

**MANEJO DE BIODIVERSIDADE EM
CULTIVO ORGÂNICO DE ALFACE
(*Lactuca sativa*) ATRAVÉS DO USO DE
CRAVO-DE-DEFUNTO (*Tagetes erecta*)
COMO PLANTA ATRATIVA**

BRUNO ZACHÉ

2009

BRUNO ZACHÉ

**MANEJO DE BIODIVERSIDADE EM CULTIVO
ORGÂNICO DE ALFACE (*Lactuca sativa*) ATRAVÉS DO USO
DE CRAVO-DE-DEFUNTO (*Tagetes erecta*) COMO PLANTA
ATRATIVA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia/Entomologia, área de concentração em Entomologia Agrícola, para a obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira

**LAVRAS
MINAS GERAIS – BRASIL
2009**

**Ficha Catalográfica Preparada pela Divisão de Processos Técnicos da
Biblioteca Central da UFLA**

Zaché, Bruno.

Manejo de biodiversidade em cultivo orgânico de alface (*Lactuca sativa*) através do uso de cravo-de-defunto (*Tagetes erecta*) como planta atrativa / Bruno Zaché. – Lavras : UFLA, 2009.

60 p. : il.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, 2009.

Orientador: Luís Cláudio Paterno Silveira.

Bibliografia.

1. Afídeo. 2. Tripes. 3. Praga. 4. Predador. 5. Parasitoide. 6. Conservação. I. Universidade Federal de Lavras. II. Título.

CDD – 635.52996

BRUNO ZACHÉ

**MANEJO DE BIODIVERSIDADE EM CULTIVO
ORGÂNICO DE ALFACE (*Lactuca sativa*) ATRAVÉS DO USO
DE CRAVO-DE-DEFUNTO (*Tagetes erecta*) COMO PLANTA
ATRATIVA**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia/Entomologia, área de concentração em Entomologia Agrícola, para a obtenção do título de “Mestre”.

APROVADA em 17 de fevereiro de 2009

Prof. Dr. Wellington Garcia Campos

UFSJ

Dr. Rogério Antônio Silva

EPAMIG

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira
UFLA
(Orientador)

LAVRAS
MINAS GERAIS – BRASIL

**Tu, que habitas sob a proteção do Altíssimo,
que moras à sombra do Onipotente.**

**Direi do Senhor: Ele é o meu refúgio e a minha fortaleza,
o meu Deus, em quem confio.**

**Porque ele te livra do laço do passarinho,
e da peste perniciosa.**

**Ele te cobre com as suas penas, e debaixo das suas asas encontras refúgio;
a sua verdade é escudo e broquel.**

Não temerás os terrores da noite, nem a seta que voe de dia,

Nem peste que anda na escuridão, nem mortandade que assole ao meio-dia.

**Mil poderão cair ao teu lado, e dez mil à tua direita;
mas tu não serás atingido.**

**Somente com os teus olhos contemplarás,
e verás a recompensa dos ímpios.**

**Porquanto fizeste do Senhor o teu refúgio,
e do Altíssimo a tua habitação,**

Nenhum mal te sucederá, nem praga alguma chegará à tua tenda.

**Porque aos seus anjos dará ordem a teu respeito,
para te guardarem em todos os teus caminhos.**

Eles te sustentarão em suas mãos, para que não tropeces em alguma pedra.

Pisarás o leão e a áspide; calcarás aos pés o filho do leão e a serpente.

**Pois que tanto me amou, eu o livrarei; pô-lo-ei num alto retiro,
porque ele conhece o meu nome.**

**Quando ele me invocar, eu lhe responderei;
estarei com ele na angústia, livrá-lo-ei, e o honrarei.**

Com longura de dias fartá-lo-ei, e lhe mostrarei a minha salvação.

A DEUS, toda honra e toda glória.

AGRADEÇO

A Ronelza, minha vida e meu amor.

OFEREÇO

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Lavras (UFLA), Departamento de Entomologia, pela oportunidade de cursar o mestrado.

Ao meu orientador, Luís Cláudio Paterno Silveira, pelas orientações e oportunidade de realizar este trabalho.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (Fapemig), pela concessão da bolsa de estudos.

A todos os professores do Departamento de Entomologia.

Ao pesquisador Dr. Rogério Antônio Silva, por ter aceito participar da banca examinadora.

Ao professor Wellington Campos Garcia, por todos ensinamentos e por ter aceito participar da banca examinadora.

Aos colegas de turma, pelos momentos de convivência e descontração.

Ao Henrique (Tunico) (PIBIC/Júnior), Kaio e Fabrício, pelo auxílio nos experimentos e identificações.

A Anna Frida Hatsue Modro, pela identificação dos tipos pólinicos.

Aos funcionários Fabio, Lisiane, Nazaré, Elaine, Léia e a todos os colegas e estagiários do Departamento de Entomologia, pela convivência harmoniosa durante todo o tempo.

À República Chora Rita, pelo companheirismo e constante acolhida.

Aos amigos que dividiram apartamento comigo (Diogo e Léo), pelo aprendizado e amadurecimento que conquistei por meio do convívio com todos.

Ao Dr Luis Felipe Duarte Silva e sua equipe, pela pronta ajuda na hora certa.

Aos meus familiares, tias, tios, primas e primos, pela torcida e pelo carinho, em especial minha prima Jovana, pela força.

Ao meu irmão Leonardo, minha cunhada Hanneke e ao meu sobrinho Vitor Enzo, pelo apoio e carinho.

A minha irmã Grazielly, pelo companherismo e cumplicidade.

A Ronelza, minha noiva, minha namorada e melhor amiga, pelo apoio, incentivo, companheirismo, carinho, pela paciência e compreensão.

A meus pais, Ilzolina e Volmir, por acreditarem e me apoiarem durante todos os momentos difíceis.

SUMÁRIO

RESUMO.....	i
ABSTRACT.....	ii
1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REFERENCIAL TEÓRICO.....	4
2.1 Cultivo Orgânico.....	4
2.2 A cultura da alface (<i>Lactuca sativa</i> L.).....	6
2.3 Pragas da cultura da alface.....	7
2.4 Inimigos naturais (INs) das pragas da alface	9
2.5 Controle conservativo e o uso do intercultivo com cultura atrativa.....	12
2.6 Cravo-de-defunto (<i>Tagetes</i> sp.).....	15
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	17
3.1 Descrição da área experimental.....	17
3.2 Instalação do experimento.....	19
3.3 Coleta e identificação.....	20
3.4 Identificação do pólen.....	21
3.5 Análise estatística.....	22
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
5 CONCLUSÃO.....	48
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	49

RESUMO

Zaché, Bruno. Manejo de biodiversidade em cultivo orgânico de alface (*Lactuca sativa*) através do uso de cravo-de-defunto (*Tagetes erecta*) como planta atrativa. 2009. 60 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.*

A alface (*Lactuca sativa* L.) é a mais popular das hortaliças folhosas, sendo muito cultivada no Brasil, pois é fonte de vitaminas e sais minerais, com destaque ao elevado teor de vitamina A, apresentando expressiva importância econômica. Para minimizar os problemas com as pragas na cultura da alface orgânica, uma das principais recomendações técnicas é a recuperação de diversidade, perdida ou minimizada pelo uso de sistemas de monocultivo. Em função disso, é importante promover a correta diversificação vegetal, procurando utilizar, como plantas atrativas, aquelas que forneçam bons recursos para os inimigos naturais, mas não para as espécies potencialmente pragas da cultura adjacente. Este trabalho foi realizado com o objetivo de verificar o efeito de duas linhas de cravo-de-defunto (*Tagetes erecta* L.) como cultura atrativa a inimigos naturais em campos de alface. O experimento foi realizado em área orgânica na Universidade Federal de Lavras, instalando-se linhas de cravo em um canteiro central do cultivo principal de alface. Os tratamentos foram definidos coletando-se as amostras nas plantas de alface em seis diferentes distâncias ao cravo (lado A) e controle, sem cravo (lado B). Coletas de himenópteros parasitoides também foram realizadas no cravo para análise de seu conteúdo intestinal. De maneira geral, observou-se maior riqueza, diversidade e abundância de inimigos naturais no lado A, o mesmo acontecendo para o índice de diversidade de Shannon (H'). Maior riqueza, diversidade e abundância foram encontradas nas fileiras mais próximas do cravo, diminuindo à medida que os canteiros se afastavam. Foi positiva a análise do conteúdo intestinal dos parasitoides, tendo sido encontrados indícios de alimentação direta por pólen do cravo. Os resultados obtidos nesta pesquisa mostram que o cravo-de-defunto *T. erecta* é uma planta promissora para ser utilizada como atrativa em cultivo orgânico de alface, pois aumenta a diversidade, riqueza e abundância de insetos úteis, sem aumentar os problemas com pragas.

Palavras-chave: afídeo, tripses, praga, predador, parasitoide, conservação.

* Orientador: Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira – UFLA

ABSTRACT

Zaché, Bruno. Biodiversity management in organic cultivation of lettuce (*Lactuca sativa*) by using african marigold (*Tagetes erecta*) as attractive plant. 2009. 60 p. Dissertation (Master in Entomology). Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.*

The lettuce (*Lactuca sativa* L.) is the most popular vegetables, being largely cultivated and consumed in Brazil because it is source of vitamins and mineral salts, with prominence in A vitamin, presenting expressive economical importance. To minimize the problems with pests in organic lettuce, one of the main technical recommendations is the habitat diversification, which was lost or minimized due to monocultures. Is important to promote the correct diversification, using as attractive plants those that supply good resources for the natural enemies, but not for the species potentially harmful to the adjacent culture. This work had the objective of verifying the effect of marigold lines (*Tagetes erecta* L.) as attractive culture to natural enemies in lettuce organic fields. The experiment was accomplished in organic area in the Federal University of Lavras, settling marigold lines in a central stonemason of the main cultivation. The treatments were defined being collected the samples in the lettuce plants in the six different distances to marigold (side A) and in the control without marigold (side B). Collections of parasitic hymenoptera were also accomplished in *T. erecta* for analysis of its intestinal content. In a general way it was observed larger richness, diversity and natural enemies' abundance in side A, the same happening for Shannon diversity index (H'). Larger richness, diversity and abundance was found in the closest arrays of the marigold, decreasing as the stonemasons stand back. It was positive the analysis of the intestinal content of the parasitoids, having been found feeding vestiges by marigold pollen. The results obtained in this research they show that the marigold *T. erecta* it is a promising plant to be used as attractive in organic lettuce cultivation, since it increases the diversity, abundance and richness of useful insects, without increasing the pest problems.

Key words: aphids, thrips, pest, predator, parasitoid, conservation.

* Adviser: Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira – UFLA

1 INTRODUÇÃO

A alface (*Lactuca sativa* L. 1753) é a mais popular das hortaliças folhosas, sendo cultivada em quase todas as regiões do globo terrestre (Medina et al., 1982). É a mais consumida no Brasil, sendo fonte de vitaminas e sais minerais, com destaque ao elevado teor de vitamina A (Fernandes et al., 2002; Marques et al., 2003; Silva et al., 2008), apresentando expressiva importância econômica (Faquin et al., 1996; Lima et al., 2008).

Na região sudeste, no período de 2002 a 2003, a aquisição alimentar domiciliar per capita anual de alface foi de 0,67 kg, sendo 0,86; 0,82; 0,19 e 0,10 kg para São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro, respectivamente. O consumo de alface em Minas Gerais foi o segundo maior na região Sudeste, perdendo apenas para São Paulo (IBGE, 2002).

O cultivo dessa hortaliça folhosa tem aumentado na região sul de Minas Gerais, que cultiva cerca de 4.896 ha por ano, com produção de 10.500 toneladas. Na região de Lavras, MG, o plantio de alface vem se destacando pela área ocupada e também pelo volume de produção, e estima-se um cultivo anual de uma área de 1.800 hectares, com uma produção de 500 toneladas por semana. (Yuri et al. 2002)

Os principais atributos de qualidade para alface são plantas bem formadas e com boa aparência de folhagem, dada, principalmente, pela ausência de danos físicos e insetos (Imenes et al., 2000). As pragas podem ocasionar danos diretos ou indiretos nas plantas, quando alteram os processos fisiológicos, provocando reflexos na produção (Gallo et al., 2002). Dependendo das espécies envolvidas, suas densidades populacionais, estágio de desenvolvimento, duração do ataque, das condições climáticas, das cultivares, das épocas de plantio e colheita, e do modo de condução da

lavoura, haverá maior ou menor dano, comprometendo tanto a qualidade quanto a quantidade produzida (Bento, 2000).

Em cultivo orgânico de hortaliças, assim como no convencional, ocorrem variadas pragas. Entre elas estão pulgões, tripes, lagartas, moscas-minadoras e os ácaros. Para minimizar os problemas com as pragas na cultura da alface, uma das principais recomendações técnicas para o cultivo orgânico é a da recuperação da biodiversidade, perdida ou minimizada pelas monoculturas.

A diversificação ambiental, promovida pelas espécies vegetais em agroecossistemas, favorece a estruturação de comunidades de insetos mais ricas que controlam a dinâmica populacional de espécies herbívoras. De acordo com a abordagem conservativa, a diversificação ambiental é um dos principais componentes a serem manejados para suprimir as populações de insetos pragas das hortaliças (Gliessman, 2001; Altieri et al., 2003).

Talvez uma das melhores estratégias para promover a correta diversificação do sistema orgânico e aumentar a eficiência de predadores e parasitoides seja a manipulação dos recursos alimentares não-alvo, hospedeiro e presas alternativas, pólen e néctar. Plantas floríferas silvestres cultivadas em faixa podem aumentar o nível populacional de herbívoros não-praga, proporcionando recursos alimentares alternativos para o crescimento populacional de inimigos naturais (Rabb et al., 1976; Altieri, 1984).

O intercultivo com plantas floríferas permite o fornecimento de pólen e néctar para adultos de parasitoides, recursos indispensáveis para manutenção, aumento e estabelecimento de suas populações. Para isso, recomendam-se flores brancas e amarelas, que são indutoras de alimentação nesses organismos (Colley & Luna, 2000).

Na Entomologia, o pólen de plantas tem sido utilizado para estudos nutricionais, comportamentais e ecológicos das ordens Coleoptera, Diptera,

Lepidoptera, Hemiptera e Hymenoptera (Modro et al., 2007). De acordo com Jones & Jones (2001), o pólen pode ser utilizado para determinar os mecanismos de polinização, os recursos de forrageamento, as rotas de migração e os locais de procedência de insetos e de outros polinizadores.

Selecionando uma ou mais espécies atrativas adequadas, e dependendo da cultura principal que se pretenda explorar, é possível compor uma paisagem mais diversa e que atenda às necessidades dos inimigos naturais em detrimento dos herbívoros-praga.

O cravo-de-defunto (*Tagetes* spp. Linnaeus 1753), como planta atrativa em intercultivo com olerícolas, vem demonstrando reduzir os índices de afídeos, nematoides, mosca-branca e plantas contaminadas com vírus, bem como pode favorecer um aumento da produção (Martowo & Rohama, 1987; Abid & Magbool, 1990; Zavaleta - Mejia & Gomes, 1995). Essa planta, quando utilizada em faixas próximas ao cultivo de cebola, proporciona um menor número de insetos fitófagos, associado à maior riqueza e diversidade de artrópodes entomófagos (Sampaio, 2008).

A fim de gerar subsídios para programas de controle biológico conservativo na agricultura orgânica, o objetivo deste trabalho foi verificar a influência da planta atrativa cravo-de-defunto sobre a biodiversidade, associando-a à cultura da alface.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Cultivo orgânico

A agricultura orgânica é definida como a produção de alimentos sem a utilização de agrotóxicos ou adubos químicos sintéticos, ou outros agentes contaminantes, por meio de um conjunto de sistemas, com enfoque holístico, que buscam a maximização dos benefícios sociais, a autossustentação, a eliminação da dependência de insumos e a preservação do meio ambiente por meio da otimização do uso dos recursos naturais e sócioeconômicos disponíveis (Ehlers, 1999).

Durante as últimas décadas, o nível de conscientização com relação às relações da agricultura com o ambiente, os recursos naturais e a qualidade dos alimentos cresceram substancialmente. Existe interesse, entre os agricultores, por sistemas alternativos de produção que aumentem a rentabilidade e melhorem a qualidade de vida no meio rural, além de preservar a capacidade produtiva do solo a longo prazo (Ehlers, 1999).

Segundo Costa & Campanhola (2003), a adoção de práticas alternativas e conservacionistas de produção agropecuária, além de atender aos anseios da sociedade por produtos que não degradem o ambiente em seu processo de obtenção, tende a se tornar um componente de competitividade no mercado, impulsionado pelas normas ISO-14000, que tratam da gestão ambiental das atividades produtivas.

A procura por produtos orgânicos vem aumentando com as mudanças no hábito dos consumidores, muito mais exigentes e seletivos, trazendo maior rentabilidade aos produtores rurais. Segundo Yussefi (2006), a agricultura orgânica vem sendo praticada em mais de 120 países, com 31 milhões de hectares de terra sendo cultivados organicamente, mas está ainda distribuída de maneira não uniforme no globo.

De acordo com Darolt (2003), há evidências da superioridade nutricional e menor risco toxicológico dos produtos orgânicos. Porém, segundo o autor, esse é ainda um campo pouco explorado pela pesquisa científica. Nesse sentido, resultados positivos foram observados por Rodrigues (1990) que, utilizando adubação orgânica no cultivo de alface, observou ganho de produtividade e aumento dos níveis de nutrientes na planta.

Os produtores dedicados à produção de hortaliças orgânicas, geralmente, são pequenos produtores e procuram, nesta atividade, uma fonte de renda, bem como uma alternativa para a diversificação das atividades da propriedade (Souza & Alcântara, 2000).

O Brasil está se consolidando, cada vez mais, como um grande produtor e exportador de alimentos orgânicos. Como fornecedor, é o sétimo colocado no Mercado Comum Europeu. Atualmente, são produzidas 300 mil toneladas de orgânicos por ano, movimentando um mercado de, aproximadamente, US\$ 70 milhões. Já existem, no país, cerca de 15 mil propriedades certificadas e em processo de transição - setenta por cento delas pertencem a agricultores familiares, a maioria no Sudeste e Sul do Brasil. O país responde por 3,77% do consumo mundial, com cerca de US\$ 100 milhões por ano, e vem experimentando um bom crescimento médio anual de mercado em torno de 30%, acima dos índices europeus, que está na ordem de 15% a 20% (SEBRAE, 2008).

Em Minas Gerais, os benefícios sociais, ambientais e econômicos da agricultura orgânica também motivaram um incremento na produção, com aumento considerável, segundo dados do Planeta Orgânico (2009), principalmente na produção de hortaliças.

2.2 A cultura da alface (*Lactuca sativa* L. 1753)

A espécie *L. sativa* teve o primeiro registro de cultivo datado de 4.500 a.C., no Mediterrâneo. As plantas apresentavam caules longos e folhas curtas e os egípcios, provavelmente, a cultivavam para extrair óleo de suas sementes. As espécies que formavam cabeça só apareceram após 1543 d.C, na Europa (Wien, 1997).

Nos dias atuais, as cultivares de alface são classificadas em cinco grupos comerciais, dependendo da formação da cabeça, da cor e da qualidade das folhas. Estes cinco grupos são: ‘Crespa’ (13 cultivares), ‘Americana’ (7), ‘Lisa’ (5), ‘Mimosa’ (3) e ‘Romana’ (3) (Trani et al., 2005). Dependendo de qual for escolhido, pode ser plantado o ano todo (Filgueira, 2003).

A manifestação do potencial produtivo de alface depende da interação genótipo e ambiente. Dessa forma, a escolha do cultivar é decisiva para o sucesso do sistema de cultivo adotado (Lima et al., 2004).

Entre os grupos mais consumidos no país, o de folhas crespas vem crescendo consideravelmente nos últimos anos, correspondendo a 46,43% do volume comercializado de 27.423 toneladas, no ano de 2006, pela Ceagesp (Agriannual, 2008). A cultivar Verônica caracteriza-se por folhas verde-claras, enrugadas e repicadas do tipo Crespa, com resistência ao pendoamento precoce. É colhida a partir de 65 a 75 dias após o plantio, sendo tolerante ao calor (Sakata Seed Sudamerica Ltda, 2008).

O Brasil produziu cerca de 260.000 toneladas de alface no ano de 1996, sendo a região Sudeste responsável por 70% dessa produção, totalizando mais de 180.000 toneladas produzidas ao ano (Fibge, 1996). No estado de São Paulo, a alface ocupa área de 7.859 ha, com produção de 137.000 toneladas por ano, com geração de 6.367 empregos (Meirelles, 1998), tendo um consumo per capita superior a 11,3 kg/ano no Brasil (Sanders, 1999).

Na região do sul de Minas Gerais, devido aos fatores climáticos favoráveis e à proximidade dos grandes centros consumidores, o cultivo de alface vem crescendo. Na cidade de Lavras, o plantio de alface vem se destacando e estima-se uma área anual de 1.800 hectares, com produção de 500 toneladas de alface por ano (Yuri et al., 2002).

2.3 Pragas da cultura da alface

No Brasil, são relatadas 45 espécies como pragas de alface, podendo-se destacar: *Agallia cezia* (Dutra, 1967) (Hemiptera: Cicadelidae), *Agallia ancora* (Oman 1938) (Hemiptera: Cicadelidae), *Sibovia sagata* (Signoret, 1854) (Hemiptera: Cicadelidae), *Sonesima* sp. (Hemiptera: Cicadelidae), *Aphis gossypii* (Glover, 1877) (Hemiptera: Aphidae), *Aphis fabae* (Scopoli 1763) (Hemiptera: Aphidae), *Aulacorthum* (Hemiptera: Aphidae), *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae), *Lagria villosa* (Fabricius, 1783) (Coleoptera: Lagriidae), *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910) (Thysanoptera: Thripidae), *Thrips tabaci* (Lindeman, 1888) (Thysanoptera: Thripidae), *Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775) (Orthoptera: Gryllidae), *Neocurtilla hexadactylla*, (Perty, 1832) (Orthoptera: Gryllotalpidae), *Scapteriscus* spp. (Orthoptera: Gryllotalpidae), *Liriomyza trifolii* (Burgess, 1880) (Diptera: Agromyzidae) e *Liriomyza sativae* (Blanchard, 1938) (Diptera: Agromyzidae) (Imenes et al., 2000; Gallo et al., 2002; Brasil, 2003).

Os afídeos são uma das pragas mais relatadas em estudos com a cultura de alface (Imenes et al., 2000; Auad et al., 2002; Carvalho et al., 2002). Alimentam-se inserindo o estilete através dos tecidos da folha (epiderme e mesófilo), furando a parede dos elementos crivados do floema. A alta pressão de turgescência no elemento crivado força o conteúdo através do

canal alimentar do inseto e através do intestino, onde aminoácidos são seletivamente removidos e alguns açúcares são metabolizados.

Apresentam grande capacidade de alternância de hospedeiros, rápida dispersão e colonização, e transmitem viroses para as plantas onde se alimentam (Bueno, 2005a; Gallo et al., 2002). Várias espécies de pulgões podem ocorrer em alface, a maioria na parte aérea e, ocasionalmente, nas raízes (Imenes et al., 2000).

Os tripes são importantes pragas e estão distribuídas por todo o mundo. Particularmente as espécies *Thrips palmi* (Karny 1910), *F. occidentalis* (Pergande, 1895) e *Frankliniella schultzei* são as principais para olericultura no Brasil, sendo encontradas em todas as regiões geográficas brasileiras (Monteiro et al., 2001a e b).

Segundo Kindt et al. (2006), o aparelho bucal é assimétrico com perda da mandíbula direita, apresenta um simples estilete mandibular, que é utilizado para fazer um furo na epiderme da planta, depois, os estiletos maxilares ganham acesso ao tecido interno da planta. Dessa forma, os tripes se alimentam do conteúdo celular da epiderme, mesofilo e células do parênquima (Kindt et al., 2006). Segundo Mound (2005), os adultos e as ninfas de primeiro e segundo instar não raspam, mas sim puncionam o tecido vegetal. O resultado da alimentação é o prateamento típico com posterior mudança de cor para marrom, secamento e morte das células das folhas danificadas (Pinent & Carvalho, 1998; Mau & Kessing, 2006).

As lagartas apresentam grande número de espécies ocorrendo em alface, como, por exemplo, *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1766), que ataca plântulas e as desfolhadoras das famílias Noctuidae, Pieridae e Pyralidae, que atuam como desfolhadores, podendo levar à perda total da produção (Alvarenga, 2000; Silva et al., 2001; Yuri et al., 2002).

As larvas das moscas-minadoras fazem galerias nas folhas, consumindo o parênquima foliar e diminuindo a capacidade de fotossíntese. As principais espécies são *Liriomyza sativae* (Blanchard, 1938) e *Liriomyza trifolii* (Burgess, 1880), que podem causar dano econômico quando atacam plantas debilitadas ou quando se multiplicam intensamente em áreas adjacentes aos cultivos, migrando em grande número para a área hortícola (Alvarenga & Resende, 2002). Além disso, suas galerias são vias de entrada para patógenos.

Em relação aos ácaros, diversos ocorrem em hortaliças, mas a principal espécie é *Tetranychus urticae* (Koch, 1836), que pode provocar danos elevados em épocas mais secas e quentes, devido à desfolha que provocam. Sua ocorrência está, muitas vezes, associada a desequilíbrios ambientais, quando ocorrem surtos populacionais de difícil controle, problema que é minimizado quando se elimina o controle químico (Alvarenga, 2000; Silva et al., 2001; Yuri et al., 2002).

2.4 Inimigos naturais (IN) das pragas da alface

Os inimigos naturais das pragas da alface são muitos e atuam de maneira eficiente em sua regulação. Entre eles estão diversas espécies de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae), principalmente dos gêneros *Harmonia*, *Hipodamia*, *Cycloneda*, *Criptolaemus* e *Scymnus*. Tanto as larvas quanto os adultos são predadores e este grupo de insetos é potencialmente eficiente no controle de várias espécies de pulgões em hortaliças (Frazer, 1988; Riquelme, 1997).

Outro importante grupo responsável pela regulação da população de pulgões é o dos Crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae). Estes insetos são predadores na fase de larva de diversas pragas, em um grande número de ecossistemas (New, 1988) e quando adultos se alimentam de néctar e pólen.

As espécies mais comuns encontrada em nossas condições são *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) e *Chrysopa cubana* (Hagen, 1861), voraz e eficiente no controle de pulgões, mas são insetos altamente sensíveis aos inseticidas naturais utilizados em olericultura orgânica (Riquelme, 1997).

Os Sirfídeos (Diptera: Syrphidae) são um terceiro grupo de predadores de pulgões bastante importante. As larvas das moscas são predadoras, enquanto os adultos exploram recursos como néctar e pólen de flores, que visitam frequentemente (Riquelme, 1997). No Brasil, as espécies mais comuns são *Allograpta neotropica* (Curran, 1936) e *Pseudodoros clavatus* (Fabricius, 1794) (Auaud et al., 1997).

Os percevejos predadores da família Anthocoridae, do gênero *Anthocoris* (Hodgson & Aveling, 1988) e, sobretudo, do gênero *Orius*, predam pulgões de diversas espécies. Além disso, aranhas, besouros da família Carabidae, tesourinhas (Dermaptera), formigas do gênero *Formica* e outros percevejos predadores controlam pulgões (Sunderland, 1988), e todos estes grupos citados podem ser fomentados no ambiente por meio de modificações no arranjo e nas espécies vegetais.

Atuam também no controle natural de pulgões os parasitoides, sobretudo das famílias Aphelinidae e Braconidae (Aphidiinae). As espécies *Aphidius colemani* (Viereck, 1912), *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880), *Diaeretiella* sp. e *Praon* sp. são comumente encontradas em nosso meio (Soglia et al. 2002; Rodrigues et al., 2001; Rodrigues & Bueno, 2001). Estes parasitoides são importantes reguladores de pulgões, mas seus adultos necessitam da presença de flores, pois se alimentam de néctar (Starý, 1988; Riquelme, 1997).

Os percevejos do gênero *Orius* são os principais agentes de controle biológico de tripes (Van Lenteren, 2000; Bueno, 2000). No Brasil, a principal espécie é *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Bueno, 2000; Mendes et al., 2002,

Argolo et al., 2002; Silveira et al., 2004), mas outras espécies ocorrem em várias plantas cultivadas e invasoras (Silveira et al., 2003) e suas populações podem ser manipuladas por meio do manejo de plantas no hábitat.

Outros predadores de tripes são os ácaros da família Phytoseiidae, que ocorrem naturalmente em áreas bem conservadas e diversas, desde que não haja a interferência de produtos químicos de largo espectro. As principais espécies pertencem aos gêneros *Phytoseiulus*, *Iphyseiodes* e *Euseius* (Reis & Alves, 1997). Também os crisopídeos alimentam-se de tripes, além dos tripes predadores da família Aeolothripidae, como *Franklinothrips vespiformis* (Crawford, 1909) (Hoddle et al., 2000).

As populações de lagartas de solo podem ser reguladas pela ação de adultos e larvas de besouros predadores da família Carabidae (*Calosoma* sp., *Lebia* sp.) e por nematoides e fungos entomopatogênicos (Gallo et al., 2002). As brocas e lagartas da parte aérea podem, quando recém-eclodidas, ser predadas por antocorídeos, crisopídeos e aranhas, dentre outros (Riquelme, 1997). Lagartas grandes podem ser predadas por pentatomídeos (sobretudo *Podisus* sp.), reduvídeos (*Zelus* sp.) e vespídeos, além de moscas parasitoides da família Tachinidae.

Grande contribuição no controle de lagartas, no entanto, se dá pela atuação de parasitoides das famílias Ichneumonidae e Braconidae. Além destes, ainda há os parasitoides de ovos da família Trichogrammatidae (*Trichogramma* sp.), muito eficientes, por exemplo, no controle da traça do tomateiro no Brasil (Botelho, 1997; Haji, 1997) e comuns em hortas orgânicas (Riquelme, 1997). Todos estes insetos necessitam também de néctar, pólen e abrigo, em sua fase adulta, para sobreviverem.

Os parasitoides das famílias Eulophidae (*Diglyphus* sp.) e Braconidae (*Opius* sp.) controlam também as populações de minadoras em condições naturais, depositando seus ovos diretamente nas larvas no interior da folha

minada. As vespas predadoras retiram as larvas das galerias e com elas provisionam seus ninhos. Tanto os parasitoides quanto as vespas necessitam de hábitat favorável para sobrevivência, sobretudo com relação à diversidade local (Mau & Kessing, 1992).

Os antocorídeos e os ácaros predadores são os principais inimigos naturais de ácaros fitófagos. Além disso, espécies de tripes fitófagos podem atuar predando ovos de ácaros, contribuindo para seu controle (Riquelme, 1997).

2.5 Controle conservativo e o uso do intercultivo com cultura atrativa

Atualmente, um dos objetivos da agricultura é promover o aumento da biodiversidade por meio da agricultura sustentável, da conservação e do restabelecimento de habitats não agrícolas. Uma das técnicas utilizadas para essa finalidade é o controle biológico conservativo, que consiste na manipulação do ambiente para aumentar a sobrevivência, fecundidade, longevidade e a eficiência de inimigos naturais de artrópodes-praga (Landis et al., 2000; Pfiffner & Wyss, 2004).

A conservação de inimigos naturais é uma das práticas mais importantes e disponíveis de controle biológico para os produtores de hortaliças. A preservação e a manutenção dos inimigos naturais associados são imprescindíveis para estabelecer o equilíbrio biológico e reduzir os custos de produção (Bueno, 2005b).

A preservação de ambientes diversos e a diminuição dos distúrbios causados aos processos naturais pela agricultura moderna podem promover a colonização, manutenção e incremento das atividades de inimigos naturais. Algumas técnicas para manipulação do ambiente de forma favorável são: a) usar inseticidas seletivos nas épocas corretas; b) racionalizar o uso de

produtos químicos; c) evitar práticas culturais inadequadas e d) preservar hábitat e fontes de alimentação de inimigos naturais (Altieri et al., 2003).

A manipulação ambiental tende a aumentar a diversidade de inimigos naturais e a diminuir as populações de pragas. Para explicação desse fenômeno existem algumas hipóteses, entre elas: a) oferta de alimento alternativo para os adultos, néctar, pólen e substâncias açucaradas, o que aumenta a eficiência e a fecundidade de predadores e parasitoides; b) disponibilidade de abrigo e microclima adequado para os inimigos naturais, possibilitando o refúgio quando há estresse ambiental; c) permitir o desenvolvimento de presas e hospedeiros alternativos para os inimigos naturais, permitindo sua sobrevivência quando as pragas estão ausentes; d) possibilitar a manipulação dos recursos para os inimigos naturais, manejando as épocas de plantio, colheita, podas e roçadas, antecipando a colonização pelos inimigos naturais e, finalmente e) arranjar espacialmente as plantas selecionadas, de modo a favorecer a movimentação dos entomófagos na área (Altieri, 1994; Verkerk et al., 1998; Landis et al., 2000; Cortesero et al., 2000).

A diversificação ambiental promovida pelas espécies vegetais em agroecossistemas favorece a estruturação de comunidades de insetos mais ricas e diversificadas que controlam a dinâmica populacional de espécies herbívoras. Na abordagem conservativa, a diversificação ambiental é um dos principais componentes a serem manejados para suprimir as populações de insetos pragas (Gliessman, 2001, Altieri et al., 2003).

Sistemas agrícolas mais diversificados já contêm certos recursos específicos para inimigos naturais, oferecidos pela diversidade de plantas e, usualmente, não são perturbados pela aplicação indiscriminada de agrotóxicos. Também são mais passíveis de manipulação, seja pela adição ou

reposição de diversidade, tornando possível a manipulação da biodiversidade associada (Landis et al., 2000).

Os efeitos específicos resultantes ou estratégias a serem utilizadas dependem das espécies de herbívoros e inimigos naturais associados, bem como das propriedades da vegetação, das condições fisiológicas da cultura ou da natureza dos efeitos diretos de determinadas espécies de plantas (Letourneau, 1983). Além do mais, o sucesso das medidas empregadas para aumento do controle biológico pode ser influenciado pela escala sobre a qual tais medidas são implementadas, uma vez que fatores como tamanho do campo, composição da vegetação dentro do campo e no seu entorno e o nível de isolamento do campo irão todos afetar as taxas de imigração, as taxas de dispersão e o tempo efetivo de permanência do inimigo natural na cultura alvo (Rabb et al., 1976).

Talvez, uma das melhores estratégias para aumentar a eficiência de predadores e parasitoides seja a manipulação dos recursos alimentares não alvo, dos hospedeiros e presas alternativas, e das fontes de pólen e néctar (Rabb et al. 1976). Nesse caso, é importante não apenas que a densidade de recursos também seja adequada à distribuição espacial desses recursos. A manipulação correta destes recursos pode resultar numa colonização antecipada dos inimigos naturais, permitindo que se estabeleçam antes da praga.

Na implementação do manejo do hábitat, alguns critérios devem ser considerados, como a seleção de espécies de plantas adequadas para a atração do inimigo natural; o conhecimento do comportamento do predador ou parasitoide; os aspectos negativos associados com a introdução de novas plantas no agroecossistema, como o uso dessas plantas pelo inseto-praga alvo e a aceitação por parte da comunidade agrícola na adoção do manejo do hábitat para aumentar a ocorrência de inimigos naturais (Landis et al., 2000).

Segundo Venzon et al. (2005), na seleção de plantas a serem utilizadas para o incremento das populações de inimigos naturais, deve-se observar a qualidade nutricional, a disponibilidade, a acessibilidade e a atratividade do alimento oferecido pela planta ao inimigo natural; bem como a utilização dos recursos fornecidos pelas plantas por outros membros da teia alimentar presentes no ecossistema em questão.

O cultivo de plantas floríferas silvestres em faixa pode aumentar o nível populacional de herbívoros, proporcionando recursos alimentares para o crescimento populacional de inimigos naturais. Esta técnica beneficia o inimigo natural em períodos de escassez da presa na cultura, como no início de desenvolvimento da cultura ou após a colheita. Esse benefício é importante para o controle da praga, principalmente se os inimigos naturais são generalistas e são mais abundantes no estágio inicial de desenvolvimento da cultura (Pffiffner & Wyss, 2004).

Para alguns predadores, o alimento derivado de plantas é essencial durante o estágio de vida em que não apresentam hábito entomófago, enquanto que, para outros, pode representar um suplemento às presas de qualidade inferior (Venzon et al., 2005).

O cravo-de-defunto é uma boa opção como planta atrativa, funcionando como refúgio aos inimigos naturais e oferecendo disponibilidade de pólen e de néctar, além de ser comprovada sua eficiência na redução de fitófagos, como mosca-branca e afídeos, de nematoides e, até mesmo, redução da pinta-preta (*Alternaria solani*) (Martowo & Rohama, 1987; Abid & Magbool, 1990; Gommers, 1991; Zavaleta - Mejia & Gomes, 1995; Sampaio et al., 2008)

2.6 Cravo-de-defunto (*Tagetes* spp. L. 1753)

O gênero *Tagetes*, família Asteraceae, contém mais de 50 espécies, das quais somente seis anuais e três perenes são atualmente cultivadas. As espécies *Tagetes erecta* L., *T. patula* L., *T. lunata* Ort. e *T. tenuifolia* Cav. são de ciclo anual, mais cultivadas como ornamentais em todo o mundo. Estas espécies já eram cultivadas no México, há mais de dois milênios (Ferraz & Freitas, 2005).

O nome *Tagetes* é comum às seguintes espécies da família das Compostas (Asteraceae): *T. erecta*, *T. patula* e *T. minuta*, sendo todas originárias de espécies selvagens do México e introduzidas no Brasil há muitos anos, onde se aclimataram perfeitamente, tornando-se até subespontâneas, mesmo nas mais longínquas povoações.

A espécie em estudo, *T. erecta*, é uma erva ramosa, glabra e até 1,50 m de altura (Corrêa, 1984). Segundo Araujo et al. (2006), as diferentes espécies variam em tamanho de 0,5 a 2,2 m de altura, possuindo caules e ramos eretos ou angulosos, folhas palmadas, verdes, plumiformes, opostas ou alternas, às vezes pecioladas, profundamente dilaceradas, recortadas, glandulosas e aromáticas. Há variedades de flores dobradas, grandes, até 7 cm de diâmetro, na ponta dos ramos, de cores mais vivas, predominando o laranja, o amarelo-citrino e o amarelo-enxofre. (Braga, 1960; Corrêa, 1984).

O cravo-de-defunto caracteriza-se por ser uma planta de fácil cultivo, bastante decorativa, de ciclo relativamente curto, com variação de tamanho, cor e espécie, muito empregada para forrações de jardins, maciços, floreiras e também para o corte. Possuem compostos terpenoides, flavonoides, alcaloides e carotenoides entre outros. Além de ornamental, apresenta propriedades nematicida, bactericida e fungicida, sendo também utilizada para a diversificação de ambientes agrícolas, fins medicinais e como corante de alimentos (Vasudevan et al., 1997; Zavaleta & Mejia, 1999).

De acordo com Huang (1984), a rotação de cultura vem sendo um método efetivo para controlar nematoides, como, por exemplo, o uso de cravo-de-defunto (*Tagetes* sp.). Segundo Kämpf (2000), sua permanência no campo por quatro meses e meio é suficiente para eliminar os nematoides do solo.

Devido ao curto período necessário ao seu cultivo, é convencionalmente desenvolvido como parte de um sistema de multicultivo, em rotação com espécies hortícolas, sendo também explorada como uma mistura de cultivos, nas bordaduras com outras plantas (ex: tomate). Verificando-se efeitos benéficos sobre a entomofauna (Vasudevan et al., 1997).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Descrição da área experimental

O experimento foi conduzido de março a setembro de 2008, em uma área de 0,5 ha destinada ao cultivo orgânico no Departamento de Agricultura, Setor de Olericultura da Universidade Federal de Lavras. Os canteiros foram preparados com um encanteirador tratorizado e a irrigação foi feita por aspersão. Utilizou-se adubação orgânica conforme o recomendado para este sistema, com composto orgânico e biofertilizante bokashi. A cultivar utilizada foi a Verônica, do tipo crespa, muito utilizada pelos produtores.

A área para instalação dos tratamentos foi composta por duas metades com 13 canteiros cada uma, nas dimensões de 1,70 m de largura por 15 m de comprimento, separadas por um carreador de 4 m de largura, mantidos limpos. O tamanho total do experimento foi de 34 x 22,10 m (Figura 1). Os dados de chuva e temperatura registrados na área, durante o período do experimento, encontram-se na Figura 2.

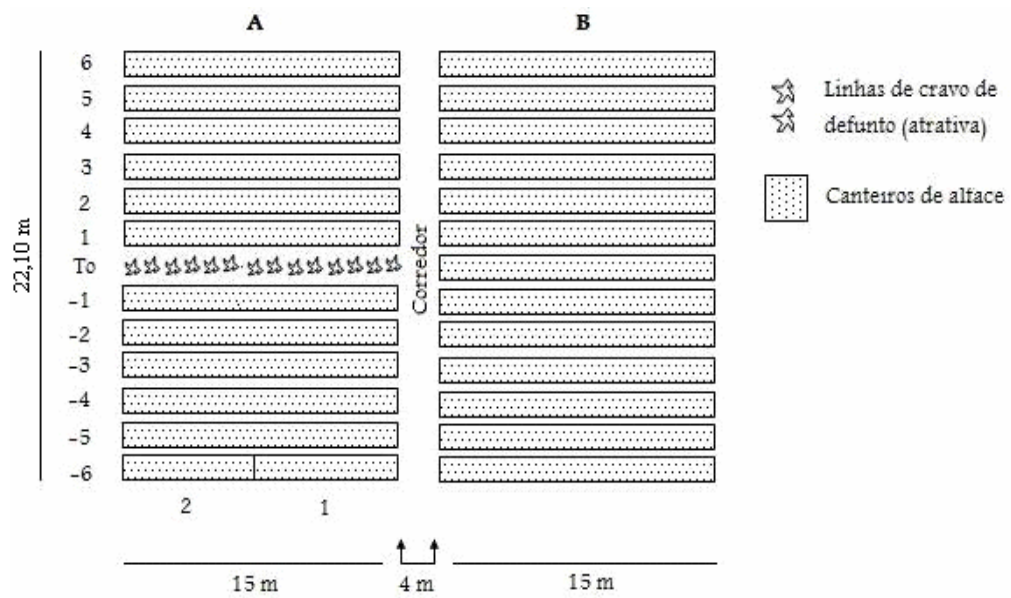


FIGURA 1 Croqui da área experimental de alface orgânica, com a disposição das linhas de cravo-de-defunto (atrativa). (A) tratamento com cravo como planta atrativa. (B) testemunha.

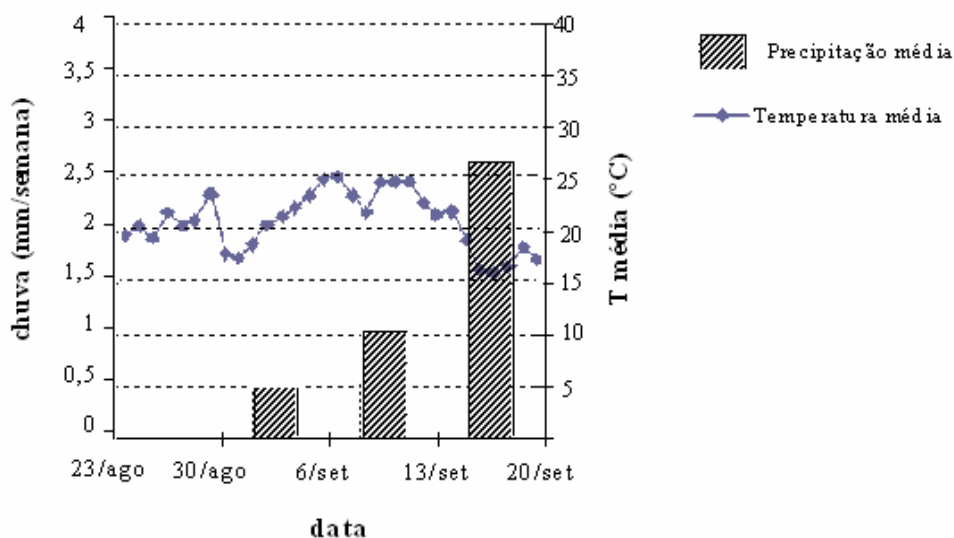


FIGURA 2 Médias semanais de chuva (mm) e temperatura (°C), registradas durante o experimento.

3.2 Instalação do experimento

Foi utilizada como planta atrativa o cravo-de-defunto (*T. erecta*), selecionado dentre outras plantas em testes prévios pelos seguintes motivos: a) hospedar diversos tipos de inimigos naturais de importantes pragas da alface; b) hospedar espécies fitófagas que não são pragas da alface e que funcionam como presas alternativas para os predadores e c) pelo seu conhecido potencial para diversificação de ambientes agrícolas, de modo a manter flores no campo, para fornecer pólen e néctar para fauna benéfica.

As mudas de cravo-de-defunto foram preparadas em bandejas de isopor de 288 células, contendo substrato Ecosolo®, com data de semeadura em 15 de março de 2008. Após 30 dias da emergência, as mudas foram transplantadas para o campo, no canteiro central do lado A (Figura 1, tratamento T0), em linhas duplas de 15m de comprimento, no espaçamento de 30 x 30 cm.

Os demais canteiros do lado A (presença do cravo), bem como todos os canteiros do lado B (ausência de cravo), foram transplantados com mudas de alface, 120 dias após o transplante do cravo. As mudas de alface foram preparadas em 40 bandejas de isopor de 128 células, contendo substrato Ecosolo®, semeadas em 15 de julho de 2008

Os canteiros do lado A, abaixo do canteiro central de cravo (T0), foram denominados de T-1 a T-6, de acordo com sua distância ao canteiro T0. De maneira similar, os canteiros acima de T0 foram chamados de T+1 a T+6 (Figura 1). As distâncias dos canteiros 1 a 6, em metros, em relação ao canteiro de cravo, independentemente de seu sinal, foram calculadas de acordo com a largura dos canteiros (1,2 m) e dos corredores entre eles (0,5 m). Desse modo, a distância média entre o canteiro central com cravo (T0) até os canteiros “1” foi de 1,7 m; para os canteiros “2” foi de 3,4 m e assim sucessivamente, até os canteiros de número 6, a 10,2 m de distância do canteiro central com cravo (T0). Assim que se formaram as primeiras florações do cravo-de-defunto e após 30 dias da emergência, as mudas de alface foram transplantadas para os canteiros do tratamento A (com cravo) e B (testemunha, sem cravo), com espaçamento de 30 x 30 cm entre plantas.

3.3 Coleta e identificação

Foram realizadas, semanalmente, amostras de artrópodes no cultivo de alface, totalizando cinco coletas. Essas coletas tiveram início no dia 23 de agosto de 2008, sendo realizadas durante todo ciclo da cultura.

As coletas na alface foram efetuadas por meio de sugador, vasculhando-se as plantas e sugando os espécimes. Para fins de uniformidade de coletas, as amostras na alface foram divididas em duas por canteiro, lado 1 e 2 (Figura 1) onde, em cada lado, cinco plantas foram vasculhadas com

sugador bucal, totalizando 50 amostras semanais nos dois lados A e B, perfazendo um total de 250 amostras, ao final do experimento.

O canteiro com cravo-de-defunto também foi amostrado para análise da biodiversidade associada. Foram feitas, aleatoriamente, quatro coletas por semana, durante as cinco semanas do experimento, sendo cada coleta obtida batendo-se três plantas em bandeja branca e sugando-se os insetos, acondicionando-os em seguida em frascos com álcool 60%. No laboratório, o material foi triado de maneira semelhante ao feito para as coletas em alface.

Todos os artrópodes coletados foram identificados até a categoria taxonômica mais avançada possível, ou classificados em morfoespécies, quando uma identificação precisa não foi possível.

3.4 Identificação de pólen no conteúdo intestinal de parasitoides

Foram realizadas coletas semanais de parasitoides no canteiro com cravo para análise intestinal da presença de pólen. Estas coletas (P) foram realizadas durante o período reprodutivo do cravo, de julho a setembro, nas datas de (P1) 03/07, (P2) 11/07, (P3) 18/07, (P4) 25/07, (P5) 01/08, (P6) 08/08, (P7) 15/08, (P8) 22/08, (P9) 28/08, (P10) 05/09, (P11) 12/09 e (P12) 19/09. Cada coleta consistiu na batida de cinco plantas de cravo, pelo método de batida direta sobre uma bandeja branca e, em seguida, sugando-se os espécimes com sugador bucal e acondicionando-os em álcool 60%, para conservação. Posteriormente, estes parasitoides foram enviados para identificação no Laboratório de Insetos Úteis do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, em Piracicaba, SP, junto com as amostras de pólen recolhidas no cravo, para comparação.

A análise dos grãos de pólen associados aos parasitoides coletados foi realizada de maneira individual. Cada espécime foi macerado em água

destilada e colocado sobre lâmina de microscopia temporária. Cada grão de pólen observado foi registrado separadamente, por indivíduo. Todos os grãos presentes nas lâminas foram identificados e contados.

A identificação dos tipos polínicos foi baseada na coleção de referência de lâminas de microscopia da Palinoteca do Laboratório de Insetos Úteis do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ e em catálogos como “Pollen and spores of Barro Colorado Island”, de Roubik & Moreno (1991) e “O Pólen no mel brasileiro”, de Barth (1989). O termo utilizado para a identificação dos tipos polínicos não é relacionado ao Código Internacional de Nomenclatura Botânica e, sim, estabelece uma proximidade do material analisado a um determinado grupo taxonômico (Lorscheitter, 1989; Joosten & Klerk, 2002).

As fotomicrografias dos tipos polínicos encontrados nas análises foram realizadas utilizando-se um fotomicroscópio Zeiss (Figuras 6 e 7).

3.5 Análise estatística

Tanto para a cultura da alface como para o cravo foram determinados os seguintes parâmetros ecológicos: riqueza de espécies, que é o número total de espécies e morfoespécies coletadas; índice de abundância, segundo Lamshead et al. (1983), calculado a partir das médias de cada espécie por amostra; índice de diversidade (H' , segundo Shannon & Weaver 1949), que leva em consideração a uniformidade quantitativa de cada espécie em relação às demais; índice de similaridade, calculado pela análise de cluster, segundo Pielou (1984), que indica quão semelhantes dois substratos podem ser com relação às espécies encontradas e índice de correlação (R^2), segundo Sokal & Rohlf (1969), que evidencia a dependência que há entre dois conjuntos de dados obtidos de substratos diferentes. Além destes índices, também foram calculadas, para as amostras na alface, as curvas de coleta (Magurran 1988),

que permitem concluir se as amostras foram regulares e suficientes para coletar, potencialmente, todas as espécies que ocorrem na cultura (para todo período do experimento, independentemente da semana de amostragem).

Quanto à distribuição de artrópodes (entomófagos e fitófagos) por planta de alface nas diferentes distâncias, utilizaram-se os valores médios encontrados em 20 plantas por distância e as médias foram comparadas pelo teste F e pelo teste de Tukey, com as probabilidades exatas (programa Statistica[®]).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A curva de espécies únicas, determinada com os dados acumulados do número de novas espécies coletadas em alface ao longo do tempo (Figura 3), atingiu o eixo das abcissas antes da última amostra, indicando que nenhuma espécie nova havia sido coletada ao final das 250 amostragens. Portanto, o número de 250 amostras foi teoricamente suficiente para amostrar a grande maioria das espécies que ocorrem na cultura da alface, nas condições deste experimento. A curva de indivíduos, que utiliza o número acumulado de espécimens coletados, resultou numa reta, provando que houve uniformidade nas diferentes repetições ao longo do tempo de amostragem. Ambas as curvas foram confeccionadas a partir do modelo quadrático que, pelos altos valores de R^2 (acima de 0,9) (Figura 3), explicam satisfatoriamente os fenômenos observados.

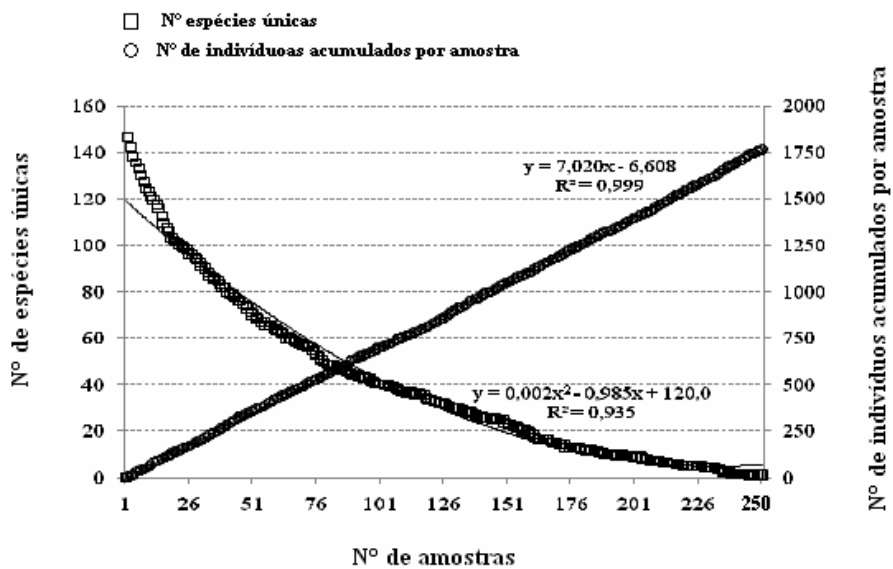


FIGURA 3 Curvas de coleta na cultura da alface orgânica, para o número de indivíduos acumulado por amostra (○) e para o número de espécies únicas (□).

Analisando-se os índices ecológicos para os dados agrupados de 250 amostras (Tabela 1), observou-se maior riqueza nas coletas em alface do lado A (125 diferentes táxons ou morfoespécies), contra apenas 96 espécies nas coletas do lado B. O índice de diversidade H' foi maior em A (1,769) que em B (1,668), indicando que a dominância de espécies é um pouco menor quando existe uma faixa de cravo na posição central dos canteiros de alface.

TABELA 1 Riqueza, abundância, índice de diversidade (H'), de similaridade, e médias do número de artrópodes de cada táxon coletados por planta de alface, em sistema de agricultura orgânica. Lavras, MG, 2008. FI = fitófago; PR = predador; PA = parasitoide; DE = detritívoro e ON = onívoro.

<i>Espécie/morfoespécie – nicho ecológico</i>	<i>Média/amostra</i>	
	<i>Lado A</i>	<i>Lado B</i>
1. <i>Orius insidiosus</i> (Hemiptera: Anthocoridae) PR	0,1	0,023
2. <i>Geocoris punctipes</i> (Hemiptera: Lygaeidae) PR	0,098	0,012
3. Syrphidae (larva) (Insecta: Diptera) PR	0,075	0,015
4. <i>Brachi myrmex</i> (Hymenoptera: Formicidae) FI	0,065	0,028
5. Aphididae sp2 (Hemiptera: Aphididae) FI	0,058	0,023
6. <i>Crematogaster</i> sp1 (Hymenoptera: Formicidae) FI	0,052	0,055
7. Aphididae sp1 (Hemiptera: Aphididae) FI	0,05	0,033
8. <i>Lagri vilosa</i> (Coleoptera: Lagriidae) FI	0,048	0,107
9. <i>Caliothrips phaseoli</i> (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,047	0,028
10. <i>Hippodamia convergens</i> (Coleoptera: Coccinellidae) PR	0,047	0,01
11. Cicadellidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,045	0,053
12. Aphididae sp3 (Hemiptera: Aphididae) FI	0,038	0,033
13. <i>Zelus</i> (Hemiptera: Reduviidae) PR	0,038	0,005
14. Aphididae sp4 (Hemiptera: Aphididae) FI	0,037	0,033
15. Chrysomelidae sp3 (Insecta: Coleoptera) FI	0,03	0,017
16. <i>Scymnus</i> sp1 (Coleoptera: Coccinellidae) PR	0,03	0,005
17. Cicadellidae sp3 (Insecta: Hemiptera) FI	0,028	0,03
18. Coccinellidae sp1(larva) (Insecta: Coleoptera) PR	0,028	0,002
19. Chrysomelidae sp2 (Insecta: Coleoptera) FI	0,027	0,017
20. <i>Diabrotica speciosa</i> (Coleoptera: Chrysomelidae) FI	0,025	0,02
21. <i>Frankliniella schultzei</i> (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,025	0,027
22. <i>Nabis</i> sp1 (Hemiptera: Nabidae) PR	0,025	0,007
23. Cicadellidae sp2 (Insecta: Hemiptera) FI	0,023	0,033
24. <i>Taylorilygus pallidulus</i> (Hemiptera: Miridae) FI	0,023	0,01
25. Forficulidae sp2 (Insecta: Dermaptera) PR	0,02	0,02
26. Coccinellidae sp2 (larva) (Insecta: Coleoptera) PR	0,02	-
27. Syrphidae sp1 (Insecta: Diptera) PR	0,02	0,017
28. <i>Orius</i> sp1 (Hemiptera: Anthocoridae) PR	0,017	-
29. Chrysomelidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,015	0,018
30. Forficulidae sp1 (Insecta: Dermaptera) PR	0,015	0,002
31. Miridae sp1 (Insecta: Heteroptera) FI	0,015	0,007
32. Eucolinae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,013	-

...continua...

Tabela 1 ,cont

33. <i>Harmostes</i> sp1 (Hemiptera: Rhopalidae) FI	0,013	0,007
34. Chrysomelidae sp.4 (Insecta: Coleoptera) FI	0,012	0,007
35. <i>Atta</i> sp1 (Hymenoptera: Formicidae) FI	0,012	0,022
36. Mycropezidae sp1 (Insecta: Diptera) DE	0,012	0,003
37. Mycetophilidae sp1 (Insecta:Diptera) DE	0,01	0,012
38. Dolichopodidae sp1 (Insecta:Diptera) DE	0,008	-
39. Entomobryidae sp1 (Collembola) DE	0,008	0,013
40. <i>Haplothrips gowdeyi</i> (Thysanoptera: Phlaeothripidae) FI	0,008	0,003
41. Pteromalidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,008	0,002
42. Chrysopidae sp1 (Insecta: Neuroptera) PR	0,007	0,002
43. <i>Frankliniella insularis</i> (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,007	0,002
44. Lepdoptera sp1 (larva) (Insecta) FI	0,007	-
45. Lepdoptera sp3 (larva) (Insecta) FI	0,007	0,015
46. Meloidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,007	-
47. Mymaridae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,007	-
48. <i>Neohydatothrips</i> sp1 (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,007	0,003
49. Phoridae sp1 (Insecta: Diptera) DE	0,007	0,005
50. Scelionidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,007	-
51. Aphididae sp5 (Insecta: Hemiptera) FI	0,005	0,005
52. Araneae sp1 (Arachnida) PR	0,005	-
53. Araneae sp2 (Arachnida) PR	0,005	0,005
54. Araneae sp3 (Arachnida) PR	0,005	0,002
55. Cicadellidae sp4 (Insecta: Hemiptera) FI	0,005	0,002
56. <i>Cycloneda sanguinea</i> (Coleoptera: Coccinellidae) PR	0,005	-
57. Coccinellidae sp2 (Insecta: Coleoptera) PR	0,005	0,003
58. Euphidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,005	-
59. Lepdoptera sp2 (larva) FI	0,005	-
60. Staphylinidae sp1(Insecta: Coleoptera) PR	0,005	-
61. Vespidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PR	0,005	0,003
62. Acrididae sp1 (Insecta: Orthoptera) FI	0,003	0,003
63. Araneae sp4 (Arachnida) PR	0,003	0,005
64. Araneae sp6 (Arachnida) PR	0,003	-
65. Araneae sp7 (Arachnida) PR	0,003	-
66. Ceraphronidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	-
67. Ceraphronidae sp2 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	0,002
68. Cicadellidae sp5 (Insecta: Hemiptera) FI	0,003	-
69. Cicadellidae sp6 (Insecta: Hemiptera) FI	0,003	0,002
70. Dryinidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	-
71. Encyrtidae sp2 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	-
72. Eucolinae sp2 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	-
73. Forficulidae sp3 (Insecta: Dermaptera) PR	0,003	-
74. Formicidae sp2 (Insecta: Hymenoptera) ON	0,003	0,007

...continua...

Tabela 1, cont.

75. Ichneumonidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,003	-
76. Lepdoptera sp4 (larva) FI	0,003	0,003
77. Miridae sp3 (Insecta: Hemiptera) FI	0,003	0,005
78. <i>Orius</i> sp2 (Hemíptera: Anthocoridae) PR	0,003	-
79. Pentatomidae sp2 (Insecta:Hemiptera) FI	0,003	-
80. <i>Poplybia paulista</i> (Hymenoptera: Vespidae) PR	0,003	0,007
81. Syrphidae sp2 (Insecta: Diptera) PR	0,003	0,001
82. <i>Thrips tabaci</i> (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,003	-
83. Vespidae sp4 (Insecta: Hymenoptera) PR	0,003	0,002
84. Aranea sp5 (Arachnida) PR	0,002	0,005
85. Anacharitinae sp1(Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
86. Aphididae sp6 (Hemiptera: Aphididae) FI	0,002	-
87. Braconidae sp2(Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
88. Apoidea sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
89. Araneae sp6 (Arachnidae) PR	0,002	0,005
90. Braconidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
91. Braconidae sp3 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
92. Carabidae sp1 (Insecta: Coleoptera) PR	0,002	-
93. Ceraphronidae sp3 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
94. Charipinae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	-
95. Chrysomelidae sp10 (Insecta: Coleoptera) FI	0,002	0,002
96. Chrysomelidae sp5 (Insecta: Coleoptera) FI	0,002	0,005
97. Chrysomelidae sp7 (Insecta: Coleoptera) FI	0,002	0,002
98. Chrysomelidae sp9 (Insecta: Coleoptera) FI	0,002	0,003
99. Cicadellidae sp8 (Insecta: Coleoptera) FI	0,002	-
100 Diapriidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,002	0,002
<hr/>		
Riqueza	125	96
Média de artrópodes	1,556	0,93
H'	1,769	1,668
Similaridade	58,63%	

Com relação às espécies coletadas em alface dos lados A e B, observou-se que, de maneira geral, houve alta similaridade (58,63% das espécies são iguais, pela análise de cluster, Tabela 1). Apesar dessas semelhanças, observou-se que as espécies mais abundantes no lado B foram fitófagas, tendo a mais abundante sido *Lagriia vilosa* (Coleoptera: Lagriidae),

cerca de 1,2 vez mais abundante no lado B (sem cravo), comparado ao lado A (com cravo). De maneira inversa, o mesmo vale para o lado A, onde as espécies mais abundantes foram entomófagas. *O. insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) foi cerca de três vezes mais abundante se comparado ao coletado do lado B, que apresentou média de apenas 0,023 *O. insidiosus*/planta (Tabela 1).

A ocorrência de predadores da família Anthocoridae, sobretudo do gênero *Orius* sp. associado a culturas ou a plantas invasoras, está relacionada, além da presença de presas, também aos recursos alimentares alternativos (Silveira, 2003). Além disso, a complexidade do hábitat e a arquitetura das plantas, em muitos tipos de sistemas ecológicos, afetam a diversidade de espécies (Stoner, 1970).

Lawton (1983), Salas-Aguilar & Ehler (1977), Kiman & Yeangan (1985), Richards & Schmidt (1996), Naranjo & Gibson (1996) e Thompson (1999) verificaram a característica onívora do gênero *Orius* e observaram que eles são capazes também de se alimentar de pólen e néctar. Segundo Naranjo & Gibson (1996), o pólen e o néctar são fontes de aminoácidos e açúcares, dieta básica e essencial para a maturação de ovos e o aumento da longevidade de muitos insetos predadores.

Silveira et al. (2003) encontraram *O. insidiosus* associado a várias plantas cultivadas, como milho (*Zea mays* L.), milheto (*Pennisetum glaucum* (L.) R.Br.), sorgo (*Sorghum* spp.), feijão (*Phaseolus vulgaris* L.), girassol (*Helianthus annuus* L.), alfafa (*Medicago sativa* L.), soja [*Glycine max* (L.) Merr.], crisântemo (*Chrysanthemum* spp.), tango (*Solidago canadensis* L.) e cartamus (*Carthamus tinctorius* L.) e, nas plantas invasoras, picão-preto (*Bidens pilosa* L.), caruru (*Amaranthus* sp.), losna-branca (*Parthenium hysterophorus* L.) e apaga-fogo (*Alternanthera ficoidea* L.).

A segunda espécie mais abundante nas plantas de alface do lado A foi *Geocoris punctipes* (Hemiptera: Lygaeidae), sendo sete vezes mais abundante em comparação ao lado B. Outro percevejo predador, *Zelus* sp1 (Hemiptera: Reduviidae), também foi bem mais abundante em A comparado a B, cerca de seis vezes maior (Tabela 1).

As espécies do gênero *Geocoris* sp. são predadoras generalistas que necessitam de alimentação complementar nas plantas para seu correto desenvolvimento e reprodução satisfatória. Segundo Ridgway (1967) e York (1944), o cultivo de plantas atrativas e as plantas daninhas afetam direta e indiretamente a capacidade de predação de *G. punctipes*, *O. insidiosus* e *Zelus* sp., uma vez que estes necessitam de água e alimento alternativo (néctar) para a maturação de seus ovos. Tilman et al. (2003) perceberam que a eficiência de fêmeas de *G. punctipes* era aumentada quando existia a presença de fonte adicional de nutrientes proveniente de plantas consorciadas com a cultura do algodoeiro.

Essas observações concordam com as do presente trabalho, pois as principais espécies entomófagas foram mais abundantes nas coletas do lado com a faixa de cravo, tendo o grupo dos heterópteros predadores generalistas sido o mais abundante. León & Tumpson (1975), Greenstone (1979) e Rapport (1980) explicam que este fenômeno acontece pela plasticidade de presas que esses indivíduos podem encontrar em um ambiente diversificado e pelas estratégias de maximização e otimização de longevidade e fecundidade, disponibilizadas por componentes nutricionais provenientes de plantas.

Muitos são os exemplos, na literatura, da importância desses nutrientes extras para alguns inimigos naturais. Bugg et al. (1987), estudando a interferência de pólen e néctar sobre densidade de heteroptera predadores em gaiolas, perceberam um grande aumento na longevidade de *G. punctipes*

com a presença de alfafa, e também um aumento na densidade populacional de *O. insidiosus*, com presença de plantas de lentilha em floração.

Com relação à distribuição por nível trófico, observou-se que o número de táxons fitófagos no lado A foi maior que em B, com 74 e 64, respectivamente (Tabela 1), tendo a soma do total de indivíduos fitófagos/planta sido quase a mesma. Portanto, existe maior riqueza e praticamente a mesma abundância de fitófagos nas plantas de alface na presença de cravo. Para as espécies entomófagas (predadores mais parasitoides), observaram-se, no lado A, 53 táxons, sendo também maior que o lado B, com 31 táxons apenas (Tabela 1). A soma total de indivíduos entomófagos/planta foi maior em A (0,69 entomófago/planta contra 0,13 entomófago/planta em B), tendo sido encontradas 25 espécies de predadores e 28 de parasitoides, enquanto em B foram 22 espécies de predadores e nove de parasitoides.

Este resultado que concorda com o encontrado por Altieri (1984), quando percebeu que a couve-de-bruxelas cultivada em policultivo com feijão fava (*Vicia faba* L.) e mostarda silvestre abrigava mais espécies de inimigos naturais (seis espécies de predadores e oito de parasitoides) que a mesma cultura em monocultura (três espécies de predadores e três de parasitoides). Aparentemente, a presença das flores, nectários extraflorais e hospedeiros alternativos associados com as plantas companheiras permitiu esse incremento de inimigos naturais na policultura.

Quanto à distribuição de artrópodes, na Figura 4 observam-se os dados das coletas feitas na alface (Tabela 1) de acordo com os tratamentos A (com cravo-de-defunto) ou B (sem cravo-de-defunto), agrupando-se os espécimes segundo dois principais níveis tróficos: fitófagos ou entomófagos.

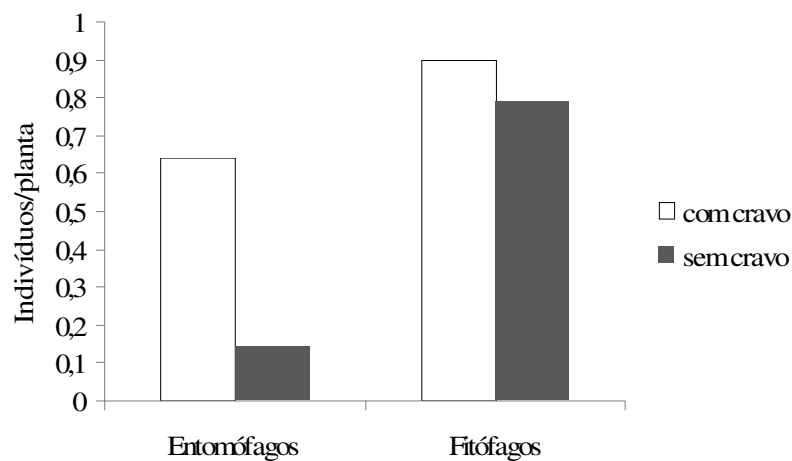


FIGURA 4 Quantidade de entomófagos/planta e fitófagos/planta em cultivo de alface, segundo os tratamentos A (com faixas com cravo-de-defunto) e B (sem faixas com cravo-de-defunto). Lavras, MG, 2008.

Pode-se observar que houve grande diferença na média de entomófagos por planta no tratamento A com presença do cravo-de-defunto, com 0,63 entomófago por planta (Figura 5) e riqueza de 53 espécies (Tabela1), e população fitófaga com média de 0,91 indivíduo por planta e riqueza de 74 espécies em relação ao tratamento B, sem a presença do cravo-de-defunto, 0,79 indivíduo por planta e riqueza de 64 espécies, enquanto o número de entomófagos foi 0,13 por planta e riqueza de 31 espécies. Esses resultados evidenciam o papel positivo do cravo-de-defunto como atrativo para a entomofauna associada.

Segundo Gomez et al. (1992), o cravo-de-defunto (*T. erecta*) em associação com o tomate (*Lycopersicon esculentum*) proporcionou um aumento na população de entomófagos, levando a um controle satisfatório de

fitófagos em comparação ao cultivo solteiro de tomate. Geralmente, as populações de fitófagos são diminuídas em policultivos em quase 52% dos casos, enquanto entomófagos aumentam em quase 53% dos casos relatados. Entretanto, uma análise individual dos tipos de herbívoros revela que a tendência é válida para os monófagos, mas não para polífagos, em mais de 40% dos casos, que são mais abundantes nos policultivos do que nas monoculturas.

Numericamente, o grupo dos fitófagos nas plantas do lado A foi maior, mas, contrariamente à abundância numérica e ao hábito alimentar de indivíduos fitófagos, o cravo se mostrou uma planta satisfatória para hospedar uma grande quantidade de entomófagos, uma vez que o número médio de predadores e parasitoides coletados nas plantas de alface do lado A representava cerca de 42% de todos espécimens encontrados nas plantas. Nas plantas de alface do lado B, a soma de entomófagos foi de 15%, em média (Tabela 1).

Quanto à distribuição de artrópodes nas diferentes distâncias, foi encontrada maior biodiversidade nas fileiras mais próximas ao cravo, principalmente para entomófagos, que diminuiu à medida que se afastava das fileiras de cravo. Esses resultados se tornaram claros principalmente no lado A, nas três primeiras distâncias, enquanto os resultados no lado B não foram significativos (Tabela 2).

Quanto ao número de fitófagos, os dados se mostraram inconclusivos (Tabela 2), mas percebeu-se um aumento na diversidade nas duas fileiras mais próximas ao cravo, o que pode ser explicado pela grande quantidade de recursos disponíveis, ofertados pelo cravo-de-defunto para todos os táxons.

Portanto, observou-se que a manutenção de faixas de cravo-de-defunto próximas ao cultivo de alface propicia maior diversidade e abundância de inimigos naturais nessa hortaliça, se comparada à medida que

as faixas dessas plantas atrativas se distanciam das plantas cultivadas. Isso indica que há um efeito benéfico do cravo sobre a cultura da alface orgânica, sobretudo na dinâmica da artropodofauna, que varia sensivelmente à medida que se afasta da planta atrativa.

TABELA 2 Distribuição de artrópodes por planta, em cultivo de alface com ou sem faixas de cravo-de-defunto, segundo os lados A (presença do cravo) e B (ausência do cravo) e as médias das distâncias. Lavras, MG, 2008.

Distâncias	Entómofagos	Entómofagos	Fitófagos	Fitófagos
	Lado <u>A</u>	Lado <u>B</u> ^{n.s}	Lado <u>A</u>	Lado <u>B</u> ^{n.s}
1	0,95±0,08 a ¹	0,445±0,11	1,04±0,07 a	0,575±0,08
2	0,67±0,08 a	0,55±0,04	0,95±0,07 a	0,46±0,04
3	0,77±0,06 ab	0,592±0,08	0,641±0,09 c	0,571±0,07
4	0,461±0,06 b	0,54±0,05	0,93±0,11 a	0,47±0,06
5	0,5±0,05 b	0,44±0,05	0,61±0,06 b	0,61±0,07
6	0,68±0,07 b	0,55±0,05	0,76±0,07 ab	0,7±0,06

¹ Letras iguais na coluna não diferem significativamente entre si, pelo teste de Tukey (P>0,05);

^{n.s} não significativo, a 5%, pelo teste F.

Quanto à população de parasitoides coletados na cultura da alface (Tabela 3), pode-se observar que houve grande diferença na média de parasitoides por planta no lado A (0,092 parasitoides/planta) e riqueza de 28 espécies em relação ao lado B (média de 0,018 parasitoides/planta e riqueza de 9 espécies). Este resultado demonstra a influência do cravo-de-defunto como planta atrativa, uma vez que, no lado onde um canteiro central foi cultivado com essa planta, observou-se abundância cinco vezes e riqueza três vezes maiores que o tratamento testemunha, sem a faixa.

Esse fato, segundo Bagen (1999) e Landis (2000), pode ser explicado pela necessidade de uma dieta rica em pólen e néctar por parte de muitos parasitoides adultos, ambiente esse não encontrado em monoculturas. Van Lenteren et al. (1987) identificaram a acessibilidade ao nutriente complementar como um fator crítico em determinar a eficácia dos parasitoides como agentes de controle biológico. Consequentemente, parasitoides são encontrados em maior número em policulturas porque, para explorar flores em grandes monoculturas, é preciso percorrer grandes distâncias, incorrendo custos elevados, em termos de energia e tempo (Powell, 1986), afetando, desse modo, sua distribuição dentro do campo.

As análises metabólicas têm demonstrado que, quando a estrutura do hábitat é diversificada, ocorre um aumento na abundância de parasitoides com a provisão de subsídios orais (néctar e pólen). Estes organismos obtêm recursos que realçam sua eficiência como inimigo natural, pois parâmetros, como agregação, mudanças da razão sexual, aumento na longevidade, na fecundidade e nas taxas de parasitismo, permitem sua melhor performance e, consequentemente, a abundância de parasitoides é aumentada (Wratten et al., 2002; Langelotto & Denno, 2004).

TABELA 3 Riqueza, abundância, índice de diversidade (H') e médias do número de parasitoides coletados por planta de alface. Lavras, MG, 2008.

Família/morfoespécie	Média/amostra	
	Trat A	Trat B
1. Eucoilinae sp1 (Figitidae)	0,013	-
2. Pteromalidae sp1	0,008	-
3. Mymaridae sp1	0,007	-
4. Scelionidae sp1	0,007	-
5. Eulophidae sp1	0,005	-
6. Ceraphronidae sp1	0,003	-
7. Ceraphronidae sp2	0,003	0,002
8. Dryinidae sp1	0,003	-
9. Encyrtidae sp2	0,003	-
10. Eucoilinae sp2 (Figitidae)	0,003	-
11. Ichneumonidae sp1	0,003	-
12. Anacharitinae sp1 (Figitidae)	0,002	-
13. Apoidea sp1	0,002	-
14. Braconidae sp1	0,002	-
15. Braconidae sp3	0,002	-
16. Ceraphronidae sp3	0,002	-
17. Charipinae sp1 (Figitidae)	0,002	-
18. Diapriidae sp1	0,002	0,002
19. Encyrtidae sp1	0,002	-
20. Encyrtidae sp3	0,002	-
21. Encyrtidae sp4	0,002	-
22. Eucoilinae sp3 (Figitidae)	0,002	-
23. Eulophidae sp2	0,002	0,002
24. Eupelmidae sp1	0,002	-
25. Eupelmidae sp2	0,002	-
26. Mymaridae sp2	0,002	-
27. Pteromalidae sp2	0,002	0,002
28. Scelionidae sp2	0,002	0,002
29. Braconidae sp2	-	0,002
30. Braconidae sp4	-	0,002
31. Braconidae sp5	-	0,002
32. Ichneumonidae sp2	-	0,002
Riqueza	28	9
H'	1,357	0,699
Total de parasitoides	0,092	0,018

Com relação às espécies coletadas nos diferentes lados, observou-se que a família mais abundante foi Figitidae, com 0,024 parasitoides por planta (somadas todas as subfamílias), representando 21% de todos os parasitoides coletados. A principal morfoespécie coletada foi *Eucoilinae* sp1, também Figitidae, com 0,18 parasitoides por planta, aproximadamente 20% do total coletado no tratamento A.

Uma possível explicação para essa maior abundância de parasitoides da família Figitidae, se comparada às demais, pode ser o fato de que, do lado A, foram observados muitos dípteros, tanto minadores como moscas de várias famílias. Segundo Guimarães et al. (1999), a subfamília *Eucoilinae* inclui parasitoides generalistas de várias espécies de Diptera, o que explicaria a maior abundância observada. Por se tratar de área orgânica, muitos dípteros detritívoros são observados próximos às plantas, e os Figitidae apresentam, em regiões tropicais, grande importância em culturas como as de batata, hortaliças, feijão, tomate, e fruteiras, justamente pelo combate a estas pragas.

No que se refere à utilização de pólen coletado nas flores de cravo-de-defunto por parasitoides, pode-se constatar (Tabela 4) que a análise do conteúdo intestinal revelou que várias famílias de hymenoptera parasitoides acessaram o pólen de várias plantas. Sobretudo os indivíduos analisados das famílias Encyrtidae, Figitidae, Pteromalidae e Scelionidae utilizaram frações consideráveis de diferentes fontes de pólen.

O néctar floral e o pólen são ingeridos, normalmente, em conjunto, mas o pólen pode ser ingerido sozinho, funcionando, primeiramente, como uma fonte de aminoácidos e de proteínas, com os níveis de proteína variando de 25% a 61% (Wäckers, 2005).

TABELA 4 Tipos polínicos associados a parasitoides coletados em cultivo de *Tagetes erecta* (L.). Lavras, MG, 2008.

Coleta/Data	Parasitoide	Indivíduo	Tipo polínico (quantidade)
(P1) 03/07	Encyrtidae	1	Amaranthaceae, tipo 1 (1)
		2	Arecaceae, tipo 1 (1)
		3	-
		4	-
		5	Asteraceae, tipo <i>Tagetes</i> sp.1 (1); Myrtaceae, tipo 1 (1)
		6	Araceae, tipo 3 (1)
	Figitidae	1	Arecaceae, tipo <i>Astrocaryum</i> sp.1 (2)
		2	-
		3	Asteraceae, tipo 2 (1); Asteraceae, tipo <i>Bidens</i> sp.1 (1)
		4	-
(P2) 11/07	Pteromalidae	1	-
		2	Arecaceae, tipo 2 (1)
	Encyrtidae	1	Arecaceae, tipo 3 (1)
		2	Arecaceae, tipo 4 (1)
(P4) 25/07	Encyrtidae	1	-
		2	Não Identificado 1 (1)
		3	Arecaceae, tipo 4 (1)
	Pteromalidae	1	-
		2	Amaranthaceae, tipo 1 (1)
(P5) 01/08	Figitidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	Myrtaceae, tipo <i>Myrcia</i> sp.2 (1)
		5	-
		6	-
		7	-
		8	Caricaceae, tipo <i>Carica</i> sp.1 (1); Amaranthaceae, tipo 1 (1); Arecaceae, tipo 3 (1)
	Pteromalidae	1	-
		2	-

...continua...

Tabela 4, cont.

(P6) 08/08	Scelionidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	-
		5	-
	Encyrtidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	-
(P7) 15/06	Scelionidae	1	Araceae, tipo 2 (1); Asteraceae, tipo 1 (1)
		2	-
		3	-
		4	-
		5	-
		6	-
		7	Asteraceae, tipo <i>Tagetes</i> sp.1 (1)
		8	Areaceae, tipo <i>Astrocaryum</i> sp.1 (1)
		9	Asteraceae, tipo <i>Tagetes</i> sp.1 (2)
		10	-
(P8) 22/08	Scelionidae	1	Não Identificado 2 (1)
		2	-
		3	-
		4	-
		5	-
		6	Poaceae, tipo 1 (1)
		7	-
		8	Myrtaceae, tipo <i>Eucalyptus</i> sp.1 (1)
		9	-
		10	-
(P9) 28/08	Scelionidae	1	Poaceae, tipo 1 (1)
		2	-
		3	Alismataceae, tipo 1 (1)
		4	-
		5	-

...continua...

Tabela 4, cont.

		6	Myrtaceae, tipo <i>Myrcia</i> sp.1 (1); Boraginaceae, tipo <i>Cordia</i> sp. 1 (1)
		7	-
		8	Arecaceae, tipo <i>Astrocaryum</i> sp.1 (1)
		9	-
		10	Arecaceae, tipo <i>Astrocaryum</i> sp.1 (1)
(P10) 05/09	Scelionidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	-
		5	-
		6	Myrtaceae, tipo <i>Myrcia</i> sp.1 (1)
		7	-
		8	-
		9	-
		10	-
(P11) 12/09	Scelionidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	-
		5	-
		6	-
		7	-
		8	-
		9	-
		10	-
(P12) 19/09	Scelionidae	1	-
		2	-
		3	-
		4	Não Identificado 3 (1)
		5	-
		6	-
		7	-
		8	-
		9	Boraginaceae, tipo <i>Cordia</i> sp. 1 (1)
		10	-

As famílias de plantas que mais contribuíram fornecendo pólen para os parasitoides neste experimento foram Amaranthaceae, Arecaceae, Asteraceae, Myrtaceae, Araceae, Poaceae, Caricaceae, Boraginaceae e Alismataceae, cujos tipos polínicos encontram-se nas Figuras 6 e 7. No caso do interesse específico deste trabalho, ou seja, o gênero *Tagetes*, da família Asteraceae, observou-se que seu tipo polínico foi encontrado na alimentação de parasitoides das famílias Encyrtidae e Scelionidae, que foram encontradas em grande abundância nas coletas realizadas no lado A (Tabela 2).

De acordo com Ramalho et al. (1990), grande presença de pólen da família Asteraceae no conteúdo intestinal de parasitoides caracteriza áreas com vegetação aberta e frequentemente sob influência antrópica, capaz de modificar a paisagem associada a cultivos agrícolas, sendo o gênero *Tagetes* conhecido pela riqueza e qualidade de seu pólen.

Quanto às análises das coletas, verificou-se que 30% dos espécimes de parasitoides analisados possuíam vestígios de pólen na alimentação. Na primeira coleta (P1), em 60% dos indivíduos analisados foi encontrado pólen em representantes da família Figitidae e Encyrtidae. Na quarta coleta (P4), verificou-se, em 75% dos indivíduos analisados, vestígios de pólen em representantes das Encyrtidae e Pteromalidae. Os indivíduos de P3 não foram satisfatórios, impedindo que fosse feita a análise e tornando nulos seus resultados (Tabela 4). A alimentação direta por pólen em parasitoides não é comum, embora os registros ocorram. Jervis (1998) encontrou evidências de especialização para alimentação de pólen, ao dissecar vespas parasitoides.

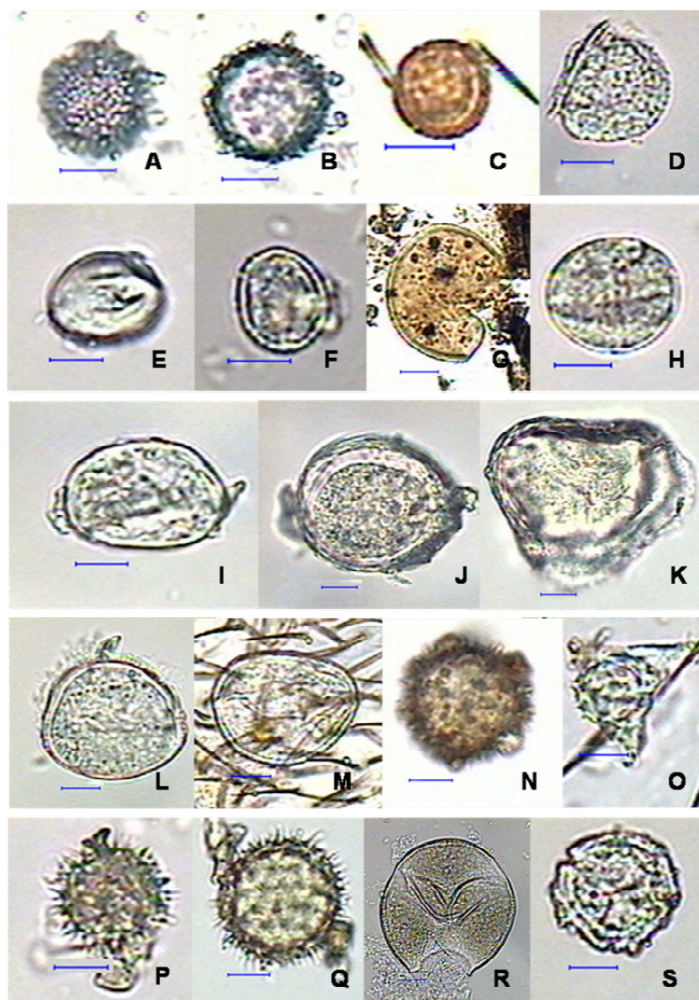


FIGURA 6. Fotomicrografias em microscopia óptica de grãos de pólen associados a parasitoides coletados em cultivo de *Tagetes erecta*. Lavras, MG, 2008. **A-B.** Alismataceae, tipo 1; **C.** Amaranthaceae, tipo 1; **D.** Araceae, tipo 1; **E.** Araceae, tipo 2; **F.** Araceae, tipo 3; **G.** Asteraceae, tipo *Astrocaryum* sp.1; **H.** Arecaceae, tipo 1; **I.** Arecaceae, tipo 2; **J-K.** Arecaceae, tipo 3; **L-M.** Arecaceae, tipo 4; **N.** Asteraceae, tipo 1; **O.** Asteraceae, tipo 2; **P.** Asteraceae, tipo *Bidens* sp.1; **Q.** Asteraceae, tipo *Tagetes* sp.1; **R.** Boraginaceae, tipo *Cordia* sp.1; **S.** Caricaceae, tipo *Carica* sp.1. (Escala = 10 μ)

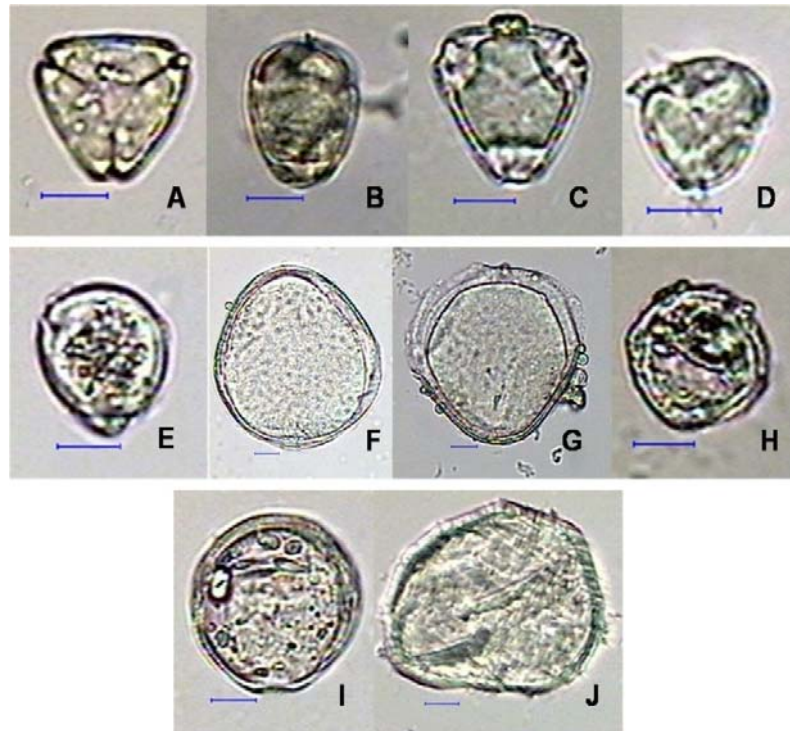


FIGURA 7. Fotomicrografias em microscopia óptica de grãos de pólen associados a parasitoides coletados em cultivo de *Tagetes erecta*. Lavras, MG, 2008. **A.** Myrtaceae, tipo *Eucalyptus* sp.1; **B.** Myrtaceae, tipo *Myrcia* sp.1, vista equatorial; **C.** Myrtaceae, tipo *Myrcia* sp.1, vista equatorial; **D-E.** Myrtaceae, tipo *Myrcia* sp.2; **F-G.** Poaceae, tipo 1; **H.** Não identificado 1; **I.** Não identificado 2; **J.** Não identificado 3. (Escala = 10 μ)

Analisando-se os índices ecológicos para o cravo-de-defunto, dados agrupados de 20 amostras (Tabela 5), observou-se riqueza de 83 diferentes táxons ou morfoespécies. Quanto ao índice de diversidade observado na planta atrativa ($H' = 1,321$), ele foi menor do que o observado no cultivo de

alface, indicando haver maior dominância de algumas espécies na faixa de cravo.

Quanto às espécies coletadas, atenção especial deve ser dada aos parasitoides da Família Scelionidae, em média, 3,39 indivíduos por planta (Tabela 4). Várias espécies de Scelionidae são importantes no controle de pragas agrícolas por atuarem como endoparasitoides solitários de ovos de insetos, principalmente hemípteros e sua presença e abundância podem ser associadas a esse grupo de hospedeiros (Masner, 1993). No caso do presente trabalho, a maior frequência de Scelionidae sp1 pode estar relacionada ao fato de haver grande abundância de indivíduos da morfoespécie *Nysius* sp1, que foi a maior média de indivíduos por planta de cravo (Tabela 5). Esta predominância de *Nysius* sp1 no cravo, no entanto, não representou um problema para a cultura da alface, pois este inseto, bem como outros fitófagos que utilizam o cravo como hospedeiro (sejam pulgões, tripses ou outros percevejos fitófagos), não são os mesmos que provocam injúrias na alface.

Também de grande importância em programas de controle biológico, e encontrado em grande abundância no cravo, é a espécie *O. insidiosus* (1,3 indivíduo por planta), espécie também amplamente encontrada na alface lado A, com média de 0,1 indivíduo planta (Tabela 1).

Segundo Sampaio et al. (2008), muitos produtores orgânicos utilizam o cravo-de-defunto para aumentar a diversidade vegetal em suas propriedades, revelando sua contribuição para o aumento da fauna entomófaga. Esses autores observaram também que o entomófago mais encontrado em cravo-de-defunto, em sistemas orgânicos, foi *O. insidiosus*, com média de 9,0 *Orius*/m².

TABELA 5 Riqueza, abundância, índice de diversidade (H'), similaridade e médias do número de artrópodes de cada táxon, coletados por planta de cravo. Lavras, MG, 2008. FI = fitófago; PR = predador; PA = parasitoide e DE = detritívoro

<i>Espécie/morfoespécie – nível trófico</i>	n°	
	ind/planta	Abund
1. <i>Nysius</i> sp1 (Hemiptera: Lygaeidae) FI	3,7	19%
2. Scelionidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	3,3	17%
3. <i>Neohydatothrips</i> sp2 (Thysanoptera: Thripidae) FI	2,0	10%
4. <i>Orius insidiosus</i> (Hemiptera:Anthocoridae) PR	1,3	7,%
5. Lathridiidae sp1 (Insecta:Coleoptera) FI	0,8	4%
6. Nitidulidae sp1 (Insecta:Coleoptera) FI	0,8	4%
7. Ninfa de Fitófago (Hemiptera) FI	0,7	4%
8. <i>Brachymyrmex</i> sp1(Hymenoptera: Formicidae) FI	0,7	4%
9. <i>Neohydatothrips</i> sp1 (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,5	3%
10. Lathridiidae sp2 (Insecta: Coleoptera) FI	0,4	2%
11. Nitidulidae sp1 (Insecta: Coleoptera) DE	0,4	2%
12. <i>Geocoris punctipes</i> (Hemiptera: Lygaeidae) PR	0,3	2%
13. Meloidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,3	2%
14. Cicadellidae (ninfa) Insecta: Hemiptera) FI	0,3	2%
15. Psocidae sp1 (Insecta: Psocoptera) DE	0,2	1%
16. <i>Orius</i> (ninfa) (Hemiptera: Anthocoridae) PR	0,2	1%
17. <i>Microcephalothrips</i> sp1 (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,2	1%
18. Miridae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,2	1%
19. Aphididae (ninfa) (Hemiptera: Aphididae) FI	0,2	1%
20. <i>Empoasca</i> sp1 (Hemiptera: Cicadellidae) FI	0,1	0,8%
21. <i>Franklinothrips vespiformis</i> (Thysan.:Aeolothripidae) PR	0,1	0,8%
22. <i>Conotrachelus</i> sp1 (Coleoptera: Curculionidae) FI	0,1	0,8%
23. Meloidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,1	0,8%
24. Meloidae sp2 (Insecta: Coleoptera) FI	0,1	0,8%
25. Thysanoptera (ninfa) FI	0,1	0,8%
26. Chrysomelidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,08	0,4%
27. <i>Harmostes</i> sp1 (Hemiptera: Rhopalidae) FI	0,08	0,4%
28. Pteromalidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,08	0,4%
29. Figitidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,06	0,3%
30. <i>Frankliniella insularis</i> (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,06	0,3%
31. Psyllidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,06	0,3%

Tabela 5, cont		
32. Chrysomelidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,05	0,2%
33. <i>Diabrotica speciosa</i> (Coleoptera: Chrysomelidae) FI	0,05	0,2%
34. Figitidae sp3 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,05	0,2%
35. <i>Frankliniella</i> sp1 (Thysanoptera: Thripidae) FI	0,05	0,2%
36. <i>Haplothrips gowdeyi</i> (Thysanoptera: Phlaeothripidae) FI	0,05	0,2%
37. Lepdoptera (larva) FI	0,05	0,2%
38. <i>Paratrechina fulva</i> (Hymenoptera: Formicidae) PR	0,05	0,2%
39. Reduviidae sp1 (Insecta: Hemiptera) PR	0,05	0,2%
40. Scelionidae sp4 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,05	0,2%
41. Staphylinidae sp1 (Insecta: Coleoptera) PR	0,05	0,2%
42. <i>Aethalion reticulatum</i> (Hemiptera: Aethalionidae) FI	0,03	0,17%
43. Chrysomelidae sp3 (Insecta: Coleoptera) FI	0,03	0,17%
44. Euphidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,03	0,17%
45. Coccinelidae (larva) (Insecta: Coleoptera) PR	0,03	0,17%
46. <i>Lagria vilosa</i> (Coleoptera: Lagriidae) FI	0,03	0,17%
47. Tettigonidae sp1 (Insecta: Orthoptera) FI	0,03	0,17%
48. Pentetomidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,03	0,17%
49. <i>Phymata</i> sp1 (Hemiptera: Phymatidae) PR	0,03	0,17%
50. Scelionidae sp3 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,03	0,17%
51. <i>Scymnus</i> sp1 (Coleoptera: Coccinelidae) PR	0,03	0,17%
52. Anthocoridae sp1 (Insecta: Hemiptera) PR	0,02	0,09%
53. <i>Aphis fabae</i> (Hemiptera: Aphididae) FI	0,02	0,09%
54. Aphelinus sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
55. Araneae sp1 (Arachnidae) PR	0,02	0,09%
56. Blattidae sp1 (Insecta: Blatodea) DE	0,02	0,09%
57. Cicadellidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
58. <i>Cirrospilus</i> sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
59. <i>Copidosoma</i> sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
60. Curculionidae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,02	0,09%
61. <i>Deois flavopicta</i> (Hemiptera: Cercopidae) FI	0,02	0,09%
62. Figitidae sp2 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
63. Figitidae sp4 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
64. Formicidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) ON	0,02	0,09%
65. <i>Harmostes</i> sp2 (Hemiptera: Rhopalidae) FI	0,02	0,09%
66. Largidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
67. Lygaeidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
68. Lygaeidae sp2 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
69. Megaspilidae sp1 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
70. Melyridae sp1 (Insecta: Coleoptera) FI	0,02	0,09%
71. Membracidae sp1 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
72. <i>Nabis</i> sp1 (Insecta: Nabidae) PR	0,02	0,09%
73. Nabidae (ninfa) (Insecta: Hemiptera) PR	0,02	0,09%

Tabela 5, cont

74. <i>Orius</i> sp1 (Hemiptera: Anthocoridae) PR	0,02	0,09%
75. Pentatomidae sp2 (Insecta: Hemiptera) FI	0,02	0,09%
76. Reduviidae sp3 (Insecta: Hemiptera) PR	0,02	0,09%
77. Reduviidae sp2 (Insecta: Hemiptera) PR	0,02	0,09%
78. Scelionidae sp9 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
79. Scelionidae sp2 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
80. Scelionidae sp5 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
81. Scelionidae sp6 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
82. Scelionidae sp7 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
83. Scelionidae sp8 (Insecta: Hymenoptera) PA	0,02	0,09%
Total de artrópodes	19,675	100,0%
Riqueza	83	-
H'	1,321	-

Os resultados obtidos nesta pesquisa mostram que o cravo-de-defunto (*T. erecta*) é uma planta promissora na utilização como faixa para aumentar a diversidade vegetal e, conseqüentemente, a diversidade de insetos, colaborando para uma maior estabilidade no cultivo de alface.

A identificação dos insetos possíveis de serem encontrados no cultivo de alface e cravo orgânicos na região do estudo possibilita um aumento no conhecimento de nossa entomofauna associada aos cultivos. Para os programas de controle biológico, é importante saber quais espécies ocorrem naturalmente, o que significa que estão adaptadas. Com essa informação pode-se manipular o ambiente para aumentar a população de certos inimigos naturais, aumentando a eficiência do controle natural. E essa manipulação da área pode ser realizada com a utilização de plantas atrativas, diminuindo a população de fitófagos, conforme demonstrado nesse trabalho,

Uma vantagem do uso de *T. erecta* é a de que o agricultor investe apenas uma vez no seu plantio, pois a planta se propaga sozinha, apresenta alta taxa de germinação e produz flores e sementes o ano inteiro. A coloração amarela e laranja de suas flores, provavelmente, também é atrativa, além das

boas características de seu pólen e néctar, que, neste trabalho, ficou demonstrado servir como recurso alimentar.

Estas considerações permitem indicar o cravo-de-defunto na diversificação de hortas orgânicas, mas também sinalizam que outros trabalhos devem ser conduzidos para determinar, por exemplo, se existe algum efeito repelente a fitófagos ou inimigos naturais em suas flores ou outros tecidos.

5 CONCLUSÕES

- O número de 250 amostras no cultivo de alface orgânico foi suficiente para coletar a grande maioria de espécies que ocorrem nesse sistema, nas condições do experimento.
- O uso de uma faixa de *T. erecta* entre canteiros de alface alterou a entomofauna do agroecossistema. No campo, com a faixa atrativa, aumentou-se a riqueza, a abundância e a diversidade de insetos.
- Quando houve a diversificação do cultivo de alface com cravo-de-defunto, foram observadas maior riqueza, abundância e diversidade de inimigos naturais, bem como de insetos fitófagos não-praga da cultura.
- A diversidade, a riqueza e a abundância de parasitoides no campo diversificado foram muito superiores às da monocultura.
- Parasitoides das famílias Encyrtidae e Scelionidae acessaram diretamente as plantas de *T. erecta*, alimentando-se ativamente de seu pólen.
- O número de inimigos naturais encontrados nos canteiros de alface até a terceira distância testada é maior do que o observado nos canteiros mais distantes.
- Segundo os índices ecológicos utilizados, pode-se concluir que a planta atrativa *T. erecta* se mostrou eficiente para a diversificação de cultivos orgânicos de alface, atuando na atração de inimigos naturais e de uma alta população de espécies fitófagas alternativas para o entomófagos.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABID, M.; MAGBOOL, M.A. Effects of inter-cropping of (*Tagetes erecta*) on root-knot disease and growth of tomato. **International Nematology Network Newsletter**, Raleigh, v.7, n.3, p.41-42, 1990.
- AGRIANUAL. **Anuário da agricultura brasileira**. São Paulo: FNP Consultoria & Comércio, 2008. 159p.
- ALTIERI, M.A.; LETOURNAEU, D.K. Vegetation diversity and insect pest outbreaks. **Critical Reviews in Plant Sciences**, Philadelphia, v.2, n.2, p.131-169, 1984.
- ALTIERI, M.A.; SILVA, E.N.; NICHOLLS, C.I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.
- ALVARENGA, M.A.R. **Cultura do tomateiro**. Lavras: UFLA, 2000. 91p.
- ALVARENGA, M.A.R.; RESENDE, G.M. de. **Cultura da melancia**. Lavras: UFLA, 2002. 132p.
- ARAÚJO, P.V.; CARVALHO, M.P.; RAMOS, M.D.L.R. **Um porto de árvores**. Porto: C. Aberto, 2006. 48p.
- ARGOLO, V.M.; BUENO, V.H.P.; SILVEIRA, L.C.P. Influência do fotoperíodo na reprodução e longevidade de *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera: Anthocoridae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v.31, n.2, p.257-261, 2002.
- AUAD, A.M.; FREITAS, S. de; BARBOSA, L.R. Ocorrência de afídeos em alface (*Lactuca sativa* L.) em cultivo hidropônico. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.31, n.2, p.335-339, 2002.
- BAGGEN, L.R.; GURR, G.M.; MEATS, A. Flowers in tri-trophic systems: mechanisms allowing selective exploitation by insect natural enemies for conservation biological control. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Edinburgh, v.91, p.155-161, 1999.
- BARTH, O.M. **O pólen no mel brasileiro**. Rio de Janeiro: Luxor, 1989. 150p.

BENTO, J.M. Comendo os lucros. **Revista Cultivar**, Pelotas, n.22, p.18-22, nov. 2000.

BOTELHO, P.S.M. Eficiência de *Trichogramma* em campo. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap.11, p.303-318.

BRAGA, R. **Plantas do Nordeste, especialmente do Ceará**. 3.ed. Fortaleza: Ceará-Brazil, 1960. 520p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Pragas**: indicações de usos válidos para a cultura da alface. Brasília, DF, 2003. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 5 out. 2008.

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

BUENO, V.H.P. Controle biológico de pulgões ou afídeos-praga em cultivos protegidos. **Informativo Agropecuário**, Belo Horizonte, v.26, n.225, p.9-17, 2005a.

BUENO, V.H.P. Controle biológico aumentativo com agentes entomófagos. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T.J. de; PALLINI, A. (Ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa, MG: Epamig, 2005b. p.23-42.

BUGG, R.L.; EHLER, L.E.; WILSON, L.T. Effect of common knotweed (*Polygonum aviculare*) on abundance of insect predators of crop pests. **Hilgardia**, Berkeley, v.55, n.7, p.1-52, 1987.

CARVALHO, L.M. de; BUENO, V.H.; MARTINEZ, R.P. Levantamento de afídeos alados em plantas hortícolas em Lavras-MG. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.26, n.3, p.523-532, maio/jun. 2002.

COLLEY, M.R.; LUNA, J.M. Relative attractiveness of potential beneficial insectary plants to phidophagous Hoverfly (Diptera : Syrphidae). **Biological Control**, San Diego, v.29, n.4, p.1054-1059, 2000.

CORRÊA, M.P. **Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1984. v.2, 707p.

CORTESERO, A.M.; STAPEL, J.O.; LEWIS, W.J. Understanding and manipulating plant attributes to enhance biological control. **Biological Control**, San Diego, v.17, p.35-49, 2000.

COSTA, M.B.B.; CAMPANHOLA, C.A. **A agricultura alternativa no Estado de São Paulo**. Jaguariúna: Embrapa-CNPMA, 2003. 63p. (Série documentos, 7).

DAROLT, M.R. **A qualidade nutricional do alimento orgânico é superior ao convencional?** Florianópolis: IAPAR, 2003. 4p.

EHLERS, E. **Agricultura sustentável: origens e perspectivas de um novo paradigma**. 2.ed. Guaíba: Agropecuária, 1999. 157p.

FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.; VILELA, L.A.A. **Produção de alface em hidroponia**. Lavras: UFLA, 1996. 50p.

FERNANDES, A.A.; MARTINEZ, H.E.P.; PEREIRA, P.R.G.; FONSECA, M.C.M. Produtividade, acúmulo de nitrato e estado nutricional de cultivares de alface, em hidroponia, em função de fontes de nutrientes. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.20, n.2, p.195-200, jun. 2002.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G. **O controle de fitonematóides por plantas antagonistas e produtos naturais**. 2005. Disponível em: <<http://www.ufv.com.br/nematologia/antagonista.pdf>>. Acesso em: 15 jan. 2009.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3.ed. Viçosa, MG: UFV, 2003. 402p.

FRAZER, B.D. Coccinellidae. In: MINKS, A.K.; HARREWIJN, P. **Aphids: their biology, natural enemies and control**. New York: Elsevier, 1988. v.2B, cap.9.2.1, p.231-247.

FUNDAÇÃO INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Censo agropecuário: sudeste**. Rio de Janeiro, 1996. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/download/f5756.csv>>. Acesso em: 22 nov. 2008.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.D.L.; BATISTA, G.C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIN, J.D. **Manual de entomologia agrícola**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2002. 649p.

GLIESSMAN, S.R. **Agroecologia**: processos ecológicos em agricultura sustentável. 2.ed. Porto Alegre: UFRGS, 2001. 653p.

GÓMEZ, R.; ZAVALA-MEJÍA, E.; VIESCA, C.F.; ORTIZ, G.Y.O. Asociación de *Tagetes erecta* e incorporación de sus residuos, posible alternativa para el manejo de algunos problemas fitopatológicos en jitomate (*Lycopersicon esculentum*). In: MEMORIAS CONGRESO LATINOAMERICANO DE FITOPATOLOGÍA, 6.; CONGRESO NACIONAL DE LA SOCIEDAD ESPAÑOLA DE FITOPATOLOGÍA, 6., 1992, Torremolinos, España. **Anais...** Torremolinos, 1992. p.201.

GOMMERS, F.J. Biochemical interactions between nematodes and plants and their relevance to control. **Helminthological Abstracts, Series B, Plant Nematology**, Buckinghamshire, v.50, n.1, p.9-24, 1981.

GREENSTONE, M.H. Spider feeding behavior optimizes dietary essential amino acid composition. **Nature**, London, v.282, p.501-503, 1979.

GUIMARÃES, J.A.; ZUCCHI, R.A.; DIAZ, N.B.; SOUZA FILHO, M.F.; UCHÔA FILHO, M.A. Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v.28, n.2, p.263-273, 1999.

HAJI, F.N.P. Controle biológico da traça do tomateiro com *Trichogramma* no Nordeste do Brasil. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. cap.11, p.303-318.

HODDLE, M.S.; ROBINSON, L.; DRESCHER, K.; JONES, J. Developmental and reproductive biology of a predatory *Franklinothrips* n. sp. (Thysanoptera: Aeolothripidae). **Biological Control**, San Diego, v.18, p.27-38, 2000.

HODGSON, C.; AVELING, C. Anthocoridae. In: MINKS, A.K.; HARREWIJN, P. **Aphids: their biology, natural enemies and control**. New York: Elsevier, 1988. v.2B, cap.9.2.5, p.279-292.

HUANG, S.P. Cropping effects,com,and okra on population levels of *Meloidogyne javanica* and carrot yields. **Journal of Nematology**, v.16, n.4, p.396-398, 1984.

IMENES, S. de L.; SINIGAGLIA, C.; RODRIGUES NETO, J.; COLARICCIO, A.; VICENTE, M. **Manejo integrado de pragas e doenças da alface**. São Paulo: Secretaria de Agricultura e Abastecimento, 2000. v.7, 51p.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Condição de vida**. 2002. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/estatística/população/condicãodevida/pof/2002a/quisicao/tab14pdf>>. Acesso em: 17 jan. 2009.

JERVIS, M. Functional and evolutionary aspects of mouthpart structure in parasitoid wasps. **Biological Journal of the Linnean Society**, London, v.63, p.461-493, 1998.

JONES, G.D.; JONES, S.D. The uses of Pollen and its implication for entomology. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.30, n.3, p.341-350, 2001.

JOOSTEN, H.; KLERK, P. What´s in a name some thoughts on pollen classification, identification, and nomenclature in Quaternary palynology. **Review of Palaeobotany and Palynology**, Saint Louis, v.122, p.29-45, 2002.

KÄMPF, A.N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agropecuária, 2000. 254p.

KIMAN, Z.B.; YEARGAN, K.V. Development and reproduction of the predator *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) reared on diets of selected plant material and arthropod prey. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v.78, p.464-467, 1985.

KINDT, F.; JOOSTEN, N.N.; PETERS, D.; TJALLINGII, W.F. Characterisation of the feeding behaviour of western flower thrips in terms of electrical penetration graph (EPG) waveforms. **Journal of Insect Physiology**, Kidlington, v.49, n.3, p.183-191, Mar. 2006.

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

LANDIS, D.A.; WRATTEN, S.D.; GURR, G.M. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.45, p.175-201, 2000.

LANGELLOTTO, G.A.; DENNO, R.F. Responses of invertebrate natural enemies to complex-structured habitats: a meta-analytical synthesis. **Oecologia**, Heidelberg, v.139, p.1-10, 2004.

LAWTON, J.H. Plant architecture and the diversity of phytofagous insects. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.28, p.23-39, 1983.

LENTEREN, J.C. van. A greenhouse without pesticides: fact or fantasy? **Crop Protection**, London v.19, p.375-384, 2000.

LENTEREN, J.C. van; VIANEN, A. van; KORTENHOFF, H.F. The parasite host relationship between *Encarsia formosa* and *Trialeurodes vaporariorum*. Food effects on oogenesis, ovoposition life span and fecundity of *Encarsia formosa* and other hymenopterous parasites. **Zangew Entomology**, Davis, v.103, p.60-84, 1987.

LEÓN, J.D.; TUMPSON, D.B. Competition between species for two complementary or substitutive resources. **Journal Theory Biological**, Altenberg, v.50, p.185-193, 1975.

LETOURNEAU, D.K. Passive aggression: an alternative hypothesis for the Piper Pheidole association. **Oecologia**, Heidelberg, v.60, p.122-126, 1983.

LIMA, Â.A. Competição das cultivares de alface Vera e Verônica em dois espaçamentos. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.22, n.2, p.18-22, 2004.

LIMA, J.D.; MORAES, W.S.; SILVA, S.H.M.G.; IBRAHIM, F.N. Acúmulo de compostos nitrogenados e atividade da redutase do nitrato em alface produzida sob diferentes sistemas de cultivo. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.38, n.3, p.180-187, jul./set. 2008.

LORSCHUITTER, M.L. Palinologia de sedimentos quaternários do testemunho T15, cone Rio Grande do Sul, Brasil: descrições taxonômicas, parte II. **Pesquisas**, São Leopoldo, v.22, p.89-127, 1989.

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

MARQUES, P.A.A.; BALDOTTO, P.V.; SANTOS, A.C.P.; OLIVEIRA, L. Qualidade de mudas de alface formadas em bandejas de isopor com diferentes números de células. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.21, n.4, p.649-651, out./dez. 2003.

MARTOWO, B.; ROHANA, D. The effect of intercropping of pepper (*Capsicum annum* L.) with some vegetable crops on pepper yield and disease incidence caused by *Meloidogyne* spp. **Buletin Penelitian Hortikultura**, Bogor, v.15, n.4, p.55-59, 1987.

MASNER, L. Superfamily Proctotrupeoidea. In: GOULET, H.; HUBER, J.T. (Ed.). **Hymenoptera of the world: an identification guid 557**. Ottawa: Research Branch, Agriculture Canada, 1993. chap.13, p.537-557, 668p.

MAU, R.F.L.; KESSING, J.L.M. *Liriomyza sativae* (Blanchard) *Liriomyza trifolii* (Burgess). 1992. Disponível em: <<http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/leafmine.htm>>. Acesso em: 1 set. 2008.

MAU, R.F.L.; KESSING, J.L.M. *Frankliniella occidentalis* (Pergande). Honolulu: Department of Entomology, 2006. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/f_occide.htm>. Acesso em: 17 abr. 2006.

MEDINA, P.V.L.; SILVA, V.F.; CARDOSO, A.A. Perda na qualidade da alface (*Lactuca sativa* L.) durante o armazenamento: I., relação entre as mudanças metabólicas. **Revista Ceres**, Viçosa, v.29, n.163, p.259-267, maio/jun. 1982.

MEIRELLES, J.C.S. **Classificação de alface**. São Paulo: Horti & Fruti, 1998. Folder.

MENDES, S.M.; BUENO, V.H.P.; ARGOLO, V.M.; SILVEIRA, L.C.P. Type of prey influences biology and consumption rate of *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v.46, n.1, p.99-103, Mar. 2002.

MODRO, A.F.; MESSAGE, D.; LUZ, C.F.P. Composição e qualidade de pólen apícola coletado em Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.42, n.8, p.1057-1065, ago. 2007.

MONTEIRO, R.C.; MOUND, L.A.; ZUCCHI, R.A. Espécies de *Frankliniella* (Thysanoptera: Thripidae) de importância agrícola no Brasil. **Neotropical Entomology**, Piracicaba, v.1, p.65-72, mar. 2001a.

MONTEIRO, R.C.; MOUND, L.A.; ZUCCHI, R.A. Espécies de *Thrips* (Thysanoptera: Thripidae) no Brasil. **Neotropical Entomology**, Piracicaba, v.1, p.61-63, mar. 2001b.

MOUND, L. Thysanoptera: diversity and interações. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.50, p.247-249, 2005.

NARANJO, S.E.; GIBSON, R.L. Phytophagy in predaceous Heteroptera: effects on life history and dynamics. In: ALOMAR, O.; WIEDENMANN, R. (Ed.). **Zoophytophagous Heteroptera implications for life history and IPM**. Lanham: Entomology Proceedings Entomology Society of America, 1996. p.57-93.

NEW, T.R. Neuroptera. In: MINKS, A.K.; HARREWIJN, P. **Aphids: their biology, natural enemies and control**. New York: Elsevier, 1988. v.2B, cap.9.2.2, p.249-258.

PIFFNER, L.; WYSS, E. Use of wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. In: GURR, G.M.; WRATTEN, S.D.; ALTIERI, M. (Ed.). **Ecological engineering for pest management: advances in habitat manipulation for arthropods**. Collingwood: CSIRO, 2004. 256p.

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.; CARVALHO, G.S. Biologia de *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae) em tomateiro. **Anais da Sociedade Entomologica do Brasil**, Londrina, v.27, n.4, 1998. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-80591998000400003&lng=pt&nrm=iso>. Acesso em: 23 set. 2008.

PLANETA ORGÂNICO. **Quem produz orgânicos no Brasil**. Disponível em: <<http://www.planetaorganico.com.br/qprobras.htm>>. Acesso em: 18 jan. 2009.

POWELL, W. Enhancing parasitoid activity in crops. In: WAAGE, J.K.; GRETHEAD, D.J. (Ed.). **Insects parasitoids**. London: Academic, 1986. p.319-340.

RABB, R.L.; STINNER, R.E.; BOSCH, R. Conservation and augmentation of natural enemies. In: HUFFAKER, C.B.; MESSENGER, P.S. (Ed.). **Theory and practice of biological control**. New York: Academic, 1976. p.233-254.

RAMALHO, M.; KLEINERT-GIOVANNINI, A.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.L.; RAPPORT, D.J. Optimal foraging for complementary resources. **American Nature**, Chicago, v.116, p.324-346, 1980.

RAPPORT, D.J. Optimal foraging for complementary resources. **American Nature**, Chicago, v.116, p.32, 1980.

REIS, P.R.; ALVES, E.B. Biologia do ácaro predador *Euseius allatus* DeLeon (Acari: Phytoseiidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v.26, n.2, p.359-363, ago. 1997.

RICHARDS, P.C.; SCHMIDT, J.M. The effect of select dietary supplement on survival and reproduction of *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v.128, n.2, p.171-176, 1996.

RIDGWAY, R.L.; JONES, S.L. Plant feeding by *Geocoris pallens* and *Nabis americanoferus*. **Annual Entomology Society**, Lanham, v.61, p.232-233, 1968.

RIQUELME, A.H. **Control ecológico de las plagas de la huerta**. Buenos Aires: INTA, 1997. 93p. (Cartilla, 10).

RODRIGUES, E.T. **Efeito das adubações orgânica e mineral sobre o acúmulo de nutrientes e sob o crescimento da alface (*Lactuca sativa*.)**. 1990. 60p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia)-Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

RODRIGUES, S.M.M.; BUENO, V.H.P. Parasitism rates of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) on *Schizaphis graminum* (Rond.) and *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae). **Neotropical Entomology**, Londrina v.30, n.4, p.625-629, 2001.

RODRIGUES, S.M.M.; BUENO, V.H.P.; BUENO FILHO, J.S.S. Desenvolvimento e avaliação do sistema de criação aberta no controle *Aphis gossypii* Glover (Hem.: Aphididae) por *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hym.: Aphidiidae) em casa-de-vegetação. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.30, n.3, p.433-436, 2001.

ROUBIK, D.W.; MORENO, J.E.P. Pollen and Spores of Barro Colorado Island. **Missouri Botanical Garden**, Missouri, v.36, p.268, 1991.

SAKATA SEED SUDAMERICA LTDA. **Catálogo de produtos**: alface. Disponível em: <<http://www.sakata.com.br/index.php?action>>. Acesso em: 27 set. 2008.

SALAS-AGUILAR, J.; EHLER, L.E. Feeding habits of *Orius tristicolor*. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v.70, p.60-62, 1977.

SAMPAIO, M.V.; BUENO, V.H.P.; SILVEIRA, L.C.P.; AUAD, A.M. Biological control of insect pests in the tropics. In: DEL CLARO, K.; OLIVEIRA, P.S.; RICO-GRAY, V.; BARBOSA, A.A.A.; BONET, A.; SCARANO, F.R.; GARZON, F.J.M.; VILLARNOVO, G.C.; COELHO, L.; SAMPAIO, M.V.; QUESADA, M.; MORRIS, M.R. (Org.). **Encyclopedia of life support systems (EOLSS)**. Oxford: UNESCO; EOLSS, 2008. p.1-36.

SANDERS, D.C. **Lettuce production**. Disponível em: <<http://www.ces.ncsu.edu/depts/hort/hil/hil-11.html>>. Acesso em: 11 out. 1999.

SEBRAE. **Agricultura orgânica**. 2008. Disponível em: <<http://www.sebrae.com.br/setor/agricultura-organica/o-setor/o-que-e-agricultura-organica>>. Acesso em: 17 jan. 2009.

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

SILVA, E.A.; MENDONÇA, V.; TOSTA, M.S.; OLIVEIRA, A.C.; REIS, L.L.; BARDIVIESSO, D.M. Germinação da semente e produção de mudas de cultivares de alface em diferentes substratos. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.29, n.2, p.245-254, abr./jun. 2008.

SILVA, L.H.C.P. da; CAMPOS, J.R.; NOJOSA, G.B. de A. (Ed.). **Manejo integrado de doenças e pragas em hortaliças**. Lavras: UFLA, 2001. 345p.

SILVEIRA, L.C.P.; BUENO, V.H.P.; LENTEREN, J.C. van. *Orius insidiosus* as biological control agent of Thrips in greenhouse chrysanthemums in the tropics. **Bulletin of Insectology**, Bologna, v.57, n.2, p.103-109, 2004.

SILVEIRA, L.C.P.; BUENO, V.H.P.; MENDES, S.M. Record of two species of *Orius Wolff* (Hemiptera, Anthocoridae) in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v.47, p.303-306, 2003.

SOGLIA, M.C. de M.; BUENO, V.H.P.; SAMPAIO, M.V. Desenvolvimento e sobrevivência de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas e cultivares comerciais de crisântemo. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.31, n.2, p.211-216, abr. 2002.

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

SOUZA, A.P.O.; ALCÂNTARA, R.L.C. Produtos orgânicos: um estudo exploratório sobre as possibilidades do Brasil no mercado internacional. In: ENCONTRO NACIONAL DE ENGENHARIA DE PRODUÇÃO, 10., 2000, São Paulo, SP. **Anais...** São Paulo: USP, 2000. CD-ROM.

STARÝ, P. Aphidiidae. In: MINKS, A.K.; HARREWIJN, P. **Aphids**: their biology, natural enemies and control. New York: Elsevier, 1988. v.2B, cap.9.1.1, p.171-184.

STONER, A. Plant feeding by a predaceous insect, *Geocoris puncticeps*. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.63, p.1911-1915, 1970.

SUNDERLAND, K.D. Carabidae and others invertebrates. In: MINKS, A.K.; HARREWIJN, P. **Aphids**: their biology, natural enemies and control. New York: Elsevier, 1988. v.2B, cap.9.1.1, p.293-310.

THOMPSON, S.N. Nutrition and culture of entomophagous insects. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.44, p.561-592, 1999.

TILLMAN, P.G.; MULLINIX, B.G. Effect of prey species on plant feeding behavior by the big-eyed bug, *Geocoris punctipes* (Say) (Heteroptera: Geocoridae). **Environmental Entomology**, Lanham, v.32, n.6, p.1399-1403, 2003.

TRANI, P.E.; TIVELLI, S.W.; PURQUERIO, L.F.V.; AZEVEDO FILHO, J.A. de. **Hortaliças**: alface (*Lactuca sativa* L.). Campinas: Instituto Agrônômico, 2005. Disponível em: <<http://www.iac.sp.gov.br/Tecnologias/Alface/Alface.htm>>. Acesso em: 19 set. 2008.

VASUDEVAN, P.; KASHYAP, S.; SHARMA, S. *Tagetes*: a multipurpose plant. **Bioresource Technology**, London, v.62, n.1, p.29-35, 1997.

VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T.J. de; PALLINI, A. (Ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa, MG: Epamig, 2005. p.1-22.

VERKERK, R.H.J.; LEATHER, S.R.; WRIGHT, D.J. The potential for manipulating crop-pest-natural enemy interactions for improved insect pest management. **Bulletin of Entomology**, Cambridge, v.88, p.493-501, 1998.

WÄCKERS, F.L. Suitability of (extra-)floral nectar, pollen, and honeydew as insect food sources. In: WÄCKERS, F.L.; RIJN, P.C.J. van; BRUIN, J. (Ed.). **Plant-provided food for carnivorous insects**. Cambridge: Cambridge University, 2005. p.17-74.

WIEN, H.C. Lettuce. In: _____. **The physiology of vegetables crops**. New York: CABI, 1997. p.479-509.

WRATTEN, S.D.; GURR, G.M.; LANDIS, D.A.; IRVIN, N.A.; BERNDT, L.A. Conservation biological control of pests: multi-trophic-level effects. In: CALIFORNIA CONFERENCE ON BIOLOGICAL CONTROL, 2002, Riverside, California. **Proceedings...** Riverside, 2002. CD-ROM.

YORK, G.T. Food studies of *Geocoris* spp.: predators of the beet leafhopper. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.37, p.25-29, 1944.

YURI, J.E.; MOTA, J.H.; SOUZA, R.J. de. **Alface americana**: cultivo comercial. Lavras: UFLA, 2002. 51p.

YUSSEFI, M. Organic farming worldwide overview & main statistics. In: WILLER, H.; YUSSEFI, M. (Ed.). **The world of organic agriculture: statistics and emerging trends 2006**. Bonn: International Federation of Organic Agriculture Movements, 2006. Disponível em: <<http://orgprints.org/5161/01/yussefi-2006-overview.pdf>>. Acesso em: 17 nov. 2008.

ZAVALETA-MEJÍA, E.; GOMEZ, R.O. Effect of *Tagetes erecta* L.-tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) intercropping on some tomato pests. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.1, p.35-46, 1995.