).

Na mesorregião do Campo das Vertentes, os municípios de Antônio Carlos, Alfredo Vasconcelos, Barbacena e Ressaquinha destacam-se como os principais produtores. Segundo os dados apresentados pela Central de Abastecimento de Minas Gerais, dos 6.474.536 kg de morango negociados em todas as centrais do Estado no ano de 2018, 54,81% foram fornecidos por municípios do Campo das Vertentes, merecendo destaque Alfredo Vasconcelos (22,10%), Ressaquinha (15,64%) e Barbacena (13,42%) (CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DE MINAS GERAIS - CEASA/MG, 2018).

Conforme exposto, Alfredo Vasconcelos é o principal produtor de morango da mesorregião do Campo das Vertentes, fato possivelmente atribuído a organização dos agricultores através da Cooperativa Agropecuária dos Produtores Rurais de Alfredo Vasconcelos - COOPRAV. Tal cooperativa iniciou suas atividades em 2002 e atualmente conta com uma rede de mais de 60 famílias cooperadas distribuídas no perímetro rural do município de Alfredo Vasconcelos (FRUTEIRA FRUTANO, 2018).

No ano de 2015, seis produtores cooperados da COOPRAV obtiveram o selo de certificação em Produção Integrada de Morango (PIMo) e diante disso, tal cooperativa passou a ter o primeiro morango certificado em PIMo de Minas Gerais e o segundo do Brasil. De acordo com Melo (2017), a COOPRAV alcançou, a partir de 2016, potencial produtivo de 110.000 kg de morango certificado ano, assim como redução de 80% no uso de fungicidas, 70% no uso de inseticidas e ganhos substanciais relacionados à organização das propriedades, principalmente, no que diz respeito aos locais para armazenamento de produtos fitossanitários e de embalagens do morango.

Em 2015, Alfredo Vasconcelos foi o quinto maior produtor de morango do Estado com uma produção de 6.600 toneladas em uma área plantada de 120 hectares (MINAS GERAIS, 2016). Em 2018, o município vendeu aproximadamente 1,5 milhões de quilos de morango nas Centrais de Abastecimento de Minas Gerais, gerando uma receita bruta de aproximadamente 8,8 milhões de reais (CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DE MINAS GERAIS - CEASA/MG, 2018).

## **2.2 Principais artrópodes-praga e seus inimigos naturais em morangueiro**

Diversas pragas afetam negativamente a produção do morango às quais são reguladas, em condições de equilíbrio, por uma gama de inimigos naturais. A seguir, há uma descrição dos principais artrópodes-praga e seus agentes de controle biológico associados ao morangueiro.

### 2.2.1 Artrópodes-praga

Entre os principais artrópodes-praga associados aos cultivos de morangueiro destacam-se os ácaros fitófagos, pulgões, tripes, além de alguns insetos das ordens Hemiptera, Coleoptera, Diptera e Lepidoptera (BERNARDI et al., 2015; STEIN, 2015; ZAWADNEAK et al., 2016; MELO, 2017).

Diversos ácaros ocorrem em olerícolas, porém a principal espécie que ocorre no morangueiro é o ácaro rajado, *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (DÍAS et al. 2012; MONTEIRO et al., 2014). Em geral, os ácaros causam danos em épocas mais quentes e secas provocando a remoção dos tecidos superficiais da folha e perda de seiva junto às primeiras camadas do tecido foliar; amarelecimento ao longo da nervura central; bronzeamento do limbo foliar; e quando não controlado pode reduzir a produção de frutos em até 80% (RONQUE, 2010; BERNARDI et al., 2015).

Entre os principais hemípteros que ocorrem no morangueiro destacam-se o percevejo-dos-frutos e os afídeos (BERNARDI et al., 2015). O percevejo-dos-frutos, *Neopamera bilobata* (Say, 1832) (Hemiptera: Rhyparochromidae), alimenta-se preferencialmente dos aquênios do pseudofruto causando deformações, dano conhecido como “catfacing”; e em altas infestações pode provocar a paralização e secar a coroa das plantas (KUHN et al., 2014). Os pulgões são insetos sugadores de seiva com rápida capacidade de dispersão e colonização (BERNARDI et al., 2011). Dentre os afídeos de ocorrência no morangueiro destaca-se o pulgão-verde, *Chaetosiphon fragaefolli* (Cockerell, 1901) (Hemiptera: Aphididae) e *Aphis forbesi* (Weed, 1889) (Hemiptera: Aphididae) (BERNARDI et al., 2013). Além das injúrias causadas diretamente pela sucção da seiva, os pulgões podem provocar danos indiretos por meio da transmissão de viroses (CÉDOLA & GRECO, 2011).

Os tripes são importantes fitófagos que ocorrem principalmente em solanáceas e cucurbitáceas (ZAMAR et al., 2014; COSTA et al., 2015; PRATISSOLI et al., 2015). No morangueiro, *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae) é uma das principais espécies e seus danos podem ocorrer principalmente em flores e frutos (BERNARDI et al., 2015). Nas flores, recurso alimentar mais importante para esses insetos em plantas de morangos, surgem manchas bronzeadas de pontuações escuras decorrentes do ataque (COLL et al., 2005; COLL et al 2007; NONDILLO et al., 2010; PINENT et al., 2011; CLUEVER et al., 2016). Já nos frutos, são observadas manchas bronzeadas de tamanho variável ao redor dos aquênios, e apesar desses danos não há deformações na fruta (BERNARDI et al., 2015).

Dentre os principais coleópteros que atacam a cultura do morangueiro estão a vaquinha *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae), a broca-dos- frutos *Lobiopa insularis* (Castelnau, 1840) (Coleoptera: Nitidulidae), o idiamin *Lagriia villosa* (Fabricius, 1783) (Coleoptera: Lagriidae), o *Spintherophyta semiaurata* (Klug, 1829) (Coleoptera: Chrysomelidae) e o besouro-das-rosáceas (Coleoptera: Chrysomelidae: Eumolpinae). De maneira geral, coleópteros adultos atacam folhas, flores e frutos, podendo causar prejuízos consideráveis ao morangueiro (GUIMARÃES et al., 2010; MELO, 2017).

A broca-dos- frutos *L. insularis*, tanto na fase larval quanto adulta, danifica os frutos de morango próximo da colheita, sendo atraída para a lavoura pelo odor dos frutos maduros ou em decomposição (FORNARI et al., 2013). O idiamin *L. villosa*, na fase larval atua como oportunista consumindo a polpa de frutos já atacados, caracterizando-se como artrópode-praga secundário da cultura do morangueiro (SIMÕES; FADINI; VENZON, 2007). A espécie *S. semiaurata* inicialmente alimenta-se de pétalas das flores do morangueiro, porém em grandes infestações podem destruir totalmente as flores atacadas (ZAWADNEAK et al., 2011). O besouro-das-rosáceas *Maecolaspis* sp., conhecido também pelos agricultores como cascudinho, tem ocasionado danos significativos em plantas de morangueiro, principalmente, em flores e folhas novas, e ganhado ênfase no cenário das principais pragas do cultivo em Alfredo Vasconcelos, Minas Gerais (MELO, 2017).

Dentre os dípteros, *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 e *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) se destacam no cenário das pragas (DEPRÁ et al., 2014; BERNARDI et al., 2015). As espécies *D. melanogaster* e *D. suzukii* são atraídas para os cultivos por compostos voláteis associados à fermentação de frutos muito maduros. Fêmeas de *D. melanogaster* somente atacam frutos com a epiderme já danificada, enquanto *D. suzukii* também podem ovipositar e desenvolver em pseudofrutos de morango saudáveis por possuírem ovipositor serrado (BERNARDI et al., 2017). A drosófila-da-asa-manchada (*D. suzukii*) ocorre em diferentes tipos de fruteiras, sobretudo aquelas da família Rosaceae (GEISLER et al., 2015; SCHLESENER et al., 2015), e seus danos nos morangos, decorrentes das perfurações na superfície e formação de galerias no interior dos pseudofrutos, permite a entrada de micro-organismos fitopatogênicos e reduz a vida útil de prateleira da fruta, a qual fica amolecida e sofre deterioração (BERNARDI et al., 2015).

Na ordem Lepidoptera destacam-se as espécies de *Duponchelia fovealis* (Zeller, 1847) (Lepidoptera: Crambidae) e *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae). Os principais danos relacionados à ocorrência desses insetos nas lavouras de morango são o corte

total da planta, comum em altas infestações de lagarta-rosca, perfuração da coroa e o corte das brotações novas, danos relacionados à presença de *D. fovealis* (ZAWADNEAK et al., 2016).

### 2.2.2 Inimigos naturais

Dentre os inimigos naturais dos ácaros fitófagos destacam-se os percevejos da família Anthocoridae (Hemiptera) e os ácaros predadores. A espécie *Orius sauteri* (Poppius, 1909) (Anthocoridae) tem sido testada e empregada no controle biológico do ácaro rajado, *T. urticae* na China (WANG et al., 2014). Em perspectiva semelhante no Taiwan, Tuan et al. (2016) investigaram a eficiência predatória de *Orius strigicollis* (Poppius, 1909) contra *T. urticae* em morangueiro, e constataram que uma única liberação de 12 ninfas de *O. strigicollis* por planta de morango é capaz de alcançar e manter, ao longo de um período de 3 meses, o controle da população de *T. urticae* em 82% a 98%. Contudo, os autores alertam que liberações excessivas de *O. strigicollis* podem causar canibalismo, bem como menor possibilidade de encontrar presas no campo, e que por esse motivo, liberações de uma ninfa de *O. strigicollis* para 60 *T. urticae*/planta é suficiente para suprimir sustentavelmente populações de ácaro rajado na cultura do morangueiro.

As principais espécies de ácaros predadores associadas ao controle dos ácaros fitófagos do morangueiro são os fitoseídeos *Neoseiulus barkeri* (Hughes, 1948), *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954), e *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1905) (FERLA; MARCHETTI; GONÇALVES, 2007; FRAULO & LIBURD, 2007; OLIVEIRA et al., 2007; BERNARDI et al., 2015; OTTAVIANO et al., 2015; SOUZA-PIMENTEL et al., 2017). Tuovinen e Lindqvist (2010) estudaram o efeito de quatro espécies de ácaros predadores como uma ferramenta de controle preventivo do ácaro branco, *Phytonemus pallidus* (Banks, 1898), em morangueiro e constataram que *Anthoseius rhenanus* (Oudemans, 1905), *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans, 1930) e *N. barkeri* foram capazes de controlar populações de *P. pallidus* por um período de 3 meses.

Os principais inimigos naturais dos afídeos são: joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae), crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae), sirfídeos (Diptera: Syrphidae), percevejos (Hemiptera: Anthocoridae e Geocoridae) e himenópteros-parasitoide (Hymenoptera: Aphelinidae e Braconidae) (COSTA, 2011; CARVALHO et al., 2012; BERNARDI et al., 2015; FONSECA et al., 2015; FIDELIS et al., 2018 a; FIDELIS et al., 2018 b; KASER; HEIMPEL, 2018).

Várias espécies de coccinélídeos ocorrem nos habitats agrícolas, principalmente dos gêneros *Coleomegilla*, *Criptolaemus*, *Cycloneda*, *Eriopis*, *Harmonia*, *Hippodamia* e *Scymnus*

(OBRYCKI & KRING, 1998; TILLMAN et al., 2011; GREZ; VIERA; SOARES, 2012; O'CONNELL et al., 2012; DUARTE et al., 2015; ROSSI et al., 2017). As joaninhas apresentam grande capacidade de busca e ocupam todos os ambientes de suas presas, sendo vorazes tanto na fase larval quanto na fase adulta, caracterizando-se como eficientes predadores de pulgões em hortaliças (CARVALHO et al., 2012; FIDELIS et al., 2018 a; FIDELIS et al., 2018 b).

Dentre os crisopídeos, as espécies comumente empregadas em pesquisas de controle biológico no Brasil são *Chrysoperla externa* (Hagen, 1961) e *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1961). Esses insetos apresentam hábito alimentar generalista e além de se destacarem no controle biológico de pulgões, podem também preda ácaros, moscas-brancas, ovos de lepidópteros e cochonilhas (AUAD et al., 2007; BERNARDI et al., 2015). Na fase adulta, algumas espécies de crisopídeos alimentam-se exclusivamente de pólen e néctar; outras são predadoras, alimentando essencialmente das mesmas presas consumidas nas fases larvais.

Os sirfídeos (Diptera: Syrphidae) também constituem importante grupo de inimigos naturais dos pulgões. Entre as espécies de maior ocorrência no Brasil estão a *Allograpta neotropica* (Curran, 1936) e *Pseudodorus clavatus* (Fabricius, 1794) (AUAD et al., 1997). De acordo com Fidelis et al. (2018 a) larvas de *Ocyptamus gastrostactus* (Wiedemann, 1830), *Allograpta exotica* (Wiedemann, 1830) e *Pseudodorus clavatus* (Fabricius, 1794) são os principais predadores do pulgão *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus, 1758) em cultivo de repolho. Além da família Syrphidae, dípteros predadores da família Dolichopodidae também regulam populações de pulgões em cultivos agrícolas (BORTOLOTTI et al., 2016; SOUZA, 2017).

Dentre os percevejos predadores de pulgões sobressaem os antocorídeos, entre eles, *O. sauteri*, *Orius insidiosus* (Say, 1832), *Orius majusculus* (Reuter, 1879) e *Orius laevigatus* (Fieber, 1860), e a espécie *Geocoris punctipes* (Say, 1832) (Hemiptera: Geocoridae) (PENDLETON, 2002; MESSELINK et al., 2013). Assim como a maioria dos predadores, esses percevejos são generalistas e atuam regulando as populações de tripes, pulgões, moscas-brancas, psilídeos, pequenas larvas de borboletas e ácaros (BUENO, 2000; LEFEBVRE; REGUILÓN; KIRSCHBAUM, 2013; WANG et al., 2014; KREY et al., 2017; ARAGÓN-SÁNCHEZ et al., 2018).

No grupo dos himenópteros-parasitoide estão as famílias Aphelinidae e Braconidae (Aphidiinae), espécies como *Aphidius colemani* (Vierick, 1912), *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1808), *Diaeretiella rapae* (McIntosh, 1855) e *Praon volucre* (Halliday, 1833), são consideradas inimigos naturais de pulgões e são comumente encontradas nos sistemas agrícolas (STARÝ; SAMPAIO; BUENO, 2007; DE CONTI; BUENO; SAMPAIO, 2008; HOPKINSON; ZALUCKI; MURRAY, 2013; ZUMOFFEN et al., 2015; ALHMEDI et al.,

2018; ELLIOTT; BREWER; GILES, 2018; KARAMI et al., 2018). Além da presença dos pulgões como fonte de alimento para a fase jovem, os parasitoides necessitam de recursos florais como fonte alimentar na fase adulta, podendo ter sua capacidade de busca, longevidade, fecundidade e taxa de parasitismo aumentadas em função do fornecimento de pólen e néctar (RIQUELME, 1997; WITTING-BISSINGER; ORR; LINKER, 2008; ONODY, 2009; ADUBA et al., 2013; GÉNEAU et al., 2013; JAMONT; DUBOIS-POT & JALOUX, 2014; VARENNES et al., 2016; SOUZA et al., 2018 a).

Quanto aos inimigos naturais do percevejo-dos- frutos, *N. bilobata*, pode-se citar o agente entomófago *Geocoris uliginosus* (Say, 1832) e o entomopatógeno *Beauveria bassiana* (WILSON, 1938; CROCKER; WHITCOMB, 1980).

No que tange os agentes de controle biológico de tripes, percevejos das espécies *O. insidiosus*, *O. sauteri* e *G. punctipes* têm sido utilizados na regulação desses insetos-praga em cultivos de hortaliças e plantas ornamentais (SILVEIRA et al., 2004; CHOW; CHAU; HEINZ, 2010; DOĞRAMACI et al., 2011). Segundo Lefebvre, Reguilón e Kirschbaum (2013), o predador *O. insidiosus* é promissor para o controle sustentável de tripes em cultivos de morangueiro no noroeste da Argentina. Sob a ótica do controle biológico conservativo, Melo (2017) observou a presença de *O. insidiosus* e *G. punctipes* associadas a espécies de tripes em plantas de *Tagetes erecta* e na cultura do morangueiro no Brasil.

Além dos percevejos predadores, outros eficientes inimigos naturais de tripes são os coccinelídeos, thysanópteros predadores da família Aeolothripidae, como *Franklinothrips vespiformis* (Crawford, 1909) e algumas espécies de ácaros da família Phytoseiidae, destacando os gêneros *Phytoseiulus*, *Neoseiulus*, *Amblyseius*, *Iphyseiodes* e *Euseius* (REIS & ALVES, 1997; HODDLE et al., 2000; IMURA, 2003; ZEGULA; SENGONCA; BLAESER, 2003; ELIZONDO et al., 2007; CAMBERO-CAMPOS et al., 2011; DELISLE; SHIPP; BRODEUR, 2015; FARAZMAND; FATHIPOUR; KAMALI, 2015; JANDRICIC et al., 2016).

Com relação aos inimigos naturais dos coleópteros-praga da cultura do morangueiro, merecem destaque as aranhas e os entomopatógenos. Nesse contexto, Santos et al. (2011) avaliaram a virulência de nematoides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) como alternativa para o controle de *D. speciosa*, e constataram que todos os nematoides testados causaram a mortalidade larval do coleóptero. Montagnana et al. (2017) avaliaram a eficiência de *Steinernema brazilense* no controle populacional de *Maecolaspis* sp. em morangueiro e verificaram que tal entomopatógeno pode se tornar uma excelente estratégia para o manejo do inseto-praga em questão.



Entre os principais inimigos naturais das drosófilas, *D. melanogaster* e *D. suzukii*, estão os himenópteros-parasitoide das famílias Figitidae, Diapriidae e Pteromalidae, e os predadores *O. laevigatus* e *Labidura riparia* (Pallas, 1773) (Dermaptera: Labiduridae) (GABARRA et al., 2015; DANCAU et al., 2017; GIROD et al., 2018).

As lagartas (Lepidoptera) normalmente são controladas por antocorídeos, geocorídeos, crisopídeos, tesourinhas, vespas predadoras e aranhas (BERNARDI et al., 2015; BUENO et al., 2016; CARVALHO et al., 2012). Além disso, microrganismos entomopatogênicos como a bactéria *Bacillus thuringiensis* e o fungo *Beauveria bassiana* têm apresentado excelentes resultados no controle de lagartas em várias culturas (ALFAZAIRY et al., 2013; ALLEGRUCCI et al., 2017; KLIEBER & REINEKE, 2017; KUMAR & KAUR, 2017; SÁNCHEZ-RODRÍGUEZ et al., 2018). Outro grupo que também contribui na regulação de lagartas em ambientes agrícolas são os parasitoides das famílias Braconidae, Ichneumonidae e Trichogrammatidae (ZANUNCIO et al., 2013; CAGNOTTI et al., 2016; ZAWADNEAK et al., 2016; YAN et al., 2018). Pirovani et al. (2017) realizaram um experimento com morangueiro em casa de vegetação visando determinar o número ideal de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 e *T. pretiosum* Riley, 1879 que deve ser liberado para regular a população de *D. fovealis* e concluíram que, independentemente da espécie de parasitoide a ser utilizada, as densidades de quatro a oito parasitoides por ovo de *D. fovealis* é suficiente para controlar esse lepidóptero no campo.

### **2.3 Cultivo convencional do morangueiro e o uso de produtos fitossanitários**

Os altos rendimentos no cultivo do morangueiro, na maioria das vezes, estão relacionados à intensa utilização de mão de obra e, principalmente, à aplicação intensa de produtos fitossanitários. Nesse sentido, para o produtor de morango o desafio primordial é alcançar níveis econômicos de produtividade associado à utilização de boas práticas agrícolas. Esse ponto de vista está relacionado ao fato de que o uso inapropriado de produtos fitossanitários tem colocado o fruto do morango na lista dos produtos vegetais com altos níveis de resíduos químicos (DAROLT, 2008; OSHITA & JARDIM, 2012).

No Brasil, o tema sobre os resíduos químicos em alimentos é abordado pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), sendo esta responsável pela criação em 2001 do Programa de Análise de Resíduos de Agrotóxicos em Alimentos (PARA). Com a criação do PARA as análises de resíduos passaram a fazer parte de um programa nacional de vigilância

que tem por objetivo avaliar continuamente os níveis de produtos fitossanitários presentes nos alimentos de origem vegetal (STOPPELLI; MAGALHÃES, 2005; BRASIL, 2016).

Dentre os produtos analisados pelo programa, o morango tem sido um dos que mais apresenta problemas relacionados à presença de produtos fitossanitários. De acordo com o relatório apresentado pelo PARA em 2016 referente ao período de 2013 a 2015, das 157 amostras realizadas na cultura do morango 70% apresentaram produtos fitossanitários não autorizados e 26% continham produtos fitossanitários com teores acima do limite máximo de resíduo permitido.

No universo avaliado foram encontrados 26 ingredientes ativos não registrados para a cultura, dentre esses, 16 são usados para manejo de pragas (inseticidas ou acaricidas), dos quais cinco compostos pertencem ao grupo químico dos organofosforados, merecendo destaque dois inseticidas, clorpirifós e acefato, os quais foram detectados em 14% e 13,4% respectivamente das amostras analisadas (BRASIL, 2016).

Os inseticidas organofosforados apresentam amplo espectro de ação e são utilizados para o controle de artrópodes-praga em culturas agrícolas devido a sua capacidade de inibição da enzima acetilcolinesterase, a qual é importantíssima para o pleno funcionamento do sistema nervoso dos insetos (CHUANG et al., 2016). Esses compostos são muito tóxicos em exposições agudas, sendo um dos grupos de inseticidas frequentemente associado a intoxicações dos agricultores no campo, em situações acidentais ou não (SANTOS et al., 2015). O clorpirifós, cujo uso é proibido para o manejo de pragas no morangueiro, foi recentemente associado ao risco de desenvolvimento de linfoma, um tumor maligno que tem origem no sistema linfático (ALAVANJA et al., 2014). Além disso, intoxicações por organofosforados estão associadas ao aumento do risco de hipotireoidismo e maior probabilidade de desenvolvimento da doença de Parkinson (CHUANG et al., 2016; HUANG et al., 2017).

Em adição, além de serem altamente prejudiciais à saúde humana, o clorpirifós apresenta baixa seletividade aos inimigos naturais (MOURA et al., 2006; CAMPOS et al., 2011; GUILLADE & FOLGARAIT, 2014; BELOTI et al., 2015) e, portanto, possui implicação direta nos resultados do controle biológico, interferindo negativamente no seu sucesso.

Sendo assim, Fernandes et al. (2016) realizaram testes laboratoriais e em condições de campo para avaliar os efeitos letais e subletais de sete inseticidas sobre *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinellidae) e *Chauliognathus flavipes* (Fabricius, 1781) (Coleoptera: Cantharidae), importantes agentes de controle biológico de tripes, pulgões, moscas-brancas e ácaros, e observaram que o clorpirifós foi muito letal aos inimigos naturais testados. Os autores também

notaram que o ingrediente ativo em questão afetou a fecundidade de *O. insidiosus* e *C. flavipes*, e que o número de presas consumidas por *C. sanguinea*, *O. insidiosus* e *C. flavipes* foi reduzido em 74, 90 e 52%, respectivamente, após o contato com o inseticida. Já em condições de campo, o organofosforado foi o que mais reduziu as densidades dos inimigos naturais, sendo as populações de *O. insidiosus* e *C. flavipes* reduzidas em 100%, além disso, os autores também verificaram que as populações dos agentes de controle biológico não aumentaram até 21 dias após a pulverização com clorpirifós e que o mesmo apresenta maior concentração no campo que a concentração letal (LC50) do laboratório.

Dentre os ingredientes ativos registrados para a regulação de pragas na cultura do morangueiro, abamectina, fenpiroximato, milbemectina, lambda-cialotrina e tiametoxam podem afetar negativamente ou causar mortalidade em inimigos naturais que também são comumente encontrados associados a cultura do morango (DE FREITAS et al., 2013; REZENDE et al., 2013; AMARASEKARE; SHEARER; MILLS, 2016; FERNANDES et al., 2016; BARROS et al., 2018; GHASEMZADEH & QURESHI, 2018; JIANG et al., 2019).

Logo, é imprescindível que os agricultores envolvidos com a cadeia produtiva do morango tenham conhecimento sobre inseticidas seletivos e sejam capacitados e/ou treinados no que diz respeito a escolha e manejo dos mesmos na tentativa de amenizar os impactos desses sobre às assembleias de agentes de controle biológico, pois os produtos fitossanitários possuem impacto sobre a sobrevivência, o crescimento, o desenvolvimento, a reprodução (fecundidade, fertilidade, longevidade e razão sexual) e o comportamento (orientação, mobilidade, alimentação, oviposição e aprendizado) dos inimigos naturais (FERNANDES; BACCI; FERNANDES, 2010; GARZÓN et al., 2015; FERNANDES et al., 2016; CHENG et al., 2018; JIANG et al., 2019; MARTÍNEZ et al., 2019; TEDER & KNAPP, 2019).

Nesse sentido, em Bernardi et al. (2013) há um adendo sobre a escolha da azadiractina em vez de abamectina para o controle do ácaro rajado em cultivos de morangueiro. Para os autores, a azadiractina é tão eficiente quanto a abamectina no controle populacional de *T. urticae*, e apresenta menor persistência biológica (sete dias) que a abamectina (21 dias). Os autores também concluem que azadiractina é compatível com os ácaros predadores *N. californicus* e *P. macropilis*, uma vez que não causou mortalidade significativa nos adultos, e portanto, é uma excelente ferramenta para ser incorporada ao manejo integrado de pragas na cultura do morangueiro no Brasil. Porém, o uso de azadiractina deve ser realizado com cautela, já que reduz a fecundidade de *N. californicus* e *P. macropilis* em 50% (BERBARDI et al., 2013). De Freitas et al. (2013) também verificaram que o composto abamectina é prejudicial ao *N. californicus*, sendo considerado nocivo quando aplicado diretamente.

Desse modo, alguns critérios acerca da seletividade dos produtos fitossanitários precisam ser revistos, já que esses, sejam biológicos ou sintéticos, podem ter efeitos subletais e prejudicar a eficiência do controle biológico, principalmente do controle biológico conservativo, o qual se preocupa com a manutenção, estabelecimento e perpetuação dos inimigos naturais nos cultivos.

Sob esse aspecto, Beloti et al. (2015) afirmam que para um programa eficaz de manejo integrado de pragas, inseticidas seletivos ou produtos fitossanitários nocivos a adultos de himenópteros-parasitoide podem ser usados no campo, desde que os mesmos não ocorram naturalmente e as aplicações químicas não coincidam com as liberações dos parasitoides.

Portanto, é de extrema importância que os agricultores racionalizem o uso de inseticidas e/ou acaricidas nos cultivos de morangueiro, pensando não somente na sua saúde, mas também na saúde do consumidor final e nos riscos que esses produtos fitossanitários podem trazer para o meio ambiente e aos agentes de controle biológico (BRASIL, 2013; RASMUSSEN et al., 2015; AMARASEKARE; SHEARER; MILLS, 2016; BRASIL, 2016).

#### **2.4 O controle biológico conservativo no contexto do manejo integrado de pragas**

Os produtos fitossanitários não são a única ferramenta para o controle de artrópodes-praga em ambientes agrícolas, e o seu emprego deveria ser gerenciado de acordo com os princípios do Manejo Integrado de Pragas (MIP) e como último recurso a ser explorado (BRUCE, 2010; SABATIER et al., 2013).

No entanto, a maioria dos produtores de morango utilizam o controle químico como única forma de suprimir as populações de pragas, e nesse sentido, as estratégias de aprimoramento e favorecimento dos inimigos naturais raramente são praticadas. Isso pode ser resultado de uma combinação de fatores, incluindo a falta de consciência dos técnicos e agricultores de como os inimigos naturais podem contribuir no controle de pragas e a falta de conhecimento de como promover e favorecer a ocorrência dos inimigos naturais nos agroecossistemas.

De maneira geral, o controle biológico conservativo mediante o manejo do habitat e o manejo de inseticidas tem sido apontado como uma das estratégias a serem utilizadas para estimular a ocorrência natural dos agentes de controle biológico nas propriedades agrícolas (GURR et al., 2017; TORRES & BUENO, 2018).

Através do manejo do habitat é possível aumentar e favorecer a incidência de inimigos naturais nos agroecossistemas e conseqüentemente suprimir as populações de artrópodes-praga

(ALTIERI; SILVA; NICHOLS, 2003; TSCHUMI et al., 2016). Neste contexto, o uso de plantas entomófilas tem sido bastante explorado como um mecanismo para a promoção e fornecimento de abrigo, néctar, pólen e hospedeiro/presa alternativos às populações de inimigos naturais (GURR et al., 2017).

O uso de plantas floríferas visando atrair inimigos naturais tem sido um artifício cada vez mais utilizado pelos agricultores, sendo as plantas das famílias Apiaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Fabaceae e Polygonaceae as mais empregadas (BARBOSA, 2011). Usualmente, o néctar presente nas flores dessas plantas pode 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; LU et al., 2012; PUMARIÑO; ALOMAR; LUNDGREN, 2012; GÉNEAU et al., 2013; ZHU et al., 2014; RESENDE et al., 2017).

Entretanto, apenas a presença de plantas com flores não garante a efetividade dos inimigos naturais e o sucesso do controle biológico conservativo, já que nem todas as plantas com flores conseguem atrair e recompensar os agentes de controle biológico (PFIFFNER et al., 2009; WINKLER; WAECKERS; PINTO, 2009), e em alguns casos podem repelir os mesmos (WÄCKERS, 2004).

Nesse sentido, muitos critérios devem ser observados durante a seleção das plantas a serem empregadas como reservatórios de inimigos naturais. Logo, fatores como arquitetura da planta; presença de pubescência, tricomas, domácia e ceras; estrutura e área floral, cor da flor, tempo e química de floração; disponibilidade de néctar e pólen; e atributos químicos podem influenciar o comportamento, a quantidade e a distribuição de hospedeiros/presas alternativos, bem como de inimigos naturais na planta entomófila, podendo portanto, beneficiar ou prejudicar o estabelecimento e a manutenção dos agentes de controle biológico nas mesmas (PAROLIN et al., 2012).

Aliado a isso, a diversidade do agroecossistema, mediante o manejo de habitats não agrícolas ou por meio de plantas entomófilas, pode não só atuar como reservatório para inimigos naturais, mas também para espécies de artrópodes-praga que invadem as culturas (BEGUM et al., 2004; BIANCHI; BOOIJ; TSCHARNTKE, 2006; TSCHARNTKE et al., 2016).

Por conseguinte, é necessário que a diversidade do agroecossistema seja funcional e que os recursos oferecidos pelas plantas entomófilas suportem a comunidade de artrópodes, tanto de pragas (alvo ou não) quanto de inimigos naturais (PAROLIN et al., 2012; BEGG et al., 2017; FINNEY & KAYE, 2017), sendo necessário um estudo prévio sobre as características da planta

entomófila a ser utilizada e da cultura principal, para que se possa determinar a melhor forma de distribuição daquelas no ambiente de cultivo (HUANG et al., 2011).

Logo, o estudo sobre a escolha das espécies e o arranjo das plantas entomófilas nos agroecossistemas é muito importante, uma vez que o manejo de pragas mediante a diversificação do habitat é uma técnica que vem sendo utilizada em muitos países (LU et al., 2012).

De certa forma, o controle biológico conservativo tem sido empregado no manejo de pragas através do uso de plantas entomófilas em intercultivo ou adjacentes à cultura de interesse comercial (PERES et al., 2009; SILVEIRA et al., 2009; TOGNI et al., 2010; BRENNAN, 2016; RIBEIRO & GONTIJO, 2017). Porém, é imprescindível que os agricultores também façam o manejo de inseticidas para reduzir a mortalidade dos agentes de controle biológico por uso de produtos fitossanitários. Isso pode ser feito substituindo inseticidas de amplo espectro de ação por inseticidas sistêmicos ou redutores de crescimento, por exemplo (GURR et al., 2017).

Assim sendo, a abundância do inimigo natural deve ser considerada nas decisões com relação à aplicação de tratamentos inseticidas para o controle de infestações de pragas, uma vez que os agrotóxicos são altamente tóxicos aos inimigos naturais e desse modo pode interferir negativamente no sucesso do controle biológico, seja ele conservativo ou aumentativo (RAMSDEN et al., 2016). Contudo, para os produtores de morango, esse é um dos principais desafios dado a alta incidência e agressividade de pragas na cultura.

Conforme descrito, o controle biológico conservativo é complexo e envolve o conhecimento de resistência de plantas a insetos, seletividade e manejo de inseticidas, ecologia química, ecologia de populações, manejo do habitat, manejo dos solos, manejo nutricional de plantas e etc., e por isso, muitas vezes é preterido pelos agricultores e técnicos que trabalham nas cadeias produtivas de alimento, os quais muitas vezes preferem utilizar a simplicidade proporcionada pelo controle químico.

Portanto, o papel da biodiversidade e do manejo do habitat na manutenção do controle biológico conservativo de pragas precisa não só de mais apoio científico para ser aceito como um princípio básico pelos agricultores, como também que os mesmos participem ativamente no desenvolvimento de estratégias locais de manejo do habitat visando a supressão de pragas pelos inimigos naturais e outros serviços ecossistêmicos (GURR et al., 2017).

## 2.5 Plantas entomófilas: uma alternativa para a regulação de pragas na olericultura

Muitos trabalhos têm relatado o sucesso do uso de plantas entomófilas em intercultivo ou em adjacência a cultivos de olerícolas na supressão de artrópodes-praga (PERES et al., 2009; SILVEIRA et al., 2009; TOGNI et al., 2009; ZACHÉ, 2009; TOGNI et al., 2010; HARO, 2011; BRENNAN, 2016; HATA et al., 2016; TSCHUMI et al., 2016; RIBEIRO & GONTIJO, 2017). Nessa perspectiva, plantas como calêndula, cravo-amarelo, coentro, endro, funcho e manjeriço, têm sido testadas como sítios de sobrevivência e reprodução de inimigos naturais em sistemas agroecológicos e orgânicos de produção, e sendo cada vez mais consolidadas para uso no controle biológico conservativo de pragas (LIXA et al., 2010; RESENDE et al., 2012; HARO, 2014).

Zaché (2009) utilizando o cravo-amarelo, *Tagetes erecta* (Asteraceae), como planta entomófila em cultivo diversificado com alface observou maior riqueza, abundância e diversidade de inimigos naturais, bem como de insetos fitófagos não praga da cultura da alface. Segundo Haro (2011) a diversificação do cultivo orgânico de tomates em casa de vegetação utilizando cravo-amarelo demonstrou-se eficiente, pois proporcionou regulação da população das pragas do tomateiro abaixo do nível de controle durante maior parte do tempo, maior riqueza e abundância de agentes de controle biológico e de insetos polinizadores.

De acordo com Gomes et al. (2012), o cultivo de tomate consorciado com coentro, cravo-de-defunto e sorgo reduz a incidência de tripes, brocas pequenas e viroses. Em Haro (2014), a utilização de *T. erecta* como recurso floral foi potencialmente positiva ao controle biológico conservativo, uma vez que é capaz de atrair e conservar inimigos naturais ao ambiente produtivo, resultando em controle das populações de pragas, principalmente durante o seu florescimento e em menores distâncias.

Segundo Zhao et al. (2016), a presença de calêndula, *Calendula officinalis* (Asteraceae), aumenta a supressão do pulgão, *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), e do tripes, *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1825), devido ao aumento da população do percevejo predador *Orius sauteri* (Poppius, 1909), um dos principais predadores dos insetos-praga em questão.

Em uma perspectiva semelhante, Bem-Issa et al. (2016) realizaram um experimento para avaliar se plantas de *C. officinalis* afetam o desempenho de *M. persicae*, quando intercaladas com pimenta, e constataram que o intercultivo reduziu o número de ninfas e fêmeas adulta do pulgão, e conseqüentemente, afetou o desempenho reprodutivo e a colonização de *M. persicae* sobre as plantas de pimenta.

Balzan (2017) constatou que a inclusão de plantas de *C. officinalis* em campos de produção de tomate aumenta a abundância de mirídeos predadores, himenópteros-parasitoides e abelhas polinizadoras. O autor também verificou que o cultivo de tomate em campos com tiras de calêndula apresentou maior abundância de parasitoides do que no cultivo sem a presença da planta entomófila. Balzan (2017), ressalta ainda que a presença de tiras de *C. officinalis* foi capaz de reduzir o dano total em folhas de plantas de tomate causado por lepidópteros-praga.

Conforme Bickerton e Hamilton (2012) o controle biológico da broca-do-milho-europeia, *Ostrinia nubilalis*, em cultivos de pimentão pode ser melhorado por intercalação com plantas de endro, coentro e trigo sarraceno em florações, embora essa capacidade possa depender da abundância de presas alternativas.

Haro et al. (2015) verificaram que plantas de coentro, endro e funcho (Apiaceae) são capazes de atrair e conservar importantes inimigos naturais de pragas de olerícolas e podem ser usadas como plantas entomófilas para aumentar o controle biológico nos cultivos de hortaliças.

Resende et al. (2015) observaram que em período de escassez de presas, o coccinelídeo *Eriopis conexa* (Germar, 1824) pode sobreviver alimentando-se de recursos florais de coentro e que os mesmos podem propiciar o desenvolvimento completo desse predador.

Em trabalho realizado por Jankowska e Wojciechowicz-Żytko (2016) para determinar a influência do intercultivo de cenoura com coentro (*Coriandrum sativum* L.) e com segurelhas-das-hortas (*Satureja hortensis* L.) constatou-se que ambas plantas aromáticas influenciaram positivamente o número de insetos benéficos no cultivo da cenoura, sendo observado maior número de Coccinellidae e Syrphidae em parcelas intercalada com coentro. Os autores também verificaram que o intercultivo teve um efeito na diminuição do número de raízes danificadas pela mosca-da-cenoura, *Psila rosae* (Fabricius, 1794), e por nematoides, e que o número de psilídeos, *Trioza viridula* (Zetterstedt, 1828), e pulgões nas folhas de cenoura foram significativamente menores nas parcelas onde a cenoura foi intercalada.

De acordo com Resende et al. (2017), endro, coentro e funcho funcionariam bem como plantas entomófilas e promoveriam programas de controle biológico conservativo destinados a usar o crisopídeo *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) para controlar as pragas das culturas, devido a capacidade de atuarem como fontes de pólen aos adultos de *C. externa*. Os autores também observaram que adultos de *C. externa* podem sobreviver e se reproduzir até a terceira geração alimentando-se apenas dos recursos fornecidos pelas flores das três espécies de apiáceas testadas.

Em Silva et al. (2016) a consorciação de couve com espécies Apiaceae (coentro e endro) ou Asteraceae (cravo-amarelo e calêndula) em um sistema de cultivo orgânico aumentou a



atração e permanência dos inimigos naturais do pulgão *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach, 1843) em virtude dos melhores recursos oferecidos aos insetos benéficos. Os autores também constataram que durante o período completo de 13 semanas, a abundância e a riqueza de inimigos naturais nos cultivos de couve consorciado foram maiores que na monocultura.

Para Souza (2014) a associação do manjericão, *Ocimum basilicum* (Lamiaceae), ao cultivo de pimentão é benéfica, pois diminui a população de pulgões, artrópodes-praga relevantes para a cultura.

Segundo Mutysia et al. (2016), plantas de *O. basilicum* em fileiras entre as linhas adjacentes de cultivo de tomate auxiliam reduzir significativamente a infestação de mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889), uma das principais pragas do tomateiro.

De acordo com Batista et al. (2017), plantas de manjericão são promissoras para uso como planta entomófila em programas de controle biológico conservativo devido à sua atratividade para o crisopídeo, *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861), o que sugere que possa servir para recrutar outros insetos predadores generalistas antes do estabelecimento de pragas. Além da atração, as flores de manjericão beneficiaram a sobrevivência de larvas e adultos de *C. cubana* na ausência de presas, um efeito que também poderia ajudar no controle biológico efetivo.

Contudo, o sucesso das plantas entomófilas pode ser atribuído não somente a ocorrência de inimigos naturais como também a mecanismos diretos relacionados a presença dessas plantas no ambiente de cultivo. Nesse contexto, a diversidade dos cultivos mediante o uso de plantas entomófilas pode dificultar, perturbar ou interromper a capacidade dos artrópodes-praga de localizar a planta hospedeira adequada usando estímulos químicos ou visuais, repelir a praga ou atuar como um sítio armadilha de pragas (POVEDA; GÓMEZ; MARTÍNEZ, 2008; SARKAR et al., 2018).

Sendo assim, de acordo com Hata et al. (2016), intercalar plantas de alho entre fileiras de morangos é uma estratégia promissora para reduzir as populações de ácaro rajado *T. urticae*, uma das principais pragas do morangueiro. Segundo os autores, a redução da população de *T. urticae* observada no intercultivo morango mais alho pode ser causada pela liberação de compostos de enxofre, como o dissulfeto de dialilo e o trissulfureto de dialilo, presentes no alho que atuaram como repelentes ao ácaro rajado.

Segundo Peres et al. (2009), o cravo-anão (*Tagetes patula*) pode ser recomendado no plantio em bordaduras de culturas como o melão em cultivo protegido, para reduzir a infestação por espécies fitófagas de tripses, justamente por ser uma planta armadilha para várias espécies de Thysanoptera.

Logo, conforme supracitado, inserir plantas entomófilas nos ambientes de cultivos pode contribuir para o controle de artrópodes-praga diretamente através de características intrínsecas das plantas, as quais podem atuar como repelente, exercer atividade inseticida ou funcionar como armadilha; ou indiretamente atraindo e beneficiando os agentes de controle biológico (HATA et al., 2016; JANKOWSKA & WOJCIECHOWICZ-ŻYTKO, 2016; KHAN et al., 2016; MUKANDIWA; NAIDOO; KATERERE, 2016; BATISTA et al, 2017; BEN-ISSA; GOMEZ; GAUTIER, 2017; MATHEWS et al., 2017; SARKAR et al., 2018).

Porém, as aplicações e o uso dessas plantas exigem uma investigação mais aprofundada, principalmente, no que diz respeito a cultura do morangueiro. Stein (2015) verificou que o cravo-amarelo *T. erecta* mostrou-se eficiente para a diversificação de cultivo de morangueiro convencional, resultando em maior diversidade de artrópodes-praga e inimigos naturais, e numa população de espécies fitófagas alternativas para os entomófagos. Já Melo (2017) constatou que apesar de plantas de *T. erecta* hospedarem maior diversidade de artrópodes do que plantas de morangueiro, sobretudo importantes agentes de controle biológico, não foi detectada migração significativa dos artrópodes presentes no cravo-amarelo até as plantas de morangueiro e, desse modo, o cultivo do cravo-amarelo próximo ao morangueiro contribuiu pouco na estrutura da comunidade de artrópodes associada à cultura. Entretanto, é importante salientar que ambos experimentos foram realizados em cultivo convencional de morangueiro e, conseqüentemente, podem ter sofrido influência do uso intensivo de produtos fitossanitários.

Portanto, são necessários testes para promover a distribuição ideal de plantas entomófilas dentro do ambiente de cultivo, e avaliar potenciais interações entre plantas entomófilas e a cultura, visando otimizar o uso daquelas no controle biológico de pragas (ZHAO et al., 2017).

### 3 METODOLOGIA

#### 3.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido em área de produção comercial de morango já estabelecida, localizada no município de Alfredo Vasconcelos, mesorregião do Campo das Vertentes, Minas Gerais, coordenadas 21° 07'54.29" S e 43° 47'25.75" O, a uma altitude média de 1.103 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18 °C e média pluviométrica anual de 1.300 mm.

Na propriedade já estavam plantadas aproximadamente 7.000 mudas de morangueiro cultivar San Andreas, cultivadas diretamente no solo em sistema de produção convencional em estufa colombiana. As mudas de morangueiro, originadas do Chile, foram transplantadas em maio de 2017. Adotou-se o sistema de fertirrigação localizada por gotejamento a fim de aguar as plantas e fornecer os nutrientes necessários. Em cada canteiro foram instaladas duas fitas gotejadoras com vazão nominal de 1,6 litros/hora e espaçamento entre emissores de 15 cm. Essas fitas foram colocadas à distância de 5 a 10 cm das mudas.

Após a instalação do experimento, os tratos culturais foram realizados, ao longo do ciclo da cultura, segundo a experiência do agricultor e do engenheiro agrônomo que presta consultoria à Cooperativa Agropecuária dos Produtores Rurais de Alfredo Vasconcelos (COOPRAV). Em relação ao manejo de pragas e doenças, foi adotado um esquema de amostragem semanal a fim de melhor definir as estratégias de manejo. Na tabela 1 encontram-se os ingredientes ativos e o número de aplicações de inseticidas/acaricidas realizadas no cultivo do morangueiro ao longo do experimento. O manejo nutricional foi efetuado de acordo com a fase da cultura, baseado nos resultados das análises de tecido vegetal, que eram processadas periodicamente a cada dois meses.

Tabela 1- Ingrediente ativo e número de aplicações realizadas na casa-de-vegetação ao longo do período de amostragem. Alfredo Vasconcelos, Minas Gerais, abril a agosto/2018.

<b>Ingrediente ativo</b>	<b>Mês da aplicação</b>	<b>Nº de aplicações</b>
Fenpropatrina	Abril	1
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Junho	1
Alfa-cipermetrina/teflubenzurom	Março/Abril/Julho	3
Abamectina	Abril, Maio	2
<b>Total</b>		<b>7</b>

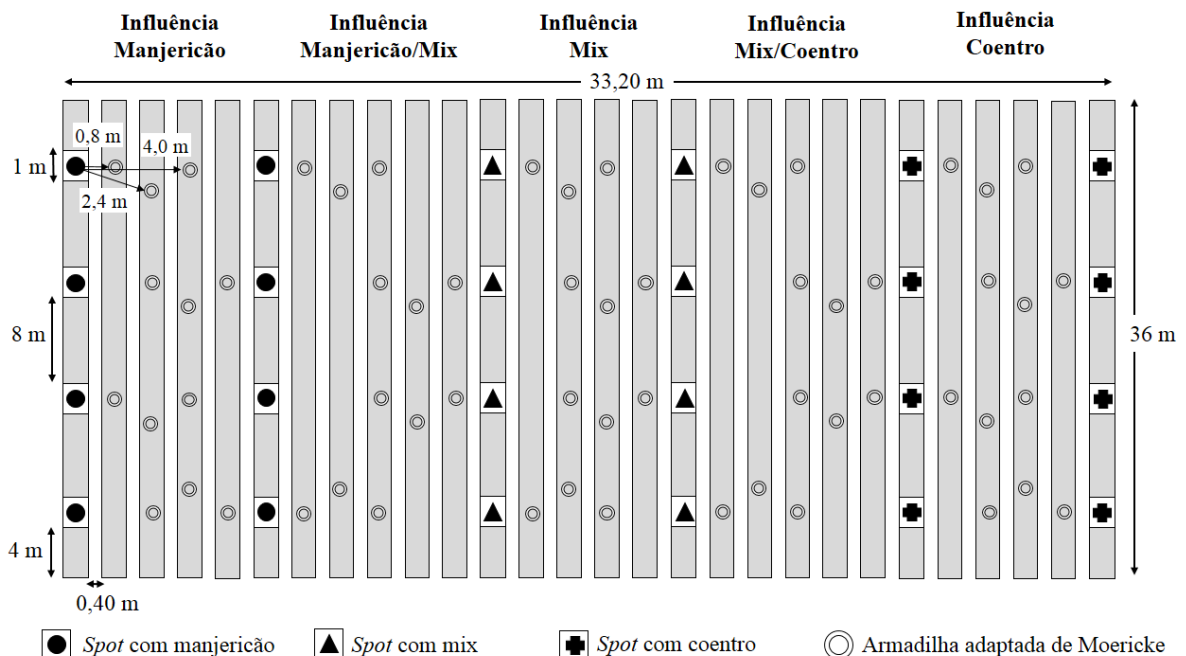
Fonte: Do autor (2019)

### 3.2 Delineamento experimental

O experimento foi composto por cinco tratamentos, gerados a partir da influência de uma ou mais plantas entomófilas, conforme esquematizado na Figura 1: T1) morangueiro sob a influência de plantas de manjeriço, T2) morangueiro sob a influência de plantas de manjeriço/mix de asteráceas (calêndula e cravo-amarelo), T3) morangueiro sob a influência de mix de asteráceas, T4) morangueiro sob a influência de mix de asteráceas/coentro, e T5) morangueiro sob a influência de plantas de coentro.

Os tratamentos T1, T3 e T5 constituíram-se por quatro canteiros amostrais, situados dentro da área de influência das plantas de manjeriço, mix de asteráceas e coentro, enquanto T2 e T4 foram compostos por cinco canteiros, influenciados por uma planta entomófila à “esquerda”, e outra à “direita” (Figura 1). Cada canteiro possuía as dimensões de 36 m x 0,8 m x 0,3 m (comprimento, largura e altura, respectivamente) e abrigava 250 plantas de morangueiro. A área útil do experimento foi de aproximadamente 1.195 m<sup>2</sup>, composta por 28 canteiros.

Figura 1 - Desenho esquemático da área experimental. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

Para o transplante das plantas entomófilas foram confeccionados 24 *spots* com dimensões de 1,0 m x 0,8 m x 0,3 m (Figura 1). Durante a instalação dos *spots* desconsiderou-

se quatro metros de borda de cultivo, nas extremidades de cada canteiro. Os *spots* foram separados por uma distância de oito metros na linha de cultivo sobre a qual estavam.

Em cada *spot* transplantou-se 6 mudas de manjeriço cultivar Grecco a Palla para o T1, 12 mudas de asteráceas (Calêndula cultivar Bonina Dobrada, cravo-amarelo cultivar Alta Sortida) para o T3 e 12 mudas de coentro cultivar Verdão para o T5, totalizando 48, 96 e 96 mudas de manjeriço, asteráceas e coentro, respectivamente. Para T2 e T4 não houve a confecção de *spots*, uma vez que esses tratamentos correspondem às zonas de interseção entre manjeriço e mix de asteráceas, e entre mix de asteráceas e coentro, na devida ordem (Figura 1).

As plantas de manjeriço, calêndula, cravo-amarelo e coentro foram adquiridas de empresa especializada na comercialização de mudas de flores e plantas ornamentais, localizada no município de Barbacena, na data 22/03/2018. Visando aumentar o vigor vegetativo e estimular o enraizamento, as mudas adquiridas foram transplantadas em copos de 250 mL contendo mistura de substrato e terra (1:1). No dia 10 de abril as plantas entomófilas foram transplantadas na área experimental.

As plantas de cravo-amarelo foram transplantadas no início do florescimento contendo um botão floral cada, enquanto plantas de calêndula, coentro e manjeriço foram transplantadas na fase vegetativa. Passadas seis semanas do transplântio das plantas entomófilas, 29/05/2018, as plantas de cravo-amarelo possuíam em média quatro flores, enquanto plantas de calêndula emitiam o primeiro botão floral, e plantas de coentro e manjeriço produziam as primeiras inflorescências. A partir do dia 19/06/2018 todas as plantas entomófilas estavam no estágio de floração plena.

### **3.3 Amostragem e identificação dos insetos**

As coletas dos artrópodes foram realizadas semanalmente, tendo início em 24 de abril e finalizando em 7 de agosto, por meio de sugadores manuais entomológicos e armadilhas transparentes adaptadas de Moericke. A amostragem ativa foi adaptada da metodologia proposta por Melo (2017).

Procedeu-se a coleta dos artrópodes tanto nas plantas entomófilas, manjeriço, mix de asteráceas (cravo-amarelo e calêndula) e coentro, como no morangueiro.

Nos *spots* contendo as plantas entomófilas, os artrópodes foram amostrados pela técnica de batida das plantas em bandejas de plástico branco conforme os seguintes procedimentos: seleção visual de três plantas dentro de cada *spot*; batida das plantas selecionadas dentro da

bandeja de plástico; sucção de todos os artrópodes com auxílio de um sugador manual. Esses procedimentos foram repetidos três vezes em cada *spot*.

Já para a coleta dos artrópodes presentes nos tratamentos, foram utilizadas duas estratégias de amostragem:

- 1) Primeira estratégia. Foram instaladas 60 armadilhas transparentes adaptadas de Moericke (MOERICKE, 1951) com a finalidade de apenas coletar e não atrair os artrópodes. As armadilhas foram distribuídas de forma radial, de modo que ficassem distanciadas, aproximadamente, 0,8; 2,4 e 4 m dos *spots* de plantas atrativas, sendo quatro armadilhas para cada distância, totalizando 12 armadilhas por tratamento (Figura 1). Cada armadilha continha 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 ocorreu baseado no desenvolvimento da cultura. As armadilhas permaneceram ativas por 48 horas em cada semana.
- 2) Segunda estratégia. Foram realizadas 60 coletas ativas dos artrópodes associados às plantas de morangueiro (12 coletas por tratamento), cada uma ao redor do ponto onde estavam instaladas as armadilhas transparentes adaptadas de Moericke, com o auxílio de um sugador manual. Utilizou-se quatro minutos em cada ponto vistoriado e durante a avaliação foram amostradas quatro plantas de morangueiro, as quais encontravam-se ao redor das armadilhas Moericke, de modo a capturar todos os artrópodes encontrados na coroa, folhas, flores e no plástico próximo à base das plantas.

Logo, cada coleta semanal foi composta por 144 amostras, das quais 24 foram referentes à técnica de batida das plantas atrativas em bandeja de plástico branco, 60 a armadilhas adaptadas de Moericke, e 60 à captura de insetos em plantas de morangueiro com o auxílio de sugador 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 – Câmpus 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.

### 3.4 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 entomófilas e nos tratamentos.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os artrópodes presentes nas plantas entomófilas (manjerição, mix de asteráceas e coentro) e em cada tratamento, foi determinado o índice de abundância, riqueza (S) e o índice de diversidade de Shannon ( $H'$ ), segundo Shannon e Weaver (1949). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster, segundo Pielou (1984), feita análise não-métrica multidimensional (NMDS), a análise de variância de similaridade (ANOSIM) e a porcentagem de similaridade (SIMPER).

Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e homocedasticidade 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) e EstimateS® (COLWELL, 2005).

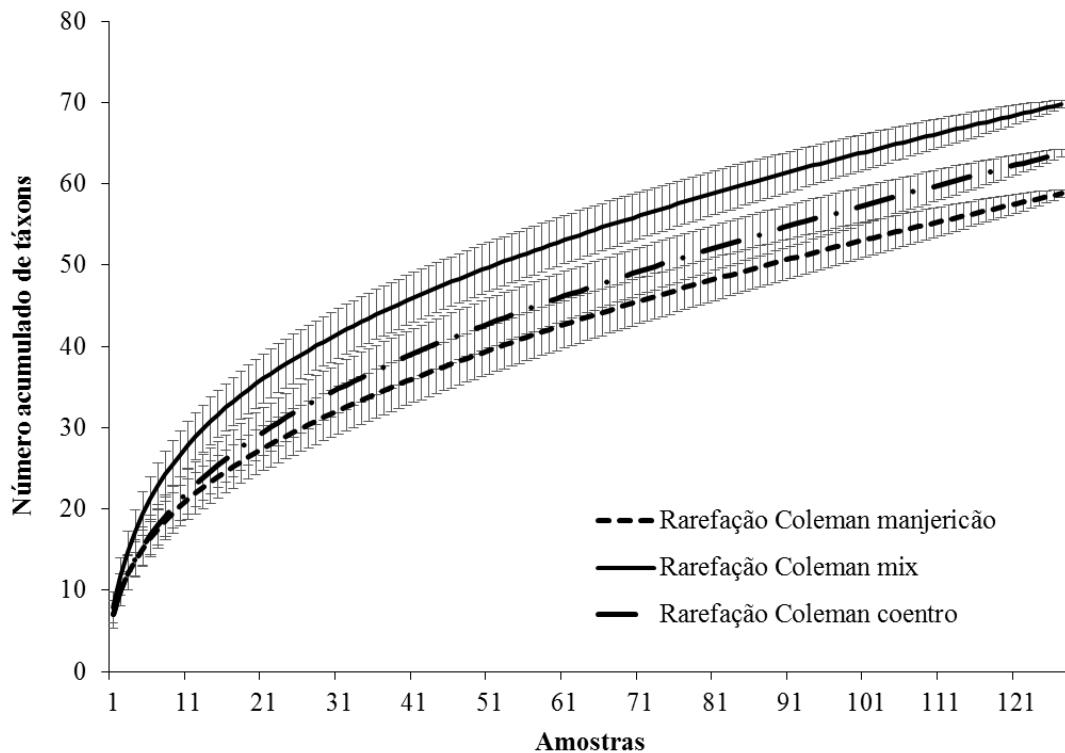
## 4 RESULTADOS

### 4.1 Análises Faunísticas

Entre os meses de abril e agosto de 2018, foram realizadas 16 coletas semanais, totalizando 2.304 amostras (144 amostras por semana), nas quais foram capturados 19.750 artrópodes, distribuídos em 185 táxons. Foram identificadas 150 morfoespécies, 24 espécies e seis gêneros.

Na figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada nas plantas entomófilas (manjeriçã, mix de asteráceas e coentro) durante o período de amostragem. Observou-se que plantas de asteráceas (cravo-amarelo e calêndula) acumularam maior riqueza de táxons, seguidas por coentro e manjeriçã. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap, seria possível encontrar 82, 77 e 70 táxons em plantas de asteráceas, coentro e manjeriçã, respectivamente. Entretanto, foram coletados 70 táxons nos *spots* com mix, 64 nos *spots* com coentro e 59 nos *spots* com manjeriçã, resultando em uma suficiência amostral de 85,37%, 83,12% e 84,29% para mix, coentro e manjeriçã, na devida ordem.

Figura 2 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados nos *spots* com plantas de manjeriçã, mix de asteráceas e coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

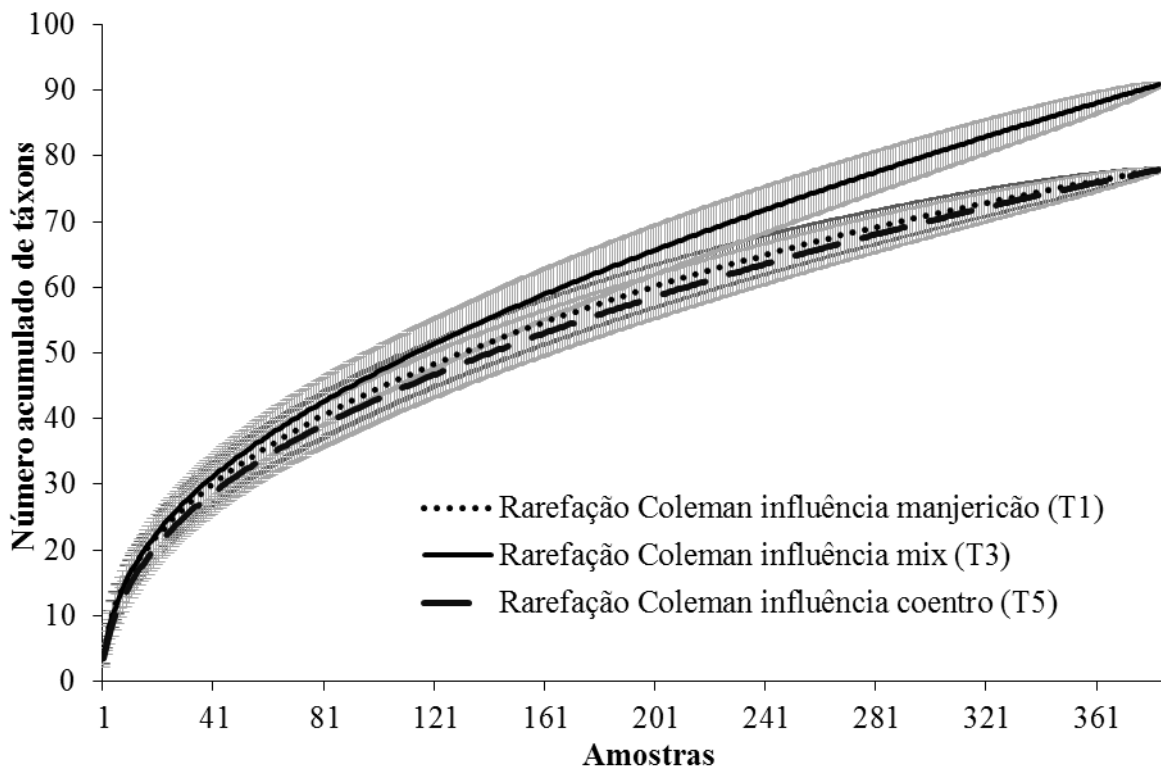


Fonte: Do autor (2019)



Na figura 3, encontram-se as curvas de riqueza acumulada nas plantas de morangueiro sob a influência de plantas de manjeriço, mix de asteráceas e coentro (T1, T3 e T5), respectivamente. Nota-se que o morangueiro sob a influência do mix de asteráceas apresentou maior número de táxons acumulados durante os quatro meses de amostragem, e que o número acumulado de táxons foi o mesmo para o morangueiro sob a influência de manjeriço e para o morangueiro sob a influência de coentro. O estimador de riqueza Bootstrap indicou que o número de táxons potenciais a serem encontrados em plantas de morango sob a influência de manjeriço, mix de asteráceas e coentro seria 93, 110 e 93, respectivamente, caso um esforço amostral maior fosse utilizado. Assim, a suficiência amostral foi de 89,22 % para T3 e 84,78% para T1 e T5.

Figura 3 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de manjeriço, mix de asteráceas e coentro, considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

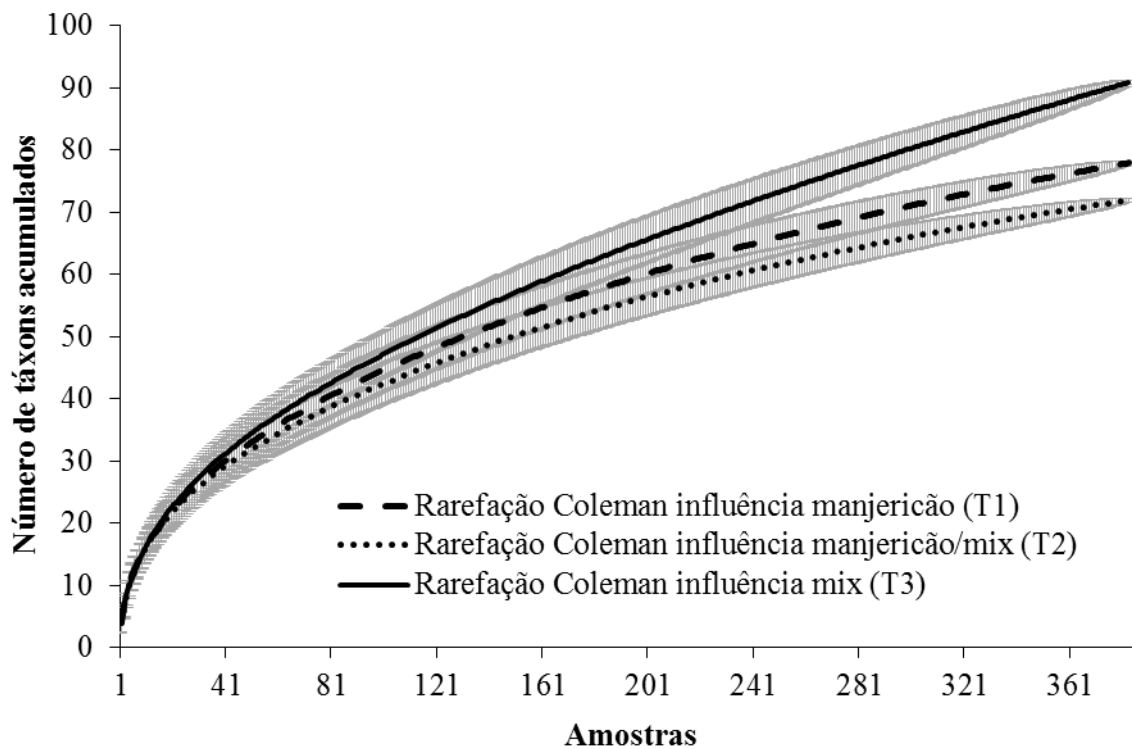


Fonte: Do autor (2019)

As figuras 4 e 5 evidenciam a comparação entre as curvas de riqueza acumulada nas zonas de interseções (morango sob a influência de manjeriço/mix e morango sob a influência de mix/coentro) com as curvas de riqueza acumulada das influências que atuavam sobre elas. Através desse comparativo, é possível constatar que a riqueza observada foi menor nas zonas

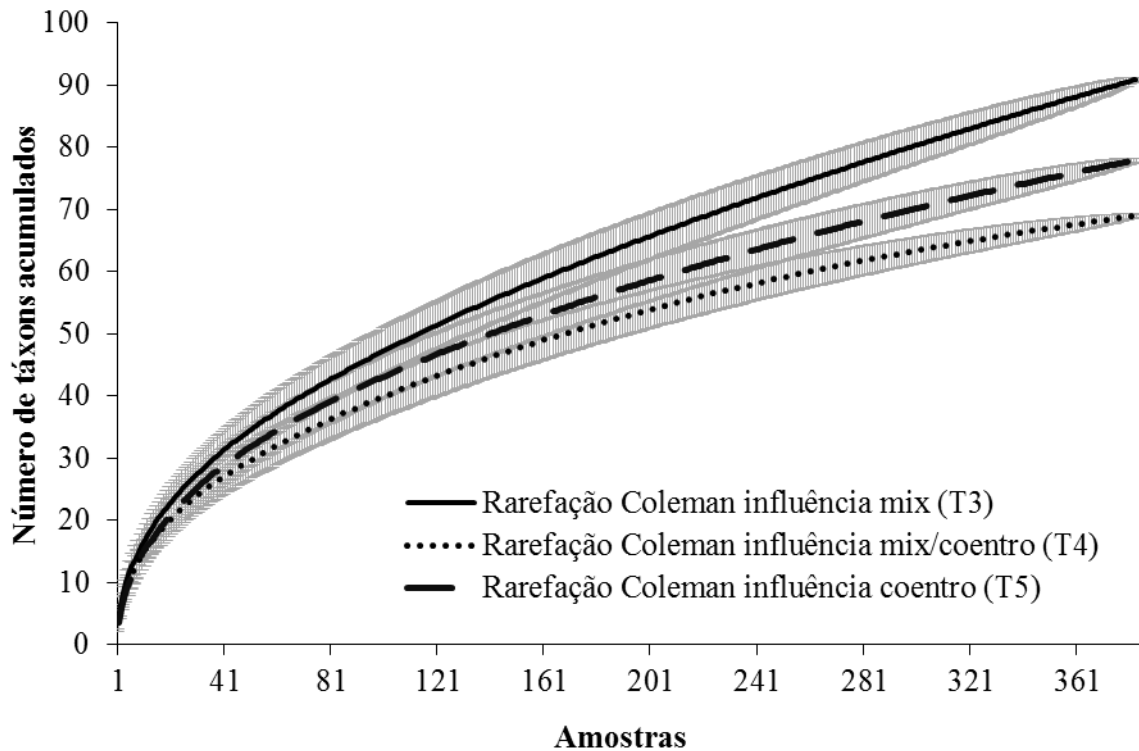
de interseções (T2 e T4), em relação as influências T1 e T3, e T3 e T5, respectivamente. Os estimadores Bootstrap apontam que seria possível coletar 83 táxons na influência manjeriço/mix e 80 táxons na influência mix/coentro, mas foram coletados 72 e 69, respectivamente, resultando em uma suficiência amostral de 86,75% para T2 e 86,25% para T4.

Figura 4 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de manjeriço, mix de asteráceas e na zona de interseção manjeriço/mix considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

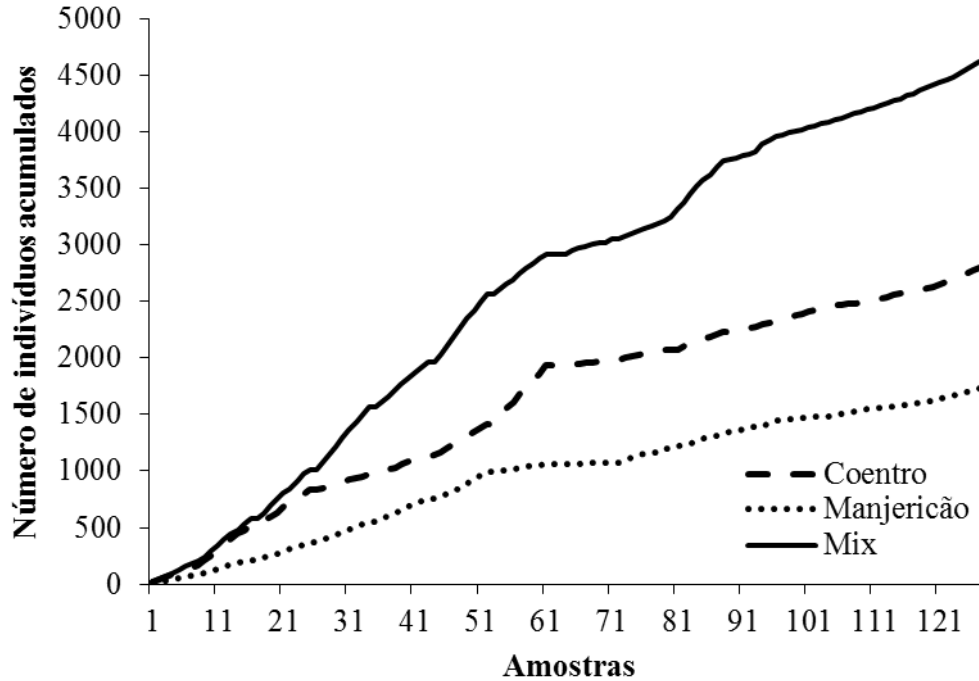
Figura 5 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em morangueiro sob a influência de plantas de asteráceas, coentro e na zona de interseção mix/coentro considerando armadilhas e sugador somados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

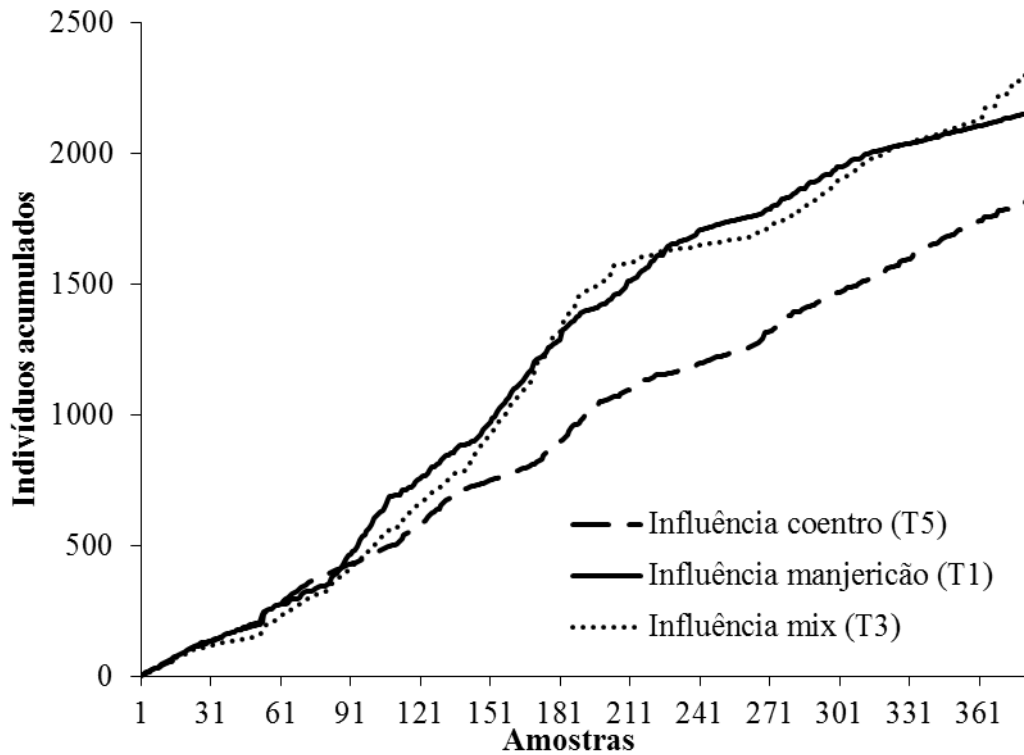
Nas figuras 6 e 7 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos, obtidas nos *spots* com as plantas entomófilas e nos tratamentos, respectivamente. Nota-se que as plantas de asteráceas acumularam mais indivíduos ao longo do período de amostragem, seguidas por plantas de coentro e manjerição (Figura 6). Com relação aos tratamentos (Figura 7), observa-se que o morangueiro sob a influência de manjerição e o morangueiro sob a influência do mix de asteráceas apresentaram, em geral, maior inclinação, indicando maior velocidade de acumulação de artrópodes que o morangueiro sob a influência de plantas de coentro, o qual manteve um acúmulo constante de indivíduos, gerando uma curva de acumulação com aspectos retilíneos.

Figura 6 - Curvas de acumulação de indivíduos para as plantas entomófilas em cultivo de morangueiro convencional. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

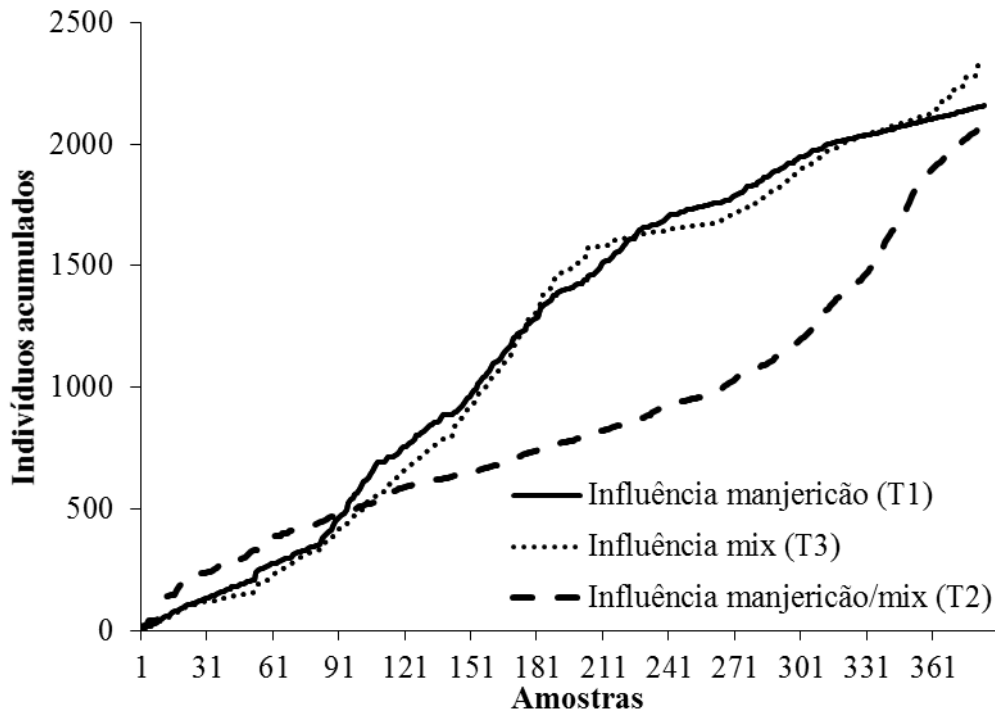
Figura 7 - Curvas de acumulação de indivíduos para T1, T3 e T5 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

Quando se compara o acúmulo de indivíduos nas zonas de interseções (T2 e T4) com as respectivas influências que agiam sobre eles (Figuras 8 e 9), percebe-se que o morangueiro sob a influência do manjeriço/mix apresentou menor quantidade de indivíduos acumulados em relação ao T1 e T3 (Figura 8).

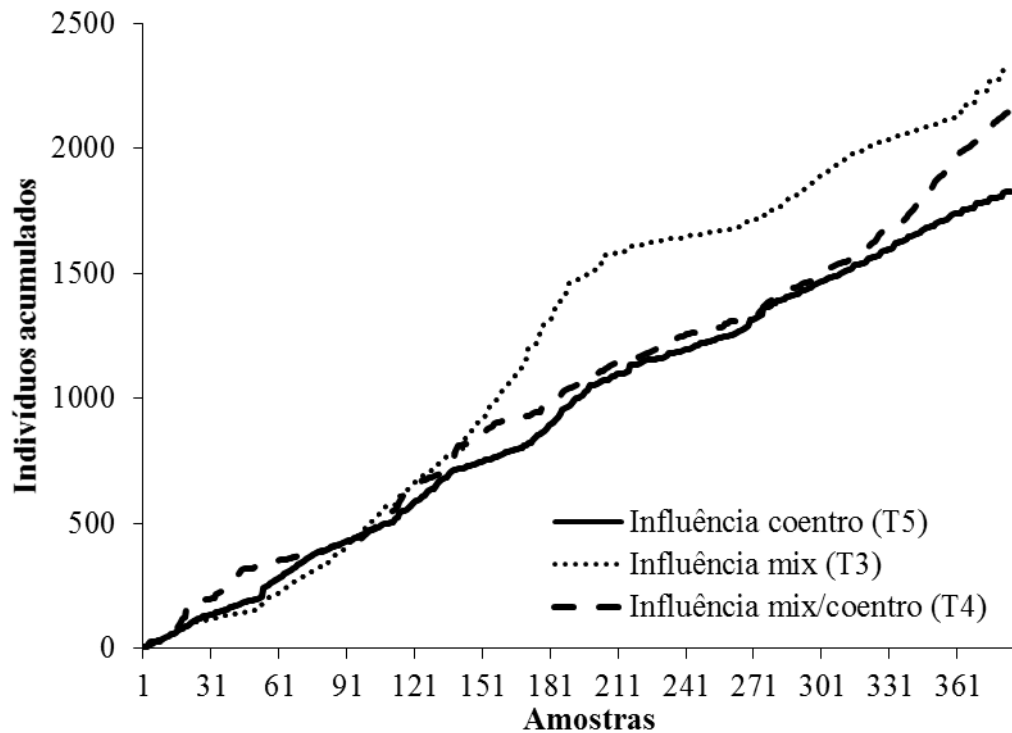
Figura 8 - Curvas de acumulação de indivíduos para os tratamentos T1, T2 e T3 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

A curva de acumulação de indivíduos para o morangueiro sob a influência de mix/coentro obteve comportamento semelhante à curva de acumulação de indivíduos para o T5, porém, a partir da décima terceira semana (amostra 336) ocorre um incremento no acúmulo de indivíduos (Figura 9).

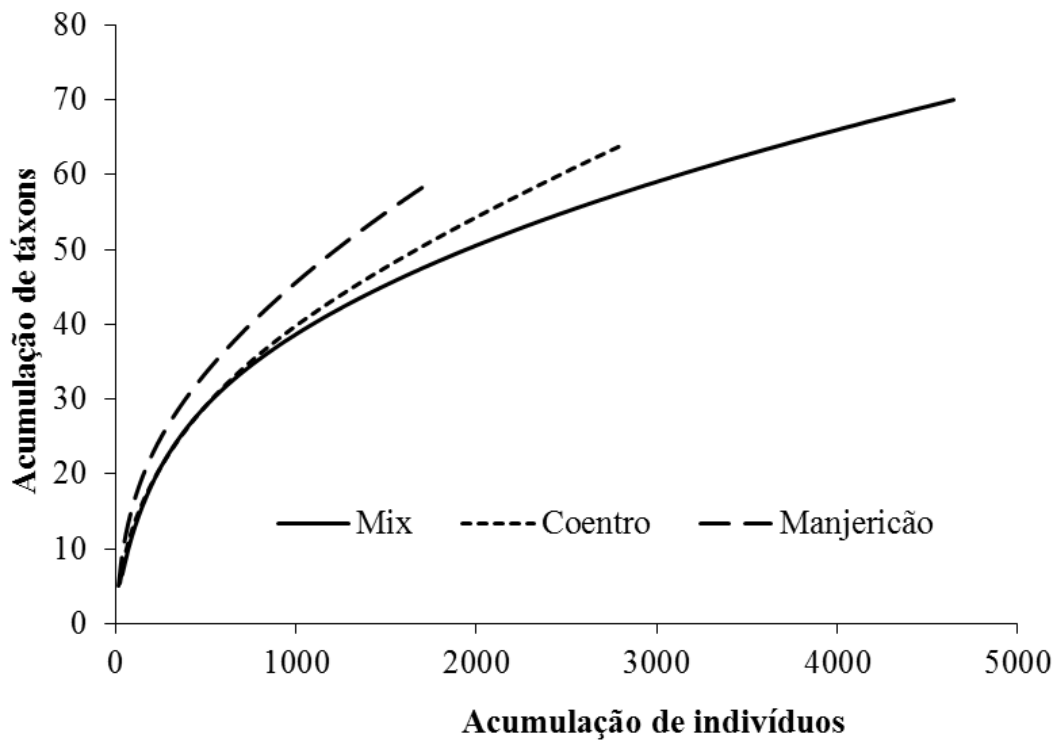
Figura 9 - Curvas de acumulação de indivíduos para os tratamentos T3, T4 e T5 considerando armadilhas e sugador entomológico manual. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

A figura 10 retrata a curva de rarefação de indivíduos para as plantas entomófilas utilizadas na diversificação do cultivo do morangueiro. Nota-se que o mix de asteráceas acumulou maior riqueza, seguido por coentro e manjeriço. Contudo, a velocidade de acumulação de táxons no manjeriço é maior, podendo-se observar 59 táxons após a coleta de 1.740 indivíduos. Para acumular a mesma riqueza de táxons no mix de asteráceas foi necessário aglomerar, aproximadamente, 2.994 indivíduos, e no coentro 2.385.

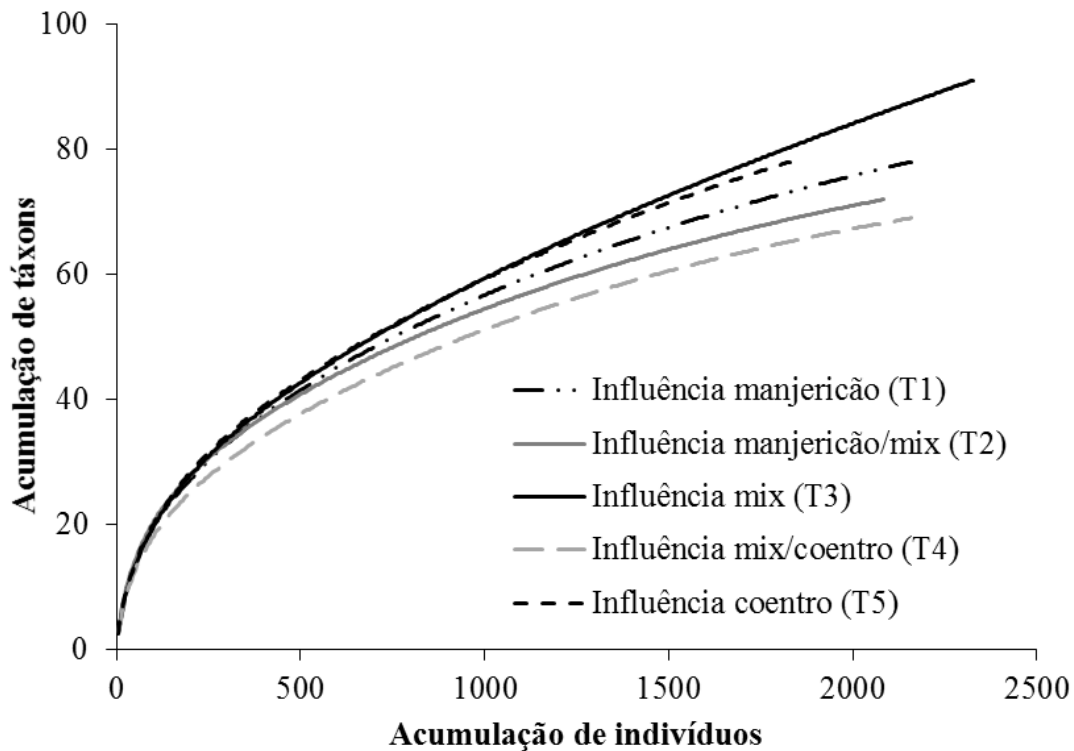
Figura 10 - Curva de rarefação de indivíduos para as plantas entomófilas estudadas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

A figura 11 mostra a curva de rarefação de indivíduos para os tratamentos. Observa-se que o morangueiro sob a influência do mix de asteráceas acumulou maior riqueza (91 táxons). Tanto o morangueiro sob a influência de coentro quanto o morangueiro sob a influência de manjeriço acumularam a mesma quantidade de táxons (78). Entretanto, para o T1 obter a mesma riqueza que T5 foi necessário acumular uma maior quantidade de indivíduos (2.159 contra 1.828). Também é possível visualizar que o T5 acumulou menor quantidade de indivíduos em relação aos demais tratamentos e que as zonas de interseção (morangueiro sob a influência de manjeriço/mix e morangueiro sob a influência de mix/coentro) acumularam menor quantidade de táxons, 72 e 69, na devida ordem.

Figura 11- Curva de rarefação de indivíduos para os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



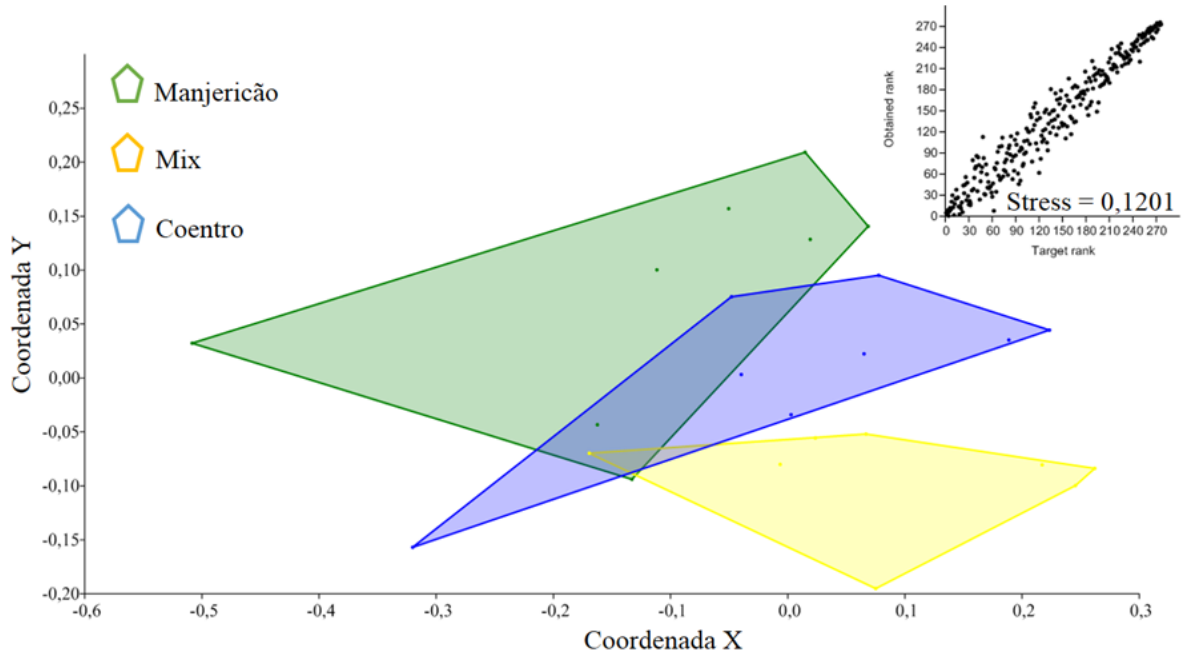
Fonte: Do autor (2019)

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

Ao realizar análise NMDS (Escalonamento Multidimensional Não-Métrico), que representa graficamente as distâncias de similaridade entre os dados obtidos nas plantas entomófilas, constatou-se que há mais similaridade entre plantas de manjericão e coentro, uma vez que há sobreposição nos polígonos formados (Figura 12).



Figura 12 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

Entretanto, ao realizar ANOSIM (Tabela 2) observou-se diferença significativa entre a comunidade de artrópodes associada às plantas de manjerição, asteráceas e coentro.

Tabela 2 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Plantas	Manjerição	Mix	Coentro
Manjerição	-	<b>0,001</b>	<b>0,0225</b>
Mix	-	-	<b>0,027</b>
Coentro	-	-	-

Fonte: Do autor (2019)

Através do teste SIMPER (Porcentagem de similaridade) verificou-se que entre os principais táxons responsáveis pela diferença entre as artropodofaunas associadas a plantas de manjerição e a plantas de asteráceas estão os tripes *Frankliniella occidentalis* e *Frankliniella schultzei* (Tabela 3). Essas duas espécies de thysanópteros também foram as que mais contribuíram para a dissimilaridade entre as comunidades de artrópodes associadas a plantas de asteráceas e a plantas de coentro (Tabela 4). Já entre os principais táxons que colaboraram para

a diferença entre os grupos de artrópodes associados a plantas de manjeriço e a plantas de coentro estão *F. occidentalis* e *Caliothrips phaseoli* (Tabela 5).

Tabela 3 - Teste SIMPER entre manjeriço e mix de asteráceas, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	Dissimilaridade média = 73%		Contribuição %	Cumulativo %
	Manjeriço Abundância média	Mix Abundância média		
<i>F. schultzei</i>	12,5	196	25,82	25,82
<i>F. occidentalis</i>	55,5	202	23,32	49,14
<i>B. tabaci</i>	15	93,5	16,99	66,12
<i>C. phaseoli</i>	42	3,63	7,325	73,45
Lathridiidae sp 1	29,8	8,5	5,125	78,58
Phytoseiidae sp 1	19,9	0,75	3,934	82,51

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 4 - Teste SIMPER entre mix de asteráceas e coentro, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	Dissimilaridade média = 63,12%		Contribuição %	Cumulativo %
	Mix Abundância média	Coentro Abundância média		
<i>F. schultzei</i>	196	26,9	25,91	25,91
<i>F. occidentalis</i>	202	156	23,75	49,66
<i>B. tabaci</i>	93,5	13	16,8	66,46
<i>C. phaseoli</i>	3,63	81	11,85	78,31
Eulophidae sp 1	9,75	20,8	3,498	81,8

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 5 - Teste SIMPER entre manjericão e coentro, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre estas plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

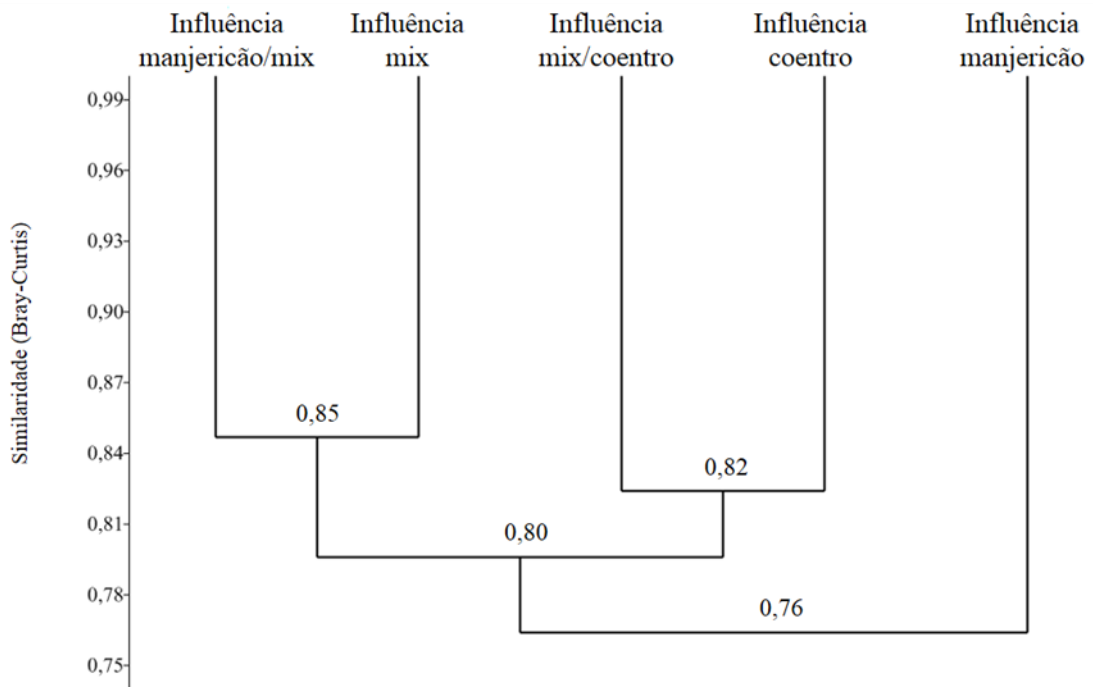
Táxons	Manjericão	Coentro	Contribuição %	Cumulativo %
	Abundância média	Abundância média		
<i>F. occidentalis</i>	55,5	156	27,8	27,8
<i>C. phaseoli</i>	42	81	18,99	46,79
Lathridiidae sp 1	29,8	0,375	7,991	54,78
Phytoseiidae sp 1	19,9	2,5	6,314	61,1
<i>B. tabaci</i>	15	13	6,094	67,19
Eulophidae sp 1	1,88	20,8	5,561	72,75
<i>F. schultzei</i>	12,5	26,9	5,018	77,77
Aphididae sp 1	0,75	8	2,581	80,35

Fonte: Do autor (2019)

Com relação à similaridade entre os tratamentos T1, T2, T3, T4 e T5, a análise de Cluster indica que o tratamento T1 (morango sob a influência de plantas de manjericão), foi o mais diferente, apresentando uma menor similaridade (74%) com os demais tratamentos. Porém, constatou-se que os tratamentos T2 (morango sob a influência de manjericão/mix) e T3 (morango sob a influência de mix de asteráceas) apresentaram maior similaridade (85%). Outro resultado foi que, mediante Cluster, todos os tratamentos, exceto T1, apresentaram similaridade de 80% (Figura 13).

A análise de ordenação por escalonamento não-métrico (NMDS) sugere alto grau de similaridade entre os tratamentos, visto que, não houve a formação de polígonos isolados (Figura 14). Mas, pelo teste ANOSIM verificou-se diferença significativa ( $p < 0,05$ ) entre T1 e T5, T2 e T5 e T3 e T5 (Tabela 6).

Figura 13 - Diagrama da análise de Cluster indicando a similaridade entre os tratamentos para a abundância dos táxons coletados. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



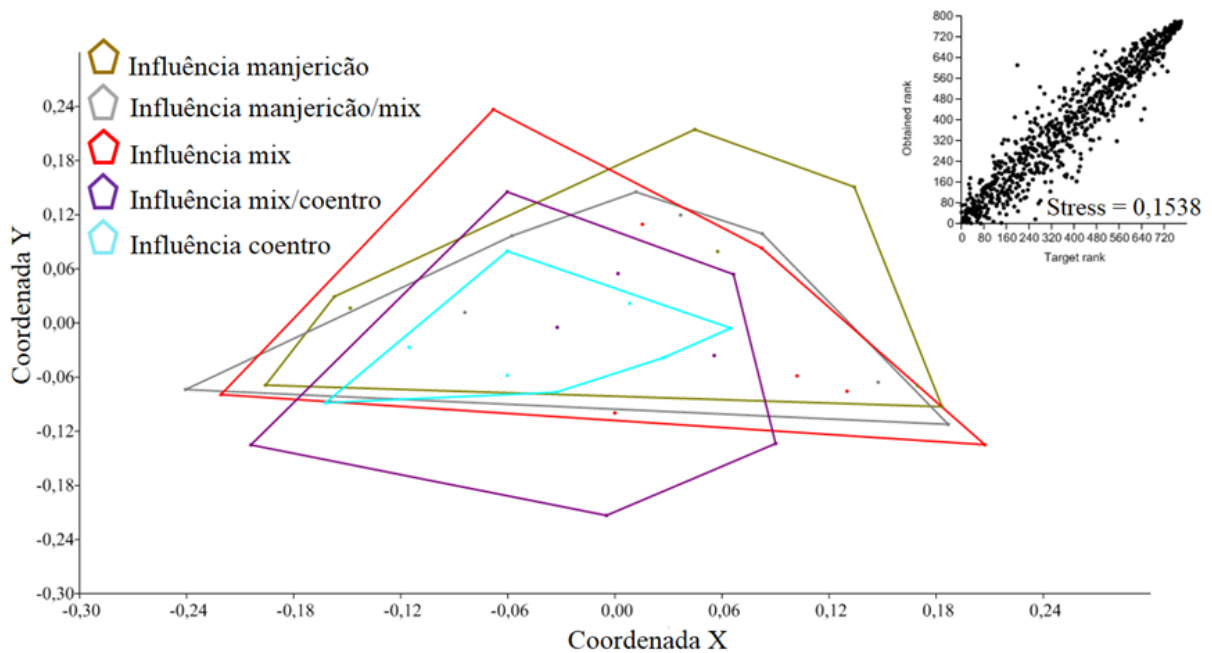
Fonte: Do autor (2019)

Tabela 6 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

	<b>Trat. 1</b>	<b>Trat. 2</b>	<b>Trat. 3</b>	<b>Trat. 4</b>	<b>Trat. 5</b>
<b>Trat. 1</b>	-	0,7276	0,358	0,3525	<b>0,0109</b>
<b>Trat. 2</b>	-	-	0,871	0,7095	<b>0,0328</b>
<b>Trat. 3</b>	-	-	-	0,8935	<b>0,0296</b>
<b>Trat. 4</b>	-	-	-	-	0,509
<b>Trat. 5</b>	-	-	-	-	-

Fonte: Do autor (2019)

Figura 14 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

Os táxons mais responsáveis pela dissimilaridade entre T1 e T5, T2 e T5 e T3 e T5 são *Drosophila melanogaster* e *F. occidentalis* (Tabelas 7, 8 e 9).

Tabela 7 - Teste SIMPER entre T1 e T5, mostrando os artrópodes que contribuirão com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Dissimilaridade média = 52,49%</b>				
<b>Táxons</b>	<b>T1</b>	<b>T5</b>	<b>Contribuição %</b>	<b>Cumulativo %</b>
	<b>Abundância média</b>	<b>Abundância média</b>		
<i>D. melanogaster</i>	64,3	68,8	16,18	16,18
<i>F. occidentalis</i>	34,1	35,6	15,96	32,14
Lathridiidae sp 1	33,9	12,8	9,109	41,25
Phytoseiidae sp 1	22,5	14,5	9,071	50,32
<i>Maecolaspis</i> sp.	10,8	30,6	8,382	58,7
Sciaridae sp 1	26,8	15,3	7,207	65,91
<i>N. bilobata</i>	18,4	3	5,42	71,33
Crambidae sp 1	10,6	1	3,478	74,81
Thysanoptera larva	3,75	4,63	2,163	76,97
Sciaridae sp 3	4	4,25	1,714	78,69
<i>F. schultzei</i>	3,5	4,38	1,502	80,19

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 8 - Teste SIMPER entre T2 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Dissimilaridade média = 49,60%</b>				
<b>Táxons</b>	<b>T2</b>	<b>T5</b>	<b>Contribuição %</b>	<b>Cumulativo %</b>
	<b>Abundância média</b>	<b>Abundância média</b>		
<i>D. melanogaster</i>	79,6	68,8	19,58	19,58
<i>F. occidentalis</i>	31,3	35,6	19,04	38,61
Lathridiidae sp 1	27,3	12,8	7,137	45,75
<i>Maecolaspis</i> sp.	20,6	30,6	7,088	52,84
Phytoseiidae sp 1	11,8	14,5	6,169	59
Sciaridae sp 1	18	15,3	6,107	65,11
<i>N. bilobata</i>	15,8	3	5,099	70,21
Lathridiidae sp 2	7,38	2,5	2,297	72,51
Sciaridae sp 3	4,25	4,25	1,901	74,41
<i>A. mellifera</i>	3,38	3	1,825	76,23
Thysanoptera larva	2,25	4,63	1,691	77,92
Aphidiinae sp 1	3,13	0,125	1,63	79,55
<i>Z. indianus</i>	3,63	2,25	1,492	81,05

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 9 - Teste SIMPER entre T3 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

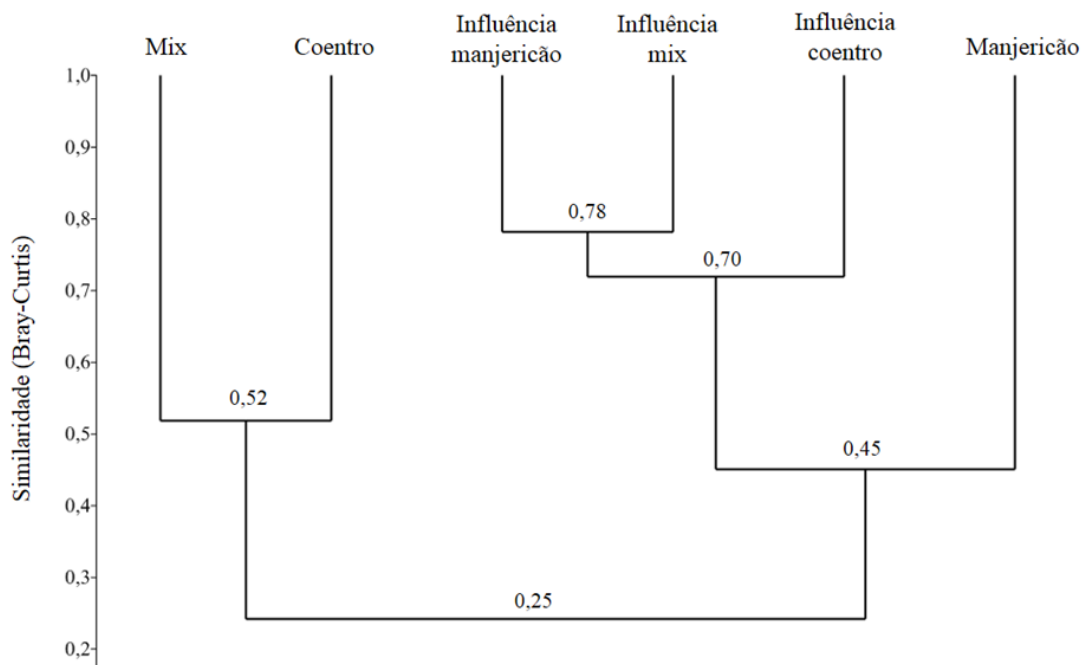
<b>Dissimilaridade média = 50,71%</b>				
<b>Táxons</b>	<b>T3</b>	<b>T5</b>	<b>Contribuição %</b>	<b>Cumulativo %</b>
	<b>Abundância média</b>	<b>Abundância média</b>		
<i>D. melanogaster</i>	118	68,8	26,92	26,92
<i>F. occidentalis</i>	26,1	35,6	17,06	43,98
<i>Maecolaspis</i> sp.	23,3	30,6	7,4	51,38
Phytoseiidae sp 1	13,4	14,5	5,973	57,36
Lathridiidae sp 1	22,5	12,8	5,613	62,97
<i>N. bilobata</i>	16,8	3	5,322	68,29
Sciaridae sp 1	14,5	15,3	5,196	73,49
Sciaridae sp 3	5,5	4,25	1,99	75,48
<i>F. schultzei</i>	3,5	4,38	1,694	77,17
Thysanoptera larva	2,5	4,63	1,633	78,8
Lathridiidae sp 2	5,5	2,5	1,39	80,19

Fonte: Do autor (2019)

Ao comparar os dados obtidos nos tratamentos T1, T3 e T5, considerando apenas as coletas ativas, com os dados referentes às amostras realizadas nos *spots* com as plantas entomófilas, observa-se que, mediante Cluster, a similaridade entre plantas entomófilas e as influências manjeriço, mix de asteráceas e coentro foi baixa. As comunidades de artrópodes associadas às plantas de asteráceas e coentro foi 25% similar ao grupo dos tratamentos, enquanto a artropodofauna associada ao manjeriço foi 45% similar à associada aos grupos (Figura 15).

A análise ANOSIM (Tabela 10), demonstra que somente não houve diferença significativa entre T1 e T3, e entre T3 e T5. Ou seja, a artropodofauna associada ao morangueiro sob a influência de manjeriço é similar a artropodofauna associada ao morangueiro sob a influência de asteráceas, e a artropodofauna associada ao morangueiro sob a influência de asteráceas é similar a artropodofauna associada ao morangueiro sob a influência de coentro. Todavia, a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro sob a influência de manjeriço difere da comunidade de artrópodes associada ao morangueiro sob a influência de coentro.

Figura 15 - Diagrama da análise de Cluster indicando a similaridade entre os *spots* com as plantas entomófilas e os tratamentos T1, T3 e T5 para a abundância dos táxons coletados através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)

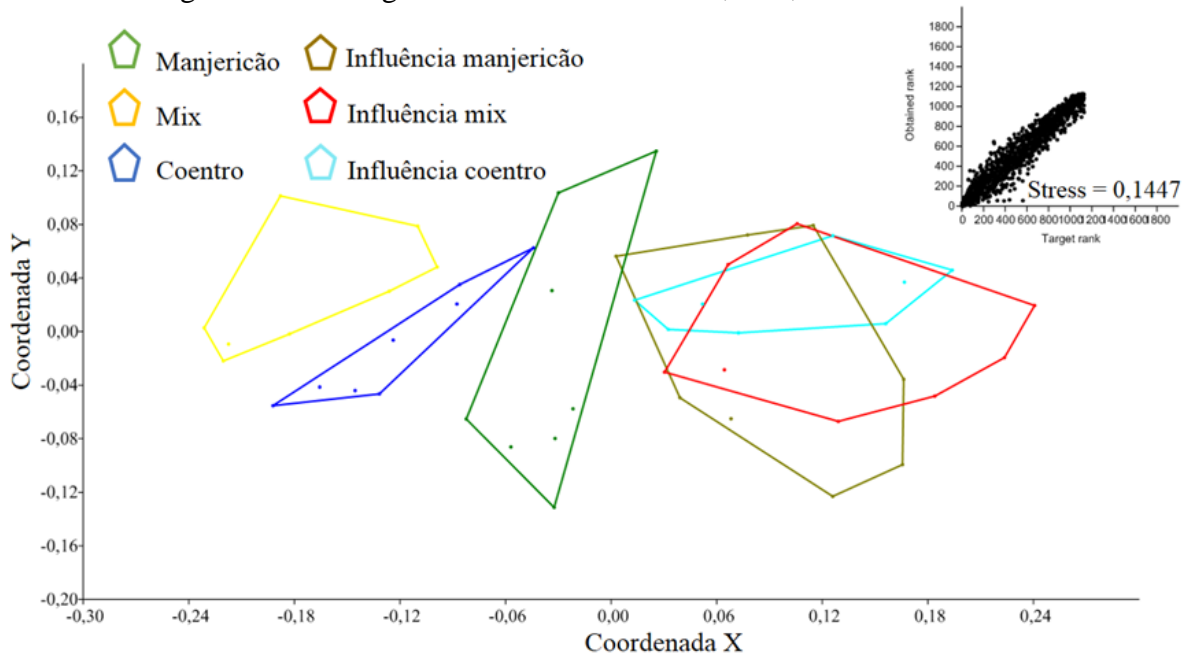
Tabela 10 - Resultados dos valores de probabilidade pela análise ANOSIM entre as plantas entomófilas e os tratamentos T1, T3 e T5. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

	Coentro	Trat. 5	Trat. 1	Manjericão	Mix	Trat. 3
Coentro	-	<i>0,0002</i>	<i>0,0003</i>	<i>0,0027</i>	<i>0,0118</i>	<i>0,0002</i>
Trat. 5	-	-	<i>0,007</i>	<i>0,0006</i>	<i>0,0004</i>	0,2701
Trat. 1	-	-	-	<i>0,0004</i>	<i>0,0001</i>	0,6777
Manjericão	-	-	-	-	<i>0,0004</i>	<i>0,0002</i>
Mix	-	-	-	-	-	<i>0,0002</i>
Trat. 3	-	-	-	-	-	-

Fonte: Do autor (2019)

Através da análise NMDS (Escalonamento Multidimensional Não-Métrico) (Figura 16) foi demonstrado, graficamente, a similaridade entre os tratamentos sob influência do manjericão (T1), do mix de asteráceas (T3) e do coentro (T5), e o distanciamento das plantas entomófilas em relação aos tratamentos referentes ao cultivo do morangueiro. Outro resultado interessante é que, graficamente, as plantas de manjericão foram as que mais se aproximaram dos tratamentos com morangueiro.

Figura 16 - Análise Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) para as plantas entomófilas e os tratamentos sob influência do manjericão (T1), do mix de asteráceas (T3) e do coentro (T5), considerando apenas as amostras obtidas via sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.



Fonte: Do autor (2019)



A espécie *F. occidentalis* foi a que mais colaborou para a dissimilaridade entre a comunidade de artrópodes associada a plantas de manjeriço e T1 e entre a comunidade de artrópodes associada a plantas de coentro e T5. Já a espécie *F. schultzei* foi a principal responsável pela diferença entre a artropodofauna associada a plantas de asteráceas e T3 (Tabelas 11, 12 e 13). Com relação aos táxons mais relevantes que propiciaram a dissimilaridade entre os tratamentos T1 e T5 estão os tripes *F. occidentalis* e os ácaros predadores Phytoseiidae sp 1 (Tabela 14).

Tabela 11 - Teste SIMPER entre manjeriço e T1, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	Dissimilaridade média = 69,66%		Contribuição %	Cumulativo %
	Manjeriço Abundância média	Influência Manjeriço Abundância média		
<i>F. occidentalis</i>	55,5	33,4	15,18	15,18
<i>C. phaseoli</i>	42	0,5	14,64	29,82
Phytoseiidae sp 1	19,9	22,3	12,5	42,32
Lathridiidae sp 1	29,8	27,4	10,11	52,43
<i>D. melanogaster</i>	0,625	20,4	6,961	59,39
<i>B. tabaci</i>	15	2,5	5,639	65,03
<i>N. bilobata</i>	2,88	17	5,423	70,45
<i>F. schultzei</i>	12,5	3,38	3,478	73,93
<i>Maecolaspis</i> sp.	0,5	9,13	3,265	77,19
Sciaridae sp 1	0,25	8,63	2,87	80,06

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 12 - Teste SIMPER entre mix de asteráceas e T3, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	Dissimilaridade média = 86,52%		Contribuição %	Cumulativo %
	Mix Abundância média	Influência Mix Abundância média		
<i>F. schultzei</i>	196	2,88	27,87	27,87
<i>F. occidentalis</i>	202	25,8	27,79	55,66
<i>B. tabaci</i>	93,5	0,75	16,67	72,32
<i>Maecolaspis</i> sp.	1,13	18	2,84	75,16
<i>D. melanogaster</i>	3,5	20,4	2,812	77,98
<i>N. bilobata</i>	0,125	15,1	2,462	80,44

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 13 - Teste SIMPER entre coentro e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	Coentro	Influência Coentro	Contribuição %	Cumulativo %
	Abundância média	Abundância média		
<i>F. occidentalis</i>	156	35,3	31,05	31,05
<i>C. phaseoli</i>	81	0,375	17,55	48,6
<i>Maecolaspis</i> sp.	1,25	23,5	6,724	55,32
Eulophidae sp 1	20,8	0,75	5,741	61,06
<i>F. schultzei</i>	26,9	4,13	5,564	66,62
<i>B. tabaci</i>	13	0,875	4,703	71,33
<i>D. melanogaster</i>	1,38	15,6	4,3	75,63
Phytoseiidae sp 1	2,5	14	3,986	79,61
Aphididae sp 1	8	0	2,694	82,31

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 14 - Teste SIMPER entre T1 e T5, mostrando os artrópodes que contribuíram com 80% da diferença entre os tratamentos, considerando apenas as coletas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Táxons	T1	T5	Contribuição %	Cumulativo %
	Abundância média	Abundância média		
<i>F. occidentalis</i>	33,4	35,3	19,58	19,58
Phytoseiidae sp 1	22,3	14	12,87	32,45
Lathridiidae sp 1	27,4	6,25	12,45	44,9
<i>Maecolaspis</i> sp.	9,13	23,5	9,491	54,39
<i>D. melanogaster</i>	20,4	15,6	9,191	63,58
<i>N. bilobata</i>	17	2,13	8,408	71,99
Sciaridae sp 1	8,63	1,63	4,055	76,04
Thysanoptera larva	3,75	4,5	3,384	79,43
<i>F. schultzei</i>	3,38	4,13	1,941	81,37

Fonte: Do autor (2019)

### 4.3 Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes

Dos 19.750 artrópodes coletados, 1.740 indivíduos estavam presentes nos *spots* com manjeriço, 4.644 nos *spots* com mix de asteráceas, 2.813 nos *spots* com coentro, e 10.553 em plantas de morangueiro, sendo 2.159 no morango sob a influência de manjeriço (T1), 2.084 no morango sob a influência de manjeriço/mix de asteráceas (T2), 2.325 no morango sob a

influência de mix de asteráceas (T3), 2.157 no morango sob a influência de mix de asteráceas/coentro (T4) e 1.828 no morango sob a influência de coentro (T5), Tabelas 15 e 16.

Tabela 15 - Abundância de artrópodes, sua frequência relativa (%), riqueza por grupo funcional e total (S) e índice de Shannon (H'), coletados nas plantas de manjeriçã, mix de asteráceas e coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

(Continua)

Grupo funcional/Táxon	Manjeriçã	%	Mix	%	Coentro	%
<b>FITÓFAGO (S = 44)</b>						
Agromyzidae sp 1	-	-	17	0,37	11	0,39
Aphididae sp 1	6	0,34	33	0,71	64	2,28
<i>Bemisia tabaci</i>	120	6,9	748	16,1	104	3,7
Bibionidae sp 1	1	0,06	-	-	-	-
<i>Caliothrips phaseoli</i>	336	19,3	29	0,62	648	23,0
Cicadellidae sp 1	-	-	9	0,19	16	0,57
Cicadellidae sp 2	2	0,11	-	-	1	0,04
Cicadellidae sp 3	-	-	4	0,09	3	0,11
Cicadellidae sp 4	-	-	1	0,02	-	-
Cicadellidae sp 5	1	0,06	1	0,02	-	-
Cicadellidae sp 6	-	-	1	0,02	-	-
Coleoptera larva	1	0,06	-	0	-	-
<i>Conotelus</i> sp.	-	-	3	0,06	-	-
Crambidae sp 1	1	0,06	2	0,04	-	-
Curculionidae sp 1	1	0,06	-	-	-	-
Delphacidae sp 1	1	0,06	-	-	3	0,11
<i>Diabrotica speciosa</i>	11	0,63	15	0,32	7	0,25
<i>Drosophila melanogaster</i>	5	0,29	28	0,6	11	0,39
<i>Frankliniella occidentalis</i>	444	25,5	1615	34,8	1250	44,4
<i>Frankliniella schultzei</i>	100	5,75	1565	33,7	215	7,64
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	-	-	41	0,88	77	2,74
Hemiptera ninfa	1	0,06	-	-	-	-
<i>Jalysus sobrinus</i>	-	-	2	0,04	-	-
<i>Lagria vilosa</i>	1	0,06	-	-	-	-
Lepidoptera larva	43	2,47	2	0,04	2	0,07
<i>Lobiopa insularis</i>	2	0,11	-	-	-	-
Lygaeidae sp 1	3	0,17	1	0,02	-	-
Lygaeidae sp 2	-	-	1	0,02	-	-
<i>Maecolaspis</i> sp.	4	0,23	9	0,19	10	0,36
Meloidea sp 1	-	-	1	0,02	-	-

(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>Manjeriçã</b>	<b>%</b>	<b>Mix</b>	<b>%</b>	<b>Coentro</b>	<b>%</b>
Miridae sp 1	4	0,23	1	0,02	-	-
Miridae sp 2	1	0,06	-	-	-	-
<i>Neopamera bilobata</i>	23	1,32	1	0,02	1	0,04
Nitidulidae sp 1	1,0	0,1	-	-	-	-
Nitidulidae sp 3	53	3,05	19	0,41	1	0,04
Orthoptera ninfa	5	0,29	1	0,02	6	0,21
<i>Plutella xylostella</i>	1	0,06	5	0,11	1	0,04
Pyrrhocoridae sp 1	1	0,06	-	-	-	-
Sciaridae sp 1	2	0,11	8	0,17	1	0,04
Tephritidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04
Tetranychidae sp 1	1	0,06	-	-	-	-
<i>Tetranychus urticae</i>	3	0,17	-	-	-	-
Thysanoptera jovem	26	1,49	67	1,44	37	1,32
<i>Zaprionus indianus</i>	-	-	2	0,04	3	0,11
<b>Sub-total</b>	<b>1205</b>	<b>69,3</b>	<b>4232</b>	<b>91,1</b>	<b>2473</b>	<b>87,9</b>
<b>PARASITOIDE (S = 43)</b>						
Aphelinidae sp 1	14	0,8	4	0,09	11	0,39
Aphelinidae sp 2	1	0,06	7	0,15	6	0,21
Aphidiinae sp 1	10	0,57	13	0,28	43	1,53
Opiinae sp 1	-	-	32	0,69	-	-
Opiinae sp 2	-	-	4	0,09	1	0,04
Microgastrinae sp 1	1	0,06	6	0,13	1	0,04
Encyrtidae sp 3	21	1,21	49	1,06	18	0,64
Eulophidae sp 1	15	0,86	78	1,68	166	5,9
Eulophidae sp 4	-	-	1	0,02	-	-
Eulophidae sp 5	-	-	1	0,02	-	-
Eulophidae sp 6	2	0,11	4	0,09	-	-
Eulophidae sp 7	1	0,06	-	-	-	-
Eulophidae sp 8	-	-	-	-	1	0,04
Eulophidae sp 9	-	-	1	0,02	-	-
Eulophidae sp 11	-	-	-	-	1	0,04
Eulophidae sp 12	-	-	-	-	1	0,04
Eulophidae sp 13	-	-	-	-	1	0,04
Eulophidae sp 14	-	-	1	0,02	-	-
Eurytomidae sp 1	-	-	-	-	2	0,07
Figitidae sp 1	1	0,06	20	0,43	4	0,14
Figitidae sp 3	-	-	1	0,02	-	-
Ichneumonidae sp 2	-	-	1	0,02	-	-

(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>Manjeriçã</b>	<b>%</b>	<b>Mix</b>	<b>%</b>	<b>Coentro</b>	<b>%</b>
Ichneumonidae sp 3	-	-	1	0,02	-	-
Mymaridae sp 1	-	-	-	-	1	0,04
Mymaridae sp 2	-	-	-	-	2	0,07
Mymaridae sp 3	1	0,06	-	-	-	-
Scelioninae sp 1	2	0,11	-	-	1	0,04
Scelioninae sp 2	-	-	-	-	1	0,04
Platygastridae sp 3	-	-	2	0,04	-	-
Scelioninae sp 4	-	-	2	0,04	1	0,04
Scelioniane sp 6	-	-	0	0	1	0,04
Scelioninae sp 7	-	-	1	0,02	1	0,04
Pteromalidae sp 3	-	-	-	-	2	0,07
Pteromalidae sp 4	-	-	2	0,04	-	-
Pteromalidae sp 5	1	0,06	1	0,02	-	-
Pteromalidae sp 7	-	-	-	-	1	0,04
Pteromalidae sp 8	-	-	-	-	4	0,14
Pteromalidae sp 9	-	-	-	-	2	0,07
Pteromalidae sp 11	-	-	1	0,02	-	-
Pteromalidae sp 12	-	-	-	-	1	0,04
Trichogrammatidae sp 1	2	0,11	1	0,02	1	0,04
Trichogrammatidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04
Trichogrammatidae sp 3	1	0,06	-	-	-	-
<b>Sub-total</b>	<b>74</b>	<b>4,25</b>	<b>235</b>	<b>5,06</b>	<b>274</b>	<b>9,74</b>
<b>PREDADOR (S = 15)</b>						
Araneae	4	0,23	3	0,06	9	0,32
<i>Chrysoperla externa</i>	-	-	1	0,02	4	0,14
Dolichopodidae sp 1	-	-	1	0,02	-	-
Dolichopodidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04
<i>Doru luteipes</i>	-	-	-	-	1	0,04
<i>Eriopsis conexa</i>	-	-	-	-	1	0,04
<i>Geocoris punctipes</i>	1	0,06	-	-	-	-
<i>Hippodamia convergens</i>	1	0,06	-	-	-	-
Miridae sp 3	1	0,06	-	-	-	-
Neuroptera jovem	2	0,11	-	-	1	0,04
<i>Orius insidiosus</i>	19	1,09	28	0,6	-	-
Phytoseiidae sp 1	159	9,14	6	0,13	20	0,71
Syrphidae sp 1	1	0,06	13	0,28	9	0,32
Syrphidae sp 3	-	-	1	0,02	-	-
Vespidae sp 4	-	-	1	0,02	1	0,04

(Conclusão)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>Manjeriçã</b>	<b>%</b>	<b>Mix</b>	<b>%</b>	<b>Coentro</b>	<b>%</b>
<b>Sub-total</b>	<b>188</b>	<b>10,8</b>	<b>54</b>	<b>1,16</b>	<b>47</b>	<b>1,67</b>
<b>POLINIZADOR (S = 6)</b>						
<i>Apis mellifera</i>	31	1,78	31	0,67	10	0,36
<i>Paratrigona subnuda</i>	1	0,06	-	-	-	-
<i>Partamona</i> sp.	-	-	1	0,02	-	-
<i>Plebeia</i> sp.	-	-	-	-	1	0,04
<i>Trigona</i> sp.	-	-	1	0,02	-	-
<i>Trigona spinipes</i>	3	2,01	11	0,95	-	0,39
<b>Sub-total</b>	<b>35</b>	<b>1,78</b>	<b>44</b>	<b>0,67</b>	<b>11</b>	<b>0,36</b>
<b>DETRITÍVORO (S = 1)</b>						
Fanniidae sp 1	-	-	8	0,17	3	0,11
<b>Sub-total</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>8</b>	<b>0,17</b>	<b>3</b>	<b>0,11</b>
<b>FUNGÍVORO (S = 3)</b>						
Lathridiidae sp 1	238	13,7	68	1,46	3	0,11
Lathridiidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04
Mycetophilidae sp 1	-	-	3	0,06	1	0,04
<b>Sub-total</b>	<b>238</b>	<b>13,7</b>	<b>71</b>	<b>1,52</b>	<b>5</b>	<b>0,18</b>
<b>Abundância Total</b>	<b>1740</b>		<b>4644</b>		<b>2813</b>	
<b>Riqueza Total (S)</b>	<b>59</b>		<b>70</b>		<b>64</b>	
<b>Shannon (H')</b>	<b>2,43</b>		<b>1,83</b>		<b>1,94</b>	

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 16 - Abundância de artrópodes, sua frequência relativa (%), riqueza por grupo funcional e total (S) e índice de Shannon (H'), coletados nos tratamentos T1 a T5. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>T1</b>	<b>%</b>	<b>T2</b>	<b>%</b>	<b>T3</b>	<b>%</b>	<b>T4</b>	<b>%</b>	<b>T5</b>	<b>%</b>
<b>FITÓFAGO (S = 55)</b>										
<i>Agromyzidae</i> sp 1	1	0,05	1	0,05	1	0,04	1	0,05	-	-
<i>Aphididae</i> sp 1	5	0,23	6	0,29	6	0,26	5	0,23	5	0,27
<i>Astylus variegatus</i>	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
<i>Bemisia tabaci</i>	21	0,97	7	0,34	7	0,30	7	0,32	9	0,49
<i>Bibionidae</i> sp 1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
<i>Caliothrips phaseoli</i>	5	0,23	2	0,10	1	0,04	1	0,05	5	0,27
<i>Chrysomelidae</i> sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
<i>Cicadellidae</i> sp 1	-	-	2	0,10	4	0,17	1	0,05	2	0,11
<i>Cicadellidae</i> sp 2	1	0,05	1	0,05	-	-	2	0,09	3	0,16
<i>Cicadellidae</i> sp 3	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
<i>Coleoptera</i> larva	8	0,37	5	0,24	3	0,13	2	0,09	-	0,00
<i>Coreidae</i> sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	0,00
<i>Crambidae</i> sp 1	85	3,94	30	1,44	21	0,90	17	0,79	8	0,44
<i>Cydnidae</i> sp 1	1	0,05	3	0,14	-	-	1	0,05	1	0,05
<i>Delphacidae</i> ninfa	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
<i>Delphacidae</i> sp 1	3	0,14	1	0,05	-	-	3	0,14	3	0,16
<i>Diabrotica speciosa</i>	1	0,05	1	0,05	1	0,04	4	0,19	1	0,05
<i>Drosophila melanogaster</i>	514	23,8	637	30,6	946	40,7	714	33,1	550	30,1
<i>Formicidae</i> sp 1	3	0,14	2	0,10	1	0,04	2	0,09	4	0,22
<i>Formicidae</i> sp 2	2	0,09	1	0,05	-	-	-	-	1	0,05
<i>Formicidae</i> sp 3	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	0,00
<i>Formicidae</i> sp 4	-	-	1	0,05	1	0,04	-	-	1	0,05
<i>Formicidae</i> sp 5	2	0,09	-	-	1	0,04	-	-	1	0,05
<i>Frankliniella occidentalis</i>	273	12,64	250	12,00	209	8,99	259	12,01	285	15,59
<i>Frankliniella schultzei</i>	28	1,30	17	0,82	28	1,20	39	1,81	35	1,91
<i>Fulgoridae</i> sp 1	2	0,09	1	0,05	1	0,04	-	-	-	-
<i>Haplothrips gowdeyi</i>	1	0,05	2	0,10	3	0,13	2	0,09	1	0,05
<i>Jalysus sobrinus</i>	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lagria vilosa</i>	3	0,14	1	0,05	1	0,04	1	0,05	-	-
<i>Lobiopa insularis</i>	17	0,79	37	1,78	26	1,12	25	1,16	23	1,26
<i>Lepidoptera</i> larva	1	0,05	1	0,05	1	0,04	-	-	-	-
<i>Lygaeidae</i> sp 1	2	0,09	2	0,10	2	0,09	-	-	-	-
<i>Maecolaspis</i> sp.	86	3,98	165	7,92	186	8,00	197	9,13	245	13,4
<i>Micropezidae</i> sp 1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05

(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>T1</b>	<b>%</b>	<b>T2</b>	<b>%</b>	<b>T3</b>	<b>%</b>	<b>T4</b>	<b>%</b>	<b>T5</b>	<b>%</b>
Miridae sp 1	1	0,05	2	0,10	2	0,09	1	0,05	-	-
<i>Neopamera bilobata</i>	147	6,81	126	6,05	134	5,76	49	2,27	24	1,31
Nitidulidae sp 1	4	0,19	7	0,34	6	0,26	2	0,09	9	0,49
Nitidulidae sp 2	2	0,09	-	-	-	-	-	-	-	-
Nitidulidae sp 3	8	0,37	3	0,14	21	0,90	9	0,42	8	0,44
Nitidulidae sp 4	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
Nitidulidae sp 5	-	-	-	-	1	0,04	-	-	1	0,05
Orthoptera ninfa	-	-	1	0,05	1	0,04	2	0,09	-	-
Pentatomidae sp 1	-	-	1	0,05	-	-	-	-	-	-
Pieridae sp 1	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Plutella xylostella</i>	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Pyrrhochoridae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Sciaridae sp 1	214	9,91	144	6,91	116	4,99	111	5,15	122	6,67
Sciaridae sp 2	2	0,09	2	0,10	4	0,17	2	0,09	5	0,27
Sciaridae sp 3	32	1,48	34	1,63	44	1,89	22	1,02	34	1,86
Tephritidae sp 1	1	0,05	1	0,05	-	-	2	0,09	-	-
Tephritidae sp 3	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Tetranychidae sp 1	6	0,28	8	0,38	4	0,17	2	0,09	3	0,16
<i>Tetranychus urticae</i>	-	-	2	0,10	1	0,04	-	-	-	-
Thysanoptera jovem	30	1,39	18	0,86	20	0,86	26	1,21	37	2,02
<i>Zaprionus indianus</i>	25	1,16	29	1,39	31	1,33	23	1,07	18	0,98
<b>Sub-total</b>	<b>1539</b>	<b>71,3</b>	<b>1554</b>	<b>74,6</b>	<b>1842</b>	<b>79,2</b>	<b>1535</b>	<b>71,2</b>	<b>1448</b>	<b>79,2</b>
<b>PARASITOIDE (S = 50)</b>										
Aphelinidae sp 1	-	-	-	-	-	-	1	0,05	3	0,16
Aphelinidae sp 2	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Bethylidae sp1	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Bethylidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Aphidiinae sp 1	11	0,51	25	1,20	7	0,30	3	0,14	1	0,05
Opiinae sp 1	2	0,09	1	0,05	1	0,04	2	0,09	2	0,11
Opiinae sp 2	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
Microgastrinae sp 1	35	1,62	20	0,96	16	0,69	2	0,09	1	0,05
Ceraphronidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Ceraphronidae sp 2	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Ceraphronidae sp 3	1	0,05	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Diapriidae sp 1	2	0,09	1	0,05	3	0,13	2	0,09	2	0,11
Encyrtidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	1	0,05
Encyrtidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	1	0,05	-	-
Encyrtidae sp 3	5	0,23	4	0,19	10	0,43	8	0,37	11	0,60



(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>T1</b>	<b>%</b>	<b>T2</b>	<b>%</b>	<b>T3</b>	<b>%</b>	<b>T4</b>	<b>%</b>	<b>T5</b>	<b>%</b>
Encyrtidae sp 4	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Encyrtidae sp 5	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Eulophidae sp 1	3	0,14	3	0,14	2	0,09	-	-	8	0,44
Eulophidae sp 2	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Eulophidae sp 3	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Eulophidae sp 6	1	0,05	-	-	1	0,04	1	0,05	1	0,05
Eulophidae sp 7	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Eurytomidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Figitidae sp 1	10	0,46	15	0,72	19	0,82	34	1,58	25	1,37
Figitidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Figitidae sp 3	-	-	2	0,10	-	-	-	-	-	-
Figitidae sp 4	-	-	-	-	2	0,09	1	0,05	-	-
Figitidae sp 5	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
Figitidae sp 6	-	-	1	0,05	-	-	-	-	-	-
Figitidae sp 7	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Ichneumonidae sp 1	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Ichneumonidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	-	-	1	0,05
Megaspilidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Megaspilidae sp 2	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Scelioninae sp 2	-	-	2	0,10	-	-	1	0,05	-	-
Scelioninae sp 4	2	0,09	3	0,14	2	0,09	1	0,05	-	-
Scelioninae sp 5	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
Scelioninae sp 7	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Scelioniane sp 6	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Pteromalidae sp 1	-	-	-	-	2	0,09	-	-	-	-
Pteromalidae sp 2	-	-	1	0,05	1	0,04	-	-	-	-
Pteromalidae sp 3	2	0,09	1	0,05	-	-	1	0,05	3	0,16
Pteromalidae sp 4	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Pteromalidae sp 5	-	-	1	0,05	-	-	-	-	-	-
Pteromalidae sp 6	-	-	-	-	1	0,04	1	0,05	1	0,05
Pteromalidae sp 10	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Tachinidae sp 1	2	0,09	2	0,10	1	0,04	-	-	2	0,11
Tachinidae sp 2	2	0,09	-	-	-	0,00	-	-	-	0,00
Tachinidae sp 3	-	-	1	0,05	1	0,04	-	-	1	0,05
Vespoidea sp 1	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
<b>Sub-total</b>	<b>85</b>	<b>3,94</b>	<b>83</b>	<b>3,98</b>	<b>78</b>	<b>3,35</b>	<b>63</b>	<b>2,92</b>	<b>71</b>	<b>3,88</b>
<b>PREDADOR (S = 24)</b>										
Araneae	16	0,74	18	0,86	12	0,52	9	0,42	11	0,60

(Continua)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>T1</b>	<b>%</b>	<b>T2</b>	<b>%</b>	<b>T3</b>	<b>%</b>	<b>T4</b>	<b>%</b>	<b>T5</b>	<b>%</b>
Carabidae sp 1	2	0,09	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Carabidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	-	-	1	0,05
<i>Chrysoperla externa</i>	1	0,05	-	-	-	-	2	0,09	-	-
Dolichopodidae sp 1	-	-	1	0,05	3	0,13	2	0,09	1	0,05
Dolichopodidae sp 2	-	-	-	-	3	0,13	3	0,14	-	-
<i>Eriopsis conexa</i>	1	0,05	-	-	2	0,09	2	0,09	2	0,11
<i>Geocoris punctipes</i>	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Hemerobiidae	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,11
<i>Hippodamia convergens</i>	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Miridae sp 3	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
<i>Nabis</i> sp.	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Neuroptera larva	-	-	-	-	-	-	1	0,05	-	-
<i>Orius insidiosus</i>	-	-	2	0,10	-	-	-	-	-	-
Phytoseiidae sp 1	180	8,34	94	4,51	107	4,60	309	14,33	116	6,35
Reduviidae sp 1	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
Staphylinidae sp 1	2	0,09	-	-	2	0,09	3	0,14	-	-
Staphylinidae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	2	0,09	1	0,05
Staphylinidae sp 3	-	-	1	0,05	-	-	-	-	-	-
Syrphidae sp 1	2	0,09	3	0,14	-	-	2	0,09	2	0,11
Syrphidae sp 2	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
Vespididae sp 2	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Vespididae sp 3	-	-	1	0,05	-	-	-	-	1	0,05
Vespididae sp 5	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,05
<b>Sub-total</b>	<b>208</b>	<b>9,63</b>	<b>120</b>	<b>5,76</b>	<b>134</b>	<b>5,76</b>	<b>335</b>	<b>15,5</b>	<b>139</b>	<b>7,60</b>
<b>DETRITÍVORO (S = 9)</b>										
Blaberidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Chironomidae sp 1	3	0,14	1	0,05	2	0,09	-	-	1	0,05
Fanniidae sp 1	8	0,37	5	0,24	7	0,30	3	0,14	2	0,11
Limoniidae sp 1	-	-	2	0,10	1	0,04	-	-	2	0,11
Limoniidae sp 2	1	0,05	1	0,05	1	0,04	1	0,05	2	0,11
Passalidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Scarabaeidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
Sepsidae sp 1	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,11
Tipulidae sp 1	1	0,05	3	0,14	1	0,04	4	0,19	-	-
<b>Sub-total</b>	<b>13</b>	<b>0,60</b>	<b>12</b>	<b>0,58</b>	<b>15</b>	<b>0,65</b>	<b>8</b>	<b>0,37</b>	<b>9</b>	<b>0,49</b>
<b>FUNGÍVORO (S = 3)</b>										
Lathridiidae sp 1	271	12,6	218	10,5	180	7,74	146	6,77	102	5,58
Lathridiidae sp 2	29	1,34	59	2,83	44	1,89	27	1,25	20	1,09

(Conclusão)

<b>Grupo funcional/Táxon</b>	<b>T1</b>	<b>%</b>	<b>T2</b>	<b>%</b>	<b>T3</b>	<b>%</b>	<b>T4</b>	<b>%</b>	<b>T5</b>	<b>%</b>
Mycetophilidae sp 1	1	0,05	3	0,14	1	0,04	1	0,05	2	0,11
<b>Sub-total</b>	<b>301</b>	<b>13,9</b>	<b>280</b>	<b>13,4</b>	<b>225</b>	<b>9,68</b>	<b>174</b>	<b>8,07</b>	<b>124</b>	<b>6,78</b>
<b>POLINIZADOR (S = 4)</b>										
Apidae sp 1	-	-	-	-	1	0,04	-	-	-	-
<i>Apis mellifera</i>	8	0,37	27	1,30	21	0,90	32	1,48	24	1,31
<i>Paratrigona subnuda</i>	3	0,14	6	0,29	5	0,22	5	0,23	2	0,11
<i>Trigona spinipes</i>	2	0,09	2	0,10	4	0,17	5	0,23	11	0,60
<b>Sub-total</b>	<b>13</b>	<b>0,60</b>	<b>35</b>	<b>1,68</b>	<b>31</b>	<b>1,33</b>	<b>42</b>	<b>1,95</b>	<b>37</b>	<b>2,02</b>
<b>Abundância Total</b>	<b>2159</b>		<b>2084</b>		<b>2325</b>		<b>2157</b>		<b>1828</b>	
<b>Riqueza (S)</b>	<b>78</b>		<b>72</b>		<b>91</b>		<b>69</b>		<b>78</b>	
<b>Shannon (H')</b>	<b>2,68</b>		<b>2,6</b>		<b>2,44</b>		<b>2,42</b>		<b>2,55</b>	

Fonte: Do autor (2019)

Na Tabela 17, encontram-se as médias e o erro padrão dos índices de abundância, riqueza e Shannon para os artrópodes coletados nos *spots* com as plantas entomófilas (manjeriço, mix de asteráceas e coentro). Em relação ao índice de abundância, foi constatado diferença significativa ( $p < 0,01$ ) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores do mix de asteráceas e manjeriço e entre os valores do mix de asteráceas e coentro, porém, não houve diferença significativa entre os valores de coentro e manjeriço. No que se refere ao índice de riqueza e diversidade (Shannon) não houve diferença significativa pelo teste Tukey entre os valores de *O. basilicum*, mix de asteráceas e *C. sativum*.

Tabela 17- Média ( $\pm$  EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas realizadas nos *spots* com plantas entomófilas através de sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Riqueza<sup>n.s.</sup></b> <b><math>p = 0,2517</math></b> <b>F = 1,42</b>	<b>Abundância<sup>1</sup></b> <b><math>p = 0,0015</math></b> <b>H = 13,01</b>	<b>Shannon (H')<sup>n.s.</sup></b> <b><math>p = 0,1454</math></b> <b>F = 2,01</b>
<b>Mix</b>	17,38 $\pm$ 1,81	290,25 $\pm$ 3,02 a	1,829
<b>Coentro</b>	14,88 $\pm$ 1,45	175,81 $\pm$ 3,80 b	1,939
<b>Manjeriço</b>	13,63 $\pm$ 1,52	108,75 $\pm$ 1,02 b	2,433

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste Tukey a 5% de significância.

<sup>1</sup>Médias seguidas de letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Contudo, no que tange a estratégia ecológica, houve diferença significativa ( $p < 0,001$ ) entre de abundância dos fitófagos associados ao mix de asteráceas e as médias de manjeriço e entre as médias de asteráceas e coentro, no entanto, não houve diferença significativa entre as médias de manjeriço e coentro (Tabela 18).

Para parasitoides, houve diferença significativa ( $p < 0,05$ ) entre a média de indivíduos capturados em plantas de manjeriço e as médias de plantas de asteráceas e coentro, todavia, não houve diferença entre as médias encontradas no mix de asteráceas e coentro. Maiores valores de média foram observados em plantas de coentro e asteráceas, (17,13) e (14,69), respectivamente.

No que diz respeito aos agentes polinizadores, plantas de asteráceas (2,75) e manjeriço (2,19) obtiveram maiores médias que plantas de coentro (0,69), e não diferiram estatisticamente entre si. Entretanto, verificou-se diferença significativa ( $p < 0,01$ ) entre as médias do mix de asteráceas e coentro e entre as médias de coentro e manjeriço.

Quanto a predadores, não foram observadas diferenças significativas ( $p > 0,05$ ) entre as médias obtidas para plantas de manjeriço, asteráceas e coentro, porém, os mesmos foram mais abundantes em plantas de manjeriço (Tabela 18).

Tabela 18 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos *spots* com plantas entomófilas, através de sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos<sup>1</sup></b> $p = 0,0003$ <b>H = 16,39</b>	<b>Parasitoides<sup>1</sup></b> $p = 0,0104$ <b>H = 9,07</b>	<b>Polinizadores<sup>1</sup></b> $p = 0,0065$ <b>H = 9,43</b>	<b>Predadores<sup>n.s.</sup></b> $p = 0,6933$ <b>H = 0,72</b>
<b>Mix</b>	264,50 $\pm$ 40,56 a	14,69 $\pm$ 3,02 a	2,75 $\pm$ 0,61 a	3,38 $\pm$ 0,75
<b>Coentro</b>	154,56 $\pm$ 31,70 b	17,13 $\pm$ 3,80 a	0,69 $\pm$ 0,34 b	2,94 $\pm$ 0,85
<b>Manjeriço</b>	75,31 $\pm$ 12,30 b	4,63 $\pm$ 1,02 b	2,19 $\pm$ 0,42 a	11,75 $\pm$ 5,26

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

<sup>1</sup>Médias seguidas de letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Ao analisar a riqueza dentro das estratégias ecológicas (Tabela 19), não verificou-se diferença significativa entre os valores médios obtidos para fitófagos, parasitoides e predadores das plantas entomófilas testadas. No entanto, constatou-se diferença significativa ( $p < 0,05$ ) entre a média de riqueza dos polinizadores associados ao mix de asteráceas e a média de coentro, e entre as médias de manjeriço e coentro, ao passo que não houve diferença significativa entre as médias de manjeriço e mix de asteráceas.

Tabela 19 - Média ( $\pm$  EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos *spots* com plantas entomófilas, através de sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.*</sup> <i>p</i> = <b>0,4956</b> <b>F = 0,71</b>	<b>Parasitoides</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,0916</b> <b>H = 4,71</b>	<b>Polinizadores</b> <sup>1</sup> <i>p</i> = <b>0,0117</b> <b>H = 7,43</b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,6806</b> <b>H = 0,69</b>
<b>Manjeriçã</b>	7,94 $\pm$ 1,98	1,25 $\pm$ 0,28	0,88 $\pm$ 0,13 a	1,25 $\pm$ 0,28
<b>Mix</b>	9,13 $\pm$ 0,76	1,56 $\pm$ 0,26	1,06 $\pm$ 0,19 a	1,56 $\pm$ 0,26
<b>Coentro</b>	8,31 $\pm$ 0,71	1,38 $\pm$ 0,26	0,38 $\pm$ 0,15 b	1,38 $\pm$ 0,26

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste Tukey a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

<sup>1</sup>Médias seguidas de letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Na Tabela 20, encontram-se as médias e o erro padrão dos índices de abundância, riqueza e Shannon para os artrópodes coletados nos cinco tratamentos. Conforme é possível visualizar, não houve diferença significativa ( $p > 0,05$ ) entre as médias dos índices de abundância e riqueza, e dos valores de Shannon dos tratamentos.

Tabela 20 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas adaptadas de Moericke e sugador entomológico. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Shannon (H')</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,5654</b> <b>H = 2,95</b>	<b>Abundância</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,8953</b> <b>H = 1,09</b>	<b>Riqueza</b> <sup>n.s.*</sup> <i>p</i> = <b>0,8351</b> <b>F = 0,36</b>
<b>Influência manjeriçã (T1)</b>	2,676	134,94 $\pm$ 19,09	19,06 $\pm$ 1,6
<b>Influência manjeriçã/mix (T2)</b>	2,6	130,25 $\pm$ 21,10	19,44 $\pm$ 1,38
<b>Influência mix (T3)</b>	2,44	145,31 $\pm$ 21,73	20,56 $\pm$ 1,62
<b>Influência mix/coentro (T4)</b>	2,42	134,81 $\pm$ 14,80	18,94 $\pm$ 0,88
<b>Influência coentro (T5)</b>	2,55	114,25 $\pm$ 9,47	18,44 $\pm$ 0,97

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste Kruskal-Wallis a 5% de significância.

<sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste Tukey a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Ao analisar a diversidade funcional do agrossistema nos tratamentos, também não foi verificada diferença significativa ( $p > 0,05$ ) para os valores médios de abundância e riqueza (Tabelas 21 e 22). Ou seja, a comunidade de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores não diferiu entre os cinco tratamentos avaliados. No entanto, observa-se maiores valores de médias de abundância para fitófagos e polinizadores, bem como maior média de riqueza de parasitoides no morangueiro sob a influência de asteráceas (T3) (Tabelas 21 e 22).

Tabela 21- Média ( $\pm$  EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas transparentes adaptadas de Moericke e sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,9325</math></b> <b><math>H = 0,84</math></b>	<b>Parasitoides</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,8868</math></b> <b><math>H = 1,14</math></b>	<b>Polinizadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,0847</math></b> <b><math>H = 7,76</math></b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,3797</math></b> <b><math>H = 4,17</math></b>
<b>Trat. 1</b>	96,19 $\pm$ 13,71	5,31 $\pm$ 1,65	0,81 $\pm$ 0,26	13,00 $\pm$ 3,97
<b>Trat. 2</b>	97,13 $\pm$ 18,00	5,19 $\pm$ 0,96	2,19 $\pm$ 0,85	7,50 $\pm$ 1,90
<b>Trat. 3</b>	115,13 $\pm$ 19,76	4,88 $\pm$ 0,94	2,94 $\pm$ 0,85	8,38 $\pm$ 2,98
<b>Trat. 4</b>	95,94 $\pm$ 13,84	3,94 $\pm$ 0,47	2,62 $\pm$ 0,61	20,94 $\pm$ 7,59
<b>Trat. 5</b>	90,63 $\pm$ 7,56	4,44 $\pm$ 1,00	2,31 $\pm$ 0,89	8,69 $\pm$ 3,14

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 22 - Média ( $\pm$  EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas realizadas nos cinco tratamentos através de armadilhas transparentes adaptadas de Moericke e sugadores entomológicos. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.*</sup> <b><math>p = 0,7775</math></b> <b><math>F = 0,44</math></b>	<b>Parasitoides</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,9702</math></b> <b><math>H = 0,52</math></b>	<b>Polinizadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,2311</math></b> <b><math>H = 4,68</math></b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,5002</math></b> <b><math>H = 3,08</math></b>
<b>Trat. 1</b>	11,44 $\pm$ 0,62	3,00 $\pm$ 0,68	0,56 $\pm$ 0,16	2,00 $\pm$ 0,32
<b>Trat. 2</b>	11,56 $\pm$ 0,71	2,88 $\pm$ 0,46	0,94 $\pm$ 0,19	1,69 $\pm$ 0,25
<b>Trat. 3</b>	10,75 $\pm$ 0,83	3,19 $\pm$ 0,61	1,06 $\pm$ 0,17	2,25 $\pm$ 0,27
<b>Trat. 4</b>	10,88 $\pm$ 0,59	2,5 $\pm$ 0,16	1,13 $\pm$ 0,20	2,38 $\pm$ 0,22
<b>Trat. 5</b>	10,50 $\pm$ 0,65	2,81 $\pm$ 0,52	0,94 $\pm$ 0,23	2,06 $\pm$ 0,23

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste Tukey a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Por outro lado, considerando apenas as coletas realizadas com sugador entomológico e comparando os dados obtidos nos tratamentos T1, T3 e T5 com os dados referentes às plantas entomófilas, nota-se que não houve diferença significativa ( $p > 0,05$ ) entre os valores dos índices de abundância, riqueza e Shannon do morangueiro sob a influência de manjeriço e os valores dos *spots* com manjeriço (Tabela 23). Porém, em relação aos nichos ecológicos, apesar de manjeriço obter maiores médias de abundância de fitófagos (75,31), parasitoides (4,63), polinizadores (2,19) e predadores (11,75) que o morangueiro sob a sua influência, verificou-se diferença significativa ( $p < 0,01$ ) apenas para polinizadores (Tabela 24). No que se refere a riqueza, não foi constatada diferença significativa ( $p > 0,05$ ) entre as médias de fitófagos,

parasitoides, predadores e polinizadores associados a plantas de manjerição e ao T1 (Tabela 25).

Tabela 23 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H') das coletas ativas realizadas nos spots com plantas de manjerição e no morangueiro sob a influência de manjerição. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Riqueza</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,973814</b> <b>F = 0,0011</b>	<b>Abundância</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,226143</b> <b>F = 1,53</b>	<b>Shannon (H')</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,217191</b> <b>F = 1,59</b>
<b>Manjerição</b>	13,62 $\pm$ 1,52	108,75 $\pm$ 16,17	2,433
<b>Influência manjerição</b>	13,56 $\pm$ 1,11	83,75 $\pm$ 12,15	2,535

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 24 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos spots com plantas de manjerição e no morangueiro sob a sua influência. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.*</sup> <i>p</i> = <b>0,157078</b> <b>F = 2,11</b>	<b>Parasitoides</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,183507</b> <b>U = 92</b>	<b>Polinizadores</b> <sup>1</sup> <i>p</i> = <b>0,002248</b> <b>U = 49,5</b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,642022</b> <b>U = 115,50</b>
<b>Manjerição</b>	75,31 $\pm$ 12,30	4,63 $\pm$ 1,02	2,19 $\pm$ 0,42	11,75 $\pm$ 5,26
<b>Influência manjerição</b>	53,63 $\pm$ 8,47	2,44 $\pm$ 0,83	0,56 $\pm$ 0,18	12,00 $\pm$ 3,81

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>1</sup>Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 25 - Média ( $\pm$  EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos spots com plantas de manjerição e no morangueiro sob a sua influência. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.*</sup> <i>p</i> = <b>0,781545</b> <b>F = 0,08</b>	<b>Parasitoides</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,097229</b> <b>U = 85</b>	<b>Polinizadores</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,053233</b> <b>U = 83</b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <i>p</i> = <b>0,937271</b> <b>U = 126</b>
<b>Manjerição</b>	7,94 $\pm$ 0,69	2,69 $\pm$ 0,57	0,88 $\pm$ 0,13	1,25 $\pm$ 0,28
<b>Influência manjerição</b>	8,19 $\pm$ 0,56	1,44 $\pm$ 0,45	0,50 $\pm$ 0,16	1,25 $\pm$ 0,28

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Em relação as plantas de asteráceas e o morangueiro sob a sua influência, verificou-se diferenç  significativa tanto para o  ndice de abundância ( $p < 0,0001$ ) quanto para o  ndice de diversidade (Shannon) ( $p < 0,001$ ) entre os dados referentes aos spots com mix e ao

morangueiro sob a sua influência, observando maior média de abundância nos *spots* com mix (290,25) e maior valor de Shannon no morangueiro sob a influência de asteráceas (2,613) (Tabela 26). Ao confrontar os grupos funcionais, constatou-se diferença significativa entre as médias de abundância de fitófagos ( $p < 0,0001$ ) e parasitoides ( $p < 0,001$ ) dos *spots* com mix e as respectivas médias do morangueiro sob a sua influência, verificando maiores valores de médias nos *spots* com asteráceas, 264,5 e 14,69 para fitófagos e parasitoides, nessa ordem (Tabela 27). Ao que se refere a riqueza, houve diferença significativa apenas para parasitoides ( $p < 0,001$ ), obtendo maior média em plantas de asteráceas (Tabela 28).

Tabela 26 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de mix. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Tratamentos	Riqueza <sup>n.s.</sup> $p = 0,106088$ $F = 2,78$	Abundância <sup>1</sup> $p = 0,000047$ $U = 20$	Shannon (H') <sup>2</sup> $p = 0,000160$ $F = 24,48$
Mix	17,38 $\pm$ 1,81	290,25 $\pm$ 42,67	1,829
Influência mix	13,81 $\pm$ 1,14	68,44 $\pm$ 11,02	2,613

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste F com 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>2</sup> Significativo pelo teste F a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 27 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de asteráceas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Tratamentos	Fitófagos <sup>1</sup> $p = 0,000019$ $U = 14,15$	Parasitoides <sup>1</sup> $p = 0,000490$ $U = 35,5$	Polinizadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,146774$ $U = 89,5$	Predadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,396438$ $U = 105,5$
Mix	264,50 $\pm$ 40,56	14,69 $\pm$ 3,02	2,75 $\pm$ 0,61	3,38 $\pm$ 0,75
Influência Mix	49,06 $\pm$ 9,12	1,38 $\pm$ 0,45	1,37 $\pm$ 0,31	7,56 $\pm$ 2,92

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)



Tabela 28 - Média ( $\pm$  EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de asteráceas e no morangueiro sob a influência de asteráceas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Fitófagos</b> <sup>n.s.*</sup> <b><math>p = 0,368178</math></b> <b>F = 0,83</b>	<b>Parasitoides</b> <sup>1</sup> <b><math>p = 0,000490</math></b> <b>U = 35</b>	<b>Polinizadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,187173</math></b> <b>U = 93</b>	<b>Predadores</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,984965</math></b> <b>U = 127,5</b>
<b>Mix</b>	9,13 $\pm$ 0,76	4,81 $\pm$ 0,79	1,06 $\pm$ 0,19	1,56 $\pm$ 0,26
<b>Influência Mix</b>	8,13 $\pm$ 0,79	1,00 $\pm$ 0,30	0,69 $\pm$ 0,15	1,56 $\pm$ 0,22

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Por fim, analisando plantas de coentro e plantas de morangueiro sob a sua influência notou-se que houve diferença significativa entre os valores de abundância ( $p < 0,01$ ) e Shannon ( $p < 0,05$ ) dos *spots* com coentro e os respectivos valores do morangueiro sob a sua influência, observando maior média de abundância nos *spots* com coentro (175,81) e maior valor de Shannon no morangueiro sob a influência de coentro (2,425) (Tabela 29).

Tabela 29 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de artrópodes, riqueza (S), Shannon (H) das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

<b>Tratamentos</b>	<b>Riqueza</b> <sup>n.s.</sup> <b><math>p = 0,122408</math></b> <b>F = 2,53</b>	<b>Abundância</b> <sup>1</sup> <b><math>p = 0,001190</math></b> <b>U = 42</b>	<b>Shannon (H)</b> <sup>2</sup> <b><math>p = 0,013849</math></b> <b>F = 6,86</b>
<b>Coentro</b>	14,88 $\pm$ 1,45	175,81 $\pm$ 32,47	1,939
<b>Influência coentro</b>	12,31 $\pm$ 0,71	63,13 $\pm$ 8,12	2,425

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste F com 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>2</sup> Significativo pelo teste F a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

No que tange a estratégia ecológica, constatou-se diferença significativa entre os valores de médias de abundância dos fitófagos ( $p < 0,01$ ) e parasitoides ( $p < 0,001$ ), observando maiores valores (154,56 e 17,13, respectivamente), nos *spots* com coentro (Tabela 30). Ao que concerne à riqueza, houve diferença significativa apenas para parasitoides ( $p < 0,001$ ), obtendo maior média em plantas de coentro (Tabela 31).

Tabela 30 - Média ( $\pm$  EP) da abundância total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Tratamentos	Fitófagos <sup>1</sup> $p = 0,001042$ $U = 41$	Parasitoides <sup>1</sup> $p = 0,000425$ $U = 34,5$	Polinizadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,064783$ $U = 79$	Predadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,057004$ $U = 77,5$
<b>Coentro</b>	154,56 $\pm$ 31,70	17,13 $\pm$ 3,80	2,94 $\pm$ 0,85	0,69 $\pm$ 0,34
<b>Influência Coentro</b>	51,00 $\pm$ 6,96	1,75 $\pm$ 0,48	8,00 $\pm$ 3,05	2,31 $\pm$ 0,76

Nota: <sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Tabela 31- Média ( $\pm$  EP) da riqueza total de fitófagos, parasitoides, polinizadores e predadores das coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas de coentro e no morangueiro sob a influência de coentro. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Tratamentos	Fitófagos <sup>n.s.*</sup> $p = 0,133085$ $F = 2,38$	Parasitoides <sup>1</sup> $p = 0,000852$ $U = 39,5$	Polinizadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,086374$ $U = 82,5$	Predadores <sup>n.s.</sup> $p = 0,509539$ $U = 110,5$
<b>Coentro</b>	8,31 $\pm$ 0,71	4,44 $\pm$ 0,69	0,38 $\pm$ 0,15	1,38 $\pm$ 0,26
<b>Influência Coentro</b>	7,00 $\pm$ 0,47	1,19 $\pm$ 0,32	0,94 $\pm$ 0,23	1,56 $\pm$ 0,20

Nota: <sup>n.s.\*</sup> Não significativo pelo teste F a 5% de significância.

<sup>n.s.</sup> Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

<sup>1</sup> Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Na tabela 32 há as análises estatísticas da abundância de *Bemisia tabaci* e dos indivíduos da Ordem Thysanoptera observados nas coletas realizadas por meio de sugador entomológico.

Tabela 32 - Média ( $\pm$  EP) da abundância de *Bemisia tabaci* e tripses (Thysanoptera) observada nas coletas ativas realizadas nos *spots* com plantas entomófilas e no morangueiro sob as suas respectivas influências. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Tratamentos	<i>B. tabaci</i> <sup>1</sup> $P < 0,0001$ $H = 54,76$	Thysanoptera <sup>1</sup> $P < 0,0001$ $H = 46,19$
<b>Mix</b>	46,75 $\pm$ 19,81 a	207,31 $\pm$ 40,52 a
<b>Coentro</b>	6,5 $\pm$ 2,01 b	139,19 $\pm$ 32,88 ab
<b>Manjeriço</b>	7,5 $\pm$ 2,67 ab	56,63 $\pm$ 10,11b
<b>Influência mix</b>	0,38 $\pm$ 0,26 c	15,63 $\pm$ 4,66 c
<b>Influência coentro</b>	0,44 $\pm$ 0,16 c	22,13 $\pm$ 5,94 c
<b>Influência manjeriço</b>	1,25 $\pm$ 0,93 c	20,5 $\pm$ 5,52 c

Nota: <sup>1</sup> Médias seguidas de letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Houve diferença significativa ( $p < 0,0001$ ) entre as abundâncias de *B. tabaci* e Thysanoptera coletados em plantas entomófilas e as abundâncias desses insetos coletados em plantas de morangueiro sob as suas influências, verificando maiores médias sempre nas plantas entomófilas.

Constatou-se diferença significativa entre a média de indivíduos de *B. tabaci* coletados em plantas de asteráceas e coentro. No entanto, não houve diferença entre as médias de indivíduos coletados em plantas de asteráceas e manjerição, e entre as médias obtidas para plantas de coentro e manjerição.

Com relação a Ordem Thysanoptera, houve diferença significativa entre as médias de indivíduos associados a plantas de asteráceas e a plantas de manjerição. Porém, não verificou-se diferença significativa entre as médias de asteráceas e coentro e entre as médias de coentro e manjerição.

A tabela 33, por sua vez, retrata as análises estatísticas da abundância dos tripses *Caliothrips phaseoli*, *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella schultzei* e *Haplothrips gowdeyi*, coletados nos *spots* com plantas entomófilas.

Tabela 33 - Média ( $\pm$  EP) da abundância das espécies *C. phaseoli*, *F. occidentalis*, *F. schultzei* e *H. gowdeyi* coletados nos *spots* com plantas entomófilas. Alfredo Vasconcelos, MG, 2018.

Espécies	Tratamentos		
	Mix	Coentro	Manjerição
<i>C. phaseoli</i> <sup>1</sup> $p = 0,0054$ $H = 10,28$	1,81 $\pm$ 0,44 b	40,5 $\pm$ 13,98 a	21,00 $\pm$ 5,78 ab
<i>H. gowdeyi</i> <sup>1</sup> $p = 0,0013$ $H = 9,67$	2,56 $\pm$ 0,93 b	4,81 $\pm$ 1,86 a	-
<i>F. occidentalis</i> <sup>1</sup> $p = 0,0005$ $H = 15,32$	100,94 $\pm$ 16,87 a	78,13 $\pm$ 15,73 a	27,75 $\pm$ 4,63 b
<i>F. schultzei</i> <sup>1</sup> $p = 0,0001$ $H = 19,45$	97,81 $\pm$ 26,25 a	13,44 $\pm$ 3,41 b	6,25 $\pm$ 1,74 bc

Nota: <sup>1</sup>Médias seguidas de letras iguais nas linhas não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2019)

Em relação a espécie *C. phaseoli*, verificou-se diferença significativa ( $p < 0,01$ ) entre as médias referentes aos *spots* com coentro e aos *spots* com mix. Porém, apesar de apresentar maior média, plantas de coentro não diferiram de manjericão. Mesma tendência foi encontrada para plantas de manjericão e mix de asteráceas, na qual não foi observada diferença significativa entre as mesmas para a ocorrência de *C. phaseoli*.

Para *H. gowdeyi* notou-se diferença significativa ( $p < 0,01$ ) entre as médias de asteráceas e coentro, obtendo maior média em plantas de coentro (4,81).

No que tange a espécie *F. occidentalis*, observou-se que essa obteve maior média em plantas de asteráceas e que diferiu significativamente ( $p < 0,001$ ) do valor médio encontrado em plantas de manjericão. Houve diferença significativa ( $p < 0,001$ ) entre o valor médio obtido para plantas de coentro e manjericão. Não constatou-se diferença significativa entre plantas de asteráceas e coentro, embora maior média fosse verificada em asteráceas (100,94).

A abundância média de *F. schultzei* diferiu significativamente ( $p < 0,001$ ) entre plantas de asteráceas e coentro e entre asteráceas e manjericão. Todavia, não houve diferença significativa entre plantas de coentro e manjericão.

## 5 DISCUSSÃO

O controle biológico conservativo mediante a diversificação dos cultivos agrícolas apresenta-se como estratégia para a regulação de pragas em olerícolas (BRENNAN, 2016; RIBEIRO; GONTIJO, 2017; TSCHUMI et al., 2016), uma vez que esse método de proteção de plantas é de baixo custo, reduz as despesas com a compra de agentes de controle biológico, e interage com outros métodos de regulação de artrópodes-praga. Sobre essa perspectiva, Michaud (2018) afirma que o controle biológico sustentável é melhor alcançado por meio do manejo do habitat e de modificações nas práticas culturais que proporcionem cada vez mais naturalidade aos agroecossistemas, facilitando o recrutamento e a persistência de artrópodes benéficos. Com esse intuito, plantas de calêndula (*Calendula officinalis*), coentro (*Coriandrum sativum*), cravo-amarelo (*Tagetes erecta*) e manjeriço (*Ocimum basilicum*) têm sido cada vez mais estudadas e empregadas sob a ótica da funcionalidade na diversificação dos cultivos na tentativa de sustentar comunidades de herbívoros e de atrair e conservar agentes de controle biológico e polinizadores (PEREIRA et al., 2015; STEIN, 2015; BEN ISSA et al., 2016; ZHAO et al., 2016; RESENDE et al., 2017). No presente trabalho, mais uma vez constatou-se o potencial de tais plantas entomófilas em atrair e abrigar insetos fitófagos, inimigos naturais e polinizadores.

No que tange a riqueza de artrópodes associada às plantas entomófilas e aos tratamentos foi possível inferir através das curvas de riqueza acumulada que o esforço amostral empregado durante as realizações das coletas foi bom, visto que atingiu-se uma suficiência amostral superior a 80% em todos os casos (Figuras 2, 3, 4 e 5).

Com relação ao acúmulo de indivíduos nos *spots* com as plantas entomófilas (Figura 6), nota-se que as plantas de asteráceas acumularam mais indivíduos (4.644) ao longo do período de amostragem, seguidas por plantas de coentro (2.813) e manjeriço (1.740). Como as coletas foram realizadas nas fases vegetativa e de floração das plantas entomófilas, esperava-se que o acúmulo de indivíduos fosse gradual e aumentasse no final das coletas coincidindo com a floração plena das mesmas. Para as curvas referentes às coletas nos *spots* com coentro e nos *spots* com manjeriço observou-se tal tendência a partir da oitava semana de coletas (amostra número 64), a qual equivale ao segundo mês de amostragem, período no qual tais plantas entomófilas atingiram a fase de floração plena (Figura 6).

Em contrapartida, para a curva referente à coleta nos *spots* com calêndula e cravo-amarelo, essa tendência foi verificada, antecipadamente, a partir da segunda semana de amostragem, uma vez que as plantas de *T. erecta* foram levadas à área experimental com um

botão floral, em média. Nos *spots* com mix de asteráceas, o acúmulo de indivíduos ocorre gradualmente até a oitava semana e, posteriormente, estabiliza condizendo com o início do período de senescência das plantas de cravo-amarelo. Novo acúmulo gradual de indivíduos é constatado nos *spots* com mix de asteráceas a partir da décima semana de amostragem (amostra número 80) quando as plantas de *C. officinalis* atingiram a floração plena (Figura 6).

No que concerne aos tratamentos, observa-se que o morangueiro sob a influência de plantas de coentro acumulou menor quantidade de indivíduos (1.828), fato possivelmente relacionado com as pulverizações com produtos fitossanitários, as quais eram mais concentradas nos canteiros amostrais desse tratamento para controlar a população de besouros-das-rosáceas (*Maecolaspis* sp.), e que justifica o acúmulo gradual de artrópodes no mesmo, resultando em uma curva com aspectos retilíneos (Figura 7).

A maior abundância de artrópodes em plantas de asteráceas (calêndula e cravo-amarelo) em relação a plantas de manjeriço e coentro, está relacionada possivelmente a quantidade e a qualidade dos recursos florais produzidos pelas mesmas. Entretanto, tal abundância deve ser vista sobre a ótica da funcionalidade, conforme já foi proposto por Parolin et al. (2012) e Begg et al. (2017). Tais autores reforçam que as plantas utilizadas no manejo do habitat como estratégia de diversificação dos cultivos devem ser capazes de não só atrair, como também sustentar as populações de agentes de controle biológico e fitófagos, para que haja um equilíbrio entre as mesmas, evitando assim, possíveis distúrbios nos agrossistemas.

Em relação à abundância, de acordo com a estratégia funcional, observou-se que os fitófagos foram os mais abundantes em plantas entomófilas, representando 91,13%, 87,91% e 69,25% da artropodofauna associada às plantas de asteráceas, coentro e manjeriço, respectivamente (Tabela 15). Para Marques, Price e Cobb (2000) plantas que apresentam maior quantidade de recursos, principalmente flores, apresentam maior riqueza e abundância de insetos herbívoros.

Dentre os fitófagos mais abundantes nas plantas entomófilas estão os tripses, *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1825), *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1920) e *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912) e a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889). A espécie *F. occidentalis* figura entre os principais táxons que mais contribuíram para a dissimilaridade entre as comunidades de artrópodes associadas a plantas de manjeriço, asteráceas e coentro, conforme verificado pelos testes de SIMPER (Tabelas 3, 4 e 5).

Os testes estatísticos (Tabela 33) sugerem que há uma preferência de *F. occidentalis* por plantas de *T. erecta*, *C. officinalis* e *C. sativum* que por *O. basilicum*, e que *F. schultzei* tem maior predileção por asteráceas que por *C. sativum* e *O. basilicum*, quando tais plantas

entomófilas são distribuídas em pequenos *spots* no interior do cultivo do morangueiro. A preferência de ambas as espécies de tripes por plantas de asteráceas pode estar associada com a coloração, quantidade e qualidade de recursos florais oferecidos pelas mesmas (YUDIN et al., 1987; SHIBUYA & TAKEUCHI, 1998). De acordo com Yudin et al. (1987) flores com cores claras como o amarelo e o branco tendem a atrair mais *F. occidentalis*. Pavan et al. (1993), por sua vez, observaram que as flores de cor amarelo intenso de tomateiro selvagem propiciou a colonização por *F. schultzei*. Assim, essas informações acerca da coloração das flores são relevantes e podem colaborar na escolha das melhores plantas a serem utilizadas como armadilha para o manejo de espécies de tripes nos cultivos.

As espécies *F. occidentalis* e *F. schultzei* são importantes pragas da cultura do morangueiro (PINENT et al., 2011; CLUEVER et al., 2016). Nesse sentido, a diversificação de morangueiro empregando plantas de asteráceas, coentro e manjerição deve ser realizada com cautela, visto que tais plantas podem atrair importantes artrópodes-praga da cultura supracitada.

Contudo, a abundância de *F. occidentalis* e *F. schultzei* no morangueiro sob a influência de tais plantas entomófilas foi menor que nos *spots* com mix de asteráceas, coentro e manjerição (Tabelas 15 e 16), conforme comprovado pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância (Tabela 32). Aliado a isso, as análises de SIMPER atribuem a abundância de tripes, especialmente *F. occidentalis*, uma das principais responsáveis pela dissimilaridade entre a artropodofauna associada a plantas entomófilas e a artropodofauna associada aos morangueiros sob as suas influências (Tabelas 11, 12 e 13).

Esses resultados sugerem que plantas de asteráceas, coentro e manjerição podem ter funcionado como cultivo armadilha para tripes, ou como refúgio para tais insetos contra a ação de produtos fitossanitários. Peres et al. (2009) avaliaram a atração de tripes por plantas de cravo-anão (*Tagetes patula*) consorciado com melão e identificaram 11 espécies de thysanópteros na planta entomófila. Para os autores, a introdução de *T. patula* foi potencialmente positiva, visto que a mesma atuou atraindo as espécies de tripes para fora do cultivo principal.

Stein (2015) e Melo (2017), utilizaram plantas de cravo-amarelo como estratégia para o manejo do habitat em morangueiro, e também observaram o potencial de plantas de *Tagetes erecta* hospedar insetos da Ordem Thysanoptera.

No presente experimento, *F. occidentalis* correspondeu a 34,78% dos artrópodes coletados, sendo que 1.615 indivíduos foram encontrados associados a plantas de calêndula e cravo-amarelo (Tabela 15). Em Stein (2015), por sua vez, *F. occidentalis* representou 42,40% do total de artrópodes coletados em plantas de *T. erecta*. Esses resultados deixam claro o potencial dessas espécies de asteráceas em atrair e hospedar *F. occidentalis*.

Melo (2017) constatou maior ocorrência de espécies de tripes associadas à faixa de cravo-amarelo que em plantas de morango. Tal resultado corrobora com o do presente trabalho, no qual foi observado maior ocorrência de espécies de tripes em plantas entomófilas (independentemente da família: Asteraceae, Apiaceae ou Lamiaceae) quando comparado ao número presente no morangueiro (Tabela 32).

Embora não se tenha verificado diferença significativa entre os valores médios obtidos em plantas de *C. sativum* e *O. basilicum* (Tabela 33), os tripes, *C. phaseoli*, foram mais abundantes em plantas de coentro. A ocorrência dessa espécie nas plantas entomófilas pode estar correlacionada com a presença de cultivo de feijão-vagem ao redor da casa-de-vegetação experimental, visto que tal inseto é considerado praga de fabáceas, tais como a soja e o feijão (DE SOUZA et al., 2012; BOIÇA JÚNIOR et al., 2015). Logo, indivíduos de *C. phaseoli* provavelmente foram atraídos pelos recursos florais das plantas entomófilas e migrado da área adjacente para as mesmas.

Com relação à incidência de mosca-branca em plantas entomófilas, essa foi maior em plantas de asteráceas (76,95%) e manjerição (12,36%) (Tabela 15). A alta incidência de mosca-branca nas plantas entomófilas pode estar associada a presença de cultivos de tomate e pimentão próximos a estufa experimental.

Porém, a ocorrência de *B. tabaci* em morangueiro sob a influência de asteráceas e em morangueiro sob a influência de manjerição foram aproximadamente 106,8 e 5,7 vezes menor que em asteráceas e em manjerição, respectivamente. Estatisticamente, comprovou-se diferença significativa ( $p < 0,0001$ ) entre as abundâncias de *B. tabaci* em plantas entomófilas e em morangueiro sob suas influências, sempre observando menores médias em plantas de morangueiro (Tabela 32).

Tal resultado demonstra que plantas de asteráceas e manjerição podem ter atuado como cultivo armadilha ou refúgio para mosca-branca quando distribuídas no interior do cultivo de morangueiro. Segundo Mutysia et al. (2016), plantas de manjerição plantadas em fileiras entre as linhas adjacentes de cultivo de tomate auxiliam a reduzir significativamente a infestação de *B. tabaci* em tomate cultivado em campo aberto, uma vez que plantas de manjerição foram mais atraentes a mosca-branca que plantas de tomate, funcionando assim como cultivo armadilha.

Em linhas gerais, a capacidade de plantas de manjerição atuarem como cultivo armadilha de mosca-branca pode estar atrelada a composição e a quantidade do perfil de voláteis presentes nessas plantas, entre eles o  $\beta$ -cariofileno. Um estudo recente aponta que a atração de *B. tabaci* por plantas hospedeiras é diretamente correlacionada com a concentração de  $\beta$ -cariofileno nas mesmas (SADEH et al., 2017).



Além de *F. occidentalis*, outros fitófagos que ocorreram em maior associação com plantas de morangueiro foram: *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae), *Maecolaspis* sp. (Chrysomelidae: Eumolpinae), *Sciaridae* sp 1 (Diptera) e *Neopamera bilobata* (Hemiptera: Rhyparochromidae) (Tabela 16). No que se refere aos insetos citados, *D. melanogaster*, *Maecolaspis* sp e *N. bilobata* são pragas importantes da cultura do morangueiro (KUHNS et al., 2014; BERNARDI et al., 2015; MELO, 2017).

Em relação à abundância de *D. melanogaster*, foram capturados 3.361 indivíduos associados a plantas de morangueiro (Tabela 16), verificando maior ocorrência no morangueiro sob a influência de mix de asteráceas (28,15%) e no morangueiro sob a influência de mix/coentro (21,24%). Segundo as análises de SIMPER, *D. melanogaster* foi a espécie que mais contribuiu para a diferença entre as comunidades de artrópodes associadas ao T1 e T5, ao T2 e T5 e ao T3 e T5, embora os valores médios de dissimilaridade não sejam tão expressivos (52,49%, 49,60% e 50,71%, respectivamente) (Tabelas 7, 8 e 9).

O grande número de indivíduos de *D. melanogaster* coletados no experimento possivelmente não teve relação com o uso de plantas entomófilas no morangueiro, mas sim com o descarte e manejo inadequados de frutos inapropriados ao consumo, deixados nas entrelinhas de cultivo pelo produtor. Adultos de *D. melanogaster* são atraídos para a cultura por compostos voláteis associados à fermentação de frutos muito maduros e somente atacam frutos com a epiderme já danificada (BERNARDI et al., 2015). Portanto, tratamentos culturais adequados podem contribuir para a redução populacional de *D. melanogaster* na cultura mencionada.

Quanto ao besouro-das-rosáceas, *Maecolaspis* sp. (Chrysomelidae: Eumolpinae), coletou-se 879 indivíduos no morangueiro (Tabela 16). A abundância do mesmo foi maior no morangueiro sob a influência de coentro. Assim como descrito por Melo (2017), a presença desse crisomelídeo resultou em danos significativos na cultura do morangueiro, principalmente em folhas e flores novas.

No que se refere ao percevejo-do-fruto, *N. bilobata*, foram coletados 480 exemplares no cultivo do morangueiro. Quanto aos danos causados pelo inseto, verificou-se descoloração e deformações em frutos verdes, danos já relatados por KUHNS et al. (2014) e Melo (2017).

Programas de controle biológico de pragas no morangueiro devem ser direcionados ao manejo de *Maecolaspis* sp. e *Neopamera bilobata*, ao passo que não existem produtos fitossanitários para a regulação de tais insetos-praga no morangueiro (BRASIL, 2019). Nessa concepção, Hata et al. (2018) constataram que o consórcio de morangueiro com alho e o consórcio de morangueiro com cebolinha chinesa reduzem a população de *N. bilobata* nos cultivos de morangueiro em até 64% e 47%, respectivamente. Para os autores, essa é uma

estratégia que deve ser utilizada em programas futuros de manejo de pragas na cultura supracitada.

Contudo, neste trabalho, o fato de não existir produtos fitossanitários registrados para o controle do besouro-das-rosáceas tornou propenso o uso indiscriminado de inseticida não registrado para a regulação desse inseto. Foram realizadas três aplicações de alfacipermetrina/teflubenzurom na tentativa de reduzir a população de *Maecolaspis* sp. no cultivo de morangueiro (Tabela 1). Tal princípio ativo é indicado para o controle da broca-dos-frutos, *Lobiopa insularis* (Coleoptera: Nitidulidae), e deveria ser utilizado apenas uma vez durante todo o ciclo da cultura. Essas aplicações de produtos fitossanitários acima do necessário podem também ter afetado outras populações de artrópodes, principalmente às assembleias de inimigos naturais associados às plantas de morangueiro, uma vez que esse piretroide pode ser prejudicial a importantes agentes de controle biológico (SOUZA, 2011; REDOAN et al., 2011; REDOAN et al., 2012; DIAMANTINO et al., 2014). Em adição, como tais pulverizações eram na maioria das vezes dirigidas apenas às plantas de morangueiro, as mesmas podem ter provocado a migração de artrópodes, fitófagos ou benéficos, para as plantas entomófilas, proporcionando que essas funcionassem como abrigo.

No que concerne aos parasitoides, plantas de asteráceas e coentro atraíram e conservaram maior quantidade de indivíduos que plantas de manjeriço, conforme observado pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância (Tabela 18). Foram capturados 235 (5,06%) indivíduos nos *spots* com plantas de asteráceas, 274 (9,74%) nos *spots* com coentro e 74 (4,25%) nos *spots* com plantas de manjeriço. Embora não se tenha verificado diferença significativa ( $p > 0,05$ ) através do teste de Kruskal-Wallis entre os valores médios de riqueza (Tabela 19), em termos absolutos a mesma foi maior em plantas de coentro (26) e asteráceas (25). Dentre as morfoespécies associadas às plantas de manjeriço e ao mix de asteráceas, as mais abundantes foram Encyrtidae sp 3 e Eulophidae sp 1. Já nos *spots* com coentro, foram Eulophidae sp 1 e Aphidiinae sp 1 (Tabela 15). Himenópteros-parasitoide da família Encyrtidae estão associados principalmente ao parasitismo de cochonilhas, lepidópteros e moscas-brancas (KAPRANAS; TENAS, 2015; SIGSGAARD et al., 2014; ZU et al., 2018). Parasitoides da família Eulophidae podem parasitar jovens lepidópteros e larvas de tripes (BOYD JR & HELD, 2016; DOĞANLAR & AYDIN, 2016; DARSOUEI et al., 2018; RIBEIRO et al., 2018). Já os braconídeos da subfamília Aphidiinae, normalmente estão correlacionados ao controle biológico de pulgões (KASER & HEIMPEL, 2018; LI et al., 2018). A presença de tais inimigos naturais nos *spots* com plantas entomófilas significa que, apesar de hospedar grande quantidade

de artrópodes fitófagos, tais plantas também atraem e conservam os agentes de controle biológico dos mesmos, promovendo a diversidade funcional.

Quanto à incidência de parasitoides na cultura do morangueiro, nota-se que a abundância e a riqueza foram menores em relação às plantas entomófilas, assim como já demonstrado por Melo (2017), ao avaliar a influência de plantas de *Tagetes erecta* na comunidade de artrópodes associada ao morangueiro.

Ao comparar os dados referentes apenas as coletas mediante sugador entomológico, comprovou-se diferença significativa ( $p < 0,001$ ) entre as riquezas de parasitoides em plantas de asteráceas e T3 e entre plantas de coentro e T5. Em termos absolutos, a riqueza de parasitoides nos *spots* com mix de asteráceas e nos *spots* com coentro, foi 2,5 e 2 vezes maior, respectivamente, que no morangueiro sob a influência de asteráceas e que no morangueiro sob a influência de coentro, sucessivamente. A maior ocorrência desses agentes de controle biológico em plantas entomófilas que em plantas de morangueiro pode estar associado com a maior disponibilidade de recursos vitais (pólen, néctar e hospedeiros) para a sobrevivência e reprodução desses insetos benéficos. Aliado a isso, as pulverizações com produtos fitossanitários podem ter tornado o ambiente hostil para a permanência e perpetuação de tais inimigos naturais nos cultivos do morangueiro, fazendo com que os mesmos preferissem se abrigar nas plantas entomófilas.

Em condições de laboratório estudos comprovam que os recursos florais podem aumentar a longevidade, a fecundidade e a taxa de parasitismo dos himenópteros-parasitoide (GÉNEAU et al., 2013; ARAJ & WRATTEN, 2015; CHARLES & PAINE, 2016; VARENNES et al., 2016). Zaché (2009) utilizou cravo-amarelo como planta entomófila para o manejo da biodiversidade em cultivo orgânico de alface e observou que parasitoides das famílias Encyrtidae e Platygasteridae (Scelioninae) acessaram diretamente as flores de *T. erecta*, e alimentaram ativamente do seu pólen. Portanto, percebe-se que os recursos florais são cruciais para a biologia, colonização e estabelecimento dos himenópteros-parasitoide nos ambientes de cultivo.

Melo (2017) aponta a presença de resíduos de produtos fitossanitários nas plantas de morangueiro e a baixa disponibilidade de recursos florais nas mesmas em comparação a plantas de *T. erecta* como alguns dos principais fatores que dificultaram a dispersão de parasitoides para dentro da cultura supracitada, ao utilizar plantas de cravo-amarelo como faixa floral em cultivo adjacente ao morangueiro.

No presente trabalho, maiores números de parasitoides foram encontrados em plantas de morango sob a influência de manjerição (85) e em plantas de morango sob a influência de

manjeriço/mix (83) (Tabela 16). Souza et al. (2018 b) avaliaram os parasitoides atraídos pela associação de manjeriço e cravo-amarelo em cultivo de pimentão orgânico e constataram que houve um aumento na abundância de parasitoides nas associações de pimentão com manjeriço (98 indivíduos coletados) e cravo-amarelo (130 indivíduos coletados) em relação ao monocultivo (40 indivíduos coletados).

Dentre os himenópteros-parasitoide que ocorreram em associação com plantas de morango, destacam-se os da Família Figitidae (112), e Braconidae, sobretudo das subfamílias Microgastrinae e Aphidiinae (com 74 e 47 indivíduos, respectivamente), que corresponderam a 61,32% do total de parasitoides capturados nessas plantas. Ao realizar um levantamento sobre as famílias de parasitoides associadas ao cultivo de morangueiro na região de Alfredo Vasconcelos, Melo (2017) também constatou que Figitidae é uma das famílias mais assídua.

Himenópteros-parasitoide das famílias Figitidae e Braconidae apresentam capacidade para contribuir com a regulação de importantes artrópodes-praga do morangueiro. Nesse contexto, Wang et al. (2018) verificaram que os figitídeos *Ganaspis brasiliensis* (Ihering, 1905) e *Leptopilina japonica* apresentam potencial para controlar larvas jovens de *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931), considerada praga-chave do morangueiro na atualidade. De acordo com Zawadneak et al. (2016), *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae) é um dos principais agentes de controle biológico de *Duponchelia fovealis* Zeeler (Lepidoptera: Crambidae). Cingolani e Greco (2018), por sua vez, identificaram três espécies do gênero *Aphidius*, *Aphidius colemani* (Viereck, 1912), *Aphidius matricariae* Haliday e *Aphidius ervi* Haliday, associadas a pulgões da espécie *Aphis gossypii* Glover, 1877 em cultivo de morangueiro.

No que diz respeito aos predadores, não houve diferença significativa (Teste de Kruskal-Wallis;  $H = 0,69$ ,  $p = 0,6806$ ) entre as médias de riqueza observadas nas plantas entomófilas testadas (Tabela 19). Tais agentes de controle biológico corresponderam a 10,80; 1,16 e 1,67%, respectivamente, da comunidade de artrópodes associada a plantas de manjeriço, asteráceas e coentro (Tabela 15). Nos *spots* com plantas de manjeriço, os predadores que mais ocorreram ao longo do período de amostragem foram o ácaro Phytoseiidae sp 1 e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae). Em plantas de asteráceas, por sua vez, os predadores mais frequentes foram *O. insidiosus* e Syrphidae sp 1; já em plantas de *C. sativum*, Phytoseiidae sp 1 e aranhas.

A presença de ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) em plantas entomófilas é de suma importância no âmbito do controle biológico conservativo e do manejo de pragas da cultura do morangueiro, tendo em vista que dentre as pragas mais relevantes do

cultivo estão o ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) e *Phytonemus pallidus fragariae* (Banks, 1898) (Acari: Tarsonemidae) (MONTEIRO et al., 2014; BAHRAMI KAMANGAR et al., 2016). Uma das alternativas para promover o estabelecimento e a retenção de tais agentes de controle nos cultivos seria o fornecimento de suplementação alimentar por meio de pólen, uma vez que algumas espécies de fitoseídeos necessitam de recursos alimentares adicionais para complementar a sua dieta (MCMURTRY; MORAES; SOURASSOU, 2013; SAMARAS et al., 2015).

Paralelamente, Sarwar (2016) aponta que diferentes tipos de pólen podem ser utilizados por *Neoseiulus cucumeris*, importante agente de controle biológico de tripes, como alimento alternativo adequado nos períodos em que sua presa no campo é escassa ou ausente, aumentando a sua sobrevivência. Porém, a adição de pólen em cultivos visando favorecer ácaros predadores deve ser realizada com extremo cuidado, tendo em vista que pode beneficiar artrópodes-praga, tais como *F. occidentalis*, e ter implicações diretas no sucesso de programas de controle biológico aumentativo (VANGANSBEKE et al., 2014; VANGANSBEKE et al., 2016). Não obstante, a relação tripes/recurso floral nas plantas entomófilas testadas no presente trabalho não favoreceu a incidência de tripes no morangueiro, pelo contrário, atuou retirando tais espécies do cultivo (Tabela 32). Sendo assim, a introdução de plantas de *Ocimum basilicum* desponta como uma opção para a manutenção de ácaros predadores na cultura do morango.

Em relação à espécie *O. insidiosus*, verificou-se que a mesma foi mais abundante (57,14%) em plantas de asteráceas. Em experimento conduzido por Melo (2017) também verificou-se maior incidência do predador em plantas de cravo-amarelo (72,8%). Mertz (2009) constatou que *O. insidiosus* foi o principal inimigo natural associado a plantas de *T. erecta* quando distribuídas no interior do cultivo de pepino em casa de vegetação. Trabalhos realizados por Silveira et al. (2009), Zaché (2009) e Haro (2011) também evidenciam que há forte relação entre plantas de *T. erecta* e o percevejo *O. insidiosus*.

Quanto a ocorrência de predadores em plantas de morangueiro, constatou-se que essa se deu principalmente através dos ácaros (Acari: Phytoseiidae). Notou-se que houve maior abundância de fitoseídeos em plantas de morangueiro sob a influência de mix/coentro (309 indivíduos) e em plantas de morangueiro sob a influência de manjeriço (180 indivíduos) (Tabela 16). Ao avaliar a similaridade entre os tratamentos considerando apenas as coletas ativas através de sugadores entomológicos verificou-se diferença significativa ( $p < 0,01$ ) entre T1 e T5 mediante ANOSIM (Tabela 10), sendo que os ácaros predadores foram o segundo táxon que mais contribuiu para a dissimilaridade entre tais tratamentos (Tabela 14). Desse

modo, é possível inferir que a inserção de plantas de manjeriço na cultura do morangueiro é promissora para conservar tais agentes de controle biológico no ambiente de cultivo.

No entanto, a incidência de fitoseídeos na cultura do morangueiro não está relacionada somente com a diversificação do cultivo por meio das plantas entomófilas, como também através de liberações inoculativas, demonstrando que tais métodos de regulação de pragas podem ser utilizados sinergicamente visando maximizar o sucesso dos programas de MIP na cultura supracitada. Nessa perspectiva, para Sivinski (2013) o manejo do habitat através da introdução de plantas floríferas que abrigam e favorecem inimigos naturais torna-se um dos principais aliados do controle biológico aumentativo.

Em relação aos polinizadores, houve diferença significativa pelo teste de kruskal-Wallis entre a riqueza observada em plantas de asteráceas e coentro, e entre manjeriço e coentro, ao passo que não houve diferença entre mix de asteráceas e manjeriço (Tabela 19), observando maior valor absoluto no mix de asteráceas (4 espécies) (Tabela 15). A maior riqueza de espécies de abelhas em plantas de asteráceas e manjeriço podem estar correlacionada, possivelmente, a aspectos como estrutura, coloração, composição e tempo/química da floração de tais plantas. Dentre os agentes polinizadores coletados em plantas de asteráceas e manjeriço, as espécies *Apis mellifera* (Linnaeus, 1758) e *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793) foram as mais abundantes. Hobold (2009) também constatou que *A. mellifera* e *T. spinipes* foram os visitantes florais mais abundantes em plantas de *C. officinalis* em cultivos para fins medicinais. Mouga et al. (2018) fizeram um inventário das espécies de abelhas e seus recursos florais na Serra Geral, Santa Catarina, Brasil e observaram que flores de calêndula são frequentemente acessadas por *A. mellifera*.

Segundo Piana et al. (2015) plantas de *C. officinalis* apresentam componentes em suas flores que contribuem com a saúde das abelhas. Dessa forma, a inserção de tais plantas nos cultivos agrícolas ou em áreas adjacentes podem aumentar a longevidade desses insetos benéficos.

No que tange a presença de polinizadores no morangueiro, constatou-se que a inserção de plantas de calêndula (*C. officinalis*), coentro (*C. sativum*), cravo-amarelo (*T. erecta*) e manjeriço (*O. basilicum*) potencializou a ocorrência desses na cultura citada, pois verificou-se que os mesmos foram mais abundantes em plantas de morangueiro (158) que em plantas entomófilas (90) (Tabelas 15 e 16). Desse modo, observa-se que a ocorrência de polinizadores não se restringe apenas às plantas entomófilas, conforme ocorreu com os parasitoides, verificando-se a migração dos agentes polinizadores para o cultivo de morangueiro. Resultados semelhantes foram obtidos por Pereira et al. (2015) ao intercalar plantas de pimentão com

plantas de manjeriço, e por Balzan (2017) ao inserir plantas de calêndula em campos de produção de tomate. Pereira et al. (2015) observaram que a riqueza e a abundância de abelhas visitantes em pimentão foi maior no intercultivo que na monocultivo. Já Balzan (2017) constataram que a inclusão de *C. officinalis* aumentou a abundância de abelhas no cultivo de tomate.

Nesse sentido, a provisão de habitats de forrageio para abelhas no interior do cultivo de morangueiro pode favorecer a ocorrência de agentes polinizadores na cultura supracitada e, conseqüentemente, aumentar os índices produtivos. Garibaldi et al. (2016) apontam que, principalmente para pequenas propriedades agrícolas e agricultores familiares, o manejo das lavouras e de áreas adjacentes às mesmas podem beneficiar tanto os polinizadores quanto os agricultores, uma vez que o aumento da biodiversidade de agentes polinizadores pode aumentar significativamente a produção dos cultivos.

Assim como verificado para as plantas entomófilas, as espécies *A. mellifera* e *T. spinipes* foram as mais frequentes em plantas de morangueiro com 112 e 24 indivíduos coletados, na devida ordem. Esse resultado é muito relevante, tendo em vista a importância da polinização para a produção e formação dos “frutos” de morango. Nesse contexto, Klatt et al. (2014) avaliaram a influência da autopolinização, da polinização eólica e da polinização por abelhas na produção de morangos e constataram que os frutos polinizados por abelhas eram mais pesados, menos deformados e atingiam graus comerciais mais altos que frutos polinizados pela autopolinização ou pelo vento. Os autores também notaram que a polinização por agentes polinizadores foi exercida principalmente por *Osmia bicornis* (Linnaeus, 1758) e *A. mellifera*, e que a mesma era capaz de aumentar a vermelhidão e reduzir as relações ácido/açúcar dos morangos, tornando-os mais firmes e lhes proporcionando maior vida útil comercial.

Quanto ao índice de diversidade (Shannon), constatou-se diferença significativa pelo teste F a 5% de significância entre os valores obtidos nos *spots* com plantas de asteráceas e T3 ( $p < 0,001$ ), bem como nos *spots* com plantas de coentro e T5 ( $p < 0,05$ ), sempre observando maiores valores em plantas de morangueiro. Menor índice de Shannon nas plantas de asteráceas e coentro em relação ao morangueiro sob as suas respectivas influências não foi um fator negativo neste experimento, já que as espécies dominantes em tais plantas entomófilas foi o trips *F. occidentalis*, importante artrópode-praga do morangueiro. Assim, conforme já discutido anteriormente, tais plantas atuaram retirando esses thysanópteros da cultura supracitada.

Por conseguinte, considerações importantes devem ser feitas quanto à introdução de plantas de calêndula, coentro, cravo-amarelo e manjeriço em cultivos de morangueiro.

Ao analisar a similaridade entre as comunidades de artrópodes associadas às plantas entomófilas, verificou que houve maior dissimilaridade entre plantas de manjerição e mix de asteráceas (73%) (Tabela 3). Plantas de asteráceas abrigaram maior quantidade de *F. schultzei*, *F. occidentalis* e *B. tabaci* que plantas de manjerição, ao passo que plantas de manjerição hospedaram maior abundância de ácaros predadores que plantas de asteráceas. Essas informações podem ter implicações diretas no âmbito do controle biológico conservativo e auxiliar os agricultores na escolha das plantas a serem utilizadas na diversificação dos cultivos com base nos artrópodes-praga que desejam manejar. Por exemplo, a inserção de manjerição em pequenos *spots* no interior do morangueiro pode ser uma ferramenta para preservar e manter ácaros predadores no cultivo, já a inserção de plantas de asteráceas podem atuar como cultivo armadilha de potenciais pragas da cultura, conforme já foi discutido anteriormente.

Apesar de plantas de asteráceas e coentro hospedarem maiores quantidades de artrópodes fitófagos quando comparadas a plantas de manjerição, no presente trabalho demonstrou-se o potencial de tais plantas em atrair e manter himenópteros-parasitoide (Tabela 18). Porém, também se notou que tais agentes de controle biológico não se deslocaram para o cultivo do morangueiro. Esse resultado fica mais evidente ao analisar a similaridade entre plantas entomófilas e os tratamentos T1, T3 e T5 mediante NMDS (Figura 16). Constatou-se que as comunidades de artrópodes associadas às plantas entomófilas diferem significativamente da observada nos tratamentos T1, T3 e T5 (Tabela 10), obtendo valores de dissimilaridade de 69,66% entre manjerição e o morangueiro sob a influência de manjerição, 86,52% entre mix de asteráceas e o morangueiro sob a influência de asteráceas, e 73,18% entre coentro e o morangueiro sob a influência de coentro (Tabelas 11, 12 e 13). Portanto, plantas de manjerição, asteráceas (cravo-amarelo e calêndula) e coentro exerceram baixa influência sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro convencional, quando distribuídas em pequenos *spots* no interior da cultura. No entanto, é fundamental reforçar que apesar de haver baixa dispersão de artrópodes das plantas entomófilas para o morangueiro, principalmente insetos benéficos, as mesmas hospedaram grande quantidade de tripes, importantes pragas da cultura mencionada.

Pequena dispersão de artrópodes de plantas de *T. erecta* para dentro do cultivo do morangueiro também foi observada por Melo (2017). Para o autor, o cravo-amarelo abriga importantes agentes de controle biológico, mas a não migração desses para o cultivo, faz com que *T. erecta* contribua pouco com o manejo e controle de pragas na cultura. Mas, é importante salientar que, assim como no presente trabalho, no experimento conduzido por Melo (2017) também houve a utilização do controle químico para o manejo de artrópodes-praga e, dessa



forma, o uso de produtos fitossanitários pode ter contribuído para que plantas de cravo-amarelo influenciassem pouco na estrutura e na composição da comunidade de artrópodes associada ao morangueiro.

Outro ponto relevante do experimento foi que o mesmo foi desenvolvido em área de produção comercial de morango e em parceria com agricultores familiares. A participação dos agricultores em experimentos de campo pode futuramente proporcionar que o manejo do habitat seja uma ferramenta ainda mais utilizada dentro das estratégias de controle biológico. Nesse contexto, Pretty e Bharucha (2015) destacam que técnicas do MIP podem aumentar as sinergias entre o capital social, humano e natural, resultando em benefícios que vão além do aumento do rendimento das culturas e as tornam particularmente importantes para os pequenos produtores tropicais.

Assim, novos estudos utilizando tais plantas entomófilas, devem ser realizados, preferencialmente em ambientes mais estáveis como cultivos agroecológicos, orgânicos e produção integrada, para então desenvolver uma tecnologia de baixo impacto ambiental e acessível à agricultura familiar com a finalidade de obter a maximização do controle biológico conservativo na cultura do morangueiro.

## 6 CONCLUSÕES

Os resultados do presente trabalho permitem concluir que:

- a) Plantas de asteráceas abrigam maior abundância de artrópodes que plantas de coentro e manjerição, especialmente fitófagos, quando introduzidas no cultivo do morangueiro.
- b) Plantas de asteráceas e coentro atraem e conservam importantes agentes de controle biológico, principalmente himenópteros-parasitoide. No entanto, os mesmos não se deslocam para plantas de morango.
- c) A introdução de plantas de manjerição desponta-se como uma opção para a manutenção de ácaros predadores na cultura do morangueiro.
- d) Há uma predileção de *Frankliniella occidentalis* por plantas de asteráceas e coentro em relação ao manjerição, quando tais plantas entomófilas são distribuídas no interior do cultivo do morangueiro.
- e) *Frankliniella schultzei* prefere se hospedar em plantas de asteráceas que em plantas de coentro e manjerição ao inserir tais plantas em pequenos *spots* no cultivo do morangueiro.
- f) Plantas de manjerição (*Ocimum basilicum*), asteráceas (*Calendula officinalis* e *Tagetes erecta*) e coentro (*Coriandrum sativum*) exercem baixa influência sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro em cultivo convencional, quando distribuídas em pequenos *spots* no interior da cultura e sob condições de controle químico.

## REFERÊNCIAS

- ADUBA, O. L. et al. Flowering plant effects on adults of the stink bug parasitoid *Aridelus rufotestaceus* (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 67, n. 3, p. 344-349, 2013.
- AHN, J. J.; KIM, K. W.; LEE, J. H. Functional response of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) to *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) on strawberry leaves. **Journal of Applied Entomology**, v. 134, n. 2, p. 98-104, 2010.
- ALAVANJA, M. C. R. F. et al. Non-Hodgkin Lymphoma Risk and Insecticide, Fungicide and Fumigant Use in the Agricultural Health Study. **PLoS One**, v. 9, n. 10, p. e109332, 2014.
- ALFAZAIRY, A. A. et al. Microbial control of the cotton leafworm *Spodoptera littoralis* (Boisd.) by Egyptian *Bacillus thuringiensis* isolates. **Folia microbiologica**, v. 58, n. 2, p. 155-162, 2013.
- ALHMEDI, A. et al. Food web structure of aphids and their parasitoids in Belgian fruit agroecosystems. **Entomological Science**, 2018.
- ALLEGRUCCI, N. et al. Endophytic colonisation of tomato by the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*: the use of different inoculation techniques and their effects on the tomato leafminer *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). **Journal of Plant Protection Research**, v. 57, n. 4, p. 206, 2017.
- ALTIERI, M. A.; SILVA, E. N.; NICHOLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.
- AMARASEKARE, K. G.; SHEARER, P. W.; MILLS, N. J. Testing the selectivity of pesticide effects on natural enemies in laboratory bioassays. **Biological control**, v. 102, p. 7-16, 2016.
- ANDREAZZA, F. et al. *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) arrives at Minas Gerais State, a main strawberry production region in Brazil. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 4, p. 796-798, 2016.
- ANTUNES, L. C; REISSER JUNIOR, C. Produção Integrada de Morango: oportunidade de mercado. **Anais de Palestras e Resumos do IV Simpósio Nacional do Morango e III Encontro de Pequenas Frutas e Frutas Nativas do Mercosul**. Pelotas, Embrapa Clima Temperado, 2008. 173 p.
- ARAGÓN-SÁNCHEZ, M. et al. Rate of consumption, biological parameters, and population growth capacity of *Orius laevigatus* fed on *Spodoptera exigua*. **BioControl**, v. 63, n. 6, p. 785-794, 2018.
- ARAJ, S-E; WRATTEN, S. D. Comparing existing weeds and commonly used insectary plants as floral resources for a parasitoid. **Biological Control**, v. 81, p. 15-20, 2015.
- AUAD, A. M. et al. Ocorrência e flutuação populacional de predadores e parasitóides de *Brachycaudus (Appelia) schwartzi* (Börner) (Homoptera: Aphididae) em pessegueiro. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 26, n. 2, p. 257-263, 1997.
- AUAD, A. M. et al. Potencial de *Chrysoperla externa* (Hagen) no controle de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B em tomateiro. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 29, n. 1, 2007.

- BAHRAMI KAMANGAR, Saman et al. Strawberry mite (*Phytonemus pallidus fragariae*), a new record of tarsonemid mites (Acari: Tarsonemidae) in Iran. **Persian Journal of Acarology**, v. 5, n. 4, p. 351-354, 2016.
- BALZAN, M. V. Flowering banker plants for the delivery of multiple agroecosystem services. **Arthropod-Plant Interactions**, v.11, n. 6, p. 743–754, 2017.
- BARBOSA, F. S. et al. Potencial das flores na otimização do controle biológico de pragas para uma agricultura sustentável. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 2, p. 101-110, 2011.
- BARROS, E. M. et al. Short-term toxicity of insecticides residues to key predators and parasitoids for pest management in cotton. **Phytoparasitica**, p. 1-14, 2018.
- BATISTA, M. C. et al. Basil (*Ocimum basilicum* L.) attracts and benefits the green lacewing *Ceraeochrysa cubana* Hagen. **Biological Control**, v. 110, p. 98-106, 2017.
- BEGUM, M. et al. Flower color affects tri-trophic-level biocontrol interactions. **Biological Control**, v. 30, n. 3, p. 584-590, 2004.
- BEGG, G. S. et al. A functional overview of conservation biological control. **Crop Protection**, v. 97, p. 145-158, 2017.
- BELOTI, V. H. et al. Lethal and sublethal effects of insecticides used on citrus, on the ectoparasitoid *Tamarixia radiata*. **PLoS One**, v. 10, n. 7, p. e0132128, 2015.
- BELZ, E. et al. Olfactory attractiveness of flowering plants to the parasitoid *Microplitis mediator*: potential implications for biological control. **Biocontrol**, Dordrecht, v. 58, n. 2, p. 163-173, Apr. 2013.
- BEN-ISSA, R. et al. Which companion plants affect the performance of green peach aphid on host plants? Testing of 12 candidate plants under laboratory conditions. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, v. 160, n. 2, p. 164-178, 2016.
- BEN-ISSA, R.; GOMEZ, L.; GAUTIER. Companion Plants for Aphid Pest Management. **Insects**, v. 8, n. 4, p. 112, 2017.
- BERNARDI, D. et al. Aphid species and population dynamics associated with strawberry. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 42, n. 6, p. 628-633, 2013.
- BERNARDI, D. et al. Effects of azadirachtin on *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and its compatibility with predatory mites (Acari: Phytoseiidae) on strawberry. **Pest management science**, v. 69, n. 1, p. 75-80, 2013.
- BERNARDI, D. et al. **Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2010. 8p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 83).
- BERNARDI, D. et al. **Guia para identificação e monitoramento de pragas e seus inimigos naturais em morangueiro**. Brasília: EMBRAPA, 2015. 46 p.
- BERNARDI, D. et al. Susceptibility and interactions of *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) in damaging strawberry. **Neotropical entomology**, v. 46, n. 1, p. 1-7, 2017.

BIANCHI, F. J. J. A.; BOOIJ, C. J. H.; TSCHARNTKE, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. **Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences**, v. 273, n. 1595, p. 1715-1727, 2006.

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.

BLASSIOLI-MORAES, M. C. et al. Semiochemicals from plants and insects on the foraging behavior of Platygastriidae egg parasitoids. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 5, p. 454-464, 2016.

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.

BORTOLOTTO, O. C. et al. Distance from the edge of forest fragments influence the abundance of aphidophagous hoverflies (Diptera: Syrphidae) in wheat fields. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 38, n. 2, p. 157-164, 2016.

BOYD JR, D. W.; HELD, D. W. Development of *Thripastichus gentilei* (Hymenoptera: Eulophidae) in the thrips *Gynaikothrips uzeli* (Thysanoptera: Phlaeothripidae). **Florida Entomologist**, v. 99, n. 3, p. 440-444, 2016.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Produção Integrada Agropecuária - PI Brasil**: relatório síntese da oficina de alinhamento estratégico. Brasília, 2011. 15p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Programa de análise de resíduos de agrotóxicos em alimentos**. Brasília, DF, 2013. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/wps/portal/anvisa/home>>. Acesso em: 6 Dez. 2018.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Programa de Análise de Resíduos de Agrotóxicos em Alimentos - PARA**: relatório das análises de amostras monitoradas no período de 2013 a 2015. Brasília, 2016. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/>> Acesso em: 6 Dez. 2018.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. 2018. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br>> Acesso em: 14 Dez. 2018.

BRENNAN, E. B. Agronomy of strip intercropping broccoli with alyssum for biological control of aphids. **Biological Control**, v. 97, p. 109-119, 2016.

BRUCE, Toby JA. Tackling the threat to food security caused by crop pests in the new millennium. **Food Security**, v. 2, n. 2, p. 133-141, 2010.

BUENO, V. H. P. **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras, 2000: UFLA. 207 p.

BUENO, V. H. P et al. Progress with biological control and IPM strategies in protected cultivation in Brazil. **IOBC/WPRS Bulletin**, v. 49, p. 31-36, 2009.

- BUENO, V. H. P. et al. Geocoris punctipes nymphs and adults easily prey on leaf-mining larvae of *Tuta absoluta* on tomato. **Bulletin of Insectology**, v. 69, n. 2, p. 271-276, 2016.
- CAGNOTTI, C. L. et al. Acceptability and suitability of *Tuta absoluta* eggs from irradiated parents to parasitism by *Trichogramma nerudai* and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Agricultural and Forest Entomology**, v. 18, n. 3, p. 198-205, 2016.
- CALEGARIO, F. F. et al. Produção integrada. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 35, n. 279, p. 11-21, 2014.
- CAMBERO-CAMPOS, J. et al. Especies depredadoras de trips (Thysanoptera) asociadas a huertas de aguacate en Nayarit, México. **Acta zoológica mexicana**, v. 27, n. 1, p. 115-121, 2011.
- CAMPOS, M. R. et al. Insecticide selectivity and behavioral response of the earwig *Doru luteipes*. **Crop protection**, v. 30, n. 12, p. 1535-1540, 2011.
- CARVALHO, L. M. et al. **Insetos benéficos**. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais, 2012. 6p. (EPAMIG. Circular Técnica, 172).
- CÉDOLA, C.; GRECO, N. Presence of the aphid *Chaetosiphon fragaefolii* on strawberry in Argentina. **Journal of Insect Science**, Wallingford, v.9, n. 10, p.1-9, 2010.
- CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DE MINAS GERAIS – CEASAMINAS. **Informações de mercado**. 2018. Disponível em: <[http://www.ceasaminas.com.br/informacoesmercado/contator\\_ofertaproductos.asp](http://www.ceasaminas.com.br/informacoesmercado/contator_ofertaproductos.asp)> Acesso em: 14 Dez. 2018.
- CHARLES, J. J.; PAINE, T. D. Fitness effects of food resources on the polyphagous aphid parasitoid, *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). **PloS one**, v. 11, n. 1, p. e0147551, 2016.
- CHENG, S. et al. Comparative susceptibility of thirteen selected pesticides to three different insect egg parasitoid Trichogramma species. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 166, p. 86-91, 2018.
- CHOI, Ki-Young et al. Improving water and fertilizer use efficiency during the production of strawberry in coir substrate hydroponics using a FDR sensor-automated irrigation system. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, v. 57, n. 5, p. 431-439, 2016.
- CHOW, A.; CHAU, A.; HEINZ, K. M. Compatibility of *Amblyseius (Typhlodromips) swirskii* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) for biological control of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) on roses. **Biological control**, v. 53, n. 2, p. 188-196, 2010.
- CHUANG, C.-S. et al. Risk of Parkinson disease after organophosphate or carbamate poisoning. **Acta neurologica Scandinavica**, v. 136, n. 2, p. 129-137, 2017.
- CINGOLANI, M. F.; GRECO, N. Spatio-temporal variation of strawberry aphid populations and their parasitoids. **Applied Entomology and Zoology**, v. 53, n. 2, p. 205-214, 2018.
- CLUEVER, J. D. et al. Effect of insecticide rotations on density and species composition of thrips (Thysanoptera) in Florida strawberry (Rosales: Rosaceae). **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 99, n. 2, p. 203-209, 2016.

- COLL, M. et al. Decision-making tools for *Frankliniella occidentalis* management in strawberry: consideration of target markets. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 122, n. 1, p. 59-67, 2007.
- COLL, M. et al. Removal of a predatory bug from a biological control package facilitated an augmentative program in Israeli strawberry. In: **Proceeding Second International Symposium on Biological Control of Arthropods**. 2005. p. 501-509.
- 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: 14 out. 2017.
- COSTA, M. B. **Uso de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) no controle de *Aphis gossypii* Glover, 1877 em *Cucumis sativus* L. em ambiente protegido**. 2011. 61p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2011.
- COSTA, E. M. et al. Thrips collected in watermelon crops in the semiarid of Rio Grande do Norte, Brazil. **Ciência Rural**, v. 45, n. 4, p. 575-577, 2015.
- CROCKER, R. L.; WHITCOMB, W. H. Feeding niches of the big-eyed bugs *Geocoris bullatus*, *G. punctipes*, and *G. uliginosus* (Hemiptera: Lygaeidae: Geocorinae). **Environmental Entomology**, v. 9, n. 5, p. 508-513, 1980.
- DANCAU, T. et al. Can competition be superior to parasitism for biological control? The case of spotted wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*), *Drosophila melanogaster* and *Pachycrepoideus vindemmiae*. **Biocontrol science and technology**, v. 27, n. 1, p. 3-16, 2017.
- DAROLT, M. R. Morango orgânico: opção sustentável para o setor. **Revista Campo & Negócios**. Ano II, n. 34, p. 58-61, 2008.
- DARSOU EI, R. et al. Natural Enemies of the Sugar Beet Army Worm, Spodoptera exigua (Lepidoptera: Noctuidae) in Northeast Iran. **Entomological News**, v. 127, n. 5, p. 446-464, 2018.
- DE CONTI, B. F.; BUENO, V. H. P.; SAMPAIO, M. V. The parasitoid *Praon volucre* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) as a potential biological control agent of the aphid *Uroleucon ambrosiae* (Hemiptera: Aphididae) on lettuce in Brazil. **European Journal of Entomology**, v. 105, n. 3, 2008.
- DE FREITAS, J. A. et al. Impacto de produtos fitossanitários utilizados na cultura do morangueiro sobre a população do predador *Neoseiulus californicus* (McGregor)(Acari: Phytoseiidae). **Revista Agrogeoambiental**, v. 5, n. 1, 2013.
- DE SOUZA, B. H. S. et al. Infestação de *Empoasca kraemeri* Ross & Moore e *Caliothrips phaseoli* (Hood) em cultivares de feijoeiro, na época da seca, em Selvíria-MS, e os efeitos na produtividade. **EntomoBrasilis**, v. 5, n. 3, p. 204-210, 2012.
- DELISLE, J. F.; SHIPP, L.; BRODEUR, J. Apple pollen as a supplemental food source for the control of western flower thrips by two predatory mites, *Amblyseius swirskii* and *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae), on potted chrysanthemum. **Experimental and Applied Acarology**, v. 65, n. 4, p. 495-509, 2015.
- DEPRÁ, M. et al. The first records of the invasive pest *Drosophila suzukii* in the South American continent. **Journal of Pest Science**, v. 87, n. 3, p. 379-383, 2014.

DIAMANTINO, E. P. et al. Seletividade de inseticidas a alguns dos inimigos naturais na cultura do algodão. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, n. 2, p. 150-158, 2014.

DÍAS, J. P. T. et al. Population fluctuation of spider mite *Tetranychus urticae* in different production systems of strawberry. In: **XXVIII International Horticultural Congress on Science and Horticulture for People (IHC2010): International Symposium on 926**. 2010. p. 625-630.

DÍAZ, M. F.; RAMÍREZ, A.; POVEDA, K. Efficiency of different egg parasitoids and increased floral diversity for the biological control of noctuid pests. **Biological control**, v. 60, n. 2, p. 182-191, 2012.

DOĞANLAR, M.; AYDIN, S. Species of Ceranisinae (Hymenoptera: Eulophidae) and their Thysanopterous insects and plant associations in Turkey. **Zoology**, v. 11, n. 1, p. 238-245, 2016.

DOĞRAMACI, M. et al. Management of chilli thrips *Scirtothrips dorsalis* (Thysanoptera: Thripidae) on peppers by *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). **Biological Control**, v. 59, n. 3, p. 340-347, 2011.

DUARTE, R. T. et al. Flutuação populacional de *Triozoida limbata* Enderlein (Hemiptera: Triozidae) e de *Scymnus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) em pomar de goiaba (*Psidium guajava* L.). **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 14, n. 3, p. 173-177, 2015.

ELIZONDO, A. I. et al. Insectos biorreguladores de la población de *Thrips palmi* Karny en el cultivo de la papa. In: **Fitosanidad**. 2007.

ELLIOTT, N. C.; BREWER, M. J.; GILES, K. L. Landscape Context Affects Aphid Parasitism by *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphidiinae) in Wheat Fields. **Environmental entomology**, 2018.

FACHINELLO, J. C. et al. Situação e perspectivas da fruticultura de clima temperado no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 1, p. 109-120, 2011.

FARAZMAND, A.; FATHIPOUR, Y.; KAMALI, K. Control of the spider mite *Tetranychus urticae* using phytoseiid and thrips predators under microcosm conditions: single-predator versus combined-predators release. **Systematic and Applied Acarology**, v. 20, n. 2, p. 162-170, 2015.

FERLA, N. J.; MARCHETTI, M. M.; GONÇALVES, D. Ácaros predadores (Acari) associados à cultura do morango (*Fragaria* sp., Rosaceae) e plantas próximas no Estado do Rio Grande do Sul. **Biota Neotropica**, v. 7, n. 2, 2007.

FERNANDES, F. L.; BACCI, L.; FERNANDES, M. S. Impact and selectivity of insecticides to predators and parasitoids. **EntomoBrasilis**, v. 3, n. 1, p. 1-10, 2010.

FERNANDES, M. E. S et al. Lethal and sublethal effects of seven insecticides on three beneficial insects in laboratory assays and field trials. **Chemosphere**, v. 156, p. 45-55, 2016.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS - FAO. **FAOSTAT**. 2014. Disponível em: < <http://www.fao.org/faostat/en/#home> > . Acesso em: 09 out. 2017.

FIDELIS, E. G. et al. Predation is the key mortality factor for *Brevicoryne brassicae* in



cabbage crops. **Biocontrol Science and Technology**, v. 28, n. 12, p. 1164-1177, 2018.

FIDELIS, E. G. et al. Coccinellidae, Syrphidae and Aphidoletes are key mortality factors for *Myzus persicae* in tropical regions: A case study on cabbage crops. **Crop Protection**, v. 112, p. 288-294, 2018.

FINNEY, D. M.; KAYE, J. P. Functional diversity in cover crop polycultures increases multifunctionality of an agricultural system. **Journal of Applied Ecology**, v. 54, n. 2, p. 509-517, 2017.

FONSECA, A. R. et al. Development and predatory capacity of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) larvae at different temperatures. **Revista Colombiana de Entomología**, v. 41, n. 1, p. 4-11, 2015.

FORNARI, R. A. et al. Evaluation of damage, food attractants and population dynamics of strawberry sap beetle. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 31, n. 3, Jul./Set. 2013.

FOTI, M. C. et al. Chemical ecology meets conservation biological control: identifying plant volatiles as predictors of floral resource suitability for an egg parasitoid of stink bugs. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 1, p. 299-310, 2017.

FRAULO, A. B.; LIBURD, O. E. Biological control of twospotted spider mite, *Tetranychus urticae*, with predatory mite, *Neoseiulus californicus*, in strawberries. **Experimental and Applied Acarology**, v. 43, n. 2, p. 109, 2007.

FRUTEIRA FRUTANO. Disponível em <<http://fruteirafrutano.com.br/>>. Acesso em: 16 Dez. 2018.

GABARRA, R. et al. Prospects for the biological control of *Drosophila suzukii*. **BioControl**, v. 60, n. 3, p. 331-339, 2015.

GARIBALDI, L. A. et al. Mutually beneficial pollinator diversity and crop yield outcomes in small and large farms. **Science**, v. 351, n. 6271, p. 388-391, 2016.

GARZÓN, A. et al. Toxicity and sublethal effects of six insecticides to last instar larvae and adults of the biocontrol agents *Chrysoperla carnea* (Stephens)(Neuroptera: Chrysopidae) and *Adalia bipunctata* (L.)(Coleoptera: Coccinellidae). **Chemosphere**, v. 132, p. 87-93, 2015.

GEISLER, F. C. S. et al. Primeiro registro de *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931)(Diptera: Drosophilidae) para o estado do Paraná, Brasil e de novos hospedeiros. **Revista de Ciências Ambientais**, v. 9, n. 2, p. 125-129, 2015.

GÉNEAU, C. E. et al. Effects of extrafloral and floral nectar of *Centaurea cyanus* on the parasitoid wasp *Microplitis mediator*: olfactory attractiveness and parasitization rates. **Biological control**, v. 66, n. 1, p. 16-20, 2013.

GHASEMZADEH, S.; QURESHI, A. Demographic analysis of fenpyroximate and thiacloprid exposed predatory mite *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae). **PloS one**, v. 13, n. 11, p. e0206030, 2018.

GIROD, P. et al. Host specificity of Asian parasitoids for potential classical biological control of *Drosophila suzukii*. **Journal of Pest Science**, p. 1-10, 2018.

- GOMES, F. B.; FORTUNATO, L. J.; PACHECO, A. L. V.; AZEVEDO, L. H.; FREITAS, N.; HOMMA, S. K. Incidência de pragas e desempenho produtivo de tomateiro orgânico em monocultivo e policultivo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 4, Out./Dez. 2012.
- GONZÁLEZ-DOMÍNGUEZ, S. G. et al. Variability in Damage Caused by the Mite *Tetranychus urticae* (Trombidiformes: Tetranychidae) Koch on Three Varieties of Strawberry. **Journal of economic entomology**, v. 108, n. 3, p. 1371-1380, 2015.
- GREZ, A. A.; VIERA, B.; SOARES, A. O. Biotic interactions between *Eriopis connexa* and *Hippodamia variegata*, a native and an exotic coccinellid species associated with alfalfa fields in Chile. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 142, n. 1, p. 36-44, 2012.
- GUILLADE, A. C.; FOLGARAIT, P. J. Natural enemies of *Atta vollenweideri* (Hymenoptera: Formicidae) leaf-cutter ants negatively affected by synthetic pesticides, chlorpyrifos and fipronil. **Journal of economic entomology**, v. 107, n. 1, p. 105-114, 2014.
- GUIMARÃES, J. A. et al. **Descrição e manejo das principais pragas do morangueiro**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2010. 8p. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 90).
- GURR, G. M. et al. Habitat management to suppress pest populations: progress and prospects. **Annual review of entomology**, v. 62, p. 91-109, 2017.
- HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. **PAST**: palaeontological statistics software package for education and data analysis. Version. 1.37. Oslo, 2001. Disponível em: <[http://palaeo-electronica.org/2001\\_1/past/issue1\\_01.htm](http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm)>. Acesso em: 15 out. 2017.
- HARO, M. M. de. **Controle biológico conservativo de pragas em cultivo protegido de tomate orgânico**. 2011. 88 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2011.
- HARO, M. M. de. **Recursos florais de *Tgetes erecta* L. mediando à composição de redes tróficas**. 2014. 109p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2014.
- HARO, M. M. et al. Parasitoids of horticultural pests associated to commercial development stages of Apiaceae plants. **Entomotropica**, v. 30, p. 174-180, 2015.
- HATA, F. T. et al. Intercropping garlic plants reduces *Tetranychus urticae* in strawberry crop. **Experimental and Applied Acarology**, v. 69, n. 3, p. 311-321, 2016.
- HATA, F. T. et al. Chinese chives and garlic in intercropping in strawberry high tunnels for *Neopamera bilobata* Say (Hemiptera: Rhyparochromidae) control. **Bulletin of entomological research**, p. 1-7, 2018.
- HOBOLD, C. **Entomofauna associada a planta medicinal *Calendula officinalis* L. (Asteraceae) no município de Grão-Pará, Santa Catarina**. 2009. 59p. Trabalho de conclusão de curso (Bacharel em Ciências Biológicas) – Universidade do Extremo Sul Catarinense, Criciúma, 2009.
- HOPKINSON, J. E.; ZALUCKI, M. P.; MURRAY, D. A. Host selection and parasitism behavior of *Lysiphlebus testaceipes*: role of plant, aphid species and instar. **Biological Control**, v. 64, n. 3, p. 283-290, 2013.
- HUANG, N. et al. The Banker Plant Method in Biological Control. **Critical Reviews in Plant**

**Sciences**, v. 30, n. 3, p. 259–278, 2011.

HUANG, Hung-Sheng et al. Increased risk for hypothyroidism after anticholinesterase pesticide poisoning: a nationwide population-based study. **Endocrine**, v. 57, n. 3, p. 436-444, 2017.

IMURA, T. Potential for biological control of thrips on greenhouse cucumbers by *Frankliniopsis vespiformis* (Crawford). **Proc. Kansai Pl. Prot.**, v. 45, p. 47-49, 2003.

INFOSTAT, DI RIENZO, J. A., CASANOVES, F., BALZARINI, M.G., GONZALEZ, L., TABLADA, M.; ROBLEDO, C.W. (2018) InfoStat versión 2018. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.

IWASSAKI, L. A. et al. Comparison of conventional and integrated programs for control of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 65, n. 2, p. 205-217, 2015.

JAMONT, M.; DUBOIS-POT, C.; JALOUX, B.. Nectar provisioning close to host patches increases parasitoid recruitment, retention and host parasitism. **Basic and applied ecology**, v. 15, n. 2, p. 151-160, 2014.

JANDRICIC, S. E. et al. Non-consumptive predator effects on a primary greenhouse pest: Predatory mite harassment reduces western flower thrips abundance and plant damage. **Biological control**, v. 95, p. 5-12, 2016.

JANKOWSKA, B.; WOJCIECHOWICZ-ŻYTKO, E. Effect of intercropping carrot (*Daucus carota* L.) with two aromatic plants, coriander (*Coriandrum sativum* L.) and summer savory (*Satureja hortensis* L.), on the population density of select carrot pests. **Folia Horticulturae**, v. 28, n. 1, p. 13-18, 2016.

JIANG, J. et al. Sublethal and transgenerational effects of thiamethoxam on the demographic fitness and predation performance of the seven-spot ladybeetle *Coccinella septempunctata* L.(Coleoptera: Coccinellidae). **Chemosphere**, v. 216, p. 168-178, 2019.

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.

KARAMI, A. et al. Parasitism capacity and searching efficiency of *Diaeretiella rapae* parasitizing *Brevicoryne brassicae* on susceptible and resistant canola cultivars. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 21, n. 4, p. 1095-1101, 2018.

KARLEC, F. Development of *Tetranychus urticae* Koch (acari: tetranychidae) in different strawberry cultivars. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 39, n. 1, 2017.

KASER, J. M.; HEIMPEL, G. E. Impact of the parasitoid *Aphelinus certus* on soybean aphid populations. **Biological Control**, v. 127, p. 17-24, 2018.

KHAN, Z. et al. Push-pull: chemical ecology-based integrated pest management technology. **Journal of chemical ecology**, v. 42, n. 7, p. 689-697, 2016.

KIST, B. B. et al. **Anuário brasileiro da fruticultura**. Editora Gazeta Santa Cruz, Santa Cruz do Sul, 88p, 2018.

KLATT, B. K. et al. Bee pollination improves crop quality, shelf life and commercial value.

**Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 281, n. 1775, 2014.

KLIEBER, J.; REINEKE, A. The entomopathogen *Beauveria bassiana* has epiphytic and endophytic activity against the tomato leaf miner *Tuta absoluta*. **Journal of Applied Entomology**, v. 140, n. 8, p. 580-589, 2016.

KREY, K. L. et al. Generalist predators consume spider mites despite the presence of alternative prey. **Biological Control**, v. 115, p. 157-164, 2017.

KUHN, T. M. A. et al. Biological parameters and fertility life table of *Neopamera bilobata* (Hemiptera: Rhyparochromidae) on strawberry. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 49, n. 6, p. 422-427, jun. 2014.

KUMAR, S.; KAUR, J. Efficacy of *Beauveria bassiana* and *Bacillus thuringiensis* as ecosafe alternatives to chemical insecticides against sunflower capitulum borer, *Helicoverpa armigera* (Hübner). **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 5, n. 2, p.185-188, 2017.

LABANOWSKA, B. H. et al. Efficacy of *Beauveria Bassiana* and Abamectin in the control of strawberry mite - *Phytonemus pallidus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae) and the susceptibility of cultivars to pest infestation. **Journal of Berry Research**, v. 5, n. 1, p. 1-7, 2015.

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 of Natural History**, London, v. 17, n. 6, p. 859-874, Nov./Dec. 1983.

LAMICHHANE, J. R. et al. Networking of integrated pest management: a powerful approach to address common challenges in agriculture. **Crop Protection**, Guildford, v. 89, p. 139-151, Nov. 2016.

LEFEBVRE, M. G.; REGUILÓN, C.; KIRSCHBAUM, D. S. Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. **RIA. Revista de investigaciones agropecuarias**, v. 39, n. 3, p. 273-280, 2013.

LENTEREN, J. C. van. The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl**, Dordrecht, v. 57, n. 1, p. 1-20, Feb. 2012.

LI, J. et al. Aphid parasitism and parasitoid diversity in cotton fields in Xinjiang, China. **PloS one**, v. 13, n. 11, p. e0207034, 2018.

LIXA, A. T. et al. Diversidade de Coccinellidae (Coleoptera) em plantas aromáticas (Apiaceae) como sítios de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 03, p. 354-359, 2010.

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, 2012.

MAGURRAN, A. E. **Ecological diversity and its measurement**. London: Chapman & Hall, 1988. 179 p.

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.
- MARTÍNEZ, L. C. et al. Toxicity and cytotoxicity of the insecticide imidacloprid in the midgut of the predatory bug, *Podisus nigrispinus*. **Ecotoxicology and environmental safety**, v. 167, p. 69-75, 2019.
- MATHEWS, C. R. et al. Evaluating a polyculture trap crop for organic management of *Halyomorpha halys* and native stink bugs in peppers. **Journal of Pest Science**, p. 1-11, 2017.
- 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.
- MCMURTRY, J. A.; MORAES, G. J.; SOURASSOU, N. F. Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. **Systematic & Applied Acarology**, London, v. 18, n. 4, p. 297-320, 2013.
- MERTZ, N. R. **Controle biológico do pulgão *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphidae) em cultivo protegido de pepino com cravo-de-defunto (*Tagetes erecta*)**. 2009. 54 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.
- MESQUITA FILHO, M; PEREIRA, R. C. Manejo, uso de equipamentos de proteção individual (epi) e intoxicação por agrotóxicos entre os trabalhadores da lavoura do morango do sul de Minas Gerais. **Espaço para a saúde**, v. 13, n. 1, p. 23-34, 2011.
- MESSELINK, G. J. et al. Biological control of aphids in the presence of thrips and their enemies. **BioControl**, v. 58, n. 1, p. 45-55, 2013.
- MICHAUD, J. P. Problems Inherent to Augmentation of Natural Enemies in Open Agriculture. **Neotropical entomology**, v. 47, n. 2, p. 161-170, 2018.
- MINAS GERAIS. Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento de Minas Gerais. **Relatórios da Agricultura**. Belo Horizonte, 2016. Disponível em: <<http://www.agricultura.mg.gov.br>>. Acesso em: 10 Jul. 2017.
- MINAS GERAIS. Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento de Minas Gerais. **Relatórios da Agricultura**. Belo Horizonte, 2015. Disponível em: <<http://www.agricultura.mg.gov.br>>. Acesso em: 14 Dez. 2018.
- MINAS GERAIS. Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento de Minas Gerais. **Relatórios da Agricultura**. Belo Horizonte, 2018. Disponível em: <<http://www.agricultura.mg.gov.br>>. Acesso em: 14 Dez. 2018.
- MONTAGNANA, J. M.; COSTA, A. L.; PEREIRA, J. M.; TONELLI, M. ; LEITE, L. G. Eficiência de *Steinernema* Brasileira no controle de *Colaspis* sp. em morangueiro. In: **9ª Jornada Científica e Tecnológica e 6º Simpósio da Pós-graduação do IFSULDEMINAS**, 2017, Machado.
- MONTEIRO, L. B. et al. Biology of the two-spotted spider mite on strawberry plants. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 43, n. 2, p. 183-188, 2014.
- MOERICKE, V. Eine farbfrage zur kontrolle des fluges von blattläusen, insbesondere der pfirsichtblattlaus, *Myzus persicae* (Sulz.). **Nachrichtenblatt der Deutschen Pflanzenschutz**

- Dienst, Braunschweig, v. 3, p. 23-24, 1951.
- MOURA, A. P. et al. Selectivity evaluation of insecticides used to control tomato pests to *Trichogramma pretiosum*. **BioControl**, v. 51, n. 6, p. 769, 2006.
- MOUGA, D. M. D. S. et al. The apifauna and the bee flowers in the Serra Geral range Insanta Catarina State, Southern Brazil. **International Journal of Current Research**, v. 10, n. 07, pp.71711-71727, July, 2018.
- MUKANDIWA, L.; NAIDOO, V.; KATERERE, D. R. The use of *Clausena anisata* in insect pest control in Africa: A review. **Journal of ethnopharmacology**, v. 194, p. 1103-1111, 2016.
- MUTISYA, S. et al. Synergistic effects of agronet covers and companion cropping on reducing whitefly infestation and improving yield of open field-grown tomatoes. **Agronomy**, v. 6, n. 3, p. 42, 2016.
- NONDILLO, A.; REDAELLI, L. R.; PINENT, S. M. J.; BOTTON, M. Caracterização das injúrias causadas por *Frankliniella occidentalis* no morangueiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.40, n.4, Abril 2010.
- OBRYCKI, J. J.; KRING, T. J. Predaceous Coccinellidae in biological control. **Annual review of entomology**, v. 43, n. 1, p. 295-321, 1998.
- O'CONNELL, D. M. et al. 'New species association' biological control? Two coccinellid species and an invasive psyllid pest in New Zealand. **Biological Control**, v. 62, n. 2, p. 86-92, 2012.
- OLIVEIRA, H. et al. A phytoseiid predator from the tropics as potential biological control agent for the spider mite *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Biological Control**, v. 42, n. 2, p. 105-109, 2007.
- ONODY, H. C. **Estudo da fauna de Hymenoptera parasitoides associados a hortas orgânicas e da utilização de extratos vegetais no controle de *Plutella xylostella* (Lepidoptera, Plutellidae)**. 2009. 142p. Tese (Doutorado em Ciências/Ecologia e recursos naturais) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2009.
- OSHITA, D.; JARDIM, I. C. S. F. Morango: uma preocupação alimentar, ambiental e sanitária, monitorado por cromatografia líquida moderna. **Scientia Chromatographica**, v. 4, n. 1, p. 52-76, 2012.
- OTTAVIANO, M. F. G. et al. Conservation biological control in strawberry: effect of different pollen on development, survival, and reproduction of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 67, n. 4, p. 507-521, 2015.
- PAROLIN, P. et al. Functional characteristics of secondary plants for increased pest management. **International Journal of Pest Management**, v. 58, n. 4, p. 369–377, out. 2012.
- PAVAN, M. A. et al. Colonização do tomateiro e de ervas daninhas pelo tripses vetor do vírus do vira-cabeça do tomateiro. **Hort. Bras**, v. 11, n. 2, p. 122-125, 1993.
- PENDLETON, N. D. **Development and impact of *Geocoris punctipes* (Say)(Hemiptera: Lygaeidae) on selected pests of greenhouse ornamentals**. Master's Thesis, University of

Tennessee, 2002.

PEREIRA, A. L. C. et al. The management of bee communities by intercropping with flowering basil (*Ocimum basilicum*) enhances pollination and yield of bell pepper (*Capsicum annuum*). **Journal of insect conservation**, v. 19, n. 3, p. 479-486, 2015.

PERES, F. S. C.; FERNANDES, A.; SILVEIRA, L. C. P.; SILVA, C. S. B. D. Cravo-de-defunto como planta atrativa para tripses em cultivo protegido de melão orgânico. **Bragantia**, Campinas, v. 68, n. 4, p. 953-960, 2009.

PETERSON, J. A. et al. Integration of plant defense traits with biological control of arthropod pests: challenges and opportunities. **Frontiers in plant science**, v. 7, 2016.

PIFFNER, L. et al. Impact of wildflower strips on biological control of cabbage lepidopterans. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 129, n. 1, p. 310-314, 2009.

PIANA, M. et al. In vitro growth-inhibitory effect of Brazilian plants extracts against *Paenibacillus larvae* and toxicity in bees. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 87, n. 2, p. 1041-1047, 2015.

PIELOU, E. C. The interpretation of ecological data: a primer on classification and ordination. **Journal Wiley**, New York, v. 13, n. 40, p. 63-81, 1984.

PINENT, S. M. J et al. Species of thrips (Insecta, Thysanoptera) in two strawberry production systems in Rio Grande do Sul State, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 3, p. 419-423, 2011.

PINTO-ZEVALLOS, D. M. et al. Compostos orgânicos voláteis na defesa induzida das plantas contra insetos herbívoros. **Química Nova**, v. 36, p. 1395-1405, 2013.

PIROVANI, V. D. et al. *Trichogramma galloi* and *Trichogramma pretiosum* for the management of *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) in strawberry plants. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 52, n. 8, p. 690-693, 2017.

POVEDA, K.; GÓMEZ, M. I.; MARTÍNEZ, E. Diversification practices: their effect on pest regulation and production. **Revista Colombiana de Entomologia**, v. 34, n. 2, p. 131-144, 2008.

PRATISSOLI, D. et al. Incidência de mosca-minadora e insetos vetores em sistemas de manejo de pragas em tomateiro. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 3, 2015.

PRETTY, J.; BHARUCHA, Z. P. Integrated pest management for sustainable intensification of agriculture in Asia and Africa. **Insects**, v. 6, n. 1, p. 152-182, 2015.

PUMARIÑO, L.; ALOMAR, O.; LUNDGREN, J. G. Effects of floral and extrafloral resource diversity on the fitness of an omnivorous bug, *Orius insidiosus*. **Entomologia experimentalis et Applicata**, v. 145, n. 3, p. 181-190, 2012.

RAHMAN, T; SPAFFORD, H; BROUGHTON, S. Variation in preference and performance of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) on three strawberry cultivars. **Journal of economic entomology**, v. 103, n. 5, p. 1744-1753, 2010.

RASMUSSEN, J. J. et al. The legacy of pesticide pollution: an overlooked factor in current risk assessments of freshwater systems. **Water Research**, Oxford, v. 84, n. 1, p. 25-32, Nov.

2015.

REDOAN, A. C. et al. Efeito de inseticidas usados na cultura do milho (*Zea mays* L.) sobre ninfas e adultos de *Doru luteipes* (Scudder)(Dermaptera: Forficulidae) em semicampo. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 9, n. 3, p. 223-235, 2010.

REDOAN, A. C. M. et al. Seletividade de inseticidas utilizados no controle da lagarta-do-cartucho para ovos e ninfas de *Doru luteipes*. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 11, n. 1, p. 25-34, 2012.

RESENDE, A. L. S. et al. Diversidade de predadores em coentro, endro e funcho sob manejo orgânico. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 79, n. 2, p. 193-199, 2012.

RESENDE, A. L. S. et al. Desenvolvimento e reprodução de *Eriopis connexa* (Germar, 1824)(Coleoptera: Coccinellidae) alimentada com recursos florais de coentro (*Coriandrum sativum* L.). **Entomotropica**, v. 30, p. 12-19, 2015.

RESENDE, A. L. S. et al. Flowers of Apiaceous species as sources of pollen for adults of *Chrysoperla externa* (Hagen)(Neuroptera). **Biological Control**, v. 106, p. 40-44, 2017.

REZENDE, D. D. M. et al. Fitness costs associated with low-level dimethoate resistance in *Phytoseiulus macropilis*. **Experimental and applied acarology**, v. 60, n. 3, p. 367-379, 2013.

RIBEIRO, A. L.; GONTIJO, L. M. Alyssum flowers promote biological control of collard pests. **BioControl**, v. 62, n. 2, p. 185-196, 2017.

RIBEIRO, M. G. P. M. et al. Efeito da adubação química na infestação do ácaro rajado e na produção do morangueiro. **Horticultura brasileira**, v. 30, n. 4, 2012.

RIBEIRO, R. C. et al. *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae): development and reproduction in Lepidoptera palm oil pests. **Brazilian journal of biology= Revista brasileira de biologia**, 2018.

RIQUELME, A. H. **Control ecológico de las plagas de la huerta**. Buenos Aires: INTA, 1997. 93 p.

RONQUE, E. R. V. **A cultura do morangueiro**. Curitiba: Emater, 2010. 52 p. il., color. (Emater-PR. Série produtor, 125).

ROSSI, L. M. et al. Biological control agents (Arthropoda-Insecta) associated with cultivation of the sugar apple (*Annona squamosa* L.) & 61; Agentes de controle biológico (Arthropoda-Insecta) associados ao cultivo da pinha (*Annona squamosa* L.). **Agro@ mbiente On-line**, v. 11, n. 1, p. 82-87, 2017.

SABATIER, R. et al. Non-linear effects of pesticide application on biodiversity-driven ecosystem services and disservices in a Cacao agroecosystem: A modeling study. **Basic and applied ecology**, v. 14, n. 2, p. 115-125, 2013.

SADEH, D. et al. Whitefly attraction to rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) is associated with volatile composition and quantity. **PLoS one**, v. 12, n. 5, p. e0177483, 2017.

SAMARAS, K. et al. Pollen suitability for the development and reproduction of *Amblydromalus limonicus* (Acari: Phytoseiidae). **BioControl**, v. 60, n. 6, p. 773-782, 2015.

SÁNCHEZ-RODRÍGUEZ, A. R. et al. An endophytic *Beauveria bassiana* strain increases



spike production in bread and durum wheat plants and effectively controls cotton leafworm (*Spodoptera littoralis*) larvae. **Biological Control**, v. 116, p. 90-102, 2018.

SANTOS, V. et al. Virulence of entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) for the control of *Diabrotica speciosa* Germar (Coleoptera: Chrysomelidae). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 6, p. 1149-1156, 2011.

SANTOS, J. A. T. et al. Inseticidas organofosforados e intoxicação humana: uma revisão da produção científica sobre o tema. **SaBios-Revista de Saúde e Biologia**, v. 10, n. 2, p. 54-65, 2015.

SARKAR, S. C. et al. Application of Trap Cropping as Companion Plants for the Management of Agricultural Pests: A Review. **Insects**, v. 9, n. 4, p. 128, 2018.

SARWAR, M. Comparative life history characteristics of the mite predator *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans)(Acari: Phytoseiidae) on mite and pollen diets. **International Journal of Pest Management**, v. 62, n. 2, p. 140-148, 2016.

SATO, M. E. et al. Seleções para resistência e suscetibilidade, detecção e monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* ao acaricida clorfenapir. **Bragantia**, v. 66, n. 1, p. 89-95, 2007.

SATO, M. E. et al. Spiromesifen resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): Selection, stability, and monitoring. **Crop Protection**, v. 89, p. 278-283, 2016.

SCHLESENER, D. C. H. et al. Mosca-da-cereja: uma nova ameaça para a fruticultura brasileira. **Cultivar HF**, Pelotas, v. 12, p. 6-8, 2014.

SHANNON, C. E.; WEAVER, W. **The mathematical theory of communication**. Urbana: University of Illinois, 1949. 144 p.

SHIBUYA, S.; TAKEUCHI, M. Yellow color attraction of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis* Pergande) prior to flowering period in chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*). **Annual Report of the Society of Plant Protection of North Japan (Japan)**, 1998.

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, A. W. B.; HARO, M. M.; SILVEIRA, L. C. P. Diversity of the arthropod fauna in organically grown garlic intercropped with fodder radish. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 7, n. 1, p. 121-131, 2012.

SILVA, V. F. et al. Companion plants associated with kale increase the abundance and species richness of the natural-enemies of *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach)(Hemiptera: Aphididae). **African Journal of Agricultural Research**, v. 11, n. 29, p. 2630-2639, 2016.

SILVEIRA, G. R. S.; GUIMARÃES, B. C. Aspectos sociais e econômicos da cultura do morangueiro. **Informe Agropecuário - morango: tecnologias de produção ambientalmente corretas**, v. 35, p. 7-10, 2014.

SILVEIRA, L. C. P. et al. Marigold (*Tagetes erecta* L.) as an attractive crop to natural enemies in onion fields. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 66, n.6, Nov./Dec. 2009.

SIMÕES, J. A.; FADINI, M. A. M.; VENZON, M. Manejo integrado de pragas na cultura do morango. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 28, n. 236, p. 60, Jan./Fev. 2007.

SIREGAR, E. H.; ATMOWIDI, T.; KAHONO, S. Diversity and Abundance of Insect Pollinators in Different Agricultural Lands in Jambi, Sumatera. **HAYATI Journal of Biosciences**, v. 23, n. 1, p. 13-17, 2016.

SIVINSKI, J. Augmentative biological control: research and methods to help make it work. **CAB Reviews**, v. 8, n. 026, p. 1-11, 2013.

SOKAL, R. R.; ROHLF, F. J. **Biometry**: the principles of statistic in biological research. San Francisco: W. H. Freeman, 1969. 776 p.

SOUZA, I. L. **Controle biológico de pragas do pimentão (*Capsicum annuum* L.) orgânico em cultivo protegido associado a manjeriço (*Ocimum basilicum* L.)**. 2014. 61p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2014.

SOUZA, I. L. et al. Effects of marigold on the behavior, survival and nutrient reserves of *Aphidius Platensis*. **BioControl**, v. 63, n. 4, p. 543-553, 2018.

SOUZA, I. L. et al. Parasitoids diversity in organic Sweet Pepper (*Capsicum annuum*) associated with Basil (*Ocimum basilicum*) and Marigold (*Tagetes erecta*). **Brazilian Journal of Biology**, n. AHEAD, 2018.

SOUZA, E. S. H. **Diversidade, abundância e bionomia de moscas predadoras (Diptera: Dolichopodidae) em propriedades produtoras de hortaliças em sistemas de base ecológica**. 2017. 97 p. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2017.

SOUZA, J. R. **Ação de inseticidas usados na cultura do milho a *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879**. 2011. 75 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2011.

SOUZA-PIMENTEL, G. C. et al. Reproductive parameters of *Phytoseiulus macropilis* (Banks) fed with *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae) in laboratory. **Brazilian Journal of Biology**, v. 77, n. 1, p. 162-169, 2017.

STARÝ, P.; SAMPAIO, M. V.; BUENO, V. H. P. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) and their associations related to biological control in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 51, n. 1, p. 107-118, 2007.

STATSOFT. **Statistic for Windows**: a software-system for data analysis. Version 7.0. Tulsa, 2004. Software.

STEIN, H. B. **Diversidade de artrópodes em cultivo de morangueiro convencional associado ao cravo amarelo**. 2015. 60. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2015.

STENBERG, J. A. A Conceptual Framework for Integrated Pest Management. **Trends in Plant Science**, v. 22, n. 9, p. 759-769, 2017.

STOPPELLI, I. M. D. B. S.; MAGALHÃES, C. P. Saúde e segurança alimentar: a questão dos agrotóxicos. **Ciência e saúde coletiva**, v. 10, n. supl, p. 91-100, 2005.

- TEDER, T.; KNAPP, M. Sublethal effects enhance detrimental impact of insecticides on non-target organisms: A quantitative synthesis in parasitoids. **Chemosphere**, v. 214, p. 371-378, 2019.
- TILLMAN, P. G. Natural biological control of stink bug (Heteroptera: Pentatomidae) eggs in corn, peanut, and cotton farmscapes in Georgia. **Environmental Entomology**, v. 40, n. 2, p. 303-314, 2011.
- TOGNI P. H. B. et al. Dinâmica populacional da mosca-branca em tomateiro sob monocultivo e consórcio, em cultivo orgânico e convencional. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.27, n.2, p.179-184, Abr./Jun. 2009.
- TOGNI, P. H. B. et al. Conservação de inimigos naturais (insecta) em tomateiro orgânico. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.77, n.4, p.669-676, Out./Dez. 2010.
- TORRES, J. B.; BUENO, A. F. Conservation biological control using selective insecticides - a valuable tool for IPM. **Biological Control**, 2018.
- TSCHARNTKE, T. et al. When natural habitat fails to enhance biological pest control - Five hypotheses. **Biological Conservation**, v. 204, p. 449-458, 2016.
- TSCHUMI, M. et al. Tailored flower strips promote natural enemy biodiversity and pest control in potato crops. **Journal of Applied Ecology**, v. 53, n. 4, p. 1169-1176, 2016.
- TUAN, S-J. et al. Predatory efficacy of *Orius strigicollis* (Hemiptera: Anthocoridae) against *Tetranychus urticae* (Acarina: Tetranychidae) on strawberry. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 19, n. 1, p. 109-114, 2016.
- TUOVINEN, T.; LINDQVIST, I. Maintenance of predatory phytoseiid mites for preventive control of strawberry tarsonemid mite *Phytonemus pallidus* in strawberry plant propagation. **Biological control**, v. 54, n. 2, p. 119-125, 2010.
- ULLAH, M. S.; LIM, U. T. Within-greenhouse and within-plant distribution of greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae), in strawberry greenhouses. **Applied entomology and zoology**, v. 51, n. 2, p. 333-339, 2016.
- VANGANSBEKE, D. et al. Food supplementation affects interactions between a phytoseiid predator and its omnivorous prey. **Biological control**, v. 76, p. 95-100, 2014.
- VANGANSBEKE, D. et al. Supplemental food for *Amblyseius swirskii* in the control of thrips: feeding friend or foe?. **Pest management science**, v. 72, n. 3, p. 466-473, 2016.
- VARENNE, Y.-D. et al. Nectar feeding increases exploratory behaviour in the aphid parasitoid *Diaeretiella rapae* (McIntosh). **Journal of Applied Entomology**, v. 140, n. 6, p. 479-483, 2016.
- 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.
- WANG, S. et al. Comparative suitability of aphids, thrips and mites as prey for the flower bug *Orius sauteri* (Hemiptera: Anthocoridae). **European Journal of Entomology**, v. 111, n. 2, p. 221, 2014.

- WANG, Xin-Geng et al. Aspects of the biology and reproductive strategy of two Asian larval parasitoids evaluated for classical biological control of *Drosophila suzukii*. **Biological Control**, v. 121, p. 58-65, 2018.
- WILSON, J. W. Notes on Pamera populations on various types of plant communities in the vicinity of Plant City. **The Florida Entomologist**, v.21, n.2, p.28-30, 1938.
- WINKLER, K; WAECKERS, F; PINTO, D. M. Nectar-providing plants enhance the energetic state of herbivores as well as their parasitoids under field conditions. **Ecological Entomology**, v. 34, n. 2, p. 221-227, 2009.
- WITTING-BISSINGER, B. E.; ORR, D. B.; LINKER, H. M. Effects of floral resources on fitness of the parasitoids *Trichogramma exiguum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and *Cotesia congregata* (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, v. 47, n. 2, p. 180-186, 2008.
- XIAO, Y. et al. Establishment of papaya banker plant system for parasitoid, *Encarsia sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae) against *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in greenhouse tomato production. **Biological Control**, San Diego, v. 58, n. 3, p. 239-247, 2011.
- YAN, Z. et al. Parasitism of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) by *Microplitis prodeniae* (Hymenoptera: Braconidae). **Neotropical entomology**, v. 47, n. 1, p. 139-144, 2018.
- YUDIN, L. S. et al. Color preference of thrips (Thysanoptera: Thripidae) with reference to aphids (Homoptera: Aphididae) and leafminers in Hawaiian lettuce farms. **Journal of Economic Entomology**, v. 80, n. 1, p. 51-55, 1987.
- ZACHÉ, B. **Manejo de biodiversidade em cultivo orgânico de alface (*Lactuca sativa*) através do uso de cravo-de-defunto (*Tagetes erecta*) como planta atrativa**. 2009. 60p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2009.
- ZAMAR, M. I. et al. First record of damage *Leucothrips piercei* (Thysanoptera: Thripidae) in pepper crops (*Capsicum annuum* L.) (Solanaceae) in Argentina. **Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Cuyo**, v. 46, n. 1, p. 213-219, 2014.
- ZANUNCIO, J. C. et al. Functional and numerical responses and reproduction of *Campoletis flavicincta* parasitizing *Spodoptera frugiperda* Caterpillars. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 35, n. 4, p. 419-426, 2013.
- ZAWADNEAK, M. A. C. et al. Primer registro de *Duponchelia fovealis* (Lepidoptera: Crambidae) en América del Sur. **Idesia**, Arica, v. 34, n. 3, p. 91-95, 2016.
- ZAWADNEAK, M. A. C. et al. First Record of *Spintherophyta semiaurata* (Klug) (Coleoptera: Chrysomelidae) Damaging Strawberry Flowers. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.40, n.3, p. 407-408, May/June 2011.
- ZEGULA, T.; SENGONCA, C.; BLAESER, P. Entwicklung, reproduktion und Prädationsleistung von zwei Raubthrips-arten *Aeolothrips intermedius* Bagnall und *Franklinothrips vespiformis* Crawford (Thysanoptera: Aeolothripidae) mit ernährung zweier natürlicher beutearten. **Gesunde Pflanzen**, v. 55, n. 6, p. 169-174, 2003.
- ZHAO, J. et al. Using *Calendula officinalis* as a floral resource to enhance aphid and thrips suppression by the flower bug *Orius sauteri* (Hemiptera: Anthocoridae). **Pest management**

**science**, v. 73, n. 3, p. 515-520, 2017.

ZHU, P. et al. Selection of nectar plants for use in ecological engineering to promote biological control of rice pests by the predatory bug, *Cyrtorhinus lividipennis*, (Heteroptera: Miridae). **PloS one**, v. 9, n. 9, p. e108669, 2014.

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.

ZUMOFFEN, L. et al. Plantas, áfidos y parasitoides: interacciones tróficas en agroecosistemas de la provincia de Santa Fe, Argentina y clave para la identificación de los Aphidiinae y Aphelinidae (Hymenoptera) conocidos de la región. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 74, n. 3-4, p. 133-144, 2015.