

UFRRJ
INSTITUTO DE AGRONOMIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA

TESE

**Bioecologia de Joaninhas Predadoras em Sistema
Orgânico Diversificado e Efeitos de Defensivos
Alternativos sobre *Coleomegilla maculata*
(Coleoptera: Coccinellidae) em Laboratório**

Alice Teodorio Lixa

2013



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE AGRONOMIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA**

**BIOECOLOGIA DE JOANINHAS PREDADORAS EM SISTEMA
ORGÂNICO DIVERSIFICADO E EFEITOS DE DEFENSIVOS
ALTERNATIVOS SOBRE *COLEOMEGILLA MACULATA*
(COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM LABORATÓRIO**

ALICE TEODORIO LIXA

Sob a Orientação do Professor
Dr. Raul de Lucena Duarte Ribeiro
e Co-orientação da Professora
Dr^a. Elen de Lima Aguiar Menezes

Tese submetida como requisito parcial
para obtenção do grau de **Doutor em
Ciências**, no Curso de Pós-Graduação
em Fitotecnia, Área de Concentração
em Agroecologia.

Seropédica, RJ
Fevereiro de 2013

595.769 Lixa, Alice Teodorio, 1980-
L788b Bioecologia de joaninhas predadoras em
T sistema orgânico diversificado e efeitos de
defensivos alternativos sobre Coleomegilla
Maculata (Coleoptera: Coccinellidae) em
laboratório / Alice Teodorio Lixa - 2013.
96 f.: il.

Orientador: Raul de Lucena Duarte
Ribeiro.

Tese(doutorado) - Universidade Federal
Rural do Rio de Janeiro, Curso de Pós-
Graduação em Fitotecnia.
Inclui bibliografia.

1. Joaninha (Inseto) - Teses. 2.
Joaninha (Inseto) - Ecologia - Teses. 3.
Joaninha (Inseto) - Alimentos - Teses. 4.
Joaninha (Inseto) - Populações - Teses. 5.
Joaninha (Inseto) - Identificação - Teses.
6. Joaninha (Inseto) - Efeito dos
pesticidas - Teses. 7. Inseto predador -
Teses. I. Ribeiro, Raul de Lucena Duarte,
1937- II. Universidade Federal Rural do
Rio de Janeiro. Curso de Pós-Graduação em
Fitotecnia. III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE FITOTECNIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA**

ALICE TEODORIO LIXA

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutor em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Fitotecnia, Área de Concentração em Agroecologia.

TESE APROVADA EM 22/02/2013.

BANCA EXAMINADORA:

Elen de Lima Aguiar Menezes. Dr^a. UFRRJ
(Co-Orientadora)

Vânia Gonçalves Lourenço Esteves. Dr^a. Museu Nacional/UFRRJ

Shaiene Costa Moreno. Dr^a. IFRJ-*Campus* Nilo Peçanha

Acácio Geraldo de Carvalho. Dr. UFRRJ

Ednaldo da Silva Araújo. Dr. Embrapa Agrobiologia

DEDICATÓRIA

Este trabalho é dedicado à minha adorada mãe, Inês (*in memoriam*), à minha amada irmã, Ana Paula e meus sobrinhos Manuela e Ângelo, ao meu maravilhoso pai, Arilton, à minha querida madrastra, Rosangela, ao meu amável marido, Maxwell, e a todos aqueles que de alguma maneira participaram deste trabalho.

AGRADECIMENTOS

À Deus, simplesmente por tudo.

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), particularmente ao Instituto de Agronomia, pela oportunidade oferecida para a realização do Curso de Pós-Graduação em Fitotecnia (CPGF), ao qual por sua vez, agradeço pela oportunidade de cursar o doutorado e concluir esse trabalho.

À UFRRJ e ao Centro Integrado de Manejo de Pragas (CIMP), do Departamento de Entomologia e Fitopatologia do Instituto de Biologia da UFRRJ, pela infraestrutura e recursos humanos disponibilizados para o desenvolvimento de minha pesquisa de doutorado.

À FAPERJ (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro) pela concessão de auxílio financeiro, por intermédio do Programa Pensa Rio - Apoio ao Estudo de Temas Relevantes e Estratégicos para o Estado do RJ – 2009 (Edital FAPERJ N.º16/2009 - Processo E-26/110.287/2010).

À Embrapa (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária) pela concessão de auxílio financeiro, por intermédio de projeto no âmbito do Macroprograma 3 (Desenvolvimento Tecnológico Incremental do Agronegócio), Edital SEG 01/2011 (Código: 03.11.01.001.00.00), de responsabilidade da Embrapa Agrobiologia.

À CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Ensino Superior) pela concessão da bolsa de doutorado.

Aos professores do CPGF, pelos ensinamentos e conhecimentos compartilhados, e aos novos amigos e colegas que fiz durante o curso.

Ao meu orientador Dr. Raul de Lucena Duarte Ribeiro, pela atenção e gentileza sempre demonstradas. Obrigada!

Sobretudo, à professora e minha querida co-orientadora, Dr^a Elen de Lima Aguiar Menezes (UFRRJ, Seropédica, RJ), pela oportunidade, apoio, carinho, e, principalmente, por acreditar em mim e confiar no meu trabalho.

Às professoras Vânia Gonçalves Lourenço Esteves e Claudia Barbieri Ferreira Mendonça (Departamento de Botânica, Laboratório de Palinologia, Museu Nacional/UFRRJ, São Cristóvão, RJ), aos seus orientados Gustavo Duarte Bocajura Tavares, Beatriz França Borja e Simone Cartaxo Pinto, e ao funcionário do Laboratório de Palinologia Pedro César Texeira de Souza, pela incomensurável ajuda, simpatia e pela identificação dos grãos de pólen presentes nas joaninhas predadoras, objeto dessa pesquisa.

Ao pesquisador Dr. José Guilherme Marinho Guerra (Embrapa Agrobiologia, Seropédica, RJ), pelo incentivo ao desenvolvimento da pesquisa.

Aos bolsistas de graduação do CIMP Gabriela Pereira da Silva, Eduardo da Silva, Jessica Aline Sousa Barros, Tamires Medeiros dos Santos, Daniel Ferreira de Moraes, Leilson Novaes Arruda e Saulo Jose de Melo, e as bolsistas de pós-graduação Vinícius de Abreu D'Ávila e Michela Rocha Leal, pela amizade e trabalho em equipe durante o desenvolvimento de minha pesquisa de doutorado no CIMP, tornando-se verdadeiros amigos!

A minha família que mesmo distante, manteve-se sempre ao meu lado, pela tolerância e paciência nos momentos difíceis, pela atenção e, principalmente, pelo amor e carinho que sempre me dedicaram.

E em especial, ao meu querido marido, Maxwell Merçon Tezolin Barros Almeida, por toda sua ajuda com a análise estatística do último capítulo dessa tese e por estar sempre presente me apoiando e incentivando ao longo dessa jornada.

RESUMO GERAL

LIXA, Alice Teodoro. **Bioecologia de joaninhas predadoras em sistema orgânico diversificado e efeitos de defensivos alternativos sobre *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) em laboratório.** 2013. 96 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2013.

Dentre os inimigos naturais das pragas agrícolas, destacam-se os coccinelídeos predadores, também conhecidos como joaninhas. Algumas espécies só completam seu desenvolvimento e produzem ovos e progênes viáveis quando consomem sua presa preferencial. Todavia, na ausência dessa presa ou na presença de uma presa com qualidade nutricional inferior, as joaninhas tendem a consumir alimentos alternativos, tais como pólen e néctar, para garantir sua sobrevivência. Desse modo, a escolha e a manutenção de recursos florais úteis às joaninhas no agroecossistema é uma estratégia favorável à conservação de populações dos inimigos naturais no ambiente de produção. Outra linha é o uso de defensivos que causem menos impactos negativos aos inimigos naturais das pragas. O presente trabalho atuou nessas duas frentes, buscando conhecer espécies florais benéficas a conservação *in situ* da biodiversidade das joaninhas e defensivos agrícolas, usados na agricultura orgânica, menos danosos a esses insetos. A tese foi organizada em três capítulos. No Capítulo I objetivou-se identificar, em sistema orgânico diversificado, quais famílias e/ou espécies botânicas são fontes naturais de grãos de pólen para adultos de joaninhas predadoras. Os adultos foram coletados de 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011, em área do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA), em Seropédica, RJ. Asas e pernas das joaninhas foram retiradas a fim de evitar contaminações por polens presos à parte externa dos insetos, sendo o restante do corpo submetido à análise de acetólise, objetivando a identificação dos polens possivelmente ingeridos. Foram identificados polens de diferentes espécies botânicas: carambola (*Averrhoa carambola*, Oxalidaceae), coentro (*Coriandrum sativum*, Apiaceae), girassol (*Helianthus annuus*, Asteraceae), milho (*Zea mays*, Poaceae), sabugueiro (*Sambucus nigra*, Adoxaceae); e de diferentes famílias: oriundos de Amaranthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae e Passifloraceae. Os polens foram encontrados em sete espécies de joaninhas afidófagas. Apenas a *Cycloneda sanguinea* ingeriu pólen de todas essas famílias, além de polens de famílias não identificadas. No Capítulo II, objetivou-se determinar a diversidade comunidade de joaninhas adultas, em área do SIPA, e caracterizar a estrutura das populações por meio da análise faunística. A riqueza de espécies foi igual a sete [*Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Coleomegilla quadrifasciata*, *Eriopis connexa*, *Harmonia axyridis* e *Olla v-nigrum*]. *C. sanguinea*, *H. convergens* e *C. maculata* foram classificadas como dominantes, sendo a primeira constante e as demais acessórias. No Capítulo III, os estudos foram conduzidos com *C. maculata*, em condições de laboratório, com o objetivo de avaliar o efeito de diferentes concentrações de produtos fitossanitários alternativos usados em agricultura orgânica (Natuneem[®], Nim-I-Go[®], Rotenat[®], Calda sulfocálcica e Agrobio[®]), sobre aspectos biológicos desse inseto. Os dois produtos à base de nim (Natuneem e Nim-I-Go) a 2% e o produto à base de timbó (Rotenat) a 1% e 2% diminuíram a viabilidade dos ovos de *C. maculata*. Nim-I-Go nas concentrações de 1% e 2% causou maior mortalidade do que o tratamento controle (água) em todos os instares larvais. Com exceção do Agrobio todos os produtos fitossanitários influenciaram negativamente a reprodução de *C. maculata*. Os produtos à base de nim devem ser utilizados com parcimônia para evitar efeitos negativos ao desenvolvimento de *C. maculata*.

Palavras-chave: controle biológico conservativo, joaninhas afidófagas, polinifagia, análise faunística, seletividade de defensivos alternativos.

GENERAL ABSTRACT

LIXA, Alice Teodorio. **Bioecology of predatory ladybugs in diversified organic farming system and effects of alternative pesticides on *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) under laboratory conditions.** 2013. 96 p. Thesis (Ph.D. in Plant Science). Instituto de Agronomia, Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2013.

Coccinellid predators are natural enemies of agricultural pests such as aphids and scale insects. They are known colloquially as ladybirds, ladybugs or lady beetles. Some species only complete their development and produce viable eggs and offspring when they consume their preferred prey. However, in the absence of this prey, or in presence with lower nutritional quality prey, the ladybugs tend to consume alternative foods, such as pollen and nectar, to ensure their survival. Thus, the choice and maintenance of useful floral resources to ladybugs in agroecosystems is a strategy favorable to the conservation of natural enemy populations in the production environment. Another line is the use of pesticides that cause fewer negative impacts on natural enemies of pests. This study worked on these two fronts, seeking to know floral species beneficial *in situ* conservation of biodiversity of ladybugs, and to evaluate the impact of pesticides used in organic agriculture on these insects. The thesis is organized in three chapters. Chapter I aimed to identify plant families and/or plant species are natural sources of pollen grains for predatory ladybug adults in diversified organic system. Adults were collected from 26 August 2010 to 22 August 2011, at area of Integrated Agroecological Production System (IAPS), in Seropédica, RJ, Brazil. Baker's legs and wings have been removed to avoid contamination with pollen attached to the outside of the insects, the remainder of the body subjected to acetolysis analysis, aiming at the identification of pollen possibly ingested. We identified pollen from different plant species: star fruit (*Averrhoa carambola*, Oxalidaceae), coriander (*Coriandrum sativum*, Apiaceae), sunflower (*Helianthus annuus*, Asteraceae), maize (*Zea mays*, Poaceae), elderberry (*Sambucus nigra*, Adoxaceae), and different families: coming from Amaranthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae, and Passifloraceae. Pollens were found in seven species of ladybugs. Just *Cycloneda sanguinea* ingested pollen of all these families, and pollen unidentified families. Chapter II aimed to determine the diversity of adult ladybugs community in the area of IAPS, and characterize the population structure by faunistic indexes. Species richness was equal to seven [*Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Coleomegilla quadrifasciata*, *Eriopis connexa*, *Harmonia axyridis*, and *Olla v-nigrum*]. *C. sanguinea*, *H. convergens*, and *C. maculata* were classified as dominant, being the first constant and others accessories. In Chapter III, the studies were conducted with *C. maculata* at laboratory conditions, with the objective of evaluating the effect of different concentrations of alternative pesticides used in organic agriculture (Natuneem[®], Nim-I-Go[®], Rotenat[®], Lime sulfur, and Agrobio[®]) on biological aspects of this insect. The two neem based products (Natuneem and Nim-I-Go) to 2 % and the “timbó” based product (Rotenat) 1% and 2 % decreased egg viability of *C. maculata*. Nim-I-Go at concentrations of 1% and 2% caused higher mortality than the control treatment (water) in all larval instars. Except Agrobio, all pesticides adversely affected the reproduction of *C. maculata*. The neem based products should be used sparingly to avoid negative effects on the development of *C. maculata*.

Key words: conservation biological control, aphidophagous lady beetles, polliniphagy, faunistic analysis, selectivity of alternative phytosanitary products.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Temperaturas máxima (●) e mínima (○) e precipitação acumulada (barras verticais), por semana, no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011 19
- Figura 2.** Fotomicrografia de grãos de pólen recuperados de joaninhas adultas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011. 22
- Figura 3.** Foto aeroespacial de parte do Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ, Brasil – 22 de abril de 2011..... 23
- Figura 4.** Temperaturas máxima (●) e mínima (○) e precipitação acumulada (barras verticais), por semana, no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012. 44
- Figura 5.** Adultos de *Coleomegilla maculata* no interior dos potes de criação. Sendo alimentados ad libitum com ovos de *Anagasta kuehniella* (Lepidoptera: Pyralidae) e larvas de *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae)..... 65
- Figura 6.** Larvas de *Drosophila melanogaster* fornecidas vivas em tampas plásticas..... 65
- Figura 7.** a) Gaiolas utilizadas na criação da mosca *D. melanogaster*. b) Interior das gaiolas infestadas por adultos da mosca, onde copos de plástico foram utilizados como recipiente para dieta artificial utilizada no desenvolvimento de suas larvas..... 67
- Figura 8.** a) Interior dos recipientes contendo dieta especial para o desenvolvimento de larvas da mosca *D. melanogaster*. b) Porções como as larvas vivas da mosca foram oferecidas as joaninhas nos experimentos..... 68
- Figura 9.** Posturas de *C. maculata* realizadas na forma de massa de ovos. 69
- Figura 10.** Viabilidade dos ovos (%) em função das concentrações com Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat. Barras representam o erro padrão da média de 10 repetições (massas de ovos).... 76
- Figura 11.** Deformações observadas, nos élitros e nas asas membranosas, em adultos de *C. maculata*. 85

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Número de adultos das sete espécies de joaninhas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, por mês de coleta – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.	21
Tabela 2. Identificação taxonômica, ao nível de família, dos grãos de pólen recuperados das joaninhas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, por mês de coleta – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.	24
Tabela 3. Porcentagem com que polens de diferentes famílias botânicas foram recuperados por espécie de joaninha coletada no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.	25
Tabela 4. Análise faunística das populações de coccinelídeos predadores coletados em diferentes espécies vegetais no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012.	47
Tabela 5. Média (\pm erro padrão da média de dez repetições) da viabilidade dos ovos de <i>Coleomegilla maculata</i> após a aplicação dos tratamentos nas massas de ovos.	73
Tabela 6. Resultados das análises de variância e de regressão por produto fitossanitário.	75
Tabela 7. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da <i>Coleomegilla maculata</i> , quando os tratamentos foram aplicados no 1º instar larval.	79
Tabela 8. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da <i>Coleomegilla maculata</i> , quando os tratamentos foram aplicados no 2º instar larval.	79
Tabela 9. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da <i>Coleomegilla maculata</i> , quando os tratamentos foram aplicados no 3º instar larval.	80
Tabela 10. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da <i>Coleomegilla maculata</i> , quando os tratamentos foram aplicados no 4º instar larval.	80
Tabela 11. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de <i>Coleomegilla maculata</i> quando tratamentos foram aplicados no 1º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.	82
Tabela 12. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de <i>Coleomegilla maculata</i> quando tratamentos foram aplicados no 2º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.	82

Tabela 13. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 3º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados..... 83

Tabela 14. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 4º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados..... 83

Tabela 15. Parcelas com pelo menos: um adulto morto, um casal formado e uma postura (massa de ovos) e totais de sobreviventes, casais formados, posturas, ovos e média de ovos por postura em função dos tratamentos aplicados sobre os adultos de *Coleomegilla maculata* após dez dias de observação. 88

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	1
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	4
CAPÍTULO I - INGESTÃO DE PÓLEN DE DIFERENTES FAMÍLIAS BOTÂNICAS POR JOANINHAS (COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM CONDIÇÕES DE CAMPO	7
RESUMO.....	8
ABSTRACT	9
1 INTRODUÇÃO	10
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1 Coccinellidae (Insecta: Coccinellidae)	13
2.2 As Joaninhas no Controle Biológico	13
2.3 Ciclo de Desenvolvimento das Joaninhas.....	13
2.4 Aspectos Alimentares e Comportamentais das Joaninhas	15
2.5 Palinologia e a Entomopalinologia	17
3 MATERIAL E MÉTODOS	18
3.1 Área de Coleta dos Adultos das Joaninhas	18
3.2 Coleta e Identificação das Joaninhas	18
3.3 Recuperação e Identificação dos Polens Ingeridos pelas Joaninhas.....	19
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	21
4.1 Espécies de Joaninhas Coletadas	21
4.2 Polens Ingeridos pelas Joaninhas em Condições de Campo.....	22
5 CONCLUSÕES.....	27
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28
CAPÍTULO II - ANÁLISE FAUNÍSTICA DE POPULAÇÕES DE JOANINHAS AFIDÓFAGAS NO SISTEMA INTEGRADO DE PRODUÇÃO AGROECOLÓGICA	36
RESUMO.....	37
ABSTRACT	38

INTRODUÇÃO	39
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	41
2.1 Aspectos Gerais dos Coccinelídeos	41
2.2 Importância da Análise Faunística.....	42
3 MATERIAL E MÉTODOS	43
3.1 Área da Coleta de Adultos de Coccinelídeos.....	43
3.2 Coleta e Identificação dos Coccinelídeos	43
3.3 Análise Faunística das Populações dos Coccinelídeos	44
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	47
5 CONCLUSÕES.....	51
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52
CAPÍTULO III - EFEITOS DE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA AGRICULTURA ORGÂNICA SOBRE <i>Coleomegilla maculata</i> DeGeer (COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO	56
RESUMO.....	57
INTRODUÇÃO	59
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	61
2.1 Defensivos Alternativos.....	61
2.1.1 Agrobio	61
2.1.2 Calda sulfocálcica	61
2.2.1 Extratos vegetais	62
2.2.1.1 Nim	62
2.2.1.2 Timbó.....	62
3 MATERIAL E MÉTODOS	64
3.1 Aquisição, Identificação e Escolha da Espécie de Coccinellidae	64
3.2 Obtenção da População Base de Adultos de <i>Coleomegilla maculata</i> em laboratório....	64
3.2.1 Obtenção de ovos de <i>Anagasta kuehniella</i>	66
3.2.2 Obtenção das larvas de <i>Drosophila melanogaster</i>	66
3.3 Método para Aplicação dos Produtos Fitossanitários.....	68
3.4 Descrição dos Experimentos de Laboratório	69
3.5 Parâmetros Biológicos Observados	69
3.5.1 Fase de ovo	69

3.5.2 Fases larvais, pré-pupa e pupa	70
3.5.3 Fase adulta	72
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	73
4.1 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos Pulverizados sobre Ovos de <i>Coleomegilla maculata</i>	73
4.2 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos Pulverizados sobre Diferentes Instares Larvais de <i>Coleomegilla maculata</i>	77
4.3 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos sobre Adultos de <i>Coleomegilla maculata</i>	86
5 CONCLUSÕES.....	89
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	90
CONCLUSÕES GERAIS	96

INTRODUÇÃO GERAL

Nos primórdios da agricultura, a cerca de 10.000 anos, o controle das pragas era realizado com um mínimo de interferência antrópica. O equilíbrio entre as comunidades de insetos-praga e inimigos naturais era estabelecido de forma espontânea, pela autorregulação dos agroecossistemas. Com o passar dos anos, especialmente após a era pré-industrial, ocorreu um salto da população mundial, saindo da marca de cerca 800 milhões de habitantes em 1800 para mais de 6.800 milhões em 2009. Esse incremento foi impulsionado, pelo aumento vertiginoso da produção de alimentos. Contudo, alicerçada em um modelo agrícola imediatista e explorador, baseado na moto-mecanização, uso de fertilizantes altamente solúveis, agrotóxicos, umas poucas espécies cultivadas e no monocultivo. Obviamente, esse modelo não é nem um pouco sustentável, tendo em vista que depende de todo um aparato tecnológico – fabricação de máquinas, fertilizantes, sementes e agrotóxicos – e do funcionamento de uma complicada cadeia produtiva, cujo foco principal é o lucro imediato.

Nos últimos anos, especialmente após a Conferência das Nações Unidas para o Meio Ambiente e Desenvolvimento Humano (também conhecida como Conferência Rio-92 ou Eco-92), aumentaram-se as preocupações da sociedade em relação ao meio ambiente, à segurança alimentar e à qualidade de vida. No tocante à agricultura, tomou-se consciência que o modelo dominante é degradador e não garante a segurança alimentar – quando todas as pessoas, a todo o momento, têm acesso físico e econômico a alimentos seguros, nutritivos e suficientes para satisfazer suas necessidades nutricionais diárias e preferências alimentares, a fim de levarem uma vida ativa e saudável (WORLD FOOD SUMMIT, 1996).

A preocupação que antes era: -“Será que vai ter comida para todo mundo?”, foi adicionada de novas questões: -“Será que o alimento produzido põe em risco a saúde humana?”, - “Será que o sistema produtivo é socialmente justo e ambientalmente correto?”. Enfim, - “O sistema é sustentável e garante a segurança alimentar?”.

A tomada de consciência por parte da sociedade tem aumentado as demandas por sistemas agrícolas mais limpos e sustentáveis, como os preconizados pela agricultura orgânica. Estima-se que de 1999 a 2010 a área agrícola mundial manejada organicamente (certificada) tenha aumentado de 11 para 37 milhões de hectares (WILLER & KILCHER, 2012), representando crescimento médio anual da ordem de 21,5%. A agricultura orgânica não se trata mais de um movimento isolado, pois é praticada comercialmente em 160 países, envolvendo 1,6 milhões de produtores, 37 milhões de hectares cultivados e um mercado de US\$ 59,1 bilhões em 2010 (WILLER & KILCHER, 2012).

A agricultura orgânica, além de garantir produção de alimento seguro, sem utilização de agrotóxicos, incorpora questões relacionadas à preservação do meio ambiente, utilização responsável dos recursos naturais, responsabilidade social e sustentabilidade. Conforme pode ser lido na Lei 10.831 de 23 de dezembro de 2003, que dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências:

“Considera-se sistema orgânico de produção agropecuária todo aquele em que se adotam técnicas específicas, mediante a otimização do uso dos recursos naturais e socioeconômicos disponíveis e o respeito à integridade cultural das comunidades rurais, tendo por objetivo a sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais, a minimização da dependência de energia não-renovável, empregando, sempre que possível, métodos culturais, biológicos e mecânicos, em contraposição ao uso de materiais sintéticos, a eliminação do uso de organismos geneticamente modificados e radiações ionizantes, em qualquer fase do processo de produção, processamento, armazenamento, distribuição e comercialização, e a proteção do meio ambiente.” (BRASIL, 2003).

A pesquisa científica e a criatividade dos agricultores têm avançado no desenvolvimento de estratégias tecnológicas capazes de alicerçar a agricultura orgânica em bases sustentáveis. (GLIESSMAN, 2001; AQUINO & ASSIS, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006). Uma delas, o controle biológico de pragas, fundamenta-se no princípio da autorregulação dos agroecossistemas, por intermédio da maximização dos benefícios trazidos pela interação entre inimigos naturais e pragas. Interação que pode ser melhorada por intervenção antrópica, por meio de desenhos do agroecossistema que favoreçam a comunidade de inimigos naturais (controle biológico conservativo), pela introdução de inimigos naturais alóctones (controle biológico clássico) ou pela multiplicação em laboratório e soltura dos inimigos naturais no campo (controle biológico aumentativo) (RABB et al., 1976; BARBOSA, 1998; AGUIAR-MENEZES, 2003; ALTIERI et al., 2003; ALTIERI & NICHOLLS, 2007; VENZON et al., 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006).

Dentre os inimigos naturais de pragas agrícolas, destacam-se as espécies de insetos predadores da família Coccinellidae (Insecta: Coleoptera), popularmente conhecidos como joaninhas. Esses insetos são capazes de controlar de forma efetiva pulgões, cochonilhas, cigarrinhas, psilídeos e ácaros fitófagos, apresentando grande potencial para controle biológico clássico, aumentativo ou conservativo.

O controle clássico com joaninhas foi realizado com muito sucesso a partir de 1888 na Califórnia, EUA, com a introdução do predador *Rodolia cardinalis*, trazido da Austrália, para o controle de cochonilha em citros. Esse controle é praticado pela introdução do inimigo natural da praga, inexistente na região.

O controle biológico aumentativo é o mais empregado na agricultura, a exemplo do emprego de *Trichogramma* e da *Cotesia flavipes* (parasitóides) no controle da broca da cana-de-açúcar, *Bacillus thuringiensis* (bactéria) no controle da lagarta-do-cartucho do milho, *Baculovirus anticarsia* (vírus) no controle da lagarta-da-soja. Entretanto, verifica-se que o emprego de coccinélídeos predadores, nesse tipo de controle, não tem sido empregado, sobretudo, pela dificuldade de criação em laboratório e pela carência de venda desses predadores no mercado.

O controle conservativo com joaninhas tem sido realizado mais empiricamente do que de cientificamente. No entanto, alguns estudos comprovam que determinadas espécies de plantas que produzem pólen e néctar podem servir de alimento alternativo para as joaninhas e também servir como locais para acasalamento e oviposição desses insetos (GRAVENA, 1992; PATT et al., 1997; RESENDE et al., 2007; MEDEIROS, 2007; RESENDE, 2008; LIXA et al., 2010; MEDEIROS et al., 2010; BARBOSA et al., 2011; RESENDE et al., 2011).

Outro enfoque é a seleção de produtos fitossanitários que minimizem os impactos negativos às populações de joaninhas. Existe a crença de que os inseticidas naturais, permitidos em agricultura orgânica, oferecem menos risco para o ambiente que os inseticidas sintéticos. No entanto, alguns estudos têm observado que a seletividade de defensivos alternativos, em relação aos inimigos naturais, têm sido menor ou muito próxima a de novos inseticidas sintéticos, em estudos sob condições de laboratório (BAHLAI et al., 2010). Um

apropriado exemplo é o nim (*Azadirachta indica*), que vêm sendo amplamente utilizado em sistemas orgânicos, contudo, alguns trabalhos têm demonstrado seu impacto negativo em diversas espécies de inimigos naturais (VENZON et al., 2007; COSME et al., 2007).

Assim, o Capítulo I dessa tese objetivou estudar estratégias para conservação de populações de joaninhas na lavoura, sobretudo, pelo estudo de plantas que forneçam pólen às joaninhas no campo. O Capítulo II dirigiu-se a realizar um diagnóstico populacional das joaninhas encontradas na Fazendinha Km 47 através da análise faunística. Já no Capítulo III optou-se pelo estudo do impacto de produtos fitossanitários comumente utilizados em agricultura orgânica, sobre a sobrevivência e capacidade reprodutiva de *Coleomegilla maculata*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUIAR-MENEZES, E. L. **Controle biológico de pragas: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 44p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 164).

AGUIAR-MENEZES, E. L. Controle biológico: na busca pela sustentabilidade da agricultura brasileira. **Campo & Negócios**, Uberlândia, v. 4, n. 42, p. 66-67, 2006.

ALTIERI, M. A.; NICHOLLS, C. I. **Biodiversidad y manejo de plagas en agroecosistemas**. Barcelona: Icaria, 2007. 247p.

ALTIERI, M.; SILVA, E. N.; NICHOLLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.

AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. **Agroecologia, princípio e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 517p.

BAHLAI, C. A.; XUE, Y.; MCCREARY, C. M.; SCHAAFSMA, A. W.; HALLETT, R. H. Choosing organic pesticides over synthetic pesticides may not effectively mitigate environmental risk in soybeans. **Plos One**, v. 5, n. 6, 2010.

BARBOSA, F. S.; AGUIAR-MENEZES, E. L.; ARRUDA, L. N.; SANTOS, C. L. R.; PEREIRA, M. B. Potencial das flores na otimização do controle biológico de pragas para uma agricultura sustentável. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 2, p. 101-110, 2011.

BARBOSA, P. **Conservation biological control**. San Diego: Academic Press, 1998. 396p.

BRASIL. Lei 10.831, de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 24 dez. 2003. Seção 1, p. 8-9.

BRASIL. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 46 de 6 de outubro de 2011. Estabelecer o regulamento técnico para os sistemas orgânicos de produção animal e vegetal. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 7 out. 2011, Seção 1, p. 4-11.

COSME L. V.; CARVALHO G. A.; MOURA A. P. Efeitos de inseticidas botânico e sintéticos sobre ovos e larvas de *Cycloneda sanguinea* (linnaeus) (coleoptera: coccinellidae) em condições de laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.74, n.3, p.251-258, 2007.

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

GRAVENA, S. Controle biológico no manejo integrado de pragas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 27, p. 281-299, 1992.

LIXA, A. T. **Coccinellidae (Coleoptera) usando plantas aromáticas como sítio de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico, e aspectos biológicos em condições de laboratório.** 77 p. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada). Instituto de Biologia, Departamento de Entomologia e Fitopatologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2008.

LIXA, A. T.; CAMPOS, J. M.; RESENDE, A. L. S.; SILVA, J. C.; ALMEIDA, M. M. T. B.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Diversidade de Coccinellidae (Coleoptera) em plantas aromáticas (Apiaceae) como sítios de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 39, n. 3, p. 354-359, 2010.

MEDEIROS, M. A. de; RIBEIRO, M. A.; MORAIS, H. C.; CASTELO BRANCO, M.; SUJII, E. R.; SALGADO LABORIAU, M. L. Identification of plant families associated with the predators *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) and *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (Coleoptera: Coccinellidae) using pollen grain as a natural marker. **Brazilian Journal of Biology**, v.70, n. 2, p. 293-300, 2010.

MEDEIROS, M. A. **Papel da Biodiversidade no manejo da traça-do-tomateiro *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae).** 145p. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2007.

PATT, J. M.; HAMILTON, G. C.; LASHOMB, J. H. Impact of strip insectary intercropping with flowers on conservation biological control of the Colorado potato beetle. **Advances in Horticultural Science**, Firenze, v. 11, p. 175-181, 1997.

RABB, R. L.; STINNER, R. E.; BOSH, R. VAN DEN. Conservation and augmentation of natural enemies, p. 233-254. In: HUFFAKER, C.B.; MESSENGER, P.S. (ed.). **Theory and practice of biological control.** New York: Academic Press, 1976. 788p.

RESENDE, A. L. S. **Comunidade de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) e aspectos fitotécnicos da couve (*Brassica oleraceae* var. *acephala*) em consórcio com coentro (*Coriandrum sativum*), sob manejo orgânico.** 85p. 2008. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Ocorrência de insetos predadores de pulgões em cultivo orgânico de couve em sistema solteiro e consorciado com adubos verdes.** Seropédica, RJ: Embrapa Agrobiologia, 2007. 6p. (Embrapa Agrobiologia. Comunicado Técnico, 101).

RESENDE, A. L. S.; LIXA, A. T.; SANTOS, C. M. A.; SOUZA, S. A. S.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Comunidade de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) em consórcio de couve (*Brassica oleraceae* var. *acephala*) com coentro (*Coriandrum sativum*) sob manejo orgânico. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 1, p. 81-89, 2011.

VENZON M.; ROSADO M. C.; PALLINI A.; FIALHO A.; PEREIRA C. J. Toxicidade letal e subletal do nim sobre o pulgão-verde e seu predador *Eriopsis connexa*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 42, n. 5, p. 627-631, 2007.

VENZON, M.; ROSADO, M. C.; EUZÉBIO, D. E.; PALLINI, A. Controle biológico conservativo. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; PALLINI, A. (Ed.). **Controle alternativo de doenças e pragas.** Viçosa: EPAMIG, 2005. p. 1-22.

WILLER, H.; KILCHER, L. (Ed.). **The world of organic agriculture:** statistics and emerging trends 2012. Frick: Research Institute of Organic Agriculture (FiBL); Bonn: International Federation of Organic Agriculture Movements (IFOAM), 2012.

WORLD FOOD SUMMIT. **Rome Declaration on World Food Security and World Food Summit Plan of Action.** Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1996.

CAPÍTULO I

INGESTÃO DE PÓLEN DE DIFERENTES FAMÍLIAS BOTÂNICAS POR JOANINHAS (COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM CONDIÇÕES DE CAMPO

RESUMO

As joaninhas afidófagas são consideradas insetos predadores típicos, alimentando-se de pulgões, cochonilhas, cigarrinhas, psilídeos e ácaros fitófagos tanto na fase de larva como adulta, sendo consideradas importantes agentes de controle biológico de pragas agrícolas. Todavia, na ausência ou carência de sua presa preferida, ou na presença de uma presa de qualidade inferior, essas joaninhas podem se alimentar de pólen (fonte de proteínas) e/ou néctar (fonte de carboidratos) para garantir sua sobrevivência e, por vezes, sua reprodução. Dessa forma, o conhecimento da diversidade de polens utilizados naturalmente por esses predadores é uma etapa básica na seleção de espécies floríferas que poderão compor o desenho do agroecossistema, visando à conservação desses inimigos naturais. Assim, o objetivo do presente trabalho foi identificar fontes de pólen para adultos de joaninhas afidófagas em condições naturais. Adultos de joaninhas foram coletados manualmente, em intervalos semanais, sobre diversas espécies vegetais cultivadas no Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (Seropédica, RJ) durante um ano (agosto de 2010 a agosto de 2011), totalizando 51 coletas. Após cada coleta, os adultos eram transportados para o laboratório, onde foram identificados e mortos por congelamento, posteriormente foram lavados com água destilada. Além disso, asas e pernas dos insetos foram retiradas a fim de evitar contaminações por polens presos à parte externa dos insetos. Deste modo, apenas os abdomens das joaninhas foram submetidos à análise de acetólise para recuperar os grãos de pólen que possivelmente foram ingeridos e ainda permanecem em seu trato digestivo. No total, 299 adultos de joaninhas afidófagas foram coletados, identificados como sete espécies da subfamília Coccinellinae: *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coleomegilla maculata* DeGeer, *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), *Eriopis connexa* (Germar), *Harmonia axyridis* (Pallas) e *Olla v-nigrum* Mulsant. Grãos de pólen foram encontrados em 49,2% dos espécimes de coccinelídeos processados pelo método de acetólise. Foram identificados, no trato digestivo das joaninhas, polens de cinco espécies botânicas utilizadas como fonte de pólen por joaninhas afidófagas: *Averrhoa carambola* L. (Oxalidaceae; carambola), *Coriandrum sativum* L. (Apiaceae; coentro), *Helianthus annuus* L. (Asteraceae; girassol), *Zea mays* L. (Poaceae; milho) e *Sambucus nigra* L. (Adoxaceae; sabugueiro) e, diversos polens que puderam ser classificados apenas até o nível de família botânica como: Amaranthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae e Passifloraceae. Os polens que foram ingeridos com maior frequência pelas joaninhas pertenceram às famílias Apiaceae, Asteraceae e Adoxaceae.

Palavras-chave: joaninhas afidófagas; polinivoria; controle biológico conservativo.

ABSTRACT

Lady beetles are considered aphidophagous typical predator insects, feeding on aphids, mealybugs, leafhoppers, mites and phytophagous psyllids in both adult and larval stage. They are considered important biological control agents of agricultural pests. However, in the absence or shortage of their preferred prey, or in the presence of a lower-quality prey, these lady beetles may feed on pollen (protein source) and/or nectar (carbohydrate source) to ensure their survival and sometimes, its reproduction. Thus, knowledge of the diversity of pollens used naturally by these predators is a basic step in selecting flowering species that may select agroecosystem design, aimed at conserving these natural enemies. The objective of this study was to identify sources of pollen for adult ladybugs afidófagas under natural conditions. Adult ladybugs were collected manually at weekly intervals on various plant species grown in Module Production Intensive Vegetable of Integrated Agroecological Production System (Seropédica, RJ) for one year (August 2010 to August 2011), totaling 51 collections . After each collection, adults were transported to the laboratory where they were identified and killed by freezing, then washed with distilled water. Furthermore, insect wings and legs were removed to avoid contamination by pollen stuck to the outside of the insects. Thus, only the abdomens of ladybugs were analyzed by acetolysis to recover the pollen grains that were ingested and possibly remain in your digestive tract. In total, 299 adult ladybugs afidófagas were collected and distributed in seven species of the subfamily Coccinellinae: *Cycloneda sanguínea* (Linnaeus), *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coleomegilla maculata* DeGeer, *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), *Eriopis connexa* (Germar), *Harmonia axyridis* (Pallas) e *Olla v-nigrum* Mulsant. Pollen grains were found in 49.2% of specimens processed by coccinellids acetolysis method. Have been identified in the digestive tract of ladybirds, pollen of five botanicals used as pollen source for ladybugs afidófagas: *Averrhoa carambola* L. (Oxalidaceae; carambola), *Coriandrum sativum* L. (Apiaceae; coriander), *Helianthus annuus* L. (Asteraceae; sunflower), *Zea mays* L. (Poaceae; corn) e *Sambucus nigra* L. (Adoxaceae; elderberry), and various pollens that could be classified only to the level of botanical family, such as Amaranthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae, and Passifloraceae. The pollens that were ingested most frequently to the ladybeetles belonged to the family Apiaceae, Asteraceae, and Adoxaceae.

Key words: aphidophagous lady beetle, pollinivory, conservative biological control.

1 INTRODUÇÃO

Nos últimos anos, especialmente após a Conferência das Nações Unidas para o Meio Ambiente e Desenvolvimento Humano (também conhecida como a Cúpula da Terra, ou Conferência Rio-92 ou Eco-92), a humanidade tem-se preocupado, de forma crescente, com os problemas de conservação da qualidade do meio ambiente provocados por uma ampla gama de atividades humanas, incluindo os relacionados à exploração agropecuária, na busca da tão esperada qualidade de vida. Essa preocupação tem resultado na busca pelo setor agropecuário de tecnologias para a implantação de sistemas de produção de enfoque ecológico, rentáveis e socialmente justos (WORLD FOOD SUMMIT, 1996; AGUIAR-MENEZES, 2006).

A pesquisa científica tem avançado no desenvolvimento de soluções tecnológicas para uma agricultura sustentável, produtiva e ambientalmente equilibrada, que se apóia em práticas agropecuárias que promovam a agrobiodiversidade e os processos biológicos naturais, baseando-se no baixo uso de insumos externos, como as adotadas na agricultura orgânica de bases agroecológicas (GLIESSMAN, 2001; AQUINO & ASSIS, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006). Infere-se daí que o controle biológico é uma tecnologia promissora para o manejo de pragas em sistemas agrícolas sustentáveis, porque se constitui num processo natural de regulação das densidades populacionais das pragas pela ação de agentes de mortalidade biótica, os quais são comumente chamados de inimigos naturais (AGUIAR-MENEZES & MENEZES, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006).

Basicamente, três estratégias têm sido adotadas pelo homem, através dos tempos, para manipular ou manejar os inimigos naturais para uso na agricultura, dentre elas, encontra-se o controle biológico conservativo (ou por conservação) (RABB et al., 1976; AGUIAR-MENEZES, 2003; 2006; VENZON et al., 2005). Esta estratégia envolve a conservação dos inimigos naturais das pragas nos agroecossistemas por favorecer ou fornecer condições de sobrevivência e reprodução aos mesmos, ao nível da propriedade rural e, desejavelmente, também ao nível da paisagem agrícola, e conseqüentemente, aumentando sua efetividade como agentes de controle biológico.

Para tal, essa estratégia envolve o manejo do habitat por meio do uso de práticas agronômicas que resultem na preservação e/ou no aumento dos inimigos naturais das pragas nos agroecossistemas, como, por exemplo, o uso de inseticidas organossintéticos seletivos aos inimigos naturais. Todavia, na agricultura orgânica, esses produtos não são permitidos, ademais, para garantir a sustentabilidade do sistema de produção, o controle biológico por conservação deve envolver a introdução de espécies vegetais que proporcionem recursos vitais para os inimigos naturais, tais como, local de abrigo, microclima, sítio de hibernação, sítio de alimentação (presas ou hospedeiros “alternativos”, pólen e/ou néctar) e/ou sítios de oviposição e acasalamento (RABB et al., 1976; VAN EMDEN, 1989; ANDOW, 1991; LONG et al., 1998; LANDIS et al., 2000; ALTIERI et al., 2003; NORRIS & KOGAN, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2003; 2004; 2006; ESPINDOLA et al., 2006).

A presa pode não ser a única fonte de recursos vitais para a sobrevivência e reprodução dos insetos predadores, a exemplo dos Coccinellidae (Coleoptera). Outros recursos, como pólen, néctar e requerimentos do habitat, podem desempenhar um papel essencial para o sucesso reprodutivo desses insetos. O pólen (fonte de proteína) e o néctar (fonte de carboidratos) sustentam o metabolismo e o desenvolvimento gamético de certas espécies de predadores, representando um suplemento ou complemento de uma presa de qualidade inferior, como ocorre para certas espécies de Coccinellidae (SMITH, 1960; 1961; 1965). Por exemplo, de acordo com Hoffmann & Fordsham (1993) e Weeden et al. (2008), o

pólen pode constituir até 50% da dieta do coccinelídeo *Coleomegilla maculata* (DeGeer), um importante predador de pulgões, já tendo sido registrado a ingestão de grãos de pólen de milho (*Zea mays* L., Poaceae) por adultos e larvas (SMITH, 1961; 1965; 1966; WEBER & LUNDGREN, 2011).

Portanto, a suplementação nutricional pode ser requerida pelos inimigos naturais para o sucesso dos programas de controle biológico, visto que muitos insetos predadores são antófilos (que vivem nas flores, ou habitualmente as visitam) e seu estabelecimento e desempenho são melhorados quando plantas fanerógamas estão presentes nos sistemas de cultivo (HAGEN, 1962; HODEK, 1967; BUGG & WILSON, 1989; ALTIERI & WHITCOMB, 1979; VAN EMDEN, 1989; MAINGAY et al., 1991; COWGILL et al., 1993; PATT et al., 1997b).

Enquanto proporcionam nutrientes por meio do pólen e néctar, as plantas fanerógamas podem também fornecer outros alimentos “alternativos” (outras espécies de presas alternativas às principais ou preferenciais) e/ou sítios de acasalamento, oviposição e/ou abrigo para esses insetos predadores (VAN EMDEN, 1989; ANDOW, 1991; LANDIS et al., 2000; ALTIERI et al., 2003; NORRIS & KOGAN, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2004).

Com esses recursos disponíveis, a emigração dos predadores a partir dos sistemas agrícolas com flores pode ser minimizada (LONG et al., 1998; REBEK et al., 2005). A cor e o cheiro das flores também podem ser atrativos para esses insetos e promoverem a imigração a partir de áreas com ausência desses recursos florais (HASLETT, 1989; PATT et al., 1997b).

Dessa forma, as plantas fanerógamas proporcionam uma reserva concentrada de recursos vitais para os insetos predadores, resultando num aumento de sua eficiência por meio dos efeitos combinados do aumento da sobrevivência, longevidade, fecundidade, tempo de permanência e imigração, de modo que a presença dessas plantas dentro de sistemas de produção agrícola pode ser uma importante ferramenta para aumentar a conservação e multiplicação dos insetos predadores nesses sistemas (HAGEN, 1962; HODEK, 1967; ALTIERI & WHITCOMB, 1979; BUGG & WILSON, 1989; MAINGAY et al., 1991; COWGILL et al., 1993; PATT et al., 1997b; COLLEY & LUNA, 2000; LANDIS et al., 2000; ALTIERI et al., 2003; AGUIAR-MENEZES, 2004; PFIFFNER & WYSS, 2004; NICHOLLS & ALTIERI, 2007; BARBOSA et al., 2011). Outro aspecto importante é que como essas plantas podem proporcionar uma fonte concentrada de recursos vitais, elas necessitam tomar somente uma pequena porção da área total destinada ao cultivo comercial para ser efetiva (GROSSMAN & QUARLES, 1993; CHANEY, 1998; PFIFFNER & WYSS, 2004).

Todavia, a estrutura e coloração da corola, quantidade de pólen e/ou néctar das flores e a fenologia das plantas influenciam a ação dos insetos predadores (GILBERT, 1981; HASLETT, 1989; COLLEY & LUNA, 2000; ALTIERI et al., 2003; VENZON et al., 2005; AGUIAR-MENEZES, 2004; 2006; NICHOLLS & ALTIERI, 2007; BARBOSA et al., 2011). Gilbert (1981) e Patt et al. (1997a) destacam a importância do conhecimento das interações entre as características estruturais das plantas, como a arquitetura floral, posição dos nectários em relação às outras partes das flores, e as características morfológicas dos insetos, como as dimensões da cabeça e aparelho bucal para seleção de plantas candidatas à atração de insetos predadores, as quais são conhecidas como “beneficial insectary plants” nos países de língua inglesa (SINGH, 2004). De acordo com Cowgill et al. (1993), Lunau & Wacht (1994) e Colley & Luna (2000), plantas com flores de corola branca e amarela, por exemplo, têm sido consideradas boas candidatas para atração de desses insetos.

Nesse sentido, a espécie botânica provedora do pólen passa a ser um requisito crítico para seleção da planta florífera que irá compor o cultivo no agroecossistema. Como adultos e larvas de certas espécies de Coccinellidae são predadores antófilos, espera-se que quando flores estão presentes no agroecossistema, estas permitam sua conservação, multiplicação e

eficiência. Segundo Colley & Luna (2000), pesquisas ainda são necessárias para identificar quais plantas têm potencial como “beneficial insectary plants”.

Vários estudos, em sua maioria conduzida nos Estados Unidos, Europa e Austrália, mostram que espécies vegetais das famílias Apiaceae (= Umbelliferae), Fabaceae (= Leguminosae) e Asteraceae (= Compositae) têm desempenhado esse importante papel ecológico (ALTIERI & WHITCOMB, 1979; 1980; COLLEY & LUNA, 2000; DUFOUR, 2000; LANDIS et al., 2000; ALTIERI et al., 2003; LIXA, 2008; LIXA et al., 2010). Todavia, no Brasil, apesar dos relatos informais, pouco tem sido cientificamente registrado a respeito do papel dessas plantas na conservação de inimigos naturais de pragas agrícolas (GRAVENA, 1992; CHIARADIA et al., 2000; ALTIERI et al., 2003; FERNANDES et al., 2005; RESENDE et al., 2007; MEDEIROS, 2007; RESENDE, 2008; LIXA et al., 2010; MEDEIROS et al., 2010; BARBOSA et al., 2011).

Visando fornecer subsídios para implantação de estratégias de controle biológico por conservação, este trabalho teve o objetivo de identificar, em condições naturais, quais famílias e/ou espécies botânicas são fontes naturais de grãos de pólen para adultos de joaninhas predadoras num agroecossistema diversificado, sob manejo orgânico.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Coccinellidae (Insecta: Coccinellidae)

A família Coccinellidae pertence à ordem Coleoptera, a qual reúne os insetos vulgarmente conhecidos como besouros. Os insetos dessa família são, numa linguagem coloquial, chamados de coccinelídeos. Encontram-se presentes em todas as partes do mundo, sendo comumente conhecidos no Brasil pelo nome de “joaninhas”, são os "ladybeetles" dos norte americanos, "ladybird beetles" dos ingleses e "bêtes à Dieu" dos franceses (COSTA LIMA, 1953).

Os coccinelídeos são encontrados em todos os tipos de ecossistemas terrestres, sejam em tundras, cerrados, florestas, planícies ou montanhas (COSTA LIMA, 1953; IPERTI, 1999). Reúne cerca de aproximadamente 500 gêneros e 6000 espécies conhecidas ao redor do mundo, distribuídas em seis subfamílias (Chilocorinae, Coccidulinae, Coccinellinae (incluindo Psylloborini), Epilachninae, Scymninae e Sticholotinae) (IPERTI, 1999; MARINONI et al., 2001; MILLÉO et al., 2007).

2.2 As Joaninhas no Controle Biológico

Historicamente, o primeiro caso de sucesso de controle biológico aplicado no mundo sucedeu-se com a introdução na Califórnia, EUA, de uma joaninha, a *Rodolia cardinalis* (Mulsant). Ela foi trazida da Austrália em 1888 para o controle da cochonilha *Icerya purchasi* (Maskell), conhecida como o pulgão-branco-dos-citros. Este caso foi concluído, de maneira efetiva, dois anos após a liberação da *R. cardinalis*, sendo considerado até hoje um marco na história do controle biológico clássico no mundo (VAN DEN BOSCH et al., 1982; CALTAGIRONE & DOUTT, 1989; PARRA et al., 2002). A partir daí, outras espécies de joaninhas têm sido subsequentemente aclimatadas, num esforço de controlar insetos-praga introduzidos em novas áreas (OBRYCKI & KRING, 1998; IPERTI, 1999). No Brasil, por exemplo, cita-se o caso da joaninha *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, que foi importada do Chile para o controle de *Planococcus citri* Risso, conhecida como cochonilha branca dos citros (GRAVENA, 2008).

De acordo com Hodek (1973), Hagen (1962, 1976) e Obrycki & Kring (1998), os coccinelídeos predadores, por apresentarem grande capacidade de busca, elevado potencial biótico, polifagia, serem predadores nas fases larval e adulta e ocupar uma variedade de ambientes, além de serem muito vorazes, são caracterizados como eficientes predadores de pulgões, cochonilhas, psilídeos, ácaros fitófagos, ovos de lepidópteros, lagartas neonatas e ovos de coleópteros, tendo sido utilizadas no controle biológico de insetos-pragas em diversos cultivos.

2.3 Ciclo de Desenvolvimento das Joaninhas

Os coccinelídeos são insetos holometabólicos, isto é, apresentam metamorfose completa, o que significa que eles desenvolvem-se a partir de um ovo, passando pelos estágios de larva e pupa, até se tornarem adultos. Quando completamente desenvolvida, a larva escolhe um lugar apropriado para sofrer a metamorfose e prende-se pelo abdome à superfície de um suporte, ficando a pupa aí presa e encoberta parcialmente pela última exúvia

larval (COSTA LIMA, 1953). A duração de seu ciclo de desenvolvimento varia de menos de duas semanas até dois meses, sendo influenciado pelo tamanho da espécie, das condições térmicas e de sua especificidade trófica (COSTA LIMA, 1953; IPERTI et al., 1977; IPERTI, 1999). Reproduzem-se em diferentes habitats, mostrando-se também possuidores de muitos e diferentes tipos de comportamento (COSTA LIMA, 1953).

A postura geralmente é exofítica, isto é, os ovos são colocados sobre as plantas (COSTA LIMA, 1953). Os ovos podem ser elípticos ou alongados, com uma coloração inicialmente variando do amarelo ao vermelho-alaranjado, escurecendo um pouco antes da eclosão das larvas, e são colocados isoladamente ou em massas (grupos), unidos uns aos outros (COSTA LIMA, 1953; HAGEN, 1962; HODEK, 1973; IPERTI, 1999).

Muitas espécies de coccinelídeos das tribos Chilocorini, Scymnini e Hyperaspini depositam seus ovos individualmente e frequentemente escondidos, sendo mais rara a ocorrência de canibalismo. As fêmeas de Coccinellini, Hippodamini, Syninychini e algumas de Psylloborini depositam seus ovos em grupo, geralmente organizados verticalmente, contíguos e usualmente expostos, ficando mais susceptíveis ao canibalismo (HAGEN, 1962; HODEK, 1973). Além do canibalismo de ovos, pode também ocorrer canibalismo entre larvas, enquanto que larvas e adultos podem alimentar-se de pré-pupa e pupa (HAGEN, 1962). Segundo Agarwala & Dixon (1992), larvas e adultos de coccinelídeos são induzidos ao canibalismo de ovos e larvas de coespecíficos e, em menor grau, ao canibalismo de outras espécies de coccinelídeos.

O número de ovos produzidos é muito variável entre as espécies, bem como entre indivíduos de uma mesma espécie. Muitos coccinelídeos afidófagos depositam seus ovos em grupos de 10 a 110 ovos, enquanto que os coccinelídeos coccidófagos depositam grupos de menor número de ovos (HAGEN, 1962; IPERTI, 1999).

As larvas recém eclodidas, normalmente, permanecem sobre os ovos por cerca de um dia, podendo levar ao canibalismo (HAGEN, 1962; IPERTI, 1999). As larvas são do tipo campodeiforme, caracterizada por apresentar três pares de pernas torácicas alongadas, que lhes permitem movimentarem-se, como os adultos, com relativa facilidade. Elas passam por vários estágios para seu crescimento, sendo, em geral, quatro estádios (raramente três ou cinco) e o último estádio é denominado de pré-pupa (COSTA LIMA, 1953; HAGEN, 1962; 1970; HODEK, 1973; IPERTI, 1999). Alguns autores, como Hodek (1973) e Obrycki & Tauber (1978), não consideram a pré-pupa como uma fase à parte. No entanto, de acordo com Correia (1986), a fase de pré-pupa é um curto período entre o último instar e a fase pupal, onde a larva, morfologicamente semelhante à do 4º instar, pára de se alimentar e se fixa a um suporte, usando o último segmento abdominal e, gradualmente, assume posição característica, ou seja, dobrada ventralmente, com pernas semi-esticadas e voltadas para trás, permanecendo imóvel, todavia, se molestada, reage com movimentos bruscos, levantando a parte anterior do corpo. Segundo Costa Lima (1953), durante a fase de pré-pupa, as larvas ficam em repouso durante algum tempo antes de se transformarem em pupas.

A pupa é do tipo exarata, por ter apêndices não aplicados sobre o corpo e sim livres e visíveis, podendo ser nua como ocorre com as espécies afidófagas, ou recoberta pela última exúvia larval, como nas espécies coccidófagas (COSTA LIMA, 1953).

Os adultos da família Coccinellidae exibem élitros de cores vistosas e desenhos variados, tendendo a se dispersar rapidamente do local onde as larvas se criaram logo após sua emergência (COSTA LIMA, 1953; IPERTI, 1999). Eles apresentam ainda corpo normalmente oval ou arredondado, com forte convexidade dorsal, a cabeça comumente fica escondida pelo protórax e sua articulação com o tórax faz-se por meio de um “pescoço” flexível (COSTA LIMA, 1953; MILLÉO et al., 2007). O aparelho bucal é do tipo mastigador, com todas as peças bem desenvolvidas. Seu protórax geralmente é mais desenvolvido e um

pouco destacado, o meso e metatórax são fundidos. Possuem pernas ambulatórias e o abdome, em geral, é totalmente recoberto pelos élitros.

A reprodução dos coccinelídeos é sexuada, sendo que somente um acasalamento é necessário para fertilizar todos os ovos produzidos durante todo o período de vida da fêmea (IPERTI, 1999). Em geral, menos do que uma semana após a emergência, os adultos se acasalam e, cerca de uma semana mais tarde, as fêmeas iniciam a postura (IPERTI, 1999). A longevidade dos adultos depende do voltinismo, exibido pela espécie, podendo ser de poucos meses a um ano (IPERTI, 1999).

2.4 Aspectos Alimentares e Comportamentais das Joaninhas

Cerca de 90% das espécies de Coccinellidae possuem hábitos alimentares carnívoros e, portanto, desempenham a função trófica de predador na cadeia alimentar. Essas espécies estão distribuídas entre as subfamílias Chilocorinae, Coccidulinae, Coccinellinae (menos Psylloborini), Scymninae e Sticholotinae. Algumas espécies são fitófagas (subfamília Epilachninae) ou fungívoras (Coccinellinae, tribo Psylloborini), apenas a hematofagia ainda não foi registrada (COSTA LIMA, 1953; IPERTI, 1999; MARINONI et al., 2001; ELZINGA, 2000; MILLÉO et al., 2007).

O comportamento de busca da presa por coccinelídeos afidófagos, especialmente as fêmeas, claramente reflete a natureza efêmera e imprevisível das populações locais de pulgões, tanto no tempo como no espaço, devendo se adaptar com táticas e estratégias para explorar as oportunidades e superar os desafios impostos por esse grupo de presa com características tão peculiares (EVANS, 2003). Geralmente as espécies predadoras se alimentam de presas de hábito sedentário (como os pulgões) a sésil (como as cochonilhas), variando de monófagas a polífagas, sendo que as primeiras são relativamente poucas, dentre elas cita-se *Rodolia cardinalis* (Mulsant) (Coccidulinae, Noviini) (HAGEN, 1962; IPERTI, 1999; MARINONI et al., 2001). Geralmente, os adultos de espécies coloridas (por exemplo, vermelhas, amarelas, laranjas com ou sem manchas) e brilhantes alimentam-se de pulgões (afidófagos), enquanto que as espécies menores e escuras, geralmente pretas brilhantes, alimentam-se de cochonilhas (coccidófagos), moscas brancas e ácaros. Coccinelídeos micófagos são geralmente marrom claro a brancos ou, às vezes, amarelo claro (IPERTI, 1999). As larvas alimentam-se de pulgões, ingerindo o líquido de seus corpos, deixando seus tegumentos como resíduo, enquanto o adulto devora totalmente os pulgões, sem deixar vestígios, embora a larva de último instar também possa apresentar comportamento semelhante (HAGEN, 1962; OLIVEIRA et al., 2004).

Os alimentos dos coccinelídeos predadores podem ser classificados em “alimento essencial” e “alimento alternativo” (IPERTI et al. 1972; IPERTI & TREPANIER-BLAIS, 1972; HODEK, 1973; PANIZZI & PARRA, 1991). O primeiro assegura o desenvolvimento, a formação de pupas e adultos normais e a oviposição; o segundo, apenas prolonga a sobrevivência e constitui uma fonte substituta de energia (HODEK, 1973; KATO, 1996). Há gradações entre os alimentos e, dependendo do tipo, podem influenciar diversos aspectos biológicos do inseto, tais como fecundidade, fertilidade, sobrevivência e longevidade (SMITH, 1966; HODEK, 1973).

Muitos coccinelídeos completam seu desenvolvimento larval e produzem uma progênie viável somente quando consomem sua presa preferencial, a qual estimula e mantém a produção de ovos (IPERTI, 1999). Fêmeas de *R. cardinalis*, um coccinelídeo altamente específico de certos coccídeos, depositam aproximadamente 16 ovos por dia quando se alimentam de *I. purchasi*, 4,3 ovos por dia quando se alimentam apenas de sacarose e 3,8 ovos por dia com uma dieta quimicamente definida (HAGEN, 1987).

Vários trabalhos relatados na literatura versam sobre o estudo da biologia de coccinelídeos alimentados com dietas naturais (presas) ou artificiais (substâncias químicas nutritivas e balanceadas), em condições de laboratório, fornecendo subsídios para produção em larga escala para viabilizar a implantação de controle biológico aumentativo (ou por incremento). Como exemplos, citam-se os estudos de Smith (1960; 1966), Correa (1986), Correa & Berti Filho (1988), Kato (1996), Gyenge et al. (1998), Kato et al. (1999), Silva et al. (2004), Almeida et al. (2006), Silva et al. (2006), Ramos Filho et al. (2007), Michaud & Jyoti (2008), Lixa (2008) e D'Ávila (2012). Smith (1966) e Obrycki & Kring (1998) salientam a importância das dietas como uma estratégia para atrair e agregar os coccinelídeos em locais onde a presa é escassa, auxiliando na conservação desses predadores.

Na natureza, quando sua presa preferida está escassa, as joaninhas alimentam-se de recursos alimentares alternativos, tais como fezes açucaradas de pulgões e cochonilhas ("honeydew"), néctar floral ou extrafloral, pólen etc., garantindo sua sobrevivência. O pólen (fonte de proteína) e o néctar (fonte de carboidratos) sustentam o metabolismo e o desenvolvimento gamético de certas espécies de Coccinellidae, representando um suplemento de uma presa de qualidade inferior (SMITH, 1960; 1961; 1965; 1966). Por exemplo, de acordo com Hoffmann & Fordsham (1993), o pólen pode constituir até 50% da dieta do coccinelídeo *Coleomegilla maculata* (DeGeer), um importante predador de pulgões. Porém, certas espécies apresentam ovogênese normal somente quando sua presa preferencial está disponível, como em *Hippodamia* spp., necessitando consumir pulgões para estimular a produção de ovos (HAGEN, 1962; HODEK, 1973; HAGEN, 1987; IPERTI, 1999). De acordo com Iperiti (1999), a ausência desses recursos alimentares alternativos limita a ocorrência e abundância de joaninhas nos agroecossistemas.

Segundo Hodek (1996), adultos de algumas espécies reconhecidamente carnívoras, são também polítrófagos (se alimentam de pólen). Estudos de Smith (1960; 1961) demonstraram a influência de várias fontes de pólen no desenvolvimento de várias espécies de Coccinellidae. Por exemplo, esse autor demonstrou que o desenvolvimento do coccinelídeo polítrófico *C. maculata* é mais rápido e a taxa de sobrevivência é maior, quando alimentado com uma mistura do pulgão-do-milho *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) (Hemiptera: Aphididae) mais pólen de milho (*Zea mays* L.), do que quando as larvas receberam outro alimento.

Patt et al. (1997b), ao estudarem o impacto do consórcio da berinjela (*Solanum melongena* L.) com coentro (*Coriandrum sativum* L.) ou endro (*Anethum graveolens* L.) para o controle biológico do besouro da batata do Colorado [*Leptinotarsa decemlineata* (Say), Coleoptera: Chrysomelidae], obtiveram um número significativamente maior de joaninhas em berinjela consorciada do que no monocultivo. Constataram que *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae) foi mais abundante nas áreas com endro, e sugerem a ocorrência de uma especificidade do predador com determinadas flores. Citam ainda que coentro (*Coriandrum sativum* L.) e endro (*Anethum graveolens* L.) têm flores compatíveis com a morfologia da cabeça da joaninha *C. maculata*.

De acordo com Majerus & Kearns (1989) e Iperiti (1999), as espécies de Coccinellidae frequentemente necessitam de certos requerimentos do habitat, podendo ser classificadas como estenotópica (restrita a determinados ambientes) ou euritópica (ocupam variados ambientes). Condições microclimáticas parecem ser particularmente importantes, bem como certos tipos de vegetação são preferidas por determinadas espécies de coccinelídeos, os quais inclusive exibem preferência por certos estratos (IPERTI, 1999). Por exemplo, *Coccinella septempunctata* L. prefere ovipositar em plantas herbáceas (0-50 cm) infestadas por pulgões, enquanto *Adalia bipunctata* (L.) depende de pulgões que atacam árvores (acima de 2 m) (IPERTI, 1999). Experimentos de laboratórios e observações de campo mostram que fêmeas de coccinelídeos bem alimentadas tendem a tornar-se imóveis na base da planta e a depositar seus ovos próximos ou entre as colônias de pulgões, enquanto fêmeas famintas procuram

ativamente por suas presas nos estratos superiores da planta e podem depositar seus ovos longe das colônias de pulgões (FRAZER & GILL, 1981; EVANS, 2003).

Certas espécies de coccinelídeos produzem ovos quando mantidas em presas diferentes dos pulgões, como ovos e larvas de primeiro instar de insetos das ordens Coleoptera e Lepidoptera e, portanto, não são estritamente afidófagas. Por exemplo, *C. maculata* produz um grande quantidade de ovos em laboratório quando se alimentam de ovos do besouro da batata do Colorado, *Leptinotarsa decemlineata* (Say) (Coleoptera: Chrysomelidae) (MUNYANEZA & OBRYCKI, 1997). De acordo com Evans (2003), muitos estudos precisam ser feitos para entender como as fêmeas de coccinelídeos afidófagos respondem reprodutivamente à baixa densidade de pulgões ou quando encontram outros tipos de presas, na ausência de pulgões.

2.5 Palinologia e a Entomopalinologia

Palinologia é o estudo das características morfológicas externas de grãos de pólen produzidos por plantas sementeiras [angiospermas e gimnospermas] e esporos [teridófitas, briófitas, algas e fungos] (JONES & JONES, 2001), fósseis e atuais, e também a sua dispersão e aplicações (GASPARINO & CRUZ-BARROS, 2006).

Estudos palinológicos em plantas atuais podem ser utilizados em pesquisa de mecanismos de polinização, dispersão de pólen, melissopalynologia e biodiversidade e são de fundamental importância na compreensão das características ecológicas, evolutivas e nas relações filogenéticas dos diferentes grupos de plantas (CANCELLI et al., 2007).

“A parede do grão de pólen é constituída basicamente por duas camadas, a intina (interna e de celulose) e a exina (mais externa constituída por esporopolenina). Ao microscópio óptico a exina pode ser subdividida em outras duas camadas, a nexina uma camada interna e homogênea e a sexina, externa com elementos de diferentes formas geométricas que formam os detalhes da estrutura da parede e determinam o padrão de escultura” (GASPARINO & CRUZ-BARROS, 2006).

Deste modo, o estudo dos grãos de pólen fundamenta-se principalmente nas características morfológicas deste e na comparação destas com outros grãos de pólen. As principais características utilizadas são: o tamanho, a presença ou não de aberturas, a estrutura e escultura da parede [ornamentação], e a unidade polínica (GASPARINO & CRUZ-BARROS, 2006). Estes estudos são baseados no fato de que grãos de pólen e esporos possuem diferenças típicas a cada espécie vegetal (BAUERMANN & NEVES, 2005).

A entomopalinologia é um termo relativamente novo para o estudo da associação de insetos e de pólen. Este tipo de estudo já acontece há bastante tempo e vem sendo utilizado principalmente para determinar recursos de forrageamento, rotas de migração e, locais fontes de insetos e outros polinizadores (JONES & JONES, 2001).

A entomopalinologia só é possível porque a esporopolenina (que compõe a parede externa do grão de pólen) apresenta grande durabilidade e estabilidade química, que garante a exina enorme resistência a diferentes tipos de ácidos e também, neste caso especialmente, a resistência à digestão, quando o pólen é ingerido por insetos (MEDEIROS, 2007).

Os principais entraves na utilização desses estudos é a falta de cientistas capacitados e a carência de estudos sobre a identificação e classificação dos grãos de pólen que são encontrados nas diferentes regiões do país. No entanto, os benefícios que análises de pólen podem trazer farão com que a palinologia se torne uma ferramenta importante na pesquisa entomológica (MEDEIROS et al., 2010).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de Coleta dos Adultos das Joaninhas

Joaninhas na fase adulta foram coletadas em área de cultivo orgânico no Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA). Esta área possui aproximadamente $\frac{1}{2}$ hectare e fica localizada na entrada do SIPA. O SIPA também é conhecido como Fazendinha Agroecológica km 47 (ALMEIDA et al., 2003; NEVES et al., 2005) e está situado no município de Seropédica ($22^{\circ} 45' S$, $43^{\circ} 41' W$ e 33 m de altitude), Região Metropolitana do Estado do Rio de Janeiro.

Criado em 1993, o SIPA é um local destinado à pesquisa, prática e demonstração de tecnologias no âmbito da agricultura orgânica com bases agroecológicas. O local dispõe de 30 ha de área de preservação de fragmento de Mata Atlântica, 14 ha de pastagens e 26 ha de área cultivada. Dentre suas características, destacam-se a diversidade de hortaliças (consórcio e rotação de culturas) e fruteiras, não uso de agrotóxicos orgânicos sintéticos e fertilizantes químicos solúveis, privilegiando o uso de cobertura viva do solo, adubos verdes e compostos orgânicos. Anualmente, são cultivadas mais de 50 espécies de hortaliças, adequando-se ao complexo leguminosas e gramíneas para adubação verde e cobertura do solo, empregadas em sucessão e/ou consórcio simultâneo, em diferentes glebas que variam de $\frac{1}{2}$ a 1 ha (NEVES et al., 2005).

Segundo a classificação de Köppen, o município de Seropédica apresenta o clima do tipo Cwa, ou seja, quente e úmido, com temperatura média anual de $22,7^{\circ}C$ e precipitação média anual de 1.300 mm, com duas estações razoavelmente bem definidas: uma seca com temperaturas amenas, entre maio e agosto, e outra úmida com temperaturas mais elevadas, entre setembro e abril (conforme a normal dos dados do INMET – Estação Agroecologia Agrícola, Seropédica, RJ, 1975-2005).

3.2 Coleta e Identificação das Joaninhas

Um total de 51 coletas foi realizado num período de um ano (26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011). As coletas ocorreram pela manhã, entre 8h e 12h, com intervalos de 7 a 10 dias, em dias sem chuva, visto que, em monitoramento realizado em dia chuvoso, não é muito comum à observação de coccinelídeos visitando as plantas (LIXA, 2008).

Os dados climatológicos (**Figura 1**) revelam que as amostragens ocorreram em período de instabilidade e, por isso as coletas foram realizadas com intervalos irregulares. Em algumas coletas não foi encontrado nenhum adulto de joaninha durante o horário da coleta. Assim, foram utilizadas joaninhas obtidas em 40 coletas.

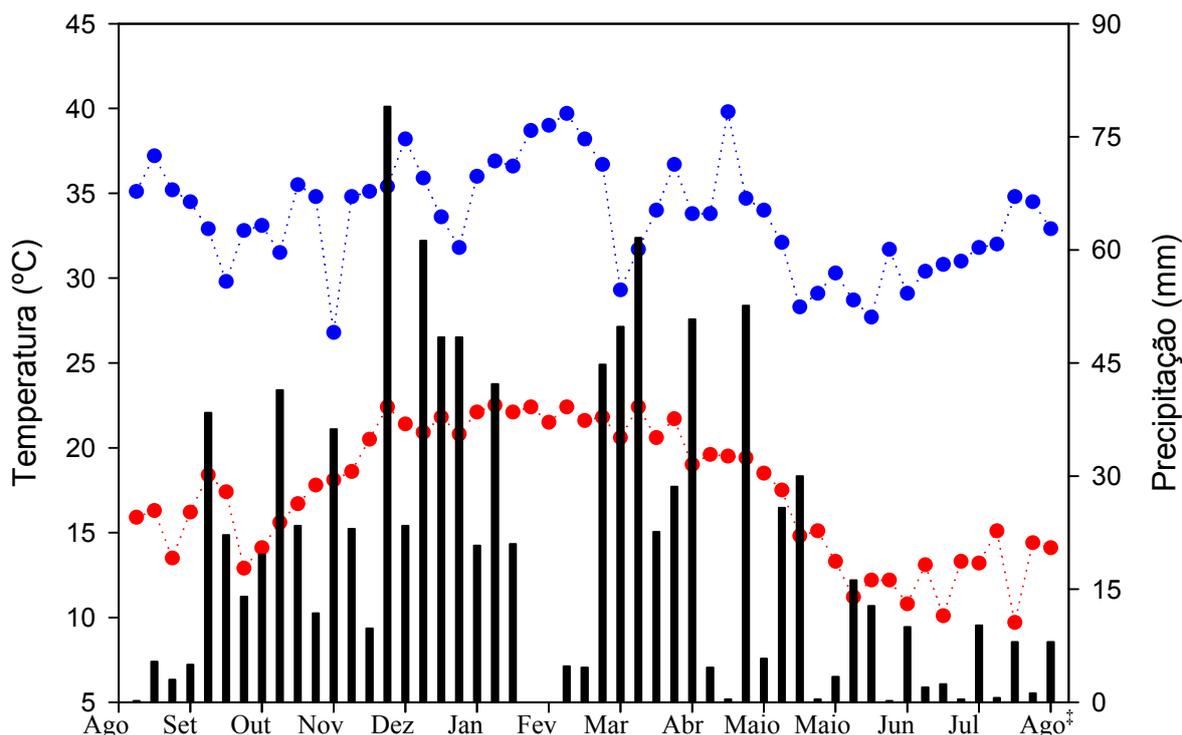


Figura 1. Temperaturas máxima (—●—) e mínima (—●—) e precipitação acumulada (barras verticais), por semana, no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011. †Fonte: INMET, 2010-2011. ‡Mês predominante na referida semana.

Os adultos foram coletados manualmente em diferentes espécies de plantas cultivadas no SIPA, durante um período de aproximadamente 1 hora por dia de coleta, quando em visitação às flores, ou mesmo, quando em repouso ou movimento sobre qualquer parte dessas plantas.

Após a captura os adultos foram mantidos em caixa de isopor com gelo, levados ao Laboratório do Centro Integrado do Manejo de Pragas (CIMP) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, onde foram identificados e mortos por congelamento em freezer.

A identificação das espécies das joaninhas coletadas foi realizada por comparação com espécimes da coleção de referência, cujas espécies foram identificadas por taxonomista desse grupo de insetos da Universidade Federal do Paraná (UFPR, Curitiba, PR).

3.3 Recuperação e Identificação dos Polens Ingeridos pelas Joaninhas

Os adultos mortos foram lavados com água destilada para a eliminação dos grãos de pólen possivelmente presentes em sua parte externa e, em seguida, colocados em papel absorvente para secar. Além disso, asas e pernas dos insetos foram retiradas a fim de evitar contaminações por polens presos a essas partes do corpo do inseto. Assim, apenas o abdômen das joaninhas foi submetido à análise de acetólise para recuperação dos grãos de pólen que possivelmente foram ingeridos e que ainda permanecem em seu trato digestivo. Esses abdômens ficaram armazenados em freezer até serem submetidos ao método da acetólise.

O abdômen de cada inseto foi colocado em um micro-tubo do tipo Eppendorf (1,5ml) e rotulados com papel vegetal com códigos para posterior associação com os grãos de pólen

possivelmente ingeridos por cada espécime coletado, e então, transportados para o Laboratório de Palinologia do Departamento de Botânica do Museu Nacional/UFRJ, (Rio de Janeiro, RJ), para a realização do referido método.

Para a recuperação do pólen presente no trato digestivo dos adultos das joaninhas coletadas foi utilizado o método da acetólise de Erdtman de 1952 com propostas modificadas em 1960 (ERDTMAN, 1960; MELHEM et al., 2003), que permite a destruição dos tecidos e outras partes orgânicas do inseto, mas preservando os grãos de pólen possivelmente ingeridos. Esse método consiste na hidrólise ácida aplicada aos grãos de pólen através de uma mistura de anidrido acético e ácido sulfúrico com proporção de 9:1, buscando a eliminação do conteúdo celular, facilitando a visualização e o reconhecimento dos caracteres morfológicos dos grãos de pólen (GASPARINO & CRUZ-BARROS, 2006).

Os abdomens dos adutlos foram colocados, individualmente, em tubos de ensaio codificados e macerados em meio ao ácido acético glacial, com o auxílio de um bastão de vidro, para liberar o pólen possivelmente ingerido, permanecendo nestes tubos por no mínimo 24 horas. O ácido acético glacial tem a função de desidratar o pólen, agindo como fixador, e a passagem pelo ácido permite melhores resultados, fornecendo lâminas limpas e sem resíduos (MELHEM et al., 2003). Depois, macerados obtidos dos abdomenes foram centrifugados por 10 minutos com 2000 rpm (dentro dos tubos) e o sobrenadante descartado, deixando ao fundo os grãos de pólen, se presentes.

Em seguida, a mistura acetolítica foi preparada com 9 ml de anidrido acético para 1 ml de ácido sulfúrico, distribuído em partes iguais nos tubos. Essa mistura destrói todo conteúdo interno do grão de pólen, deixando só a exina. À mistura em tubos de ensaio, foram levados a banho-maria a 80°C por aproximadamente 1 minuto e 40 segundos, para acelerar o processo, sendo o conteúdo dos tubos agitado com bastão de vidro. Novamente, os tubos foram centrifugados por 10 minutos a 2000 rpm, atentando-se ao conteúdo em cada tubo para que houvesse equilíbrio na centrifuga, e o sobrenadante descartado. O conteúdo resultante foi diluído com 10 ml de água destilada e 2 gotas de acetona por tubo, misturando-se com bastões de vidro para limpeza do material, e novamente finalizando essa etapa com a centrifugação.

Uma solução de 50% de água glicerinada (5 ml) foi adicionada ao conteúdo dos tubos, deixando-os descansar por no mínimo 30 minutos para que os grãos de pólen novamente hidratassem e retornassem ao tamanho original. Por fim, após a centrifugação e o descarte do sobrenadante, os tubos foram colocados com a boca voltada para baixo sobre um papel filtro. Um glóbulo de gelatina glicerinada (com o intuito de conservar e moldar a amostra) de aproximadamente 0,3 mm de diâmetro foi passado, com o auxílio de um estilete, no fundo dos tubos a fim de coletar os grãos de pólen presentes.

O glóbulo de gelatina foi transferido e dividido em três partes em uma lâmina de microscopia limpa para montagem de outras três lâminas por tubo. As lâminas foram etiquetadas para posterior identificação dos grãos de pólen, sendo ligeiramente aquecidas sobre uma placa aquecedora. Quando a gelatina fundia-se, lamínulas foram colocadas sobre as lâminas e seladas com parafina nas laterais, o que permite uma melhor conservação dos grãos de pólen, pois evita a petração de oxigênio (O₂) que oxida e destrói os grãos de pólen. O excesso de parafina foi retirado com o uso de estiletes e a limpeza final feita com panos úmidos.

Com as lâminas montadas foram realizadas observações em microscópio óptico para procurar por grãos de pólen. Uma vez encontrados, foram registrados, identificados e quantificados.

Os tipos de pólen foram identificados até a classificação mais inferior possível, ou seja, família, gênero ou espécie, com o auxílio dos especialistas do Laboratório de Palinologia do Museu Nacional/UFRJ.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Espécies de Joaninhas Coletadas

No período de 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011 foram coletados 299 espécimes de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) em sua fase adulta, distribuídos em sete espécies: *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763); *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, 1842; *Coleomegilla maculata* DeGeer, 1775; *Coleomegilla quadrifasciata* Schönherr, 1808; *Eriopis connexa* Germar, 1824; *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) e *Olla v-nigrum* (Mulsant, 1866) [Tabela 1], todas pertencentes à subfamília Coccinellinae (MILLÉO et al., 2007) e, têm hábito predador, alimentando-se de afídeos (ou pulgões) e, por isso, também conhecidas como joaninhas afidófagas (TEDDERS, 1978; ARIOLI & LINK, 1987; RESENDE et al., 2006; 2007; MILLÉO et al., 2007; WEEDEN et al., 2008).

Tabela 1. Número de adultos das sete espécies de joaninhas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, por mês de coleta – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.

Espécie	Número de indivíduos adultos por mês de coleta													Total
	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	
<i>C. sanguinea</i>	25	23	2	3	3	8	15	4	3	4	1	3	4	98
<i>H. convergens</i>	39	63	11											113
<i>C. maculata</i>				4	21	8	4	1		2			5	45
<i>C. quadrifasciata</i>	1	1	1		4	4				2		2	9	24
<i>E. connexa</i>	3	3		2									1	9
<i>H. axyridis</i>	3				1	2						2		8
<i>O. v-nigrum</i>		1										1		2
Total	71	91	14	9	29	22	19	5	3	8	1	8	19	299

Em alguns meses, durante o período de coleta (Tabela 1) poucas joaninhas foram coletadas, isso provavelmente aconteceu, pois como se trata de uma área de produção intensiva de hortaliças e a maioria dessas espécies são colhidas antes de completarem seu desenvolvimento, isto é, são colhidas antes do seu período de florescimento, isso pode ter influenciado no número de indivíduos adultos de joaninhas que estavam presentes nesta área durante este período de grande produção de hortaliças. Como exemplo pode-se citar a alface (*Lactuca sativa* L.), já que ela é muito cultivada na área (Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças do Sistema Integrado de Produção Agroecológica) utilizada para a coleta. A alface deve ser colhida antes do início do pendramento para se evitar um sabor amargo característico que as folhas começam a apresentar após a emissão do pendão floral (VIEIRA, 2010). E, como já se sabe que as joaninhas têm preferência por ambientes onde flores estão presentes, isso pode ser sido responsável pela diminuição em sua população.

Na prática, o que se pode fazer para tentar aumentar tempo de permanência e imigração desses insetos é justamente proporcionar uma fonte concentrada de recursos vitais como o plantio de espécies floríferas em pequenas porções da área total destinada ao cultivo comercial para ser eficaz (GROSSMAN & QUARLES, 1993; CHANEY, 1998; PFIFFNER & WYSS, 2004). Por exemplo, poderia se utilizar o plantio do milho-verde (*Zea mays* L.) já que este se desenvolve bem em regiões de clima quente e ameno, podendo deste modo ser plantado o ano todo no Brasil (VIEIRA, 2010) e, seu pólen já foi registrado sendo ingerido por adultos e larvas da joaninha *C. maculata*, podendo constituir até 50% da dieta desse coccinélido (SMITH, 1961; 1965; 1966; HOFFMANN & FORDSHAM, 1993; WEEDEN et al., 2008; WEBER & LUNDGREN, 2011).

4.2 Polens Ingeridos pelas Joanelhas em Condições de Campo

Dos 299 abdomens de joanelhas afidófagas que foram analisados, pelo método de acetólise, 49,2% exibiram consumo de grãos de pólen. Os grãos de pólen identificados pertenciam a dez famílias botânicas: Adoxaceae, Amaranthaceae, Apiaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae, Passifloraceae, Poaceae e Oxalidaceae.

Cinco espécies botânicas foram identificadas (**Figura 2**): *Averrhoa carambola* L. (carambola; Oxalidaceae), *Coriandrum sativum* L. (coentro; Apiaceae), *Helianthus annuus* L. (girassol, Asteraceae), *Zea mays* L. (milho; Poaceae) e *Sambucus nigra* L. (sabugueiro; Adoxaceae).

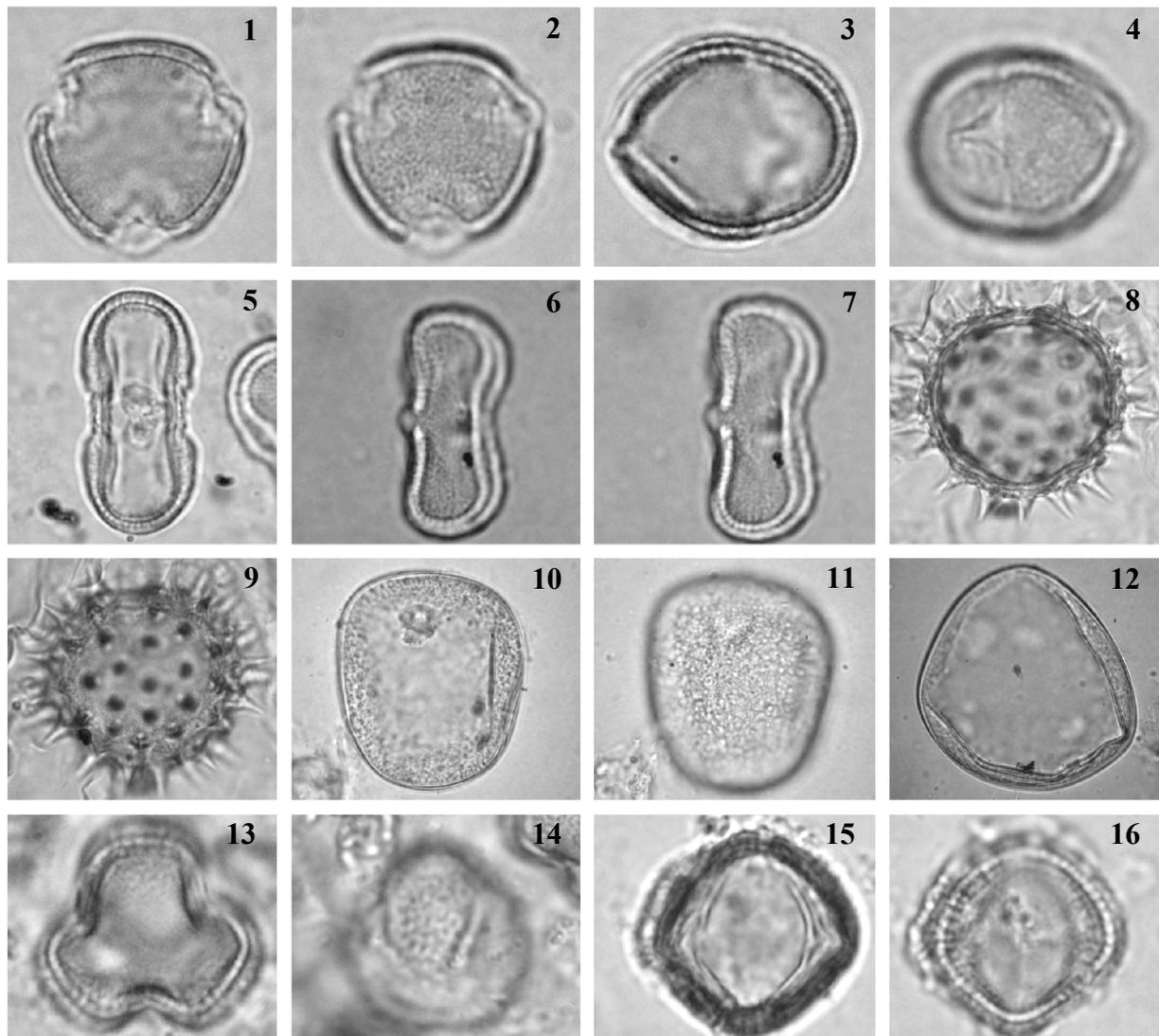


Figura 2. Fotomicrografia de grãos de pólen recuperados de joanelhas adultas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011. (1-2) Vista polar e (3-4) vista equatorial do grão de pólen de carambola (*Averrhoa carambola*), (5-7) vista equatorial do grão de pólen de coentro (*Coriandrum sativum* L.), (8-9) vista polar do grão de pólen de girassol (*Helianthus annuus* L.), (10-12) vista polar do grão de pólen de milho (*Zea mays* L.), (13-14) vista polar e (15-16) vista equatorial do grão de pólen de sabugueiro (*Sambucus nigra* L.).

Vale ressaltar que carambola e sabugueiro não estavam plantados na área da coleta das joaninhas – Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças – mas encontravam-se a certa distância, aproximadamente 300 metros (**Figura 3**), ainda dentro da área do Sistema Integrado de Produção Agroecológica. Mas isso pode ser facilmente explicado já que os graus de movimento realizados por coccinelídeos adultos podem variar desde vôos simples, pequenos e baixos de uma parte de um campo para outra na procura de alimentos, até vôos migratórios estendidos em diferentes habitats (WILLIAMS, 1958).



Figura 3. Foto aeroespacial de parte do Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ, Brasil – 22 de abril de 2011. Fonte: Google Earth Pro, 2013. Polígono amarelo corresponde à área da coleta das joaninhas. Traço branco representa a distância entre o centro área de coleta e o local onde se encontravam a carambola e o sabugueiro.

Os grãos de pólen encontrados, no trato digestivo das joaninhas, variavam entre as famílias botânicas identificadas ao longo do período de coleta (**Tabela 2**). Em junho, apenas um adulto de *C. sanguinea* foi coletado, mas nenhum grão de pólen foi encontrado.

Tabela 2. Identificação taxonômica, ao nível de família, dos grãos de pólen recuperados das joaninhas coletadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, por mês de coleta – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.

Família botânica	Mês da coleta*												
	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago
Adoxaceae													
Amaranthaceae													
Apiaceae													
Asteraceae													
Fabaceae													
Malvaceae													
Myrtaceae													
Passifloraceae													
Poaceae													
Oxalidaceae													
Não identificada**													

*Quadros sólido indica a coleta de joaninhas contendo grãos de pólen em seu trato digestivo, enquanto que os quadros vazios indicam ausência de grãos de pólen.

**Polens foram encontrados, mas não foi possível identificar a família.

O número de grãos de pólen recuperados dos abdomens de joaninhas variou de 1 a mais de 50 por indivíduo. Como ocorreu, por exemplo, com *C. sanguinea*, em que se encontrou uma quantidade superior a 50 grãos de pólen da família Fabaceae, quando coletada em novembro de 2010, e de pólen de coentro quando coletada em agosto de 2011. Nesta mesma época, outra espécie da qual se recuperou um grande número de grãos de pólen foi a *C. quadrifasciata*, e se referiu a pólen da família Asteraceae.

Na maioria dos indivíduos registrou-se apenas um tipo de pólen, mas 21,8% apresentaram mais de um tipo de grão. As espécies que mais frequentemente apresentaram mais de um tipo de pólen foram *H. convergens* (31,2%) e *C. sanguinea* (16,0%). Em alguns insetos foram localizados até três polens distintos, demonstrando que as joaninhas são generalistas até mesmo no consumo de pólen e, evidencia também, a importância da diversificação e manutenção da flora na conservação desses insetos predadores em áreas de cultivo.

Os grãos de pólen mais comuns foram os da família Apiaceae, representando 21,6% dos polens identificados por joaninha, seguidos por polens da família Asteraceae (18,5%) e Adoxaceae (18,5%). As famílias Fabaceae, Malvaceae e Myrtaceae foram encontradas exclusivamente em *C. sanguinea* (**Tabela 3**), cada uma representou aproximadamente 1% do total de polens identificados para esta espécie de joaninha.

Tabela 3. Porcentagem com que polens de diferentes famílias botânicas foram recuperados por espécie de joaninha coletada no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011.

Família botânica	Espécie de joaninha ⁽¹⁾						
	(%)						
	Cs	Hc	Cm	Cq	Ec	Ha	On
Adoxaceae	10,0	12,5	-	-	14,3	25,0	-
Amaranthaceae	1,7	-	5,0	-	14,3	-	-
Apiaceae	6,6	15,0	15,0	-	14,3	-	100,0
Asteraceae	6,6	12,5	10,0	22,2	-	-	-
Fabaceae	1,7	-	-	-	-	-	-
Malvaceae	1,7	-	-	-	-	-	-
Myrtaceae	1,7	-	-	-	-	-	-
Passifloraceae	1,7	3,75	-	11,1	14,3	-	-
Poaceae	5,0	8,75	10,0	11,1	-	-	-
Oxalidaceae	8,3	12,5	-	-	-	-	-
Não identificada ⁽²⁾	55,0	35,0	60,0	55,6	42,8	75,0	-

⁽¹⁾ Número de adultos que continham grãos de pólen variaram nas diferentes espécies de joaninha coletadas: *C. sanguinea* (Cs) = 50, *H. convergens* (Hc) = 61, *C. maculata* (Cm) = 17, *C. quadrifasciata* (Cq) = 8, *E. connexa* (Ec) = 6, *H. axyridis* (Ha) = 4 e *O. v-nigrum* (On) = apenas um adulto continha grãos de pólen

⁽²⁾ Pólens foram encontrados, mas não foi possível identificar a família.

- Família botânica não foi encontrada nessa espécie de joaninha.

Neste estudo, não foi possível afirmar que as espécies de joaninhas têm preferências específicas por polens de determinada família botânica, pois algumas espécies de joaninhas tiveram número reduzido de indivíduos analisados. As espécies de joaninhas coletadas em maior número apresentaram, conseqüentemente, maior quantidade de joaninhas que haviam consumido grãos de pólen, sendo também, as que consumiram grãos de polens de uma maior variedade de famílias botânicas. Por exemplo, pode-se citar o consumo na *H. convergens*, já que esta foi a joaninha em que se localizou o maior número de indivíduos que haviam consumido grãos de pólen [61 joaninhas], observou-se que os polens de diferentes famílias botânicas (**Tabela 3**) foram consumidos praticamente na mesma proporção [Apiaceae, Asteraceae, Adoxaceae e Oxalidaceae] por essa joaninha, isso impossibilita afirmar se há qualquer tipo de preferência alimentar. Esta dificuldade em se eleger preferências no consumo de grãos de pólen já havia sido publicada em trabalhos anteriores (MEDEIROS, 2007; MEDEIROS et al., 2010).

Grãos de pólen de carambola (*A. carambola*) foram ingeridos por *C. sanguinea* e *H. convergens*; pólen de coentro (*C. sativum*) por *C. sanguinea*, *H. convergens*, *C. maculata*, *E. connexa* e *O. v-nigrum*; pólen de girassol (*H. annuus*) por *H. convergens*; pólen de milho (*Z. mays*) por *C. sanguinea*, *H. convergens*, *C. maculata* e *C. quadrifasciata*; e pólen de sabugueiro (*S. nigra*) por *C. sanguinea*, *H. convergens*, *E. connexa* e *H. axyridis*. Vale ressaltar que a maior parte dos polens recuperados não puderam ser classificados até nível mais específico, devido a falta de material para a comparação da morfologia entre os grãos de pólen.

Medeiros et al. (2010) recuperaram uma maior diversidade grãos de pólen de adultos de *H. convergens* (10 famílias) coletados nas condições de Brasília, DF, em área de cultivo orgânico de hortaliças, mas incluindo Apiaceae, Asteraceae e Poaceae, confirmando os resultados obtidos no presente estudo. Todavia, esses autores não identificaram as espécies dessas três famílias botânicas, com exceção do pólen de Asteraceae, o qual foi identificado pertencer

ao gênero *Aspilota*. O presente estudo constitui primeiro registro da ingestão natural de grãos de pólen de Adoxaceae e Oxalidaeeae por essa espécie de joaninha.

Os resultados do presente estudo corroboram em parte a afirmação de Hoffmann & Fordsham (1993) e Weeden et al. (2008) de que *C. maculata* usa pólen de milho como fonte alimentar de proteínas, sendo que o pólen pode constituir até 50% da dieta dessa joaninha.

A confirmação da ingestão de grãos de pólen do coentro, por diferentes espécies de joaninhas, pode justificar, em parte, resultados observados em trabalhos anteriores. Em observações de campo, Patt et al. (1997b) demonstraram a utilidade coentro e do endro (*Anethum graveolens*) no controle do besouro do Colorado (*Leptinotarsa decemlineata* (Say), Coleoptera: Chrysomelidae) em plantio de berinjela, por resultar no aumento do número de *C. maculata* e do bicho-lixeiro *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) e o consequente aumento da taxa de consumo das massas de ovos de *L. decemlineata*. Além disso, destacaram que *C. sativum* e *A. graveolens* tinham flores compatíveis com a morfologia da cabeça dos desses insetos predadores. Resende et al. (2010) analisando o consórcio entre couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*) e coentro, sob manejo orgânico, analisaram que o coentro em floração beneficia as populações de joaninhas afidófagas, aumentando sua diversidade e abundância na área de cultivo. LIXA et al. (2010) observaram que coentro, endro e erva-doce (*Foeniculum vulgare*), todos da família Apiaceae, aumentaram a abundância das espécies de joaninhas afidófagas: *C. sanguinea*, *H. convergens* e *E. connexa*, bem como serviram como sítios de sobrevivência e reprodução para esses insetos predadores, fornecendo ainda recursos alimentares, como pólen e presa, local de abrigo para larvas, pupas e adultos, além de servirem de substrato para acasalamento e oviposição. Segundo Gilbert (1981), flores de apiáceas, como coentro e erva-doce, tem corola curta facilitando acesso ao néctar e ao pólen. Esses estudos evidenciam que espécies vegetais da família Apiaceae favorecem o estabelecimento, sobrevivência e reprodução de inimigos naturais, sobretudo, as espécies de coccinelídeos predadores.

Sabe-se que o manejo da vegetação em torno do campo com o uso de cercas vivas e outros tipos de vegetação nas margens das lavouras podem servir como reservatórios de inimigos naturais, pois além de fornecerem pólen e néctar, outros recursos adicionais já foram constatados (ALTIERI & NICHOLLS, 2003; NICHOLLS & ALTIERI, 2007; LIXA et al., 2010). Assim, almeja-se que com os resultados obtidos neste trabalho, áreas de cultivo possam ser mais bem planejadas, fazendo com que seus ambientes fiquem mais favoráveis as joaninhas predadoras, já que, de certa forma algumas de suas necessidades biológicas puderam ser supridas por estas espécies de plantas floríferas que tiveram seus grãos de pólen ingeridos.

5 CONCLUSÕES

Os resultados obtidos a partir da utilização do método de acetólise em joaninhas adultas coletadas Sistema Integrado de Produção Agroecológica, em Seropédica, RJ, no período de 26 de agosto de 2010 a 22 de agosto de 2011, permitem concluir que:

1. Os adultos das joaninhas afidófagas *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Coleomegilla quadrifasciata*, *Eriopis connexa*, *Harmonia axyridis* e *Olla v-nigrum* ingerem pólen em condições naturais;
2. Polens das famílias botânicas Adoxaceae, Amaranthaceae, Apiaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae, Passifloraceae, Poaceae e Oxalidaceae, são ingeridos naturalmente por joaninhas afidófagas *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Coleomegilla quadrifasciata*, *Eriopis connexa*, *Harmonia axyridis* e *Olla v-nigrum*;
3. Os grãos de pólen de Apiaceae, Asteraceae e Adoxaceae são ingeridos com maior frequência pelas joaninhas afidófagas *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Coleomegilla maculata*, *Coleomegilla quadrifasciata*, *Eriopis connexa*, *Harmonia axyridis* e *Olla v-nigrum*;
4. Naturalmente adultos de *Cycloneda sanguinea* ingerem grãos de polens de carambola (*Averrhoa carambola*), coentro (*Coriandrum sativum*), milho (*Zea mays*) e sabugueiro (*Sambucus nigra*); grãos de pólen dessas mesmas espécies vegetais e de girassol (*Helianthus annuus*) são ingeridos por *H. convergens*; grãos de pólen de milho são também ingeridos por *C. quadrifasciata* e *C. maculata*, a qual também ingere grãos de pólen de coentro, os quais, por sua vez, são também ingeridos por *E. connexa* e *O. v-nigrum*; e grãos de polens de sabugueiro são também ingeridos por *E. connexa* e *H. axyridis*.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGARWALA, B. K.; DIXON, A. F. G. Laboratory study of cannibalism and interspecific predation in ladybirds. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 17, p. 303-309, 1992.

AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Controle biológico de pragas: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 44p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 164).

AGUIAR-MENEZES, E. de L. Controle biológico: na busca pela sustentabilidade da agricultura brasileira. **Campo & Negócios**, Uberlândia, v 4, n. 42, p.66-67, 2006.

AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Diversidade vegetal: uma estratégia para o manejo de pragas em sistemas sustentáveis de produção agrícola**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2004, 68p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 177).

AGUIAR-MENEZES, E. de L.; MENEZES, E. B. Bases ecológicas das interações entre insetos e plantas no manejo ecológico de pragas agrícolas. In: AQUINO, A.M.; ASSIS, R.L. (Ed.). **Agroecologia, princípio e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p. 323-386.

ALMEIDA, D. L. de; GUERRA, J. G. M.; RIBEIRO, R. de L. D. **Sistema integrado de produção agroecológica: uma experiência de pesquisa em agricultura orgânica**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 37p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 169).

ALMEIDA, M. F.; BARROS, R.; GONDIM JÚNIOR, M. G. C.; TORRES, J. B.; FREITAS, S.; PAZ, R. C.; BARBOSA, M. A. Aspectos biológicos e taxa de predação de *Coleomegilla maculata* (Deeger) (Coleoptera: Coccinellidae) predando ovos e larvas de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., Recife, 2006. **Resumos...** Recife: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006 (CD-ROM).

ALTIERI, M.; SILVA, E. N.; NICHOLLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.

ALTIERI, M.; WHITCOMB, W. H. The potential use of weeds in the manipulation of beneficial insects. **HortScience**, Alexandria, v. 14, p. 12-18, 1979.

ANDOW, D. A. Vegetational diversity and arthropod population response. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 36, p. 561-586. 1991.

AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. **Agroecologia, princípio e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 517p.

ARIOLI, M. C.; LINK, D. Coccinelídeos de Santa Maria e arredores. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 17, n. 3, p. 193-211, 1987.

BARBOSA, F. S.; AGUIAR-MENEZES, E. L.; ARRUDA, L. N.; SANTOS, C. L. R.; PEREIRA, M. B. Potencial das flores na otimização do controle biológico de pragas para uma agricultura sustentável. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 2, p. 101-110, 2011.

BAUERMANN, S. G.; NEVES, P. C. P. Métodos de estudos em palinologia do quaternário e de plantas atuais. **Cadernos La Salle**, Canoas, v. 2, p. 99-107, 2005.

BUGG, R. L.; WILSON, T. *Ammi visnaga* (L.) Lamark (Apiaceae): associated beneficial insects and implications for biological control, with emphasis on the bell-pepper agroecosystem. **Biological Agriculture and Horticulture**, Coventry, v. 6, p. 241-268, 1989.

CALTAGIRONE, L E; DOUTT, R. L. The history of the vedalia beetle importation to California and its impact on the development of biological control. **Annual Review of Entomology**, v 34, p. 1-16, 1989.

CANCELLI, R. R.; EVALDT, A. C. P.; BAUERMANN, S. G. Contribuição à morfologia polínica da família Asteraceae Martinov. no Rio Grande do Sul – Parte I. **Pesquisas, Botânica**, n. 58, p. 347-374, 2007.

CHANEY, W. E. Biological control of aphids in lettuce using in-field insectaries. In: PICKETT, C. H.; BUGG, R. L., (Ed.). **Enhancing biological control, habitat management to promote natural enemies of agricultural pests**. Berkeley: University of California Press, p.73-85, 1998.

CHIARADIA, L. A.; MILANEZ, J. M.; SOUZA, L. C. de. Caracterização, danos e alternativas para o controle do ácaro-da-leprose dos citros. **Agropecuária Catarinense**, v. 13, n. 2, p. 15-19, 2000.

COLLEY, M. R.; LUNA, J. M. Relative attractiveness of potential beneficial insectary plants to aphidophagous hoverflies (Diptera: Syrphidae). **Environmental Entomology**, Laham, v. 29, n. 5, p. 1054-1059, 2000.

CORREA, A. do C. B.; BERTI FILHO, E. Aspectos biológicos de *Cycloneda zischkai* Mader, 1950 (Coleoptera: Coccinellidae) predador de psilídeos. **Anais da Sociedade Entomológica de Brasil**, Itabuna, v. 17, n. 2, p. 333- 345, dez. 1988.

CORREIA, A. do C. B. **Morfologia e aspectos biológicos de *Cycloneda zischkai* Mader, 1950 (Coleoptera: Coccinellidae)**. 54p. 1986. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba.

COSTA LIMA, A. M. Família Coccinellidae. In: COSTA LIMA, A. **Insetos do Brasil**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 8º Tomo, Capítulo 77- Coleópteros, 2ª Parte, 1953. p. 283-303. (Série Didática nº 10).

COWGILL, S. E.; WRATTEN, S. D.; SOTHERTON, N. W. The selective use of floral resources by the hoverfly *Episyrphus balteatus* (Diptera: Syrphidae) on farmland. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v. 122, p. 223-231, 1993.

D'ÁVILA, V. de A. **Aceitação de polens de apiaceae por *Coleomegilla maculata* (Degeer) (Coleoptera: Coccinellidae) e efeito de diferentes dietas na sua biologia**. 74f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - Universidade Federal Rural do Rio De Janeiro, Seropédica, 2012.

DUFOUR, R. **Farmscaping to enhance biological control**. Fayetteville: NCAT/ATTRA, 2000. 40 p.

ELZINGA, R. J. **Fundamentals of entomology**. 5. ed. New Jersey: Prentice Hall, 2000. 495p.

ERDTMAN, G. **Pollen morphology and plant taxonomy: angiosperms**. New York: Almqvist and Wiksell, 1960. 553p.

ESPINDOLA, J. A. A.; ALMEIDA, D. L.; AGUIAR-MENEZES, E. L.; GUERRA, J. G.; NEVES, M. C. P.; FERNANDES, M. C. A.; RIBEIRO, R. L. D.; ASSIS, R. L.; PEIXOTO, R. T. G. Boas práticas de produção orgânica vegetal na agricultura familiar. In: NASCIMENTO NETO, F. (Org.). **Recomendações básicas para a aplicação das boas práticas agropecuárias e de fabricação na agricultura familiar**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2006. p. 119-127.

EVANS, E. W. Searching and reproductive behaviour of female aphidophagous lady birds (Coleoptera: Coccinellidae): a review. **European Journal of Entomology**, Ceske Budejovice, v. 100, p. 1-10, 2003.

FERNANDES, M. C. A.; RIBEIRO, R. L. D.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Manejo ecológico de fitoparasitas, p. 273-322. In: AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. (Ed.). **Agroecologia: princípios e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 517 p.

FRAZER, B.D.; GILL, B. Hunger, movement, and predation of *Coccinella californica* on peã aphid in the laboratory and in the field. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 113, p. 1025-1033, 1981.

GASPARINO, E. C; CRUZ-BARROS, M. A. V. **Palinologia**. Programa de Pós Graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente. Curso de Capacitação de monitores e educadores. INSTITUTO DE BOTÂNICA – IBt. São Paulo, 2006.

GILBERT, F. S. Foraging ecology of hoverflies: morphology of the mouthparts in relation to feeding on nectar and pollen in some common urban species. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 6, p. 245-262, 1981.

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

GRAVENA, S. Controle biológico no manejo integrado de pragas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 27, s/n, p. 281-299, 1992.

GRAVENA, S. Insetos benéficos na Gravena. Disponível em: <<http://www.gravena.com.br/insebenefico.htm>>. Acesso em: 28 de maio de 2008.

GROSSMAN, J.; QUARLES, W. Strip intercropping for biological control. **The IPM Practitioner**, Berkeley, v. 15, p. 1-11, 1993.

GYENGE, J. E.; EDELSTEIN, J. D.O.; SALTO, C. E. Efectos de la temperatura y la dieta en la biología de *Eriopsis connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, n. 3, p. 345-356, 1998.

HAGEN, K. S. Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 7, p. 289-326, 1962.

HAGEN, K. S.; BOMBOSCH, S.; MCMURTRY, J. A. The biology and impact of predators. In: HUFFAKER, C. B.; MESSENGER, P. S. **Theory and practice biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 93-142.

HASLETT, J. R. Interpreting patterns of resource utilization: randomness and selectivity in pollen feeding by adult hoverflies. **Oecologia**, Heidelberg, v. 78, p. 433-442, 1989.

HODEK, I. **Biology of Coccinellidae**. Prague: Academic of Sciences, 1973. 260p.

HODEK, I. Bionomics and ecology of predaceous Coccinellidae. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v.12, p.76-104, 1967.

HOFFMANN, M. P.; FORDSHAM, A. C. **Natural enemies of vegetable insect pests**. Ythaca: Cornell Cooperative Extension, Cornell University, 1993. 64 p.

IPERTI, G. Biodiversity of predaceous Coccinellidae in relation to bioindication and economic importance. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 74, p. 323-342, 1999.

IPERTI, G., KATSOYANNOS, P., LAUDEHO, Y., Etude comparative de l'anatomie des coccinelles aphidiphages et coccidiphages et appartenance d' *Exochomus quadripustulatus* L. à l'un de ces groupes entomophages (Coleoptera: Coccinellidae). **Annales de la Socite Entomologique de France (NS)**, v. 13, n. 3, p. 427-437, 1977.

IPERTI, G.; BRUN, J.; DAUMAL, J. Possibilité de multiplication des coccinelles coccidiphades et aphidiphages (Coleoptera: Coccinellidae) a l'aide d'oeufs d' *Anagasta kuehniella* Z. (Lepidoptera: Pyralidae). **Annales de Zoologie-Ecologie Animalee**, v. 4, n. 4, p. 555-567, 1972.

IPERTI, G.; TREPANIER-BLAIS, N. Valeur alimentaire des oeufs d' *Anagasta kuehniella* Z. (Lepidoptera: Pyralidae) pour une coccinelle aphidiphage: *Adonia ll-notata* Schn. **Entomophaga**, v. 17, p. 437-441, 1972.

JONES, G. D.; JONES, S. D. **Forum**: The Uses of Pollen and its Implication for Entomology. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 3, p. 341-350, 2001.

KATO, C. M. **Biologia de *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, 1824 e *Coleomegilla maculata* (De Geer, 1775) (Coleoptera: Coccinellidae) sobre ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) e sobre os pulgões *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) e *Brachycaudus (Appelia) schwartzi* Börner, 1931 (Homoptera: Aphididae)**. 116p. 1996. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras.

KATO, C. M.; BUENO, V. H. P.; MORAES, J. C.; AUAD, A. M. Criação de *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville (Coleoptera: Coccinellidae) em ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 455-459, 1999.

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.

LIXA, A. T. **Coccinellidae (Coleoptera) Usando Plantas Aromáticas como Sítio de Sobrevivência e Reprodução em Sistema Agroecológico, e Aspectos Biológicos em Condições de Laboratório.** 77f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - Universidade Federal Rural do Rio De Janeiro, Seropédica, 2008.

LIXA, A. T.; CAMPOS, J. M.; RESENDE, A. L. S.; SILVA, J. C.; ALMEIDA, M. M. T. B.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Diversidade de Coccinellidae (Coleoptera) em plantas aromáticas (Apiaceae) como sítios de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 39, n. 3, p. 354-359, 2010.

LONG, R. F.; CORBETT, A.; LAMB, C.; REBERGHORTON, C.; CHANDLER, J.; STIMMANN, M. Beneficial insects move from flowering plants to nearby crops. **California Agriculture**, Oakland, v.52, n.5, p.23-26, 1998.

LUNAU, K.; WACHT, S. Optical releasers of innate proboscis extension in the hoverfly *Eristalis tenax* L. (Diptera: Syrphidae). **Journal of Comparative Physiology**, New York, v. 174, p. 575- 579, 1994.

MAINGAY, H. M.; BUGG, R. L.; CARSON, R. W.; DAVIDSON, N. A. Predatory and parasitic wasps (Hymenoptera) feeding at flowers of sweet fennel (*Foeniculum vulgare* Miller var. *dulce* Battandier (Trabut, Apiaceae) and spearmint (*Mentha spicata* L. Lamiaceae) in Massachusetts. **Biological Agriculture and Horticulture**, Great Britain, v. 7, p. 363-383, 1991.

MAJERUS, M.; KEARNS, P. **Ladybirds**. Slough: Richmond Publishing, 1989. 103p.

MARINONI, R. C.; GANHO, N. G.; MONNÉ, M. L.; MERMUDES, J. R. M. **Hábitos alimentares em Coleoptera (Insecta)**. Ribeirão Preto: Holos, 63 p., 2001.

MEDEIROS, M. A. **Papel da biodiversidade no manejo da traça-do-tomateiro *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae)**. 145p. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2007.

MEDEIROS, MA et al. **Identification of plant families associated with the predators *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) and *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (Coleoptera: Coccinellidae) using pollen grain as a natural marker.** *Braz. J. Biol.* [online]. 2010, vol.70, n.2, pp. 293-300.

MELHEM, T. S., CRUZ-BARROS, M. A. V., CORRÊA, A. M. S., MAKINO-WATANABE, H., SILVESTRE-CAPELATO, M. S. F.; GOLÇALVES-ESTEVEZ, V. L. Variabilidade polínica em plantas de Campos do Jordão (São Paulo, Brasil). **Boletim do Instituto de Botânica de São Paulo**, v. 16, p. 1-104, 2003.

MICHAUD, J. P.; JYOTI, J. L. Dietary complementation across life stages in the polyphagous lady beetle *Coleomegilla maculata*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 126, n. 1, p. 40-45, 2008.

MILLÉO, J.; DE SOUZA, J. M. T.; CASTRO, J. P.; CORRÊA, G. H. Coccinélideos (Insecta, Coleoptera) presentes em hortaliças (Ponta Grossa - PR). **Publicação da UEPG. Ciências Exatas e da Terra, Ciências Agrárias e Engenharias**, v. 13, n. 2, p. 71-80, 2007.

- MUNYANEZA, J.; OBRYCKI, J. J. Reproductive response of *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) to Colorado potato beetle (Coleoptera: Crysomelidae) eggs. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 26, 1270-1275, 1997.
- NEVES, M. C. P.; GUERRA, J. G. M.; CARVALHO, S. R.; RIBEIRO, R. L. D.; ALMEIDA, D. L. Sistema integrado de produção agroecológico ou Fazendinha Agroecológica km 47. In: AQUINO, A. M., ASSIS, R. L. (Ed.). **Agroecologia: princípios e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p. 147-172.
- NICHOLLS, C. I.; ALTIERI, M. A. **Projeção e implantação de uma estratégia de manejo de habitats para melhorar o controle biológico de pragas em Agroecossistemas**. In: Controle biológico de pragas através do manejo de agroecossistemas. Brasília: MDA, 2007.
- NORRIS, R. F.; KOGAN, M. Ecology of interactions between weeds and arthropods. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 50, p. 479-503, 2005.
- OBRYCKI, J. J.; KRING, T. J. Predaceous Coccinellidae in biological control. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 295-321, 1998.
- OLIVEIRA, N. C. de, WILCKEN, C. F., MATOS, C. A. O. Ciclo biológico e predação de três espécies de coccinelídeos (Coleoptera, Coccinellidae) sobre o pulgão-gigante-do-pinus *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera, Aphididae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 4, p. 529-533, 2004.
- PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. São Paulo: Manole, 359p., 1991.
- PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 635p., 2002.
- PATT, J. M.; HAMILTON, G. C.; LASHOMB, J. H. Foraging success of parasitoid wasps on flowers: interplay of insect morphology, floral architecture and searching behavior. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Oxon, v. 83, p. 21-30, 1997a.
- PATT, J. M.; HAMILTON, G. C.; LASHOMB, J. H. Impact of strip insectary intercropping with flowers on conservation biological control of the Colorado potato beetle. **Advances in Horticultural Science**, Firenze, v. 11, p. 175-181, 1997b.
- PIFFNER, L.; WYSS, E. Use of wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. In: GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; ALTIERI, M. (Eds.). **Ecological engineering for pest management: advances in habitat manipulation for arthropods**. CSIRO Publishing, 2004. p. 165-186.
- RABB, R. L.; STINNER, R. E.; BOSH, R. VAN DEN. Conservation and augmentation of natural enemies. In: HUFFAKER, C.B.; MESSENGER, P.S. (Ed.). **Theory and practice of biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 233-254.
- RAMOS FILHO, I. T.; BARROS, R.; BEZERRA, A. L.; PAZ, R. C. Técnica de criação de *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae). In: JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO DA UFRPE (JEPEX), 7., Recife, 2007. **Resumos...** Recife, UFRPE, 2007 (CD-ROM).

REBEK, E. J.; SADOFF, C. S.; HANKS, L. M. Manipulating the abundance of natural enemies in ornamental landscapes with floral resource plants. **Biological Control**, San Diego, v.33, n.2, p.203-216, 2005.

RESENDE, A. L. S. **Comunidade de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) e aspectos fitotécnicos da couve (*Brassica oleraceae* var. *acephala*) em consórcio com coentro (*Coriandrum sativum*), sob manejo orgânico**. 85p. 2008. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

RESENDE, A. L. S. et al. Consórcio couve-coentro em cultivo orgânico e sua influência nas populações de joaninhas. **Horticultura Brasileira**, v.28, p. 41-46, 2010.

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Ocorrência de insetos predadores de pulgões em cultivo orgânico de couve em sistema solteiro e consorciado com adubos verdes**. Seropédica, RJ: Embrapa Agrobiologia, 2007. 6p. (Embrapa Agrobiologia. Comunicado Técnico, 101).

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E.; SILVA, V. B.; RIBEIRO, R. L. D.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. Primeiro registro de *Lipaphis pseudobrassicae* Davis (Hemiptera: Aphididae) e sua associação com insetos predadores, parasitóides e formigas em couve (Cruciferae) no Brasil. **Neotropical Entomology**, Vacaria, RS, v. 4, n. 35, 2006.

SILVA, F. A. C. da; MARTINEZ, S. S. Effect of Neem Seed Oil Aqueous Solutions on Survival and Development of the Predator *Cycloneda sanguinea* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 6, p. 751-757, 2004.

SILVA, R. B. da, FELLET, M. R. G.; REDOAN, A. C.; FIGUEIRREDO, M. de L. C.; CRUZ, I. Desenvolvimento de dieta para criação de larvas de *Eriopis connexa* (German, 1824) (Coleoptera: Coccinellidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21., Recife, 2006. **Resumos...** Recife: Sociedade Entomológica do Brasil, 2006a (CD-ROM).

SILVEIRA NETO, S.; MONTEIRO, R. C.; ZUCCHI, R. A.; MORAES, R. C. B. Uso da análise faunística de insetos na avaliação do impacto ambiental. **Scientia Agricola**, v. 52, p. 9-15, 1995.

SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D.; VILLA NOVA, N.A. **Manual de ecologia dos insetos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1976. 420p.

SINGH, A. Farmscaping; farming with nature in mind. **The Canadian Organic Grower**, Alma, p.56-58, 2004.

SMITH, B. C. A technique for rearing some coccinellid beetles on dry foods, and influence of various pollens on the development *Coleomegilla maculata lengi* Tim. (Coleoptera: Coccinellidae). **Canadian Journal of Zoology**, Toronto, v. 38, p. 1047-1049, 1960.

SMITH, B. C. Differences in *Anatis mali* Auct. and *Coleomegilla maculata lengi* Timberlake to changes in the quality and quantity of the larval food (Coleoptera: Coccinellidae). **Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 97, p. 1159-1166, 1965.

SMITH, B. C. Effect of food on some aphidophagous Coccinellidae. In: HODEK, I. (ed.). **Ecology of aphidophagous insects**. Prague: Academy of Science, The Hague: Dr. W. Junk, 1966. p. 75-81.

SMITH, B. C. Results of rearing some coccinellid (Coleoptera: Coccinellidae) larvae on various pollens. **Proceedings of the Entomological Society of Ontario**, Toronto, v. 91, p. 270-271, 1961.

TEDDERS, W. L. **Important biological and morphological characteristics of the foliar-feeding aphids of pecan**. Byron: United States Department of Agriculture, 1978. 29 p. (Technical Bulletin, 1589).

VAN DEN BOSH, MESSENGER, P. S.; GUTIERREZ, A. P. The history and development of biological control. In: VAN DEN BOSH, MESSENGER, P. S.; GUTIERREZ, A. P. **An introduction to biological control**. New York: Plenum Press, 1982b. p. 21-36.

VAN EMDEN, H. F. Plant diversity and natural enemy efficiency in agroecosystems. In: MACKAUES, M.; EHLER, L. E.; ROLAND, J. (Ed.). **Critical issues in biological control**. Andover: Intercept, p. 63-80, 1989.

VENZON, M.; ROSADO, M. C.; EUZÉBIO, D. E.; PALLINI, A. Controle biológico conservativo. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; PALLINI, A. (Eds.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa: EPAMIG, 2005. p. 1-22.

VIEIRA, D. de F. A. **Catálogo Brasileiro de Hortaliças – Saiba como plantar e aproveitar 50 das espécies mais comercializadas no País**. Embrapa Hortaliças Brasília (DF) e Sebrae 2010. Disponível em: <<http://www.sebrae.com.br/setor/horticultura>>. Acesso em: 20 de janeiro de 2013.

WEBER, D. C.; LUNDGREN, J. G. Effect of prior diet on consumption and digestion of prey and non-prey food by adults of the generalist predator *Coleomegilla maculate*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 140, p. 146–152, 2011.

WEEDEN, C. R.; SHELTON, A. M.; HOFFMANN, M. P. **Biological control: a guide to natural enemies in North America**. Cornell University, Ithaca, NY. URL: <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/predators/predtoc.html> Consultado em 20 janeiro 2008.

WILLIAMS, C. B. **Insect Migration**. The Macmillan Co., New York, N.Y., 235 pp., 1958.

WORLD FOOD SUMMIT. **Rome Declaration on World Food Security and World Food Summit Plan of Action**. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1996.

CAPÍTULO II

ANÁLISE FAUNÍSTICA DE POPULAÇÕES DE JOANINHAS AFIDÓFAGAS NO SISTEMA INTEGRADO DE PRODUÇÃO AGROECOLÓGICA

RESUMO

O conhecimento da diversidade das joaninhas predadoras (Coleoptera: Coccinellidae) e a caracterização de suas populações presentes nos agroecossistemas é essencial aos estudos ecológicos e de manejo de pragas, pois possibilita conhecer as espécies predadoras potenciais como bons agentes de controle biológico. Objetivou-se determinar a riqueza de espécies de joaninhas e caracterizar as populações de seus adultos presentes no Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças do Sistema Integrado de Produção Agroecológica - SIPA (Seropédica, RJ), por meio da determinação dos índices faunísticos de constância, dominância e diversidade. Uma variedade de culturas herbáceas e arborícolas compõe o SIPA, possibilitando ocorrência diversificada de joaninhas que exploram diferentes tipos de habitats. Adultos das joaninhas foram coletados manualmente, em intervalos semanais, sobre diferentes espécies vegetais cultivadas, de agosto de 2010 a fevereiro de 2012, totalizando 79 coletas. No total, 565 espécimes de joaninhas foram coletados, sendo distribuídas em sete espécies [*Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coleomegilla maculata* DeGeer, *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), *Eriopis connexa* (Germar), *Harmonia axyridis* (Pallas) e *Olla v-nigrum* Mulsant], todas predadoras e da subfamília Coccinellinae. *C. sanguinea* foi dominante e consistiu na única espécie constante (ocorrendo em mais de 50% das coletas), o que deve estar relacionado a fatores ambientais, ao desenho e manejo do agroecossistema. *C. maculata* e *H. convergens* também foram dominantes, mas caracterizaram-se como acessórias (presentes entre 25% a 50% das coletas). *C. quadrifasciata* foi acessória e não-dominante. *E. connexa*, *H. axyridis* e *O. v-nigrum* foram acidentais (presentes em menos de 25% das coletas) e não-dominantes. De acordo com os índices de diversidade de Margalef ($\alpha = 0,95$) e Shannon-Wiener ($H' = 1,57$), a diversidade das populações das joaninhas no SIPA é baixa, sugerindo que o desenho e o manejo adotados devem estar favorecendo a predominância de determinadas espécies, principalmente *C. sanguinea*, ou a mesma é mais adaptada a esse tipo de ambiente.

Palavras-chave: Coccinellidae, biodiversidade, índices faunísticos, agroecossistema diversificado.

ABSTRACT

The knowledge of the diversity of predatory ladybirds (Coleoptera: Coccinellidae) and the characterization of their populations present in agroecosystems is essential for ecological studies and pest management, as it allows to know the potential predator species like good biological control agents. The objective was to determine the species richness of ladybugs and characterize their adult populations present in Module Production Intensive Vegetable of Integrated Agroecological Production System - IAPS (Seropédica, RJ), through the faunistic indexes constancy, dominance and diversity. A variety of arboreal and herbaceous crops comprise the SIPA, enabling diverse occurrence of ladybugs that explore different types of habitats. Adults of ladybugs were collected manually at weekly intervals on different plant species grown from August 2010 to February 2012, a total of 79 samples. In total, 565 specimens were collected ladybugs, being distributed in seven species [*Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coleomegilla maculata* DeGeer, *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), *Eriopis connexa* (Germar), *Harmonia axyridis* (Pallas) e *Olla v-nigrum* Mulsant], all predators and subfamily Coccinellinae. *C. sanguinea* was dominant and was the only constant species (occurring in more than 50% of samples), which should be related to environmental factors, the design and management of the agroecosystem. *C. maculata* and *H. convergens* were also dominant, but characterized as incidental (present 25% to 50% of samples). *C. quadrifasciata* was incidental and non-dominant. *E. connexa*, *H. axyridis* and *O. v-nigrum* were accidental (present in less than 25% of samples) and non-dominant. According to Margalef diversity index ($\alpha = 0.95$) and Shannon-Wiener ($H' = 1.57$), the diversity of the population of ladybugs in IAPS is low, suggesting that the design and management must be adopted favoring the predominance of certain species, especially *C. sanguinea*, or it is more suited to this type of environment.

Key words: Coccinellidae, biodiversity, faunistic indexes, diversified agroecosystem.

INTRODUÇÃO

O controle biológico de insetos vem assumindo papel cada vez mais importante na agricultura, devido à necessidade de redução na utilização de produtos químicos, visando não só à melhoria na qualidade dos alimentos e redução nos custos de produção, mas também à preservação do meio ambiente. Com isso, ocupa uma posição importante dentro dos programas de Manejo Integrado de Pragas, pois, além de agir de maneira harmoniosa com o meio ambiente, é um método eficiente principalmente quando associado às outras medidas de controle (OLIVEIRA et al., 2004).

Basicamente três estratégias têm sido adotadas pelo homem, através dos tempos, para manipular ou manejar os inimigos naturais para uso na agricultura, a saber: controle biológico clássico, controle biológico aumentativo e controle biológico conservativo (RABB et al., 1976; BARBOSA, 1998; AGUIAR-MENEZES, 2003; ALTIERI et al., 2003; ALTIERI & NICHOLLS, 2007; VENZON et al., 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006).

O controle biológico clássico envolve a importação de agentes de controle biológico da região de origem da praga, seja de um país para outro, ou de uma região para outra, de modo a estabelecê-los permanentemente como novos elementos da fauna local (AGUIAR-MENEZES, 2003; 2006).

No controle biológico aumentativo (ou por incremento), o inimigo natural é multiplicado massalmente em laboratórios especializados, portanto, envolve a criação ou produção massal do inimigo natural. Posteriormente, eles são liberados no campo no momento apropriado (AGUIAR-MENEZES, 2003; 2006).

O controle biológico conservativo (ou por conservação) consiste no manejo do habitat por meio do uso de práticas agronômicas que levem à preservação e ao aumento da diversidade e abundância dos inimigos naturais das pragas nos agroecossistemas, por fornecerem recursos para sobrevivência e reprodução dos mesmos, tais como, local de abrigo, microclima adequado, sítio de hibernação, sítios de oviposição, acasalamento e/ou sítio de alimentação (presas ou hospedeiros “alternativos”, pólen e/ou néctar para os estágios não carnívoros dos inimigos naturais, ou para complementação da dieta com uma presa de qualidade inferior ou na ausência da presa preferida), e conseqüentemente, aumentando sua efetividade como agentes de controle biológico. Para tal, esta estratégia deve envolver a introdução, nas margens ou dentro dos cultivos, de espécies vegetais que proporcionem esses recursos vitais para os inimigos naturais das pragas agrícolas (AGUIAR-MENEZES, 2003; 2006).

Entre os inimigos naturais das pragas agrícolas, destacam-se as espécies de insetos predadores da família Coccinellidae (Insecta: Coleoptera), conhecidas vulgarmente como joaninhas e que desempenham um papel significativo no controle biológico de insetos e ácaros fitófagos, apresentando grande potencial para serem manejados por meio das três estratégias de controle biológico.

Uma vez que modificações no habitat podem favorecer a presença de organismos benéficos, metodologias vêm sendo utilizadas para se avaliar transformações de um ambiente e, o estudo de organismos vivos tem sido uma dessas. Dentre os organismos, “os insetos têm se mostrado indicadores apropriados para essa finalidade, tendo em vista sua diversidade e capacidade de produzir várias gerações, geralmente, em curto espaço de tempo” (SILVEIRA NETO et al. 1995).

Deste modo, estudos faunísticos vêm sendo realizados para melhor conhecimento das interações entre a entomofauna e determinados ecossistemas (SILVEIRA NETO et al. 1995), o que incluem as áreas de cultivo ou agroecossistemas. Todavia, no Brasil, apesar dos relatos

informais, pouco tem sido cientificamente registrado a respeito, com exemplos raros envolvendo os Coccinellidae (MEDEIROS, 2007; RESENDE, 2008; LIXA, 2008; 2010).

Neste contexto, o presente trabalho foi realizado com o objetivo de gerar informações sobre aspectos ecológicos dos Coccinellidae, em condições de campo, através da identificação das espécies de joaninhas predadoras que estão presentes na Fazendinha do Km 47 e caracterizando a estrutura da comunidade desses predadores, por meio da análise faunística, visando fornecer subsídios para implantação de estratégias de controle biológico por conservação.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos Gerais dos Coccinelídeos

A família Coccinellidae pertence à ordem Coleoptera, os insetos dessa família são, numa linguagem coloquial, chamados de coccinelídeos. Encontram-se presentes em todas as partes do mundo, sendo comumente conhecidos no Brasil pelo nome de “joaninhas” (COSTA LIMA, 1953).

Os coccinelídeos são encontrados em todos os tipos de ecossistemas terrestres (COSTA LIMA, 1953; IPERTI, 1999). Reúne cerca de aproximadamente 500 gêneros e 6000 espécies conhecidas ao redor do mundo, e aproximadamente 90% das espécies de Coccinellidae possuem hábitos alimentares carnívoros e, portanto, desempenham a função trófica de predador na cadeia alimentar. Essas espécies estão distribuídas entre as subfamílias Chilocorinae, Coccidulinae, Coccinellinae (menos Psylloborini), Scymninae e Sticholotinae. Algumas espécies são fitófagas (subfamília Epilachninae) ou fungívoras (Coccinellinae, tribo Psylloborini), apenas a hematofagia ainda não foi registrada (COSTA LIMA, 1953; IPERTI, 1999; MARINONI et al., 2001; ELZINGA, 2000; MILLÉO et al., 2007).

Os coccinelídeos são insetos holometabólicos, isto é, apresentam metamorfose completa, o que significa que eles desenvolvem-se a partir de um ovo, passando pelos estágios de larva e pupa, até se tornarem adultos. Quando completamente desenvolvida, a larva escolhe um lugar apropriado para sofrer a metamorfose e prende-se pelo abdome à superfície de um suporte, ficando a pupa aí presa e encoberta parcialmente pela última exúvia larval (COSTA LIMA, 1953).

Muitas espécies de coccinelídeos completam seu desenvolvimento larval e produzem uma progênie viável apenas quando consomem sua presa preferencial, a qual estimula e mantém a produção normal de ovos. Todavia, quando sua presa preferida está escassa ou na presença de uma presa de qualidade inferior, certas espécies alimentam-se de recursos alternativos, tais como fezes açucaradas excretadas por pulgões e cochonilhas (“honeydew”), néctar floral ou extrafloral, pólen etc., para garantir sua sobrevivência (HODEK, 1973; HAGEN, 1987; IPERTI, 1999). De acordo com Iperiti (1999), a ausência desses recursos alimentares alternativos limita a ocorrência e abundância de joaninhas nos agroecossistemas.

Segundo Hodek (1996), adultos de algumas espécies reconhecidamente carnívoras, são também polínifagas (se alimentam de pólen). Estudos de Smith (1960; 1961) demonstraram a influência de várias fontes de pólen no desenvolvimento de várias espécies de Coccinellidae. Por exemplo, esse autor demonstrou que o desenvolvimento do coccinelídeo polífago *Coleomegilla maculata* (DeGeer) é mais rápido e a taxa de sobrevivência é maior, quando alimentado com uma mistura do pulgão-do-milho *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) (Hemiptera: Aphididae) mais pólen de milho (*Zea mays* L.), do que quando as larvas receberam outro alimento. De acordo com Hoffmann & Fordsham (1993) e Weeden et al. (2008), o pólen pode constituir até 50% da dieta alimentar de *C. maculata*.

De acordo com Hodek (1973), Hagen (1962, 1976) e Obrycki & Kring (1998), os coccinelídeos predadores, por apresentarem grande capacidade de busca, elevado potencial biótico, polifagia, serem predadores nas fases larval e adulta e ocupar uma variedade de ambientes, além de serem muito vorazes, são caracterizados como eficientes predadores de pulgões, cochonilhas, psilídeos, ácaros fitófagos, ovos de lepidópteros, lagartas neonatas e ovos de coleópteros, tendo sido utilizadas no controle biológico de insetos-pragas em diferentes cultivos.

2.2 Importância da Análise Faunística

A análise faunística é uma importante ferramenta para se aumentar os conhecimentos sobre a estrutura e funcionamento das comunidades animais, entre eles os insetos.

Apresenta vários tipos de modelos para estudar as relações entre comunidades e sugere que esta deve ser iniciada pelos modelos mais simples, que proporcionam uma idéia da estrutura da comunidade, antes de eleger modelos de estudo mais complexos. A diversidade de uma comunidade deve ser estudada através de modelos matemáticos. Contudo, é diretamente dependente das condições ambientais, podendo ser aplicados diversos índices estatísticos não paramétricos como os referidos por Silveira Neto et al. (1976) e Southwood (1995).

A análise faunística tem sido utilizada há anos para caracterizar e delimitar comunidades, a noção da diversidade de insetos associados á áreas de cultivo é essencial em estudos ecológicos e de manejo de pragas, para o conhecimento de espécies predominantes e atuantes na região estudada. Os insetos têm-se mostrado um dos indicadores apropriados para avaliação de ecossistemas, devido à sua biodiversidade, ciclo e capacidade de adaptação, geralmente em curto espaço de tempo (SILVEIRA NETO et al., 1995). Sendo assim, a análise faunística tornou-se uma técnica comumente utilizada para avaliação de mudanças ambientais e medir o impacto ambiental de uma área (FRIZZAS et al., 2003).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área da Coleta de Adultos de Coccinelídeos

Adultos de coccinelídeos foram coletados em área de cultivo orgânico no Módulo de Produção Intensiva de Hortaliças do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA). Esta área possui aproximadamente $\frac{1}{2}$ hectare e fica localizada na entrada do SIPA. O SIPA também é conhecido como Fazendinha Agroecológica km 47 (ALMEIDA et al., 2003; NEVES et al., 2005) e está situado no município de Seropédica ($22^{\circ} 45' S$, $43^{\circ} 41' W$ e 33 m de altitude), Região Metropolitana do Estado do Rio de Janeiro.

Criado em 1993, o SIPA é um local destinado à pesquisa, prática e demonstração de tecnologias no âmbito da agricultura orgânica com bases agroecológicas. O local dispõe de 30 ha de área de preservação de fragmento de Mata Atlântica, 14 ha de pastagens e 26 ha de área cultivada. Dentre suas características, destacam-se a diversidade de hortaliças (consórcio e rotação de culturas) e fruteiras, não uso de agrotóxicos e fertilizantes químicos solúveis, privilegiando o uso de cobertura viva do solo, adubos verdes e compostos orgânicos. Anualmente, são cultivadas mais de 50 espécies de hortaliças, adequando-se ao complexo leguminosas e gramíneas para adubação verde e cobertura do solo, empregadas em sucessão e/ou consórcio simultâneo, em diferentes glebas que variam de $\frac{1}{2}$ a um ha (NEVES et al., 2005).

Segundo a classificação de Köppen, o município de Seropédica apresenta o clima do tipo Cwa, ou seja, quente e úmido, com temperatura média anual de $22,7^{\circ}C$ e precipitação média anual de 1.300 mm, com duas estações razoavelmente bem definidas: uma seca com temperaturas amenas, entre maio e agosto, e outra úmida com temperaturas mais elevadas, entre setembro e abril (conforme a normal dos dados do INMET – Estação Agroecologia Agrícola, Seropédica, RJ, 1975-2005).

3.2 Coleta e Identificação dos Coccinelídeos

As coletas foram realizadas por um período de um ano e seis meses, no período de 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012, realizadas pela manhã, entre 8h e 12h, com intervalos de 7 a 10 dias, em dias sem chuva, visto que, em monitoramento realizado em dia chuvoso, não é muito comum à observação de coccinelídeos visitando as plantas (LIXA, 2008). Os dados climatológicos (**Figura 4**) revelam que as amostragens ocorreram em período de instabilidade e, por isso as coletas foram realizadas com intervalos irregulares.

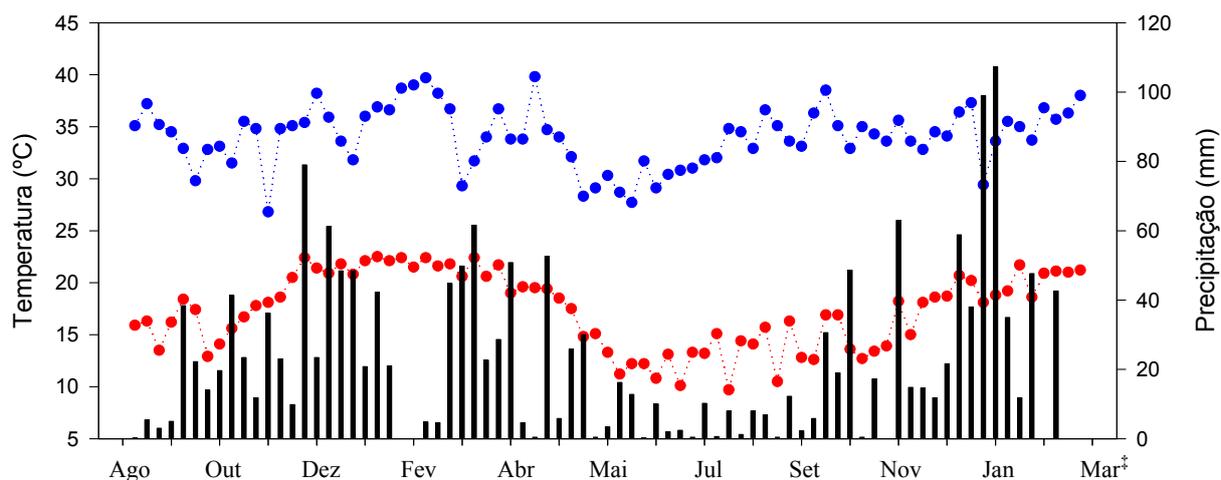


Figura 4. Temperaturas máxima (—●—) e mínima (—●—) e precipitação acumulada (barras verticais), por semana, no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012. Fonte: INMET, 2010-2012. ‡Mês predominante na referida semana.

As coletas foram realizadas de forma manual, por remoção de adultos dos coccinelídeos, examinando diferentes espécies de plantas cultivadas na área do SIPA durante um período de aproximadamente uma hora por dia de coleta. Os adultos foram coletados quando observados em visitação às flores, ou mesmo, quando em repouso ou movimento sobre qualquer parte das diferentes espécies de plantas cultivadas na área.

Após a captura os insetos foram mantidos em caixa de isopor com gelo, levados ao Laboratório do Centro Integrado do Manejo de Pragas (CIMP) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, identificados e estocados em congelador até o momento do processamento. A identificação foi realizada por comparação com espécimes da coleção de referência de coccinelídeos da Dr^a Elen de Lima Aguiar-Menezes, cujas espécies foram identificadas por taxonomistas desse grupo de insetos da Universidade Federal do Paraná (UFPR, Curitiba, PR).

3.3 Análise Faunística das Populações dos Coccinelídeos

Para avaliação dos dados populacionais dos coccinelídeos coletados foi realizada análise faunística com os dados obtidos no total das 79 amostragens realizadas no período de 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012.

As populações das espécies de coccinelídeos identificadas foram caracterizadas por meio da análise faunística, com ênfase na determinação dos índices faunísticos de frequência, constância, dominância, riqueza de espécies, índices de diversidade e equitabilidade, baseando-se no número de adultos de coccinelídeos coletados em todo o período estudado.

A frequência foi expressa em porcentagem de indivíduos de cada espécie em relação ao total de indivíduos da amostra para cada tratamento experimental (SILVEIRA NETO et al., 1976), conforme a seguinte equação:

$$p = \frac{n_i}{N} \cdot 100$$

Onde:

p = Frequência da espécie i em porcentagem;

n_i = Número de indivíduos da espécie i na área; e

N = Número total de indivíduos coletados em cada tratamento, considerando todas as espécies coletadas.

A constância foi determinada para cada espécie coletada por tratamento experimental, por meio da equação citada por Silveira Neto et al. (1976):

$$C = \frac{C_e \cdot 100}{C_t}$$

Onde:

C = Constância;

C_e = Número de coletas contendo a espécie i ; e

C_t = Número total de coletas.

Segundo a classificação de Daróz (1973), as espécies foram agrupadas em categorias, de acordo com sua constância, da seguinte forma: presente em mais de 50% das coletas: espécie constante (w); presentes em 25% a 50% das coletas: espécie acessória (y); e presentes em menos de 25% das coletas: espécie acidental (z).

Quanto à dominância, as espécies foram caracterizadas como dominantes quando apresentaram frequência superior a $1/S$, sendo que S é a riqueza de espécies e referiu-se ao número total de espécies coletadas na área amostrada (PINTO-COELHO, 2000).

O índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') mede o grau de incerteza em prever a que espécie pertencerá um indivíduo coletado, ao acaso, de uma amostra aleatória de uma população com S espécies e N indivíduos. Em locais de alta diversidade, é difícil prever a identidade da espécie de um exemplar capturado ao acaso, assim, o valor desse índice será maior (MARGURRAN, 1988). Esse índice foi calculado para cada tratamento experimental e por meio da seguinte equação citada por Margurran (1988):

$$H' = -\sum_1^S (p_i \cdot \ln p_i)$$

Onde:

H' = Índice de Shannon-Wiener;

p_i = Frequência relativa da espécie i expressa em escala numérica (n_i/N , onde n_i = número de indivíduos da espécie i ; N = Número total de indivíduos coletados em cada tratamento, considerando todas as espécies coletadas);

Σ = Somatório, para i variando de 1 a S (Riqueza).

O índice de diversidade de Margalef (α) expressa a relação entre o número de espécies e o número total de indivíduos das espécies presentes na comunidade. Esse índice representa o padrão de utilização de nichos pelas espécies, onde altos valores desse índice denotam alta riqueza biológica. Esse índice foi calculado para cada tratamento experimental, segundo a equação citada por Southwood (1995), a saber:

$$\alpha = \frac{S_T - 1}{\ln N}$$

Onde:

α = Índice de diversidade de Margalef;

S_T = Riqueza de espécies na área amostrada;

N = Número total de indivíduos coletados na área amostrada, considerando todas as espécies coletadas nessa área.

A equitabilidade representa a uniformidade do número de indivíduos entre as espécies, com valor variando de 0 a 1, que é quando todas as espécies têm a mesma frequência relativa. Foi determinada utilizando-se a razão entre o índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') e a diversidade máxima ($H_{\text{máx}}$), a qual parte do pressuposto que todas as espécies têm a mesma abundância. Nesse caso, $H_{\text{máx}} = \ln S$ e a equitabilidade foi calculada para cada tratamento experimental pela seguinte equação citada por Pinto-Coelho (2000):

$$E = H' / \ln S$$

Onde:

E = Equitabilidade

H' = Índice de diversidade de Shannon-Wiener;

$\ln S$ = Logaritmo neperiano da riqueza de espécies (S).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

No período de 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012 foram coletados 565 espécimes de joaninhas, distribuídos em sete espécies: *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763); *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, 1842; *Coleomegilla maculata* DeGeer, 1775; *Coleomegilla quadrifasciata* Schönherr, 1808; *Eriopis connexa* Germar, 1824; *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) e *Olla v-nigrum* (Mulsant, 1866) (**Tabela 4**), todas pertencentes à subfamília Coccinellinae (MILLÉO et al., 2007). Essas espécies já haviam sido constatadas na Fazendinha Agroecológica km 47 (SPOLIDORO et al., 2003; RODRIGUES, 2004; RESENDE et al., 2006; 2007; RESENDE, 2008; LIXA, 2010).

Tabela 4. Análise faunística das populações de coccinelídeos predadores coletados em diferentes espécies vegetais no Sistema Integrado de Produção Agroecológica – Seropédica, RJ – 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012.

Espécie	Índice faunístico ⁽¹⁾			
	N	F	C	D
<i>Cycloneda sanguinea</i>	178	31,5	W	d
<i>Hippodamia convergens</i>	171	30,3	Y	d
<i>Coleomegilla maculata</i>	109	19,3	Y	d
<i>Coleomegilla quadrifasciata</i>	59	10,4	Y	n
<i>Eriopis connexa</i>	27	4,8	Z	n
<i>Harmonia axyridis</i>	13	2,3	Z	n
<i>Olla v-nigrum</i>	8	1,4	Z	n
TOTAL	565			
S	7			
H'	1,57			
E	0,81			
α	0,95			

⁽¹⁾ N = Número de coccinelídeos capturados; F = Frequência relativa (%); C = Constância (W = constante, Y = acessória e Z = acidental); D = Dominância (d = dominante e n = não dominante); S = Riqueza de espécies; H = Índice de diversidade de Shannon-Wiener; E = Equitabilidade; α = Índice de diversidade de Margalef.

Todas as espécies amostradas têm hábito predador, alimentando-se de pulgões, (TEDDERS, 1978; ARIOLI & LINK, 1987; RESENDE et al., 2006; 2007; MILLÉO et al., 2007; WEEDEN et al., 2008). É comum a ocorrência de mais de uma espécie de coccinelídeo predador num mesmo habitat, alimentando-se da mesma espécie de presa, mas às vezes, duas espécies de um mesmo gênero presentes num mesmo habitat podem se alimentar de diferentes espécies de presa (HAGEN, 1962; HODEK, 1973; ARIOLI & LINK, 1987; MILLÉO et al., 2007).

A riqueza de espécies aqui observada ($S = 7$) foi similar a obtida por Patt et al. (1997b) ao examinar a influência do consórcio de berinjela com coentro ou endro sobre a diversidade de joaninhas ($S = 6$ nos consórcios e $S = 5$ no monocultivo) no campo. No entanto, um maior número de espécies já foi observado anteriormente na Fazendinha Agroecológica km 47. Rodrigues (2004) obteve uma riqueza de oito espécies de joaninhas visitando tangerinas infestadas por cochonilhas. Resende et al. (2007) conseguiram 15 espécies no consórcio de couve com adubos verdes. Resende (2008) coletaram 21 espécies no plantio consorciado de couve com coentro, sendo este último infestado por pulgões.

Provavelmente, as diferenças em termos de riqueza de espécies estejam relacionadas aos hábitos alimentares e à escolha do habitat pelos coccinelídeos, a qual normalmente está baseada em seu grau de atração, visto que além da preferência hospedeira, como os coccinelídeos afidófagos que preferem predação de pulgões, e os coccinelídeos coccidófagos que preferem as cochonilhas como presas, certos tipos de vegetação são preferidos por determinadas espécies de coccinelídeos, incluindo preferências por certos estratos da planta, como, por exemplo, *Coccinella septempunctata* L. que prefere ovipositar em plantas herbáceas (0-50 cm) infestadas por pulgões, enquanto *Adalia bipunctata* (L.) dependem de pulgões que atacam árvores (acima de 2 m) (IPERTI, 1999).

As espécies observadas mais frequentes foram *C. sanguinea*, *H. convergens* e *C. maculata* (Tabela 4). Resultados similares foram obtidos por Resende (2008), em experimento conduzido na Fazendinha Agroecológica km 47, onde observou que *C. sanguinea* foi a espécie mais freqüente (65,57%) no consórcio couve-coentro, seguida por *E. connexa* (26,23%) e *H. convergens* (6,56%). E, por Lixa (2008) que estudando populações de coccinelídeos predadores em diferentes espécies aromáticas, na mesma região, obteve como espécies mais frequentes *C. sanguinea* e *H. convergens*.

Analisando a constância das espécies de coccinelídeos coletadas ao longo do período de amostragens, *C. sanguinea* foi a única coletada em mais de 50% de todas as amostragens (71,64%), sendo classificada como espécie constante. Embora *H. convergens* apresente valor de frequência próxima ao da *C. sanguinea* (Tabela 4) ela esteve presente em apenas 25,37% das coletas e por isso foi classificada como espécie acessória. Também foram classificadas como espécies acessórias *C. maculata* e *C. quadrfasciata*, pois estavam presentes em 47,76 e 41,79% das amostragens, respectivamente. Resende (2008) caracterizou *C. sanguinea* e *E. connexa* como espécies constantes sobre o consórcio couve-coentro na Fazendinha Agroecológica km 47. Lixa (2008) classificou *C. sanguinea*, *E. connexa* e *H. convergens* como constantes, analisando espécies de coccinelídeos coletadas sobre coentro (*Coriandrum sativum* L.), endro (*Anethum graveolens* L.) e erva-doce (*Foeniculum vulgare* Mill.).

As espécies *E. connexa* e principalmente *H. axyridis* e *O. v-nigrum* exibiram baixos valores de frequência e estiveram presentes em menos de 25% das coletas, sendo classificadas como espécies acidentais [*E. connexa* = 20,90%, *H. axyridis* = 10,45% e *O. v-nigrum* = 7,46%]. Em trabalhos anteriores Resende (2008) caracterizou *C. sanguinea* e *E. connexa* como espécies constantes sobre o consórcio couve-coentro na Fazendinha Agroecológica km 47. Lixa (2008) analisando espécies de coccinelídeos coletadas sobre coentro (*Coriandrum sativum* L.), endro (*Anethum graveolens* L.) e erva-doce (*Foeniculum vulgare* Mill.) classificou como constantes as espécies *C. sanguinea*, *E. connexa* e *H. convergens*.

O fato de apenas uma espécie ter sido considerada constante (Tabela 4) pode estar relacionado com fatores ambientais e com a interferência antrópica no local analisado. Isto pode significar que nestas condições algumas espécies podem vir a desaparecer devido a qualquer agravamento nos fatores bióticos ou abióticos locais.

Vale resaltar que *H. axyridis* é uma espécie exótica que pode atuar como predador intraguilda e ocasionar o deslocamento de coccinelídeos de espécies nativas. A predação intraguilda ocorre quando uma das duas espécies que competem pela mesma presa, também

consome seu competidor e isso conseqüentemente influencia a estrutura da comunidade (SANTOS et al., 2009). Por isso, o fato dessa espécie ter apresentado baixa frequência (2,3%) e ter sido caracterizada como acidental é um resultado favorável, quanto a um possível impacto sobre a comunidade de coccinelídeos nativos, visto que existem registros na literatura que descrevem *H. axyridis* alimentando-se de larvas de outras espécies de Coccinellidae e de Chrysomelidae (ALMEIDA & SILVA, 2002; ADRIAENS et al., 2003; MILLÉO et al., 2007). Além disso, já foi verificado que *H. axyridis* apresentou atuação dominante em relação às espécies *Adalia bipunctata* (L.), *C. maculata*, *O. v-nigrum* e *Propylaea japônica* Thunberg, em razão de seu maior tamanho e da presença de estruturas protetoras como os espinhos dorsais ao longo do corpo das larvas (SANTOS et al., 2009).

A baixa frequência observada para *O. v-nigrum* (1,4%) já era esperada, pois de acordo com Gordon (1985) esta é uma espécie que prefere habitats arbóreos e, portanto, pode ter sua ocorrência restringida em ambientes com vegetação do tipo herbácea, como é a Fazendinha Agroecológica km 47, que possui boa parte de sua área é ocupada por cultivo de hortaliças (NEVES et al., 2005). Spolidoro et al. (2003) e Lixa (2008) coletaram apenas um indivíduo dessa espécie em levantamentos realizados anteriormente na Fazendinha Agroecológica. Para Spolidoro et al. (2003) esta espécie tem provavelmente uma associação alimentar intrínseca apenas com pulgões.

C. sanguinea, *H. convergens*, *C. maculata* também foram classificadas como dominantes. Segundo Silveira Neto et al. (1976) e Anacleto & Marchini (2005) a dominância consiste na capacidade ou não da espécie em modificar, em seu benefício, o impacto recebido do ambiente, podendo, assim, causar o aparecimento ou o desaparecimento de outros organismos. Ricklefs (1996) afirma que nenhum organismo pode viver em todos os tipos de habitats, manipular todos os tipos de presas, ou suportar quaisquer condições físicas adequadamente. Deste modo, a Fazendinha Agroecológica km 47, caracterizada por sua diversidade de culturas herbáceas e arborícolas, mostra-se como um agroecossistema que possibilita a ocorrência de mais de uma espécie de joaninha dominante, até porque elas podem aproveitar diferentes tipos de habitats, e até mesmo, diferentes estratos da vegetação.

O índice de diversidade de Margalef (0,95) foi baixo, segundo Margalef (1972), esse índice varia normalmente entre 1,5 a 3,5, ultrapassando raramente o valor de 4,5, sendo que baixos valores são decorrentes da predominância de algumas espécies em detrimento da maioria e valores acima de 5,0 denotam grande riqueza biológica (BEGON et al., 1996). Lembrando que apenas três espécies de coccinelídeos *C. sanguinea*, *H. convergens* e *C. maculata* corresponderam a mais de 80% dos indivíduos coletados (Tabela 4) fica fácil entender o baixo valor do índice observado.

O índice de diversidade de Shannon-Wiener (H') é uma combinação dos índices de riqueza de espécies e de equitabilidade, e, portanto, mostra uma resposta intermediária. É um dos melhores índices para serem usados caso não haja interesse em se separarem os dois componentes de diversidade, além disso, atribui um peso maior a espécies raras (PINTO-COELHO, 2000). Através deste índice pode-se ter maior certeza da identidade da espécie que será amostrada em uma coleta ao acaso. Assim, esta é uma previsão muito difícil em locais de alta diversidade, logo, quanto mais alta for à diversidade, maior será o valor deste índice (MARGURRAN, 1988; PINTO-COELHO, 2000).

A comunidade de coccinelídeos apresentou valor de $H' = 1,57$ e de equitabilidade ($E = 0,81$), o qual pode ser considerado baixo, havendo maior chance de alguma espécie estar predominando. A predominância reduz a equitabilidade, uma vez que a diversidade de espécies está associada a uma relação entre número de espécies (riqueza) e a distribuição do número de indivíduos entre as espécies (uniformidade) (WALKER, 1989). Provavelmente o valor do índice de diversidade de Shannon-Wiener também foi influenciado pela maior proporção de indivíduos de *C. sanguinea*, *H. convergens* e *C. maculata*.

Odum (1983) expõe que a relação entre a diversidade de espécies e a estabilidade, ou uniformidade em que esta ocorre, é complexa, uma vez que ecossistemas estáveis promovem uma alta diversidade, mas o contrário não é necessariamente verdadeiro, conforme salientado por Huston (1979 apud ODUM, 1983), que concluiu que sistemas perturbados periodicamente tendem a apresentar uma diversidade mais alta do que ecossistemas em “equilíbrio”, onde a dominância e a exclusão competitivas são mais intensas.

Assim sendo, os índices faunísticos indicam que as espécies *C. sanguinea*, *H. convergens* e *C. maculata* na comunidade avaliada estão obtendo sucesso em se manter nesse ambiente ou estão mais adaptadas a ele e, considerando que essas três espécies são predadoras afidófagas, espera-se que elas possam contribuir significativamente para o controle biológico natural das populações de pulgões na Fazendinha Agroecológica Km 47.

5 CONCLUSÕES

Os resultados obtidos a partir das coletas de Coccinellidae no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, no período de 26 de agosto de 2010 a 28 de fevereiro de 2012, permitem concluir que:

1. As principais espécies de joaninhas encontradas são *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens* e *Coleomegilla maculata*;
2. A biodiversidade das populações de joaninhas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica é baixa, sugerindo que o desenho e o manejo adotados devem estar favorecendo a predominância de determinadas espécies, principalmente *C. sanguinea*, ou a mesma é mais adaptada a esse tipo de ambiente.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADRIAENS, T; BRANQUART, E.; MAES, D. The multicoloured Asian ladybird *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae), a threat for native aphid predators in Belgium? **Belgian Journal of Zoology**, v. 133, n. 2, p. 201-87, 2003.

AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Controle biológico de pragas: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 44p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 164).

AGUIAR-MENEZES, E. de L. Controle biológico: na busca pela sustentabilidade da agricultura brasileira. **Campo & Negócios**, Uberlândia, v 4, n. 42, p.66-67, 2006.

ALMEIDA, D. L. de; GUERRA, J. G. M.; RIBEIRO, R. de L. D. **Sistema integrado de produção agroecológica: uma experiência de pesquisa em agricultura orgânica**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 37p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 169).

ALMEIDA, L. M.; SILVA, V. B. Primeiro registro de *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera, Coccinellidae): um coccinelídeo originário da região Paleártica. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 19, n.3, p. 941-944, 2002.

ALTIERI, M. A.; NICHOLLS, C. I. **Biodiversidad y manejo de plagas en agroecosistemas**. Barcelona: Icaria, 2007. 247p.

ALTIERI, M.; SILVA, E. N.; NICHOLLS, C. I. **O papel da biodiversidade no manejo de pragas**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 226p.

ANACLETO, D. de A. e MARCHINI, L. C. Análise faunística de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) coletadas no cerrado do Estado de São Paulo. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, v.27, n.3, p.277-284, 2005.

ARIOLI, M. C.; LINK, D. Coccinelídeos de Santa Maria e arredores. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.17, n.3, p. 193-211, 1987.

BARBOSA, P. **Conservation biological control**. San Diego: Academic Press, 1998. 396p.

BEGON, M.; HARPER, J. L. & TOWNSEND, C. R. **Ecology: Individuals, populations and communities**. 3.ed. Oxford: Blackwell Science, 1996. 1068p.

COSTA LIMA, A. M. Família Coccinellidae. In: COSTA LIMA, A. **Insetos do Brasil**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 8º Tomo, Capítulo 77- Coleópteros, 2ª Parte, 1953. p. 283-303. (Série Didática nº 10).

DARÓZ, R. **Ecologia geral**. 2. ed. São Paulo: Vozes, 1973. 471 p.

ELZINGA, R. J. **Fundamentals of entomology**. 5. ed. New Jersey: Prentice Hall, 2000. 495p.

- FRIZZAS, M. R.; OMOTO, C.; SILVEIRA NETO, S.; MORAES, R. C. B. Avaliação da comunidade de insetos durante o ciclo da cultura do milho em diferentes agroecossistemas. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, 2:9-24, 2003.
- GORDON, R. D. The Coccinellidae (Coleoptera) of America north of Mexico. **Journal of New York Entomological Society**, v. 93, p. 826-828, 1985.
- HAGEN, K. S. Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. **Annual Review of Entomology**. Palo Alto, v. 7, p. 289-326, 1962.
- HAGEN, K. S. Nutritional ecology of terrestrial insect predators. In: SLANSKY, F.; RODRIQUEZ, J.G. (Eds.). **Nutritional ecology of insects, mites, spider and related invertebrates**. New York: John Wiley, 1987. p. 533-577.
- HAGEN, K. S.; BOMBOSCH, S.; MCMURTRY, J. A. The biology and impact of predators. In: C. B. HUFFAKER & P. S. MESSENGER. **Theory and practice biological control**. New York: Academic Press, 1976. p. 93-142.
- HODEK, I. **Biology of Coccinellidae**. Prague: Academic of Sciences, 1973. 260p.
- HODEK, I. Food relationship. In: HODEK, I.; HONEK, A. (Eds.). **Ecology of Coccinellidae**. London: Kluwer Academic, 1996. p. 143-234.
- HOFFMANN, M. P.; FORDSHAM, A. C. **Natural enemies of vegetable insect pests**. Ythaca: Cornell Cooperative Extension, Cornell University, 1993. 64 p.
- IPERTI, G. Biodiversity of predaceous Coccinellidae in relation to bioindication and economic importance. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 74, p. 323-342, 1999.
- LIXA, A. T. **Coccinellidae (Coleoptera) usando plantas aromáticas como sítio de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico, e aspectos biológicos em condições de laboratório**. 77 p. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada). Instituto de Biologia, Departamento de Entomologia e Fitopatologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2008.
- LIXA, A. T.; CAMPOS, J. M.; RESENDE, A. L. S.; SILVA, J. C.; ALMEIDA, M. M. T. B.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Diversidade de Coccinellidae (Coleoptera) em plantas aromáticas (Apiaceae) como sítios de sobrevivência e reprodução em sistema agroecológico. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 39, n. 3, p. 354-359, 2010.
- MARGALEF, R. Homage to Evelyn Hutchinson, or why is there an upper limit to diversity. **Transactions of the Connecticut Academy of Sciences and Arts**, New Haven, v. 14, p. 211-235, 1972.
- MARGURRAN, A. E. **Ecological diversity and its measurement**. Princeton: Princeton University, 1988. 179 p.
- MARINONI, R. C.; GANHO, N. G.; MONNÉ, M. L.; MERMUDES, J. R. M. **Hábitos alimentares em Coleoptera (Insecta)**. Ribeirão Preto: Holos, 63 p., 2001.

MEDEIROS, M. A. **Papel da Biodiversidade no manejo da traça-do-tomateiro *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae)**. 145p. Tese (Doutorado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2007.

MILLÉO, J.; DE SOUZA, J. M. T.; CASTRO, J. P.; CORRÊA, G. H. Coccinelídeos (Insecta, Coleoptera) presentes em hortaliças (Ponta Grossa - PR). **Publicação da UEPG. Ciências Exatas e da Terra, Ciências Agrárias e Engenharias**, v. 13, n. 2, p. 71-80, 2007.

NEVES, M. C. P.; GUERRA, J. G. M.; CARVALHO, S. R.; RIBEIRO, R. L. D.; ALMEIDA, D. L. Sistema integrado de produção agroecológico ou Fazendinha Agroecológica km 47. In: AQUINO, A. M., ASSIS, R. L. (Ed.). **Agroecologia: princípios e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. p.147-172.

OBRYCKI, J. J.; KRING, T. J. Predaceous Coccinellidae in biological control. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 295-321, 1998.

ODUM, E. P. **Ecologia**. Rio de Janeiro, Guanabara, 1983. 434p.

OLIVEIRA, N. C. de, WILCKEN, C. F., MATOS, C. A. O. Ciclo biológico e predação de três espécies de coccinelídeos (Coleoptera, Coccinellidae) sobre o pulgão-gigante-do-pinus *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera, Aphididae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 4, p. 529-533, 2004.

PATT, J. M.; HAMILTON, G. C.; LASHOMB, J. H. Impact of strip insectary intercropping with flowers on conservation biological control of the Colorado potato beetle. **Advances in Horticultural Science**, Firenze, v. 11, p. 175-181, 1997b.

PINTO-COELHO, R. M. **Fundamentos em ecologia**. Porto Alegre: Artmed, 2000. 252p.

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

RESENDE, A. L. S. **Comunidade de joaninhas (Coleoptera: Coccinellidae) e aspectos fitotécnicos da couve (*Brassica oleraceae* var. *acephala*) em consórcio com coentro (*Coriandrum sativum*), sob manejo orgânico**. 85p. 2008. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Ocorrência de insetos predadores de pulgões em cultivo orgânico de couve em sistema solteiro e consorciado com adubos verdes**. Seropédica, RJ: Embrapa Agrobiologia, 2007. 6p. (Embrapa Agrobiologia. Comunicado Técnico, 101).

RESENDE, A. L. S.; SILVA, E. E.; SILVA, V. B.; RIBEIRO, R. L. D.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. de L. Primeiro registro de *Lipaphis pseudobrassicae* Davis (Hemiptera: Aphididae) e sua associação com insetos predadores, parasitóides e formigas em couve (Cruciferae) no Brasil. **Neotropical Entomology**, Vacaria, RS, v. 4, n. 35, 2006.

RICKLEFS, R. E. **A economia da natureza**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 3. ed., 1996. 470 p.

RODRIGUES, W. C. **Homópteros (Homoptera: Sternorrhyncha) associados à tangerina cv. Poncã (*Citrus reticulata* Blanco) em cultivo orgânico e a interação com predadores e formigas**. 63 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Seropédica, 2004.

SANTOS, N. R. P. dos; SANTOS-CIVIDANES, T. M. dos; CIVIDANES, F. J.; ANJOS, A. C. R. dos; OLIVEIRA, L. V. L. de Aspectos biológicos de *Harmonia axyridis* alimentada com duas espécies de presas e predação intraguilddia com *Eriopsis connexa*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, n. 6, p. 554-560, 2009.

SILVEIRA NETO, S.; MONTEIRO, R. C.; ZUCCHI, R. A.; MORAES, R. C. B. 1995. Uso da análise faunística de insetos na avaliação do impacto ambiental. **Scientia Agricola**, 52: 9-15.

SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D.; VILLA NOVA, N.A. **Manual de ecologia dos insetos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1976. 420 p.

SMITH, B. C. A technique for rearing some coccinellid beetles on dry foods, and influence of various pollens on the development *Coleomegilla maculata lengi* Tim. (Coleoptera: Coccinellidae). **Canadian Journal of Zoology**, Toronto, v. 38, p. 1047-1049, 1960.

SMITH, B. C. Results of rearing some coccinellid (Coleoptera: Coccinellidae) larvae on various pollens. **Proceedings of the Entomological Society of Ontario**, Toronto, v. 91, p. 270-271, 1961.

SOUTHWOOD, T.R.E. **Ecological methods**: with particular reference to the study of insect populations. 2. ed. London: Chapman & Hall, 1995. 524p.

SPOLIDORO, M. V.; RODRIGUES, W. C.; NASCIMENTO S. A.; CASSINO, P. C. R. Identificação de insetos entomófagos de pragas de tangerina cv. Poncã em cultivo orgânico na Fazendinha Agroecológica. In: **Jornada de Iniciação Científica da UFRRJ**, 13., 2003, Seropédica. Anais... Seropédica: EDUR, 2003, v. 13, n. 1, p. 105-107.

TEDDERS, W. L. **Important biological and morphological characteristics of the foliar-feeding aphids of pecan**. Byron: United States Department of Agriculture, 1978. 29 p. (Technical Bulletin, 1589).

VENZON, M.; ROSADO, M. C.; EUZÉBIO, D. E.; PALLINI, A. Controle biológico conservativo. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; PALLINI, A. (Eds.). **Controle alternativo de doenças e pragas**. Viçosa: EPAMIG, 2005. p. 1-22.

WALKER, D. Diversity and stability. In: CHERRETT, J. M., (Ed.). **Ecological concepts**. Oxfordm Blackwell Scientific Public, 1989. p.115-146.

WEEDEN, C. R.; SHELTON, A. M.; HOFFMANN, M. P. **Biological control**: a guide to natural enemies in North America. Cornell University, Ithaca, NY. URL: <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/predators/predtoc.html> Consultado em 20 janeiro 2008.

CAPÍTULO III

EFEITOS DE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA AGRICULTURA ORGÂNICA SOBRE *Coleomegilla maculata* DeGeer (COLEOPTERA: COCCINELLIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

RESUMO

O controle biológico de pragas é uma ferramenta importante para construção de agroecossistemas sustentáveis. Dentre os inimigos naturais de pragas agrícolas, destacam-se as espécies de insetos predadores da família Coccinellidae (Insecta: Coleoptera), popularmente conhecidos como joaninhas. Esses insetos são capazes de controlar de forma efetiva pulgões, cochonilhas, cigarrinhas, psíldeos e ácaros fitófagos. Apesar da importância do controle biológico, o uso de defensivos (ou produtos fitossanitários) alternativos ainda é necessário em muitas situações. A associação entre inimigos naturais com produtos fitossanitários seletivos é uma importante estratégia no manejo integrado de pragas (MIP). Todavia poucos trabalhos foram realizados a respeito dos efeitos de produtos fitossanitários utilizados em agricultura orgânica sobre inimigos naturais. Dessa forma, este estudo objetivou avaliar o impacto de produtos comumente utilizados como defensivos alternativos na agricultura orgânica, sobre as diferentes fases de desenvolvimento da joaninha *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae), pois pouco se sabe sobre os impactos desses produtos sobre a vida desses insetos predadores. Os experimentos foram realizados em condições controladas ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e $70 \pm 10\%$ UR) e as joaninhas foram mantidas com ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) e larvas de *Drosophila melanogaster* Meigen (Diptera: Drosophilidae). A aplicação dos produtos fitossanitários foi realizada por meio de um pulverizador manual. Foram utilizados cinco produtos fitossanitários (Agrobio[®], Calda sulfocálcica, Natuneem[®], Nim-I-Go[®] e Rotenat[®]) sob três níveis de concentração. Essas concentrações foram de 2%, 4% e 6% para o Agrobio e de 0,5%; 1% e 2% para os demais produtos, sendo as concentrações usualmente praticadas em sistemas orgânicos de produção. O tratamento adicional (controle) consistiu da pulverização com água destilada. Foram realizadas observações a cada 24 horas para obter os dados referentes aos aspectos biológicos das joaninhas. Para cada fase do ciclo de vida das joaninhas diferentes procedimentos foram utilizados para avaliar o efeito dos produtos testados. Nenhum dos produtos avaliados afetou a duração média do período embrionário. A viabilidade das posturas diminuiu quando foram aplicados os tratamentos Natuneem 2,0%, Nim-I-Go 2%, Rotenat a 1% e 2%. Além disso, foi verificado que a viabilidade das posturas decresce com o aumento das concentrações desses produtos. Os valores médios de duração das fases imaturas variaram pouco [variou de 3-5 dias o 1º instar, de 2-3 dias o 2º instar, de 2-4 dias o 3º instar e de 3-6 dias o 4º instar, pré-pupa com 1 dia e pupa 3-5 dias] em todos os tratamentos. Quanto ao ciclo biológico verificaram-se valores médios variando entre 20 e 24 dias. Com relação à mortalidade pode-se verificar que quando aplicados em larvas de 1º instar o experimento apresentou o maior número de tratamentos com índice de mortalidade acima do controle. Contudo, foi comum observar índices de mortalidade de 10% ou mais, nos tratamentos com Nim-I-Go e Natuneem independente do instar aplicado. Nos adultos só foi possível observar indivíduos mortos nas aplicações com Natuneem 0,5% e Natuneem 2%, mas esses não foram estatisticamente diferentes do controle. Agrobio foi o único produto fitossanitário que não influenciou negativamente a reprodução de *C. maculata*. Em função dos dados apresentados, os produtos a base de nim devem ser utilizados com parcimônia e os demais produtos podem ser utilizados sem causar maiores danos ao predador *C. maculata*.

Palavras-chave: joaninha afidófaga, seletividade toxicológica, defensivos alternativos, agricultura orgânica.

ABSTRACT

Biological control of pests is an important tool for building sustainable agroecosystems. Among the natural enemies of agricultural pests, there are the species of predatory insects of the family Coccinellidae (Insecta: Coleoptera), popularly known as ladybugs. These insects are capable of effectively controlling aphids, mealybugs, leafhoppers, mites and phytophagous psyllids. Despite the importance of biological control, the use of alternative pesticides is still required in many situations. The association of natural enemies with selective pesticides is an important strategy in integrated pest management (IPM). However few studies have been conducted on the effects of pesticides used in organic agriculture on natural enemies. Thus, this study aimed to assess the impact of products commonly used as alternative pesticides in organic agriculture on the different developmental stages of the ladybug *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae), because little is known about the impact of these products on the lives of these predatory insects. The experiments were conducted under controlled conditions ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, 12 hours photophase and $70 \pm 10\%$ RH) and the ladybugs were maintained with *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) and larvae of *Drosophila melanogaster* Meigen (Diptera: Drosophilidae). The pesticide application was performed by means of a hand sprayer. We used five pesticides (Agrobio[®], Lime sulfur, Natuneem[®], Nim-I-Go[®] and Rotenat[®]) under three levels of concentration. These concentrations were 2%, 4% and 6% for Agrobio and 0.5%, 1% and 2% for other products, and the concentrations usually practiced in organic production systems. Further treatment (control) consisted of spraying with distilled water. Observations were made every 24 hours to obtain data concerning the biological aspects of ladybugs. For each stage of the life cycle of ladybugs different procedures were used to evaluate the effect of tested products. The viability of the eggs decreased when the treatments were applied Natuneem 2%, Nim-I-Go 2%, Rotenat 1% and Rotenat 2%. Furthermore, it was found that the viability of the eggs decreases with increasing concentrations of these products. The average duration of the immature stages remained within the expected values for these phases [3-5 days ranged from the 1st instar, 2-3 days the 2nd instar, 2-4 days and the 3rd instar 3-6 days the 4th instar, pre-pupa and pupa with 1 day 3-5 days] for all treatments. As to the biological cycle there have values varying between 20 and 24 days. With regard to mortality can be seen that when applied in the 1st instar larvae of the experiment showed the largest number of treatments with mortality rates above the control. However, it was common to observe mortality rates of 10% or more in treatments with Nim-I-Go and Natuneem independent urge applied. In adults only dead individuals was observed in the treatments Natuneem 0.5% and Natuneem 2%, but these were not statistically different from control. Agrobio was the only product plant that did not influence plant the reproduction of *C. maculata*. Depending on the data presented, the neem-based products should be used sparingly and other products can be used without causing further damage to the predator *C. maculata*.

Key words: aphidophagous ladybug, toxicological selectivity, alternative pesticides, organic agriculture.

INTRODUÇÃO

Nos primórdios da agricultura, a cerca de 10.000 anos atrás, o controle das pragas e doenças foi realizado com um mínimo de interferência antrópica. O equilíbrio entre as comunidades de insetos-praga e inimigos naturais era estabelecido de forma espontânea, pela auto-regulação do agroecossistema. Com o passar do tempo e o extraordinário aumento na população mundial, as sociedades humanas ficaram cada vez mais dependentes de umas poucas espécies de plantas cultivadas, e estas perderam boa parte de sua base genética de resistência a pragas e doenças. Isto levou a perdas de produção e ao aumento da dependência de insumos e tecnologias para a manutenção das condições de crescimento das plantas cultivadas; fatos que estão intimamente ligados ao aumento dramático do uso dos agrotóxicos (GLIESSMAN, 2001).

Problemas ambientais relacionados à agricultura, especialmente pelo uso indiscriminado e irracional dos agrotóxicos químicos dos grupos dos orgânicos sintéticos, como os organoclorados, organofosforados, carbamatos e piretróides, têm sido denunciados desde os anos 60, iniciando por Rachel Carson em seu livro "Primavera Silenciosa" publicado em 1964, onde aborda os impactos secundários ocasionados por substâncias tóxicas, principalmente, inseticidas orgânicos sintéticos (ALTIERE, 2002). Outro aspecto não menos importante é a dependência econômica que esses insumos externos trazem para o país e para os produtores rurais, gerando perdas de divisas, descapitalização dos produtores e afetando a autossustentabilidade.

Por essas razões, é essencial dar maior atenção aos métodos não-químicos de controle de pragas e fitoparasitas. Optar por estratégias de controle mais seguras e efetivas. Nas últimas décadas, a questão passou a gerar efeitos práticos, particularmente nos países desenvolvidos, pela adoção de políticas restritivas a práticas agrícolas ambientalmente nocivas e por estímulos à agricultura de alto "valor biológico agregado".

A tomada de consciência, por parte da comunidade em geral e inclusive das grandes multinacionais tem feito com que estas invistam numa agricultura mais limpa, com o desenvolvimento de produtos e estratégias menos nocivas ao ecossistema (GLIESSMAN, 2001; ALMEIDA et al., 2003; AQUINO & ASSIS, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2006). Essas estratégias incorporariam práticas tradicionais dos agricultores e valorização do uso de recursos locais, em vez de substituí-las, reduzindo a dependência aos insumos externos, na busca por uma agricultura produtiva, ambientalmente segura, economicamente viável, socialmente justa e sustentável. A sustentabilidade é alcançada através de práticas agrícolas orientadas pelo conhecimento em profundidade dos conceitos e princípios ecológicos para promover a agrobiodiversidade e os processos biológicos naturais (GLIESSMAN, 2001).

A pesquisa científica tem avançado no desenvolvimento de soluções tecnológicas para uma agricultura sustentável, produtiva e ambientalmente equilibrada, apoiada em práticas agropecuárias que promovam a agrobiodiversidade e os processos biológicos naturais, para melhor aproveitamento dos recursos locais e redução da necessidade de incorporação de recursos externos, como busca a agricultura orgânica de bases agroecológicas (ROSA, 1998; GLIESSMAN, 2001; AQUINO & ASSIS, 2005; AGUIAR-MENEZES, 2003, 2006).

Na perspectiva ecológica, o problema da infestação dos campos agrícolas por pragas e doenças é entendido como um sintoma de desequilíbrio, pois em um ambiente equilibrado possui diversos processos de autorregulação do ambiente que impedem a superpopulação de uma única espécie (ROSA, 1998). As abordagens mais ecológicas utilizadas na agricultura orgânica buscam intervir na causa do problema das pragas e doenças, não tratando apenas dos sintomas, o que dá a elas caráter preventivo. Portanto, o controle de fitoparasitas é em regra

geral calcado em medidas antiestresse, que permitam que as plantas expressem plenamente seus mecanismos naturais de defesa (FERNANDES et al., 2005).

Assim, para evitar o surgimento de doenças, para manter o equilíbrio dos nutrientes e das populações de insetos e plantas invasoras, a agricultura orgânica procura aproveitar os processos naturais e principalmente os recursos de origem biológica, que comumente são encontrados na natureza, para obter fertilizantes, herbicidas, inseticidas, etc. (ROSA, 1998). Desse modo, para um manejo fitossanitário de controle de pragas e fitoparasitas pode-se ter medidas de controle preventivas e curativas. Entre as medidas preventivas estão o manejo da diversidade vegetal, policultivos, adubação orgânica, manejo da água, época de plantio e uso plantas resistentes. Já entre as medidas curativas ou sanitárias tem-se os defensivos alternativos, os protetores, uso de solarização e artefatos que reduzem o ataque de fitoparasitos.

Todavia alguns desses defensivos alternativos como o óleo de nim, por exemplo, apresenta efeitos colaterais para inúmeras espécies de insetos-praga, como inibição da oviposição, da alimentação, do acasalamento, da motilidade intestinal, de biossíntese de quitina, e causando mortalidade, sendo também referenciado na literatura como um produto de baixa toxicidade aos mamíferos e aos inimigos naturais, com rápida degradação no ambiente (VENDRAMIM, 1997; BARBOSA et al., 2000; BOEKE et al., 2004). Poucos trabalhos relatam a seletividade das caldas usadas em agricultura orgânica. Segundo Tuelher (2006), calda sulfocálcica afetou o crescimento populacional do ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae), embora a seletividade esteja relacionada com as concentrações empregadas.

Nesse contexto, este trabalho teve como objetivo estudar o impacto de produtos comumente utilizados como defensivos alternativos na agricultura orgânica, sobretudo soluções com óleo de nim, timbó, calda sulfocálcica, e um biofertilizante líquido (Agrobio) sobre as diferentes fases de desenvolvimento da joaninha *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) assim como sobre sua capacidade reprodutiva, pois pouco se sabe sobre os impactos desses produtos sobre a vida desse inseto predador.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Defensivos Alternativos

Os defensivos alternativos, apesar de serem importantes alternativas aos agrotóxicos convencionais, devem ser utilizados como medidas auxiliadoras no manejo de fitoparasitos, principalmente quando esses sistemas estiverem desequilibrados. Essas estratégias devem ser utilizadas eventualmente em complementação ao manejo da diversidade vegetal até que a sustentabilidade do sistema seja obtida (SOUZA & RESENDE, 2003; FERNANDES et al., 2005).

Para Fernandes et al. (2005), os defensivos alternativos podem ser divididos em duas classes: a dos fertiprotetores e os protetores. Os fertiprotetores envolvem os produtos que fornecem nutrientes às plantas, influenciando positivamente no processo metabólico das mesmas, além de contribuírem no controle de parasitas. Estão incluídos: biofertilizantes líquidos, as caldas (sulfocálcica, viçosa e bordalesa), urina de vaca, leites etc. Já os protetores são os produtos que agem diretamente no controle dos fitoparasitas, como por exemplo: agentes de biocontrole, extratos vegetais, feromônios e outros.

2.1.1 Agrobio

Agrobio é um biofertilizante que fornece nutrientes às culturas e aos microrganismos, com baixos custos de produção (ROSA, 1998). Possui ações múltiplas: atuam como repelente ou inibidores de pragas e doenças, estimulante vegetal, adubo foliar e inoculante, favorecendo a resistência orgânica contra pragas e doenças e, portanto auxiliam o desenvolvimento das plantas (AGRORGANICA, 2010).

O Agrobio é produzido pela fermentação VENDRAMIM o da mistura de 200 litros de água, 100 litros de esterco bovino, 20 litros de leite de vaca ou soro de leite e 3 kg de melaço. Após uma semana são acrescentados muitos outros ingredientes até ele ficar pronto. Seu uso é recomendado para a produção de mudas, produção de folhosas, frutos e culturas perenes (FERNANDES et al., 2010).

2.1.2 Calda sulfocálcica

Além da ação nutritiva, as caldas apresentam ação inseticida e repelente, acaricida, fungistática e bacteriostática (SOUZA & RESENDE, 2003). A calda sulfocálcica é uma reação corretamente balanceada entre cálcio e enxofre dissolvidos em água e submetidos à fervura, constituindo uma mistura de polissulfetos de cálcio. É empregada como acaricida, inseticida, fungicida e repelente no controle de ácaros, cochonilhas e outros insetos (GALLO et al., 2002; FERNANDES et al., 2010). A calda sulfocálcica pode ser fitotóxica para algumas plantas, a exemplo das cucurbitáceas, principalmente quando a temperatura é elevada.

2.2.1 Extratos vegetais

Diversas substâncias oriundas dos produtos intermediários ou finais do metabolismo secundário de algumas plantas, como flavonóides (ex. rotenona), piretrinas, alcalóides (ex. nicotina) e terpenóides (ex. azadirachtina), são utilizadas como fitoprotetores em agricultura orgânica e podem ser encontradas nas raízes, folhas e sementes destas plantas. Estas substâncias podem interferir severamente no metabolismo de outros organismos, causando impactos variáveis, sem necessariamente causar a morte, como repelência, inibição da oviposição, esterilização, bloqueio do metabolismo e interferência no desenvolvimento do inseto (HERNANDES & VENDRAMIM, 1998; LANCHER, 2000; AGUIAR-MENEZES et al., 2005). Segundo Gallo et al. (2002), o objetivo principal do uso de extratos vegetais é reduzir o crescimento da população de pragas, sendo que a mortalidade do inseto é apenas um dos possíveis efeitos e que, geralmente, necessita de concentrações muito elevadas.

Dentre as milhares de espécies vegetais existentes, muitas produzem substâncias que atuam como atraentes ou repelentes de outros organismos. São substâncias que têm atividades biológicas e que foram desenvolvidas pelas plantas ao longo de sua existência, para garantir sua sobrevivência.

2.2.1.1 Nim

A árvore *Azadirachta indica* A. Juss cresce bem em áreas de clima tropical e subtropical, pertence à família Meliaceae. No Brasil é mais conhecida pelo nome nim (MOSSINI & KEMMELMEIER, 2005).

Tem como princípio ativo mais importante a azadirachtina. Registra-se que mais de 418 espécies de pragas são afetadas por extratos de nim (SOUZA & RESENDE, 2003). Espécies de insetos reagem diferentemente aos compostos do nim (MOSSINI & KEMMELMEIER, 2005).

Estudos indicam que propriedades presentes na planta possuem diversos mecanismos e sítios de ação, causando efeitos: antialimentares, repelentes para postura de ovos, nas funções bioquímicas e fisiológicas, implicações nos reguladores do crescimento, podendo causar até a morte de insetos (MOSSINI & KEMMELMEIER, 2005). Souza & Resende (2003) destacam que além dessas ações inseticidas, o nim ainda é fungicida e nematostático, sendo indicado para o controle da mosca branca, pulgões, mosca minadora, nematóides, lagartas e outros. Vale destacar que a azadirachtina é considerada tóxica para mamíferos e, é rapidamente degradada pela luz solar (ISMAN, 2006).

2.2.1.2 Timbó

Pertencente da família Fabaceae, as espécies de timbó de maior importância pertencem aos gêneros *Derris* e *Lonchocarpus* e são utilizadas há várias décadas pelos índios da Amazônia nas pescarias e para o controle de insetos-praga (ALECIO et al., 2010). A importância desta planta está nas substâncias encontradas principalmente em suas raízes, como a rotenona (COSTA et al., 1997; SOUZA & RESENDE, 2003).

A “rotenona” foi o princípio ativo ao qual foi atribuída a atividade inseticida (SOUZA & RESENDE, 2003). Ela é um isoflavonóide cristalino, inodoro e insípido, biossintetizado pela via do metabolismo secundário e que aparece sempre acompanhado de outros compostos flavonoídicos, tais como, deguelina, tefrosina e toxicarol (ALECIO et al., 2010). A rotenona

causa morte dos animais por meio da inibição da cadeia respiratória mitocondrial (MASCARO et al., 1998), ela bloqueia a cadeia de transporte de elétrons e impede a produção de energia, sendo peixes e insetos altamente sensíveis (MASCARO et al., 1998; ISMAN, 2006).

O timbó é usado principalmente para o controle de formigas cortadeiras [*Atta sp.*] (SOUZA & RESENDE, 2003). Vale ressaltar que a rotenona é tóxica para mamíferos, sendo absorvida através da pele, contudo, é relativamente inofensiva quando utilizada adequadamente (COSTA et al., 1997).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Aquisição, Identificação e Escolha da Espécie de Coccinellidae

Adultos de coccinelídeos predadores foram coletados em área do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA – “Fazendinha Agroecológica km 47”). Esses adultos foram levados para o Laboratório do Centro Integrado do Manejo de Pragas (CIMP), localizado na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, em Seropédica, RJ e identificados por comparação com espécimes da coleção de referência de coccinelídeos da Dr^a Elen de Lima Aguiar-Menezes, cujas espécies foram identificadas por taxonomistas desse grupo de insetos da Universidade Federal do Paraná (UFPR, Curitiba, PR).

A espécie selecionada foi a *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae), que se mostrou bastante apta à criação em laboratório com ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) (LIXA, 2008).

3.2 Obtenção da População Base de Adultos de *Coleomegilla maculata* em laboratório

Pela dificuldade de determinação dos sexos (FLANDERS, 1936; GORDON, 1978), cinco adultos de *C. maculata* foram colocados em potes de plástico de 1 litro (**Figura 5**), tampados com abertura revestida com organza (e/ou tampas perfuradas), e mantidos em sala climatizada a temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e fotofase de 12 horas. Esses insetos foram observados diariamente para verificar a presença de casais em cópula. Se o acasalamento não era observado num período de 24 horas, eram realizadas trocas de indivíduos entre os potes. Esses indivíduos foram alimentados *ad libitum* com ovos de *Anagasta kuehniella* inviabilizados com ultravioleta e congelados [subitem 3.2.1], larvas de *Drosophila melanogaster* Meigen (Diptera: Drosophilidae) criadas e fornecidas vivas em tampas plásticas (**Figura 6**) [subitem 3.2.2] mais água, a qual foi fornecida em algodão hidrófilo umedecido com água filtrada. Folha de papel filtro foi colocada no interior dos potes para servir de substrato para a oviposição visando facilitar a retirada das posturas.



Figura 5. Adultos de *Coleomegilla maculata* no interior dos potes de criação. Sendo alimentados ad libitum com ovos de *Anagasta kuehniella* (Lepidoptera: Pyralidae) e larvas de *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae).



Figura 6. Larvas de *Drosophila melanogaster* fornecidas vivas em tampas plásticas.

Diariamente, eram realizadas vistorias dos potes para detecção e retirada de posturas. Aquelas ocorridas no papel filtro foram facilmente retiradas pelo corte do papel. Quando as posturas foram realizadas em outros lugares, em contato com o pote plástico ou na tampa revestida com organza, a remoção foi efetuada de forma delicada com auxílio de pincel fino e macio e, em alguns casos havia a retirada dos adultos do pote de criação para um novo recipiente, aproveitando-se assim a maior parte das posturas encontradas. As posturas foram transferidas para frascos de vidro de 20 mL, tampados com rolha de algodão hidrófilo, sendo todas mantidas em sala climatizada a temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e fotofase de 12 horas.

Observações diárias foram realizadas para determinar o dia exato da eclosão das larvas. Somente após o segundo dia a partir da observação da eclosão das larvas, procedia-se a individualização destas, para evitar a alta mortalidade de larvas de primeiro instar quando manuseadas no primeiro dia da eclosão (MACHADO, 1982). As larvas foram transferidas para frascos de vidro de 20 mL, tampados com rolha de algodão hidrófilo e mantidas em ambiente climatizado ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e $70 \pm 10\%$ UR). Esse procedimento foi adotado a fim de evitar canibalismo. As larvas foram criadas nesses recipientes, sendo alimentadas *ad libitum* com ovos de *A. kuehniella* (inviabilizados com ultravioleta e congelados) e larvas de *D. melanogaster* até a fase adulta, quando se obteve a população base com adultos de *C. maculata*.

3.2.1 Obtenção de ovos de *Anagasta kuehniella*

Os ovos de *A. kuehniella* inviabilizados por esterilização com raios UV (ultravioleta) foram adquiridos por meio de compra em empresa especializada – Insecta Agentes de Controle Biológico, Lavras/ MG. Esses ovos eram entregues em embalagens de papelão ou plástico com 25 g cada uma, e assim que chegavam ao laboratório eram embalados em papel alumínio e armazenados em congelador, em um refrigerador de uso doméstico. Antes de fornecê-lo aos insetos, os ovos eram mantidos na geladeira para descongelamento.

3.2.2 Obtenção das larvas de *Drosophila melanogaster*

Para a obtenção das larvas da mosca *D. melanogaster* foram realizadas criações no Laboratório do Centro Integrado do Manejo de Pragas (CIMP). Foram utilizadas quatro gaiolas de criação (**Figura 7a**) mantidas em ambiente climatizado ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e $70 \pm 10\%$ UR), essas estavam infestadas de adultos da mosca *D. melanogaster* (**Figura 7b**).



Figura 7. a) Gaiolas utilizadas na criação da mosca *D. melanogaster*. b) Interior das gaiolas infestadas por adultos da mosca, onde copos de plástico foram utilizados como recipiente para dieta artificial utilizada no desenvolvimento de suas larvas.

Para manutenção dessa população e obtenção de larvas em grandes quantidades (que eram fornecidas as joaninhas) foi utilizada uma dieta artificial baseada em metodologia descrita em Aquarioland (2012). Contudo, esta dieta inicial passou por modificações, sendo desenvolvida e padronizada no próprio Laboratório do CIMP. A dieta assim passou a consistir em uma mistura de aproximadamente 600g de banana d'água descascada e amassada, 13g de fermento biológico em pó, 120 mL de água, 30g de aveia em pó, 60g de mel e quatro gotas de Violeta de genciana (Cloreto de pararosanilina – agente antisséptico e antifúngico), que eram distribuídas em pequenas porções, aproximadamente três colheres de sopa, por 18 copos de 200 ml que eram divididos entre as gaiolas de criação (**Figura 7a**). As posturas das moscas eram realizadas dentro desses recipientes (**Figura 8a**) e geraram todas as larvas que foram utilizadas na montagem dos experimentos (**Figura 8b**).

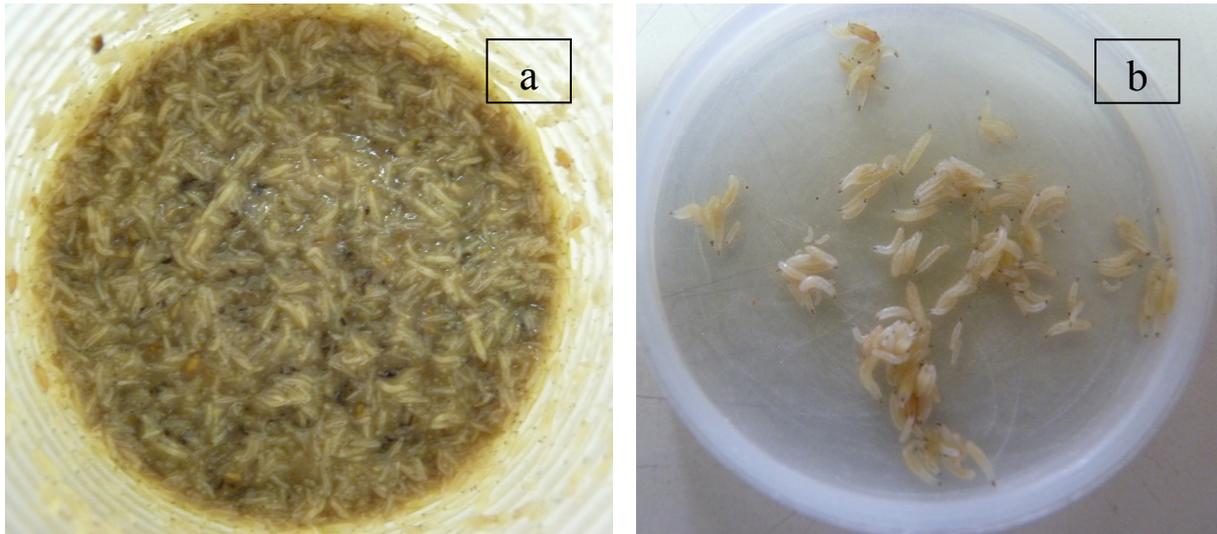


Figura 8. a) Interior dos recipientes contendo dieta especial para o desenvolvimento de larvas da mosca *D. melanogaster*. b) Porções como as larvas vivas da mosca foram oferecidas as joaninhas nos experimentos.

3.3 Método para Aplicação dos Produtos Fitossanitários

A aplicação dos produtos fitossanitários (Natuneem[®], Nim-I-Go[®], Rotenat[®], Agrobio[®] e calda sulfocálcica da Pesagro-Rio) foi realizada por meio de um pulverizador manual com capacidade para 600 mL, conforme metodologia estabelecida por membros da IOBC – ‘International Organization for Biological Control of Noxious Animals and Plants’ (HASSAN, 1997).

Foram aplicados três jatos dos produtos testados, a distância de aproximadamente 20 centímetros dos potes de aplicação, com exceção das posturas, que será descrito a seguir. Para os potes de aplicação foram utilizados potes iguais aos da criação, limpos e secos para todos os diferentes tratamentos.

No caso das posturas, colocadas na forma de massa de ovos, foram mantidas no mesmo pote em que foram depositados (**Figura 9**), sendo nestes mesmos potes realizadas as aplicações dos produtos para se evitar danos à anatomia aos ovos. Na emergência das larvas estas foram individualizadas em frascos de vidro de 20 mL, para se evitar problemas, como o canibalismo entre as mesmas, sendo alimentadas *ad libitum* com ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster* até a fase adulta. As larvas oriundas das massas de ovos em que os produtos haviam sido aplicados foram transferidas somente após o segundo dia a partir da observação da eclosão das larvas, para evitar a alta mortalidade de larvas de primeiro instar quando manuseadas no primeiro dia da eclosão (MACHADO, 1982). Estas foram transferidas com o auxílio de um pincel de cerdas macias.

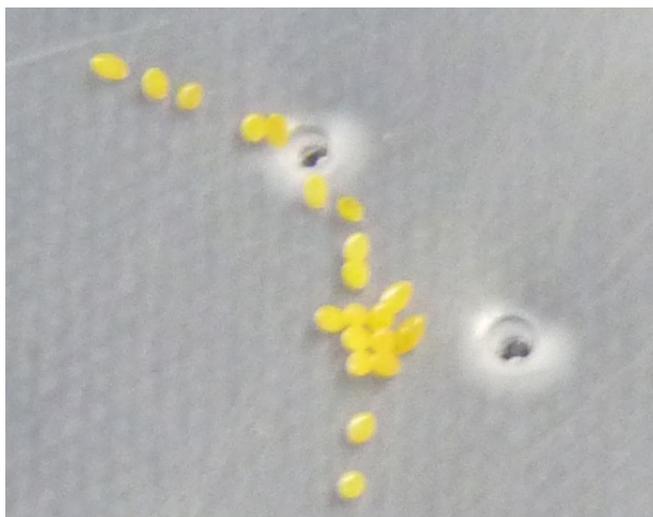


Figura 9. Posturas de *C. maculata* realizadas na forma de massa de ovos.

No caso das fases larvais (I, II, III e IV instares), estas também recebiam os mesmos cuidados descritos para as larvas provenientes das massas de ovos analisadas. A diferença foi no momento da aplicação dos produtos fitossanitários, que era realizada em potes plásticos iguais aos utilizados na criação dos adultos da população base [potes de plástico de 1 litro, tampados com abertura revestida com organza e/ou tampas perfuradas]. E, após a aplicação estas foram novamente colocadas em frascos de vidro, onde eram alimentadas *ad libitum* com ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster*.

Os adultos após serem submetidos à aplicação dos tratamentos eram novamente acondicionados nos potes de criação onde foram alimentados *ad libitum* com ovos de *Anagasta kuehniella* e larvas de *Drosophila melanogaster* fornecidas vivas em tampas plásticas, mais água, a qual foi fornecida em algodão hidrófilo umedecido com água filtrada. Folhas de papel filtro foram colocadas no interior dos potes para servir de substrato para a oviposição visando facilitar a retirada das posturas, seguindo metodologia de Lixa (2008).

3.4 Descrição dos Experimentos de Laboratório

Para estudar os efeitos dos produtos fitossanitários sobre os aspectos biológicos de *C. maculata* experimentos foram conduzidos a partir dos indivíduos adultos da população base dessa espécie mantidos em ambiente climatizado ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e $70 \pm 10\%$ UR) no Laboratório do Centro Integrado do Manejo de Pragas (CIMP), localizado na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, em Seropédica, RJ.

Foram realizadas observações a cada 24 horas para obter os dados referentes aos aspectos biológicos das joaninhas.

3.5 Parâmetros Biológicos Observados

3.5.1 Fase de ovo

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em arranjo fatorial $5 \times 3 + 1$, com dez repetições. Os fatores consistiram da pulverização com cinco produtos fitossanitários (Agrobio, Calda sulfocálcica, Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat) sob três níveis

de concentração. Essas concentrações foram de 2%, 4% e 6% para o Agrobio e de 0,5%; 1% e 2% para os demais produtos, sendo as concentrações usualmente praticadas em sistemas orgânicos de produção. O tratamento adicional (controle) consistiu da pulverização com Água destilada.

As massas de ovos avaliadas foram obtidas a partir de fêmeas da população base de *Colemegilla maculata*, alimentadas com os ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster*. Foram selecionadas para o experimento apenas as posturas com boa aparência, considerando-se a coloração e formato do conjunto de ovos.

Logo após a oviposição, a fim de evitar danos à estrutura dos ovos, as massas de ovos foram mantidas nos potes de criação dos adultos, sendo estes removidos para novos potes, e todos foram mantidos em ambiente climatizado ($25 \pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e $70 \pm 10\%$ UR).

Cada tratamento constou de 10 massas de ovos, com média $143,3 \pm 7,9$ ovos por tratamento, sobre as quais foram levantadas as seguintes variáveis:

- a) período embrionário: intervalo, em dias, entre a postura e a eclosão das larvas; e
- b) viabilidade dos ovos: percentual de larvas eclodidas por “massa” de ovos (postura).

3.5.1.1 Análises estatísticas

Os dados de cada variável foram submetidos a testes de normalidade e homogeneidade da variância dos erros ($P \leq 0,05$). Em atendendo a esses testes, foram submetidos à análise de variância ($P < 0,05$), considerando o delineamento inteiramente casualizado, em arranjo fatorial $5 \times 3 + 1$, com dez repetições. Por haver interação entre os fatores, optou-se em realizar a comparação das médias dos 16 tratamentos pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade, sendo realizada análise de regressão com os dados das concentrações de cada produto fitossanitário, mais os dados do tratamento controle (água destilada) como concentração zero do produto (0%). Nesse sentido, o conjunto de dados de cada produto foi submetido ao atendimento das pressuposições de normalidade e homogeneidade da variância dos erros ($P < 0,05$), sendo todos aprovados. Procedeu-se as análises de variância ($P < 0,05$), seguidas de análise de regressão para os produtos em cuja análise de variância foi significativa.

As análises foram realizadas com auxílio dos *softwares* Microsoft® Office Excel® tabulações com médias e erro padrão; e análises da homogeneidade da variância dos erros, pelo teste de Cochran) e Sisvar® (testes de normalidade dos erros: Shapiro-Wilk e Kolmogorov-Smirnov; análises de variância e análises de regressão) e Assistat® (testes de normalidade dos erros: Kolmogorov-Smirnov; Cramér-von Mises, Anderson-Darling, Kuiper, Watson, Lilliefors e Shapiro-Wilk; testes de homogeneidade da variância dos erros: Cochran e Bartlett; análise de variância e teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade). Considerou-se atendidos os pressupostos de normalidade e homogeneidade quando pelo menos um teste de normalidade e pelo menos um teste de homogeneidade foi menor ou igual a 5%.

3.5.2 Fases larvais, pré-pupa e pupa

Foram conduzidos quatro experimentos no delineamento inteiramente casualizado, em arranjo fatorial $5 \times 3 + 1$, com 30 repetições. Os fatores consistiram da pulverização com cinco produtos fitossanitários (Agrobio, Calda sulfocálcica, Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat) sob três níveis de concentração. As concentrações foram de 2%, 4% e 6% para o Agrobio e de 0,5%; 1% e 2% para os demais produtos. O tratamento adicional (Controle) consistiu da

pulverização com água destilada. Os quatro experimentos diferiram entre si pela aplicação dos 16 tratamentos sobre cada um dos instares larvais (1º, 2º, 3º e 4º instar) da *C. maculata*.

Cada repetição foi constituída por uma única larva, individualizada em tubo de vidro de 20 mL (a partir do segundo dia da eclosão das larvas), tampado com rolha de algodão hidrófilo. As larvas foram obtidas a partir de posturas realizadas pelas fêmeas da população base de *C. maculata* alimentadas com ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster*. Esses indivíduos foram mantidos em sala sob condições controladas de temperatura do ar ($25 \pm 1^\circ\text{C}$), umidade relativa do ar ($70 \pm 10\%$) e fotofase (12 h).

Durante o experimento foram coletados dados para as seguintes variáveis:

- a) período embrionário: intervalo, em dias, da postura até a eclosão da larva;
- b) duração de cada instar larval: intervalo, em dias, entre cada ecdise (determinada pela presença de exúvias);
- c) duração da fase pré-pupal: intervalo, em dias, entre a paralisação da alimentação da larva de último instar e a pupação;
- d) duração da fase pupal: intervalo, em dias, entre a pupação e a emergência do adulto;
- e) período larval: somatório da duração, em dias, dos quatro instares larvais.
- f) ciclo biológico: intervalo, em dias, da postura dos ovos à emergência do adulto;
- g) percentual de mortalidade total e em cada estágio de desenvolvimento da joaninha, do 1º instar larval à emergência do adulto; e
- h) percentual de adultos vivos: normais e deformados.

3.5.2.1 Análises estatísticas

Os dados das variáveis referentes à duração de cada estágio de desenvolvimento dos insetos (período embrionário, instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval e ciclo) foram submetidos a testes de normalidade e homogeneidade da variância dos erros ($P \leq 0,05$). Devido à ausência de normalidade e homogeneidade, foi utilizado testes não paramétricos, sendo aplicado o teste de Kruskal-Wallis ($P < 0,05$), para avaliação da ocorrência de diferença entre tratamentos, seguido pelo teste de Mann-Whitney U com correção de Bonferroni ao nível de 5% de probabilidade, para comparação da média do tratamento controle com as médias dos demais tratamentos.

Os percentuais de mortalidade total e de adultos vivos deformados ou normais foram avaliados conforme método descrito por Haddad & Vendramim (2000)*, sendo a média dos 16 tratamentos comparadas entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

As análises foram realizadas com auxílio dos *softwares* Microsoft® Office Excel® (para avaliação da homogeneidade da variância dos erros: teste de Cochran; e cálculos das médias, erro padrão, percentuais e teste de Tukey), Sisvar® (para realização dos testes de normalidade dos erros: Shapiro-Wilk e Kolmogorov-Smirnov), SigmaPlot® (boxplots) e IBM® SPSS® Statistics (Kruskal-Wallis e Mann-Whitney U).

*O método descrito por Haddad & Vendramim (2000) atribui um valor teórico para variância residual em avaliação de valores percentuais com casos extremos (0 e 100%) derivados de tratamentos com 20 ou mais indivíduos. Esses autores afirmam que a utilização adequada do método resolve o caso de comparações entre todo e qualquer contraste entre médias de mortalidade, inclusive as representativas da mortalidade ou sobrevivência total de insetos.

3.5.3 Fase adulta

Para avaliação desse experimento considerou-se o delineamento inteiramente casualizado com 16 tratamentos e oito repetições. Os tratamentos consistiram de pulverizações combinando cinco produtos fitossanitários (Agrobio, Calda sulfocálcica, Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat) e três concentrações, sendo de 2%, 4% e 6% para o Agrobio e de 0,5%; 1% e 2% para os demais produtos fitossanitários. Existiu ainda um tratamento controle, cujo produto pulverizado foi água destilada.

Cada parcela consistiu de grupos de cinco indivíduos (com sexo não conhecido), colocados em potes de plástico de um litro, vedados com tampas com abertura revestida com organza (e/ou tampas perfuradas), sendo mantidos em sala com condições controladas de temperatura do ar ($25 \pm 1^\circ\text{C}$), umidade relativa do ar ($70 \pm 10\%$) e fotofase (12 h). As pulverizações (os tratamentos) foram realizadas sobre adultos em recipientes separados, antes de serem colocados no pote definitivo.

Os adultos recém-emergidos (2-3 dias) utilizados no experimento foram originados de pupas oriundas de posturas das fêmeas da população base de *C. maculata* criadas em laboratório, alimentadas com os ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster*.

Cada parcela foi observada diariamente durante dez dias, para levantamento de dados agregados por tratamento para as seguintes variáveis:

- a) parcelas com pelo menos um adulto morto (%);
- b) parcelas com pelo menos um casal formado(%);
- c) parcelas com pelo menos uma postura (%);
- d) total de sobreviventes (%);
- e) quantidade total de casais observados;
- f) quantidade total de posturas;
- g) quantidade total de ovos; e
- h) média de ovos por postura.

Para comparação das médias do percentual total de sobreviventes por tratamento foi utilizado o método descrito por Haddad & Vendramim (2000), sendo as médias dos 16 tratamentos comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. As análises foram realizadas com auxílio dos *softwares* Microsoft® Office Excel®.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos Pulverizados sobre Ovos de *Coleomegilla maculata*

Os tratamentos com Natuneem a 2%, Nim-I-Go a 2% e Rotenat a 1 e 2% foram os únicos que proporcionaram redução da viabilidade dos ovos, comparativamente ao tratamento controle (**Tabela 5**).

Tabela 5. Média (\pm erro padrão da média de dez repetições) da viabilidade dos ovos de *Coleomegilla maculata* após a aplicação dos tratamentos nas massas de ovos.

Tratamento	Viabilidade dos ovos (%)	Teste de Duncan [†]
Água destilada (controle)	73,6 \pm 3,2	ab
Agrobio 2,0%	62,2 \pm 8,6	bc
Agrobio 4,0%	58,0 \pm 7,8	bc
Agrobio 6,0%	68,1 \pm 7,8	ab
Calda sulfocálcica 0,5%	75,8 \pm 3,4	ab
Calda sulfocálcica 1,0%	81,4 \pm 3,9	a
Calda sulfocálcica 2,0%	73,0 \pm 5,6	ab
Natuneem 0,5%	73,2 \pm 5,5	ab
Natuneem 1,0%	59,1 \pm 5,9	bc
Natuneem 2,0%	56,5 \pm 4,3	cd
Nim-I-Go 0,5%	68,6 \pm 4,8	ab
Nim-I-Go 1,0%	67,2 \pm 4,5	ab
Nim-I-Go 2,0%	51,2 \pm 4,5	e
Rotenat 0,5%	67,0 \pm 5,6	ab
Rotenat 1,0%	55,3 \pm 3,3	de
Rotenat 2,0%	51,6 \pm 4,3	e

[†]Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade.

A redução da viabilidade dos ovos de *Coleomegilla maculata* ocasionada pelo Nim-I-Go[®] também foi observada por Cosme et al. (2007) nas concentrações de 1%, 5% e 10%, sobre ovos de *Cycloneda sanguinea* – controle = 69,4%; Nim-I-Go a 1% = 52,8%; Nim-I-Go a 5% = 41,7% e Nim-I-Go a 10% = 44,4%. Segundo esse autor, a redução da viabilidade dos ovos ocasionada por este produto demonstra que algum de seus ingredientes ativos, possivelmente a azadirachtina, interfere no desenvolvimento embrionário. E, ainda complementa seus resultados informando que “já foi demonstrado que a azadirachtina afeta a ação das mitocôndrias, podendo deixá-las inoperantes e sem função e, como as mitocôndrias são as responsáveis pela produção de energia necessária ao desenvolvimento dos embriões, é provável que tenham sido afetadas”. Mantendo esse mesmo raciocínio, a rotenona também é considerada um veneno mitocondrial, pois bloqueia a cadeia de transporte de elétrons e

impede a produção de energia (ISMAN, 2006) e, isso também deve ter levado a diminuição da viabilidade dos ovos quando Rotenat foi aplicado nas concentrações de 1 e 2% (Tabela 1).

Contudo, opniões distintas existem, Schmutterer (1990) garante que a ação ovicida de aplicações com óleo de nim é comum, pois o produto pode obstruir a membrana do ovo e impedir a atividade respiratória do embrião, sendo este efeito dependente da dose utilizada. Este autor não atribui esse fato à ação dos reguladores de crescimento presentes no óleo de nim, mas sim, a maior aderência do produto à membrana do ovo, tal como observado com outros óleos vegetais.

A viabilidade encontrada para o tratamento água destilada (controle) ficou acima de 70%. Este é um ótimo valor quando comparado a outros trabalhos realizados com *C. maculata* e o fornecimento de dietas diversas. Castro et al. (2011) obteve viabilidade de 33,7% ($\pm 5,8$ de erro padrão) quando alimentou *C. maculata* com ovos de *Diatraea saccharalis* Fabr. (Lepidoptera: Crambidae), e ponderou que estes não foram adequados para sua criação. Os resultados encontrados por Lixa (2008) também foram mais baixos quando ministrou apenas ovos de *A. kuehniella* (22,7%) ou quando proveu pulgões vivos de *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach) (Hemiptera: Aphididae) (42,1%).

Sabe-se que algumas espécies de coccinelídeos apresentam ovogênese normal apenas quando sua presa preferencial está disponível, a qual estimula e mantém a produção de ovos (HAGEN, 1962; HODEK, 1973; HAGEN, 1987; IPERTI, 1999). Pode-se concluir então que a alimentação dos adultos de *C. maculata*, que formavam a população base fornecedora das posturas utilizadas, com ovos de *A. kuehniella* e larvas de *D. melanogaster* foi capaz de estimular a produção de ovos férteis (viáveis). Consequentemente, o bom valor apresentado pelo tratamento controle ($73,6\% \pm 3,2$) sugere que as dietas utilizadas durante os experimentos foram eficientes, garantindo maior lealdade aos efeitos dos produtos testados, e também assegurando os altos valores de viabilidade aqui encontrados. Esses valores corroboram com os resultados apresentados por D'Ávila (2012).

Para Ribeiro et al. (2009) as altas viabilidades aqui encontradas mesmo após a aplicação dos produtos fitossanitários (Tabela 1), podem ter ocorrido em função de características estruturais dos ovos das joaninhas, como córion espesso e com baixo grau de permeabilidade, que dificultam a entrada de compostos tóxicos.

A temperatura em que o experimento foi conduzido ($25 \pm 1^\circ\text{C}$) é outro fator que pode ter sido favorável aos resultados obtidos. Castro (2010) comparou a viabilidade dos ovos da espécie de joaninha *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) nas temperaturas de 15°C , 20°C e 25°C (com $\pm 1^\circ\text{C}$ para todos os tratamentos, UR de $70\% \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas) e a viabilidade dos ovos neste estudo mostrou melhores resultados com a temperatura de 25°C ($80,1\%$ a 15°C , $79,6\%$ a 20°C e $90,7\%$ a 25°C). Gyenge et al. (1998) verificaram que a temperatura empregada na criação da *Eriopis connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae) compromete o número de ovos por postura e a viabilidade dos mesmos, não registrando a ocorrência de oviposição a 9°C , e, observaram uma tendência de aumento do número de ovos e sua viabilidade com o aumento da temperatura, por meio de testes realizados a 15°C , 19°C e 27°C .

Outro aspecto importante a ser observado é a influência da concentração do produto sobre a viabilidade dos ovos. Nesse sentido, para foi realizado análise das dosagens de cada produto, considerando-se o tratamento controle como dose de 0%. A **Tabela 6** resume os resultados dessas análises.

Tabela 6. Resultados das análises de variância e de regressão por produto fitossanitário.

Produto	P da análise de variância	Modelo	R ²	P da análise de regressão
Agrobio	0,4534	-	-	-
Calda sulfocálcica	0,4712	-	-	-
Natuneem	0,0251	Y = 73,91 - 9,52*x	0,8084	0,0061
Nim-I-Go	0,0050	Y = 74,78 - 10,99*x	0,9420	0,0006
Rotenat	0,0023	Y = 71,66 - 11,19*x	0,8809	0,0004

As análises de variâncias foram não-significativas ($P \geq 0,05$) para os produtos Agrobio e Calda sulfocálcica, indicando não haver efeito das concentrações dos sobre a viabilidade das massas de ovos de *C. maculata* (**Tabela 6**). Em contrapartida, foram significativas ($P < 0,05$) para os produtos: Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat, sendo o modelo linear decrescente o que melhor se ajusta para explicar a diminuição da viabilidade dos ovos de *C. maculata* com o aumento das concentrações dos produtos (**Figura 10**).

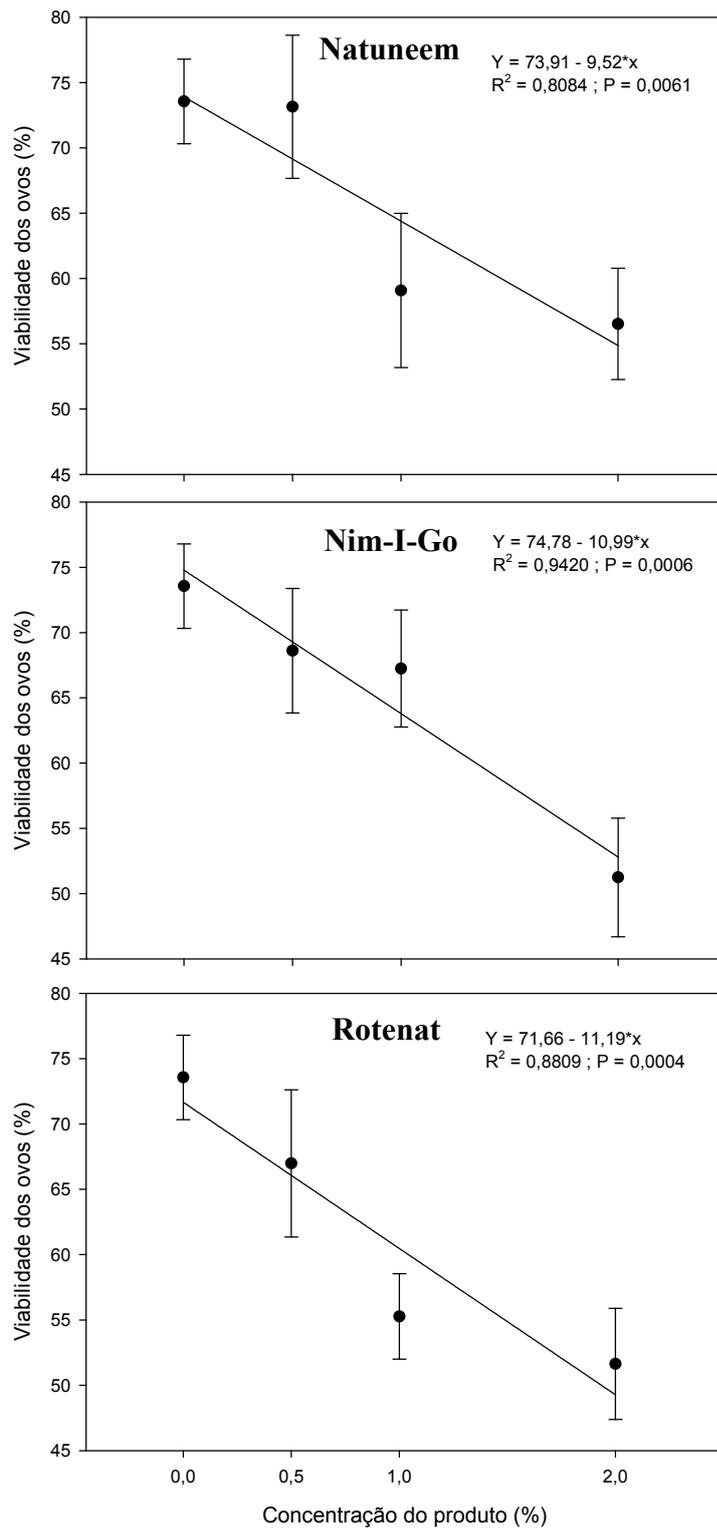


Figura 10. Viabilidade dos ovos (%) em função das concentrações com Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat. Barras representam o erro padrão da média de 10 repetições (massas de ovos).

O período embrionário observado neste estudo variou de 2 a 4 dias, com média de $3,2 \pm 0,03$ dias (\pm erro padrão da média de 160 repetições). Esse intervalo de tempo está de acordo com o reportado na literatura. Castro et al. (2011) relatam período embrionário de $3,0 \pm 0,1$ dias para *C. maculata* alimentada com ovos de *D. saccharalis*. Lixa (2008) obteve 2,7 e 3,1 dias de período embrionário para posturas de *C. maculata* quando adultos foram mantidos com pulgão *L. erysimi* e ovos de *A. kuehniella*, respectivamente. Kato (1996), com a mesma

espécie de joaninha e ovos de *A. kuehniella*, relata média de 3,1 dias para o período embrionário. Obrycki & Tauber (1978) obtiveram média de 3,2 dias quando adultos de *C. maculata* foram alimentadas com o pulgão *Acyrtosiphon pisum* (Harris) a 24°C. Simpson & Burkhardt (1960) verificaram, aos 26°C, média do período embrionário para ovos de *C. maculata* de 2,8 dias, quando *Theriophis maculata* (Buckton) (pulgão-manchado-da-alfafa) foi usado como alimento. No entanto, Gurney & Hussey (1970) obtiveram um menor valor (2 dias em média), criando *C. maculata* sobre *Myzus persicae* (Sulzer) a 24°C. Portanto, o resultado aqui observado atende a média esperada para período de desenvolvimento embrionário da maioria das joaninhas afídófagas, que varia de 2 a 5 dias (IPERTI, 1999), indicando que os tratamentos utilizados apresentaram pouco efeito sobre este parâmetro.

Cosme et al. (2007) avaliaram o efeito do Nim-I-Go, nas concentrações de 1%, 5% e 10%, sobre o período embrionário dos ovos de *C. sanguinea* e verificaram que nenhuma das doses afetou a duração do período embrionário, variando de 2,8±0,05 a 2,9±0,07 dias.

4.2 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos Pulverizados sobre Diferentes Instares Larvais de *Coleomegilla maculata*

Para analisar os dados de duração de cada instar larval, das fases de pré-pupa e pupa e do ciclo (ovo-adulto), é preciso ter em mente que o método utilizado para mensuração do período de duração teve como limitação o intervalo de avaliações de 24±4 h. Isso acarretou em diferenças de um dia, até mesmo em fases de desenvolvimento do inseto que não tiveram a influência do tratamento [e.g. período embrionário (PE)]. Nesse sentido, a ocorrência de médias de 3 ou 4 dias em alguns tratamentos foi comum, não significando que a diferença de 1 dia – que obviamente um teste estatístico aponta como significativa – tenha de fato existido, podendo ser atribuída à limitação metodológica. Se as observações fossem realizadas a intervalos de tempo menores (<12 h) as durações de cada estágio de desenvolvimento teriam sido avaliadas com maior acurácia. Todavia, o método foi exato para indicar em que estágio de desenvolvimento o inseto morreu.

Portanto, realizada essas considerações, verificou-se que em geral a duração das fases imaturas ocorre nessa ordem de magnitude: 4º instar (3-6 dias) > pupa (3-5 dias) > 1º instar (3-5 dias) > período embrionário (3-4 dias) > 3º instar (2-4 dias) > 2º instar (2-3 dias) > pré-pupa (1 dia), estando de acordo com a literatura sobre essas fases do desenvolvimento desta espécie de joaninha (GURNEY & HUSSEY, 1970; KATO, 1996; RAMOS FILHO et al., 2007; LIXA, 2008; D'ÁVILA, 2012). Poucas alterações foram observadas entre os tratamentos aplicados às larvas de 1º instar (**Tabela 7**), 2º instar (**Tabela 8**), 3º instar (**Tabela 9**) e 4º instar (**Tabela 10**).

O maior valor médio encontrado no 4º instar larval já era esperado, Machado (1982) diz que um período mais extenso neste instar ocorre para o desenvolvimento do último instar larval de coccinelídeos para que os indivíduos possam suprir as necessidades de substâncias nutritivas demandadas para a transformação em pupa e posterior emergência dos adultos.

Todavia, dentre os tratamentos utilizados, os que apresentaram os maiores valores médios no 4º instar larval foram Nim-I-Go 1,0 e Nim-I-Go 2,0% (6,3 e 7,6 dias, respectivamente). É notável que os produtos que promoveram maior quantidade de dados aberrantes são também os que mais causaram mortalidade aos indivíduos (**Tabelas 11, 12, 13 e 14**). Banken & Stark (1997) também observaram um prolongamento do último instar larval, quando produto a base de nim foi aplicado em larvas de 1º instar de *Coccinella septempunctata* Linnaeus (Coleoptera: Coccinellidae). Esse efeito de prolongamento pode ser atribuído à atuação da azadirachtina sobre processos de troca de tegumento e redução da alimentação dos insetos (ISMAN, 2006; COSME et al., 2007). Segundo Isman (2006) a

azadirachtina tem dois efeitos profundos sobre insetos: hormonal e antialimentar. O primeiro pode levar a ecdises incompletas, em insetos imaturos, como também esterilidade em fêmeas adultas. O segundo pode levar o inseto a morte por inanição.

Quanto ao ciclo biológico, o qual compreendeu o intervalo de tempo entre a postura dos ovos e a emergência dos adultos, verificou-se valores médios variando entre 20 e 24 dias (Tabelas 7, 8, 9 e 10) [exceto no tratamento Nim-I-Go 2,0% aplicado no 2º instar larval que obteve 19 dias para o único indivíduo sobrevivente]. Estudos anteriores revelam que a média (em dias) aqui observada para o ciclo biológico estão de acordo com a literatura (GURNEY & HUSSEY, 1970; OBRYCKI & TAUBER, 1978; KATO, 1996; OLIVEIRA et al.; 2004; LIXA, 2008; D'ÁVILA, 2012).

Tabela 7. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da *Coleomegilla maculata*, quando os tratamentos foram aplicados no 1º instar larval.

Tratamento	PE	1º instar [†]	2º instar	3º instar	4º instar	Pré-pupa	Pupa	PL	Ciclo [‡]
	(dia) [§]								
Água	3,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,09	2,2 \pm 0,07	2,8 \pm 0,10	4,2 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	3,6 \pm 0,09	12,9 \pm 0,15	20,5 \pm 0,14
Agrobio 2,0%	3,9 \pm 0,06	3,8 \pm 0,08	2,0 \pm 0,00	2,8 \pm 0,09	4,0 \pm 0,09	1,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,05	12,6 \pm 0,16	21,5 \pm 0,20
Agrobio 4,0%	3,5 \pm 0,09	3,2 \pm 0,09	2,4 \pm 0,09	2,8 \pm 0,13	3,8 \pm 0,15	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,14	12,2 \pm 0,16	20,5 \pm 0,23
Agrobio 6,0%	4,0 \pm 0,00	3,5 \pm 0,09	2,4 \pm 0,10	2,5 \pm 0,10	4,1 \pm 0,15	1,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,08	12,5 \pm 0,18	21,4 \pm 0,19
Calda sulfocálcica 0,5%	3,7 \pm 0,09	3,7 \pm 0,08	2,4 \pm 0,09	2,3 \pm 0,10	4,3 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,08	12,7 \pm 0,16	21,4 \pm 0,20
Calda sulfocálcica 1,0%	4,0 \pm 0,00	3,7 \pm 0,12	2,3 \pm 0,12	2,6 \pm 0,10	4,0 \pm 0,11	1,0 \pm 0,00	3,6 \pm 0,10	12,4 \pm 0,12	21,0 \pm 0,14
Calda sulfocálcica 2,0%	3,9 \pm 0,06	3,8 \pm 0,10	2,3 \pm 0,09	2,5 \pm 0,10	4,2 \pm 0,10	1,0 \pm 0,00	3,4 \pm 0,10	12,8 \pm 0,20	21,2 \pm 0,13
Natuneem 0,5%	3,9 \pm 0,06	3,2 \pm 0,07	2,6 \pm 0,10	3,1 \pm 0,15	5,5 \pm 0,22	1,0 \pm 0,00	4,2 \pm 0,12	14,3 \pm 0,33	23,2 \pm 0,31
Natuneem 1,0%	3,7 \pm 0,09	3,7 \pm 0,22	2,5 \pm 0,11	2,8 \pm 0,10	4,9 \pm 0,15	1,0 \pm 0,00	3,7 \pm 0,10	13,5 \pm 0,20	22,0 \pm 0,16
Natuneem 2,0%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,00	2,0 \pm 0,03	2,5 \pm 0,10	4,6 \pm 0,24	1,2 \pm 0,08	4,0 \pm 0,11	13,2 \pm 0,25	21,2 \pm 0,23
Nim-I-Go 0,5%	4,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,07	2,4 \pm 0,09	3,1 \pm 0,10	4,8 \pm 0,13	1,0 \pm 0,04	4,1 \pm 0,13	14,0 \pm 0,19	23,2 \pm 0,15
Nim-I-Go 1,0%	3,1 \pm 0,05	4,5 \pm 0,23	2,9 \pm 0,16	3,0 \pm 0,20	6,3 \pm 0,27	1,2 \pm 0,11	4,2 \pm 0,11	16,2 \pm 0,37	24,3 \pm 0,43
Nim-I-Go 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,3 \pm 0,11	2,8 \pm 0,15	3,0 \pm 0,15	4,4 \pm 0,25	1,1 \pm 0,07	3,8 \pm 0,15	12,9 \pm 0,32	20,6 \pm 0,32
Rotenat 0,5%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,16	2,4 \pm 0,09	3,0 \pm 0,08	4,3 \pm 0,10	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,08	13,8 \pm 0,21	21,6 \pm 0,21
Rotenat 1,0%	3,7 \pm 0,09	3,5 \pm 0,11	2,2 \pm 0,08	2,9 \pm 0,07	4,7 \pm 0,11	1,0 \pm 0,03	3,6 \pm 0,09	13,2 \pm 0,14	21,6 \pm 0,19
Rotenat 2,0%	4,0 \pm 0,00	3,7 \pm 0,08	2,5 \pm 0,10	2,7 \pm 0,09	4,8 \pm 0,31	1,1 \pm 0,05	3,6 \pm 0,09	13,7 \pm 0,34	22,0 \pm 0,15

[†]Aplicação dos tratamentos sobre 30 larvas iniciais por tratamento. [‡]Ciclo biológico (intervalo da postura à emergência do adulto). [§]Médias em azul diferem da média do tratamento controle (Água destilada) pelo teste de Mann-Whitney U com correção de Bonferroni ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 8. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da *Coleomegilla maculata*, quando os tratamentos foram aplicados no 2º instar larval.

Tratamento	PE	1º instar	2º instar [†]	3º instar	4º instar	Pré-pupa	Pupa	PL	Ciclo [‡]
	(dia) [§]								
Água	3,6 \pm 0,09	3,6 \pm 0,09	2,3 \pm 0,09	2,8 \pm 0,10	4,7 \pm 0,09	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,09	13,4 \pm 0,09	21,7 \pm 0,12
Agrobio 2,0%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,00	2,1 \pm 0,06	4,0 \pm 0,09	1,0 \pm 0,00	3,4 \pm 0,09	13,1 \pm 0,11	20,5 \pm 0,13
Agrobio 4,0%	3,1 \pm 0,06	3,8 \pm 0,11	2,8 \pm 0,13	2,2 \pm 0,07	3,7 \pm 0,10	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,10	12,5 \pm 0,12	20,4 \pm 0,14
Agrobio 6,0%	2,9 \pm 0,07	3,0 \pm 0,08	2,4 \pm 0,11	3,3 \pm 0,08	5,4 \pm 0,16	1,0 \pm 0,00	3,7 \pm 0,10	14,0 \pm 0,19	21,6 \pm 0,22
Calda sulfocálcica 0,5%	3,0 \pm 0,00	3,3 \pm 0,10	2,6 \pm 0,11	2,6 \pm 0,09	3,9 \pm 0,09	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,07	12,3 \pm 0,12	20,2 \pm 0,14
Calda sulfocálcica 1,0%	3,0 \pm 0,00	4,4 \pm 0,09	2,5 \pm 0,09	3,0 \pm 0,08	4,1 \pm 0,14	1,0 \pm 0,03	4,2 \pm 0,12	13,9 \pm 0,17	22,1 \pm 0,10
Calda sulfocálcica 2,0%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,00	2,9 \pm 0,11	3,0 \pm 0,07	4,1 \pm 0,11	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,08	14,0 \pm 0,12	21,8 \pm 0,13
Natuneem 0,5%	3,0 \pm 0,03	3,2 \pm 0,08	3,1 \pm 0,11	2,1 \pm 0,06	4,0 \pm 0,13	1,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,13	12,3 \pm 0,20	20,3 \pm 0,21
Natuneem 1,0%	3,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,03	2,6 \pm 0,10	3,3 \pm 0,13	5,6 \pm 0,27	1,0 \pm 0,00	4,1 \pm 0,07	14,4 \pm 0,34	22,1 \pm 0,25
Natuneem 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,00	2,2 \pm 0,07	3,1 \pm 0,10	4,4 \pm 0,22	1,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,20	12,6 \pm 0,30	20,2 \pm 0,26
Nim-I-Go 0,5%	3,0 \pm 0,03	3,7 \pm 0,09	2,5 \pm 0,10	2,8 \pm 0,08	4,4 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,08	13,3 \pm 0,15	21,0 \pm 0,15
Nim-I-Go 1,0%	3,0 \pm 0,00	3,1 \pm 0,06	2,6 \pm 0,12	3,4 \pm 0,14	5,6 \pm 0,32	1,1 \pm 0,07	4,1 \pm 0,10	14,6 \pm 0,40	21,6 \pm 0,14
Nim-I-Go 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,03	2,5 \pm 0,24	3,0 \pm 0,58	5,0 \pm ***	1,0 \pm ***	4,0 \pm ***	11,0 \pm ***	19,0 \pm ***
Rotenat 0,5%	3,6 \pm 0,15	3,1 \pm 0,09	2,8 \pm 0,07	2,9 \pm 0,13	4,7 \pm 0,29	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,10	13,6 \pm 0,35	21,7 \pm 0,32
Rotenat 1,0%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,00	2,7 \pm 0,11	2,9 \pm 0,07	3,7 \pm 0,11	1,1 \pm 0,06	3,7 \pm 0,11	13,4 \pm 0,14	21,3 \pm 0,17
Rotenat 2,0%	3,6 \pm 0,09	3,1 \pm 0,10	2,5 \pm 0,14	3,0 \pm 0,11	4,1 \pm 0,15	1,0 \pm 0,04	3,8 \pm 0,14	12,6 \pm 0,21	21,0 \pm 0,27

[†]Aplicação dos tratamentos sobre 30 larvas iniciais por tratamento. [‡]Ciclo biológico (intervalo da postura à emergência do adulto). ***Apenas um indivíduo sobreviveu. [§]Médias (\pm erro padrão) em azul diferem da média do tratamento controle (Água destilada) pelo teste de Mann-Whitney U com correção de Bonferroni ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 9. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da *Coleomegilla maculata*, quando os tratamentos foram aplicados no 3º instar larval.

Tratamento	PE	1º instar	2º instar	3º instar [†]	4º instar	Pré-pupa	Pupa	PL	Ciclo [‡]
	(dia) [§]								
Água	3,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,05	2,1 \pm 0,07	2,6 \pm 0,11	4,8 \pm 0,18	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,07	13,4 \pm 0,21	21,2 \pm 0,23
Agrobio 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,6 \pm 0,10	2,3 \pm 0,08	2,5 \pm 0,11	4,4 \pm 0,21	1,1 \pm 0,06	3,7 \pm 0,11	12,8 \pm 0,24	20,4 \pm 0,26
Agrobio 4,0%	3,0 \pm 0,03	3,6 \pm 0,09	2,8\pm0,12	2,5 \pm 0,09	4,6 \pm 0,12	1,1 \pm 0,07	3,4 \pm 0,10	13,5 \pm 0,14	21,0 \pm 0,18
Agrobio 6,0%	3,0 \pm 0,00	4,0 \pm 0,00	2,0 \pm 0,00	2,9 \pm 0,08	4,4 \pm 0,10	1,0 \pm 0,00	3,4 \pm 0,09	13,2 \pm 0,09	20,7 \pm 0,14
Calda sulfocálcica 0,5%	3,6\pm0,09	3,0\pm0,00	2,0 \pm 0,00	3,6\pm0,09	3,2\pm0,07	1,0 \pm 0,00	3,4 \pm 0,09	11,8\pm0,14	19,8\pm0,19
Calda sulfocálcica 1,0%	3,1 \pm 0,06	3,9 \pm 0,10	2,5 \pm 0,10	2,8 \pm 0,13	4,0 \pm 0,14	1,0 \pm 0,04	3,8 \pm 0,12	13,1 \pm 0,24	21,0 \pm 0,31
Calda sulfocálcica 2,0%	3,1 \pm 0,06	3,9 \pm 0,19	2,8\pm0,11	3,0 \pm 0,16	4,4 \pm 0,17	1,0 \pm 0,00	3,8 \pm 0,07	13,9 \pm 0,34	21,8 \pm 0,34
Natuneem 0,5%	3,0 \pm 0,00	3,0\pm0,03	2,0 \pm 0,03	2,4 \pm 0,09	4,1 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	4,5 \pm 0,10	11,5\pm0,11	20,0\pm0,03
Natuneem 1,0%	3,0 \pm 0,00	3,3\pm0,08	2,7\pm0,09	2,1 \pm 0,06	4,1 \pm 0,16	1,0 \pm 0,00	4,9\pm0,13	12,2\pm0,15	21,1 \pm 0,05
Natuneem 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,3\pm0,09	2,5\pm0,09	2,3 \pm 0,09	4,2 \pm 0,21	1,0 \pm 0,00	5,0\pm0,10	12,4 \pm 0,21	21,0 \pm 0,04
Nim-I-Go 0,5%	3,0 \pm 0,00	3,0\pm0,03	2,3 \pm 0,09	2,6 \pm 0,10	4,7 \pm 0,23	1,0 \pm 0,03	4,8\pm0,24	12,7 \pm 0,27	21,4 \pm 0,33
Nim-I-Go 1,0%	3,0 \pm 0,00	3,2\pm0,07	2,6\pm0,09	2,5 \pm 0,14	5,7 \pm 0,49	1,0 \pm 0,00	4,8\pm0,23	13,8 \pm 0,50	21,6 \pm 0,24
Nim-I-Go 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,2\pm0,08	2,7\pm0,08	2,3 \pm 0,12	5,9 \pm 0,58	1,1 \pm 0,08	4,8\pm0,21	14,1 \pm 0,57	21,8 \pm 0,33
Rotenat 0,5%	2,9 \pm 0,06	3,6 \pm 0,11	2,2 \pm 0,07	2,6 \pm 0,11	5,1 \pm 0,18	1,0 \pm 0,00	4,1 \pm 0,09	13,4 \pm 0,27	21,3 \pm 0,28
Rotenat 1,0%	3,8\pm0,08	2,9\pm0,05	2,3 \pm 0,10	3,1 \pm 0,16	4,1 \pm 0,11	1,0 \pm 0,00	4,4 \pm 0,09	12,4 \pm 0,19	21,6 \pm 0,25
Rotenat 2,0%	3,3 \pm 0,09	3,8 \pm 0,11	2,1 \pm 0,07	3,5\pm0,13	4,3 \pm 0,14	1,1 \pm 0,06	4,0 \pm 0,06	13,6 \pm 0,23	22,1 \pm 0,22

[†]Aplicação dos tratamentos sobre 30 larvas iniciais por tratamento. [‡]Ciclo biológico (intervalo da postura à emergência do adulto). [§]Médias (\pm erro padrão) em azul diferem da média do tratamento controle (Água destilada) pelo teste de Mann-Whitney U com correção de Bonferroni ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 10. Duração média (\pm erro padrão) do período embrionário (PE), instares larvais, pré-pupa, pupa, período larval (PL) e do ciclo biológico da *Coleomegilla maculata*, quando os tratamentos foram aplicados no 4º instar larval.

Tratamento	PE	1º instar	2º instar	3º instar	4º instar [†]	Pré-pupa ^{ns}	Pupa	PL	Ciclo [‡]
	(dia) [§]								
Água	3,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,05	2,2 \pm 0,07	2,8 \pm 0,10	4,6 \pm 0,20	1,0 \pm 0,00	4,4 \pm 0,13	12,6 \pm 0,14	20,9 \pm 0,14
Agrobio 2,0%	3,2 \pm 0,09	3,8\pm0,07	2,2 \pm 0,07	2,6 \pm 0,14	4,8 \pm 0,15	1,0 \pm 0,03	3,6\pm0,09	13,4 \pm 0,28	21,2 \pm 0,26
Agrobio 4,0%	3,1 \pm 0,07	3,6\pm0,09	2,2 \pm 0,07	3,0 \pm 0,07	4,2 \pm 0,24	1,0 \pm 0,00	3,9\pm0,15	12,9 \pm 0,26	20,9 \pm 0,18
Agrobio 6,0%	2,9 \pm 0,07	3,2 \pm 0,08	2,4 \pm 0,09	2,6 \pm 0,09	4,6 \pm 0,14	1,0 \pm 0,03	3,8\pm0,10	12,8 \pm 0,19	20,6 \pm 0,22
Calda sulfocálcica 0,5%	3,1 \pm 0,05	3,8\pm0,08	2,2 \pm 0,08	2,6 \pm 0,09	4,1 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,07	12,8 \pm 0,09	20,8 \pm 0,14
Calda sulfocálcica 1,0%	3,3 \pm 0,12	4,0\pm0,09	2,6 \pm 0,09	2,5 \pm 0,10	4,5 \pm 0,25	1,1 \pm 0,06	4,0 \pm 0,11	13,5 \pm 0,28	21,9 \pm 0,36
Calda sulfocálcica 2,0%	3,3 \pm 0,09	4,2\pm0,12	2,4 \pm 0,10	2,7 \pm 0,10	4,7 \pm 0,29	1,0 \pm 0,00	4,1 \pm 0,10	14,0\pm0,31	22,4\pm0,30
Natuneem 0,5%	3,4 \pm 0,09	3,1 \pm 0,08	2,1 \pm 0,06	2,3\pm0,08	4,7 \pm 0,14	1,1 \pm 0,05	4,0 \pm 0,06	12,2 \pm 0,15	20,7 \pm 0,21
Natuneem 1,0%	4,0\pm0,00	3,4 \pm 0,10	2,2 \pm 0,07	2,3 \pm 0,09	4,6 \pm 0,17	1,1 \pm 0,05	4,1 \pm 0,05	12,4 \pm 0,16	21,6 \pm 0,17
Natuneem 2,0%	3,0 \pm 0,00	4,0\pm0,00	2,0 \pm 0,03	3,0 \pm 0,00	3,9 \pm 0,24	1,0 \pm 0,00	3,8\pm0,08	12,9 \pm 0,23	20,4 \pm 0,20
Nim-I-Go 0,5%	3,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,03	2,0 \pm 0,00	3,0 \pm 0,03	4,9 \pm 0,16	1,0 \pm 0,00	4,1 \pm 0,07	12,9 \pm 0,16	21,0 \pm 0,16
Nim-I-Go 1,0%	3,0 \pm 0,00	3,6\pm0,09	2,0 \pm 0,03	2,5 \pm 0,12	4,4 \pm 0,28	1,0 \pm 0,00	4,2 \pm 0,14	12,5 \pm 0,29	20,6 \pm 0,19
Nim-I-Go 2,0%	3,0 \pm 0,00	3,1 \pm 0,06	2,3 \pm 0,09	2,2\pm0,08	7,6 \pm 1,45	1,0 \pm 0,00	4,7 \pm 0,21	15,5 \pm 1,42	21,0 \pm 0,00
Rotenat 0,5%	3,3 \pm 0,08	3,2 \pm 0,12	2,8\pm0,11	2,5 \pm 0,14	4,3 \pm 0,23	1,1 \pm 0,05	4,3 \pm 0,11	12,7 \pm 0,25	21,3 \pm 0,32
Rotenat 1,0%	4,0\pm0,00	4,1\pm0,15	2,0 \pm 0,03	2,8 \pm 0,07	4,5 \pm 0,11	1,0 \pm 0,00	4,2 \pm 0,08	13,5 \pm 0,24	22,6\pm0,26
Rotenat 2,0%	3,7\pm0,08	3,9\pm0,10	2,0 \pm 0,03	2,9 \pm 0,06	4,6 \pm 0,12	1,0 \pm 0,00	4,1 \pm 0,06	13,4 \pm 0,16	22,3\pm0,22

[†]Aplicação dos tratamentos sobre 30 larvas iniciais por tratamento. [‡]Ciclo biológico (intervalo da postura à emergência do adulto). [§]Médias (\pm erro padrão) em azul diferem da média do tratamento controle (Água destilada) pelo teste de Mann-Whitney U com correção de Bonferroni ao nível de 5% de probabilidade. ^{ns}Diferenças entre as médias não significativas pelo teste de Kruskal-Wallis ao nível de 5% de probabilidade.

Com relação à mortalidade observada ao longo do ciclo de desenvolvimento (ovo-adulto) de *C. maculata* pode-se verificar que quando aplicados em larvas de 1º instar o experimento apresentou o maior número de tratamentos com índice de mortalidade acima do controle (**Tabela 11**), caracterizando como mais sensíveis, ao recebimento de produtos fitossanitários, às larvas de 1º instar.

O Agrobio foi o único produto fitossanitário aplicado, cujos dados das fases imaturas apresentaram variabilidade mais próxima aos dados do controle [água destilada] (**Tabela 7, 8, 9 e 10**), sendo também o produto que proporcionou o menor nível de mortalidade até a fase adulta, considerando-se os dados de todos os tratamentos avaliados (**Tabelas 11, 12, 13 e 14**).

Os maiores valores com relação à mortalidade durante a fase juvenil foram observados nos tratamentos Nim-I-Go 2,0% quando aplicados no 2º instar larval (**Tabela 12**) e 4º instar larval (**Tabela 14**). Contudo, foi comum observar índices de mortalidade de 10% ou mais, nos tratamentos com Nim-I-Go e Natuneem independente do instar aplicado (**Tabelas 11, 12, 13 e 14**).

Tabela 11. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 1º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.

Tratamento ¹	Mortalidade (%)						Sobrevivência (%)		
	1º instar	2º instar	3º instar	4º instar	Pré-pupa	Pupa	Total	Deformados	Normais
Água	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0d	0,0a	100,0a
Agrobio 2,0%	0,0	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	3,3cd	0,0a	96,7ab
Agrobio 4,0%	0,0	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	3,3cd	0,0a	96,7ab
Agrobio 6,0%	0,0	0,0	0,0	3,3	0,0	0,0	3,3cd	0,0a	96,7ab
Calda sulfocálcica 0,5%	0,0	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	3,3cd	0,0a	96,7ab
Calda sulfocálcica 1,0%	0,0	10,0	6,7	0,0	0,0	0,0	16,7abcd	0,0a	83,3abcd
Calda sulfocálcica 2,0%	16,7	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	20,0abc	0,0a	80,0bcd
Natuneem 0,5%	0,0	0,0	3,3	0,0	3,3	0,0	6,7cd	10,0a	83,3abcd
Natuneem 1,0%	0,0	6,7	3,3	10,0	0,0	0,0	20,0abc	0,0a	80,0bcd
Natuneem 2,0%	0,0	0,0	10,0	6,7	0,0	6,7	23,3abc	16,7a	60,0cd
Nim-I-Go 0,5%	0,0	0,0	6,7	6,7	0,0	0,0	13,3bcd	3,3a	83,3abcd
Nim-I-Go 1,0%	16,7	3,3	13,3	3,3	6,7	6,7	50,0ab	3,3a	46,7d
Nim-I-Go 2,0%	13,3	6,7	13,3	16,7	0,0	3,3	53,3a	13,3a	33,3e
Rotenat 0,5%	0,0	3,3	3,3	0,0	0,0	0,0	6,7cd	0,0a	93,3abc
Rotenat 1,0%	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	0,0	3,3cd	0,0a	96,7ab
Rotenat 2,0%	0,0	0,0	3,3	0,0	0,0	3,3	6,7cd	0,0a	93,3abc

¹n = 30 larvas iniciais para cada tratamento.

Tabela 12. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 2º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.

Tratamento ¹	Mortalidade (%)						Sobrevivência (%)	
	2º instar	3º instar	4º instar	Pré-pupa	Pupa	Total	Deformados	Normais
Água	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 2,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 4,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 6,0%	0,0	0,0	6,7	0,0	0,0	6,7c	6,7a	86,7ab
Calda sulfocálcica 0,5%	3,3	0,0	0,0	0,0	0,0	3,3c	0,0a	96,7a
Calda sulfocálcica 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Calda sulfocálcica 2,0%	3,3	0,0	0,0	0,0	0,0	3,3c	0,0a	96,7a
Natuneem 0,5%	6,7	10,0	0,0	0,0	0,0	16,7bc	0,0a	83,3abc
Natuneem 1,0%	0,0	0,0	3,3	6,7	0,0	10c	0,0a	90a
Natuneem 2,0%	0,0	16,7	6,7	16,7	0,0	40bc	10a	50bcd
Nim-I-Go 0,5%	0,0	3,3	3,3	0,0	0,0	6,7c	0,0a	93,3a
Nim-I-Go 1,0%	3,3	6,7	6,7	16,7	20,0	53,3b	0,0a	46,7cd
Nim-I-Go 2,0%	56,7	33,3	6,7	0,0	0,0	96,7a	0,0a	3,3e
Rotenat 0,5%	0,0	0,0	0,0	3,3	6,7	10c	3,3a	86,7ab
Rotenat 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Rotenat 2,0%	0,0	10,0	0,0	0,0	3,3	13,3c	0,0a	86,7ab

¹n = 30 larvas iniciais para cada tratamento.

Tabela 13. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 3º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.

Tratamento ¹	Mortalidade (%)					Sobrevivência (%)	
	3º instar	4º instar	Pré-pupa	Pupa	Total	Adultos vivos	
						Deformados	Normais
Água	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	0,0b	100a
Agrobio 2,0%	0,0	0,0	3,3	0,0	3,3b	0,0b	96,7ab
Agrobio 4,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	3,3ab	96,7ab
Agrobio 6,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	3,3ab	96,7ab
Calda sulfocálcica 0,5%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	0,0b	100a
Calda sulfocálcica 1,0%	6,7	0,0	0,0	0,0	6,7b	3,3ab	90ab
Calda sulfocálcica 2,0%	0,0	6,7	0,0	0,0	6,7b	0,0b	93,3ab
Natuneem 0,5%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	0,0b	100a
Natuneem 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0b	3,3ab	96,7ab
Natuneem 2,0%	3,3	6,7	0,0	13,3	23,3ab	6,7ab	70bc
Nim-I-Go 0,5%	0,0	0,0	3,3	0,0	3,3b	6,7ab	90ab
Nim-I-Go 1,0%	6,7	10,0	23,3	3,3	43,3a	20a	36,7c
Nim-I-Go 2,0%	26,7	16,7	16,7	0,0	60,0a	13,3ab	26,7c
Rotenat 0,5%	0,0	3,3	0,0	3,3	6,7b	0,0b	93,3ab
Rotenat 1,0%	0,0	3,3	0,0	0,0	3,3b	0,0b	96,7ab
Rotenat 2,0%	6,7	0,0	0,0	0,0	6,7b	0,0b	93,3ab

¹n = 30 larvas iniciais para cada tratamento.

Tabela 14. Percentual de mortalidade das diferentes fases juvenis (exceto fase de ovo) de *Coleomegilla maculata* quando tratamentos foram aplicados no 4º instar larval, e seus percentuais de mortalidade e sobrevivência até a fase adulta, distinguindo-se em adultos normais e deformados.

Tratamento ¹	Mortalidade (%)				Sobrevivência (%)	
	4º instar	Pré-pupa	Pupa	Total	Adultos vivos	
					Deformados	Normais
Água	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 2,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 4,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Agrobio 6,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Calda sulfocálcica 0,5%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Calda sulfocálcica 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Calda sulfocálcica 2,0%	3,3	0,0	3,3	6,7bc	3,3a	90ab
Natuneem 0,5%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a
Natuneem 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	3,3a	96,7a
Natuneem 2,0%	0,0	10,0	0,0	10bc	3,3a	86,7ab
Nim-I-Go 0,5%	6,7	0,0	0,0	6,7bc	0,0a	93,3ab
Nim-I-Go 1,0%	23,3	3,3	3,3	30b	10a	60b
Nim-I-Go 2,0%	56,7	20,0	3,3	80a	10a	10c
Rotenat 0,5%	6,7	0,0	6,7	13,3bc	0,0a	86,7ab
Rotenat 1,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	3,3a	96,7a
Rotenat 2,0%	0,0	0,0	0,0	0,0c	0,0a	100a

¹n = 30 larvas iniciais para cada tratamento.

Para Banken & Stark (1998) a mortalidade causada pelo nim, ao observar larvas de 1º e 4º instares de *C. septempunctata*, pode ser atribuída ao momento de introdução da azadirachtina nos ciclos hormonais do inseto e à meia-vida do produto após sua absorção. Para eles, a azadirachtina interfere no equilíbrio existente entre os dois hormônios produzidos durante a fase larval – o ecdisônio e o hormônio juvenil. Esses autores relataram também que alterações dos níveis hormonais nos instares iniciais parece ser mais decisivo, possivelmente porque as larvas jovens sofrem os efeitos dessa substância bem antes da pupação.

Todavia, para Glenn & Puterka (2005) produtos a base de óleo podem ter sua ação relacionada à asfixia, ocasionada pela obstrução de espiráculos da larva e sua consequente desidratação. Em experimento com larvas de 2º instar e pupas da joaninha *Harmonia axyridis*, Gazola et al. (2009) observou mortalidade de 63,3% das larvas e de 100% sobre as pupas com a aplicação de óleo mineral. Este autor também acredita que isto acontece, provavelmente, devido à obstrução dos espiráculos pelo óleo. Deste modo, é provável que os tratamentos que utilizaram Nim-I-Go [“O Nim-I-Go® é um repelente natural à base de óleo de Nim (*Azadirachta Indica A. Juss*), óleo de Karanja (*Pongamia glabra*), óleos vegetais (Pimenta malagueta - *Capsicum frutescens*, Artemísia - *Artemisia absinthium*, Alho - *Allium sativa* e Atanatto - *Bixa orellana*) e emulsionante natural” (AGROBIOLÓGICA, 2012)] e Natuneem [que de acordo com Natural Rural (2012) é constituído por “óleo virgem de nim extraído a frio com teor de azadirachtina superior a 1.500 ppm e emulsionado”] devem ter ocorrido o mesmo tipo de influência, ocasiando consequentemente a morte de algumas joaninhas em suas diferentes fases de desenvolvimento.

Com relação aos tratamentos com calda sulfocálcica índices de mortalidade acima de 10% foram observados apenas quando aplicados em larvas de 1º instar (**Tabela 11**). Gazola et al. (2009) avaliou a calda sulfocálcica sobre larvas de 2º instar e pupas de *H. axyridis*, alimentadas somente com *A. kuehniella* e, apresentou valores mortalidade de 63,3% sobre larvas e de 34,83 % sobre as pupas. Este resultado é superior ao observado para nesta pesquisa para este mesmo produto, que atingiu apenas 3,3% de mortalidade das larvas quando aplicado no segundo instar larval (**Tabela 12**), e 3,3 % das pupas quando aplicado no quarto instar larval (**Tabela 14**). Esta diferença pode ter sido consequência da alimentação utilizada durante os experimentos. Almeida & Ribeiro-Costa (2009) apontam a qualidade e quantidade do alimento como principais fatores no desenvolvimento das joaninhas. Larvas de *Drosophila melanogaster* além de possibilitarem o desenvolvimento e a reprodução de *C. maculata*, ainda resultaram em adultos de maior peso corpóreo, quando comparados à alimentação com ovos de *A. kuehniella* (D'ÁVILA, 2012).

Os tratamentos com Rotenat, em nenhuma das concentrações testadas, apresentou índice de mortalidade significativo sobre os diferentes instares larvais de *C. maculata*, não diferindo da testemunha água destilada. Isso provavelmente pode ter acontecido porque a rotenona é considerada por alguns autores como uma substância tóxica de ingestão, sendo muito mais eficaz quando ingerida (ISMAN, 2006).

Estatisticamente os tratamentos Calda sulfocálcica 2,0%, Natuneem 1,0%, Natuneem 2,0%, Nim-I-Go 1,0% e Nim-I-Go 2,0% proporcionaram menores porcentagens de adultos vivos normais que o tratamento controle quando produtos foram aplicados no primeiro instar larval (**Tabela 11**). Quando produtos foram aplicados no segundo (**Tabela 12**) e no terceiro instar larval (**Tabela 13**) os tratamentos Natuneem 2,0%, Nim-I-Go® 1,0% e Nim-I-Go® 2,0% voltaram a apresentar porcentagens de adultos vivos normais inferiores ao tratamento controle. Já, quando os tratamentos foram aplicados no quarto instar larval apenas os tratamentos Nim-I-Go 1,0 e 2,0% ficaram abaixo do controle (**Tabela 14**).

Vale salientar que Nim-I-Go 2,0% quando aplicado em larvas de 2º instar foi estatisticamente o tratamento que obteve a menor porcentagem de adultos vivos (3,3%). E, os

tratamentos Natuneem 2,0% e Nim-I-Go 2,0%, quando aplicados no 1º instar larval, originaram 16,7% e 13,3% de adultos deformados, respectivamente.

Adultos de *C. maculata* considerados normais apresentaram, logo após sua emergência, élitros coloração esbranquiçada, que em pouco tempo assumiam um tom rosa bem claro, passando a vermelho-claro com manchas pretas aproximadamente após duas horas. A coloração típica vermelha com manchas arredondadas pretas e irregulares foi atingida após cerca de cinco horas de sua emergência. Esta alteração na coloração dos élitros nas primeiras horas da emergência dos adultos também foi observada por Santos & Gravena (2005) para a joaninha coccidófaga *Coccidophilus citricola* Brèthes, 1905 (Coleoptera: Coccinellidae). Por Silva et al (2006b) na espécie *E. connexa* e também, por Lixa (2008) para *C. maculata* e *E. connexa*.

Determinados tratamentos (**Tabelas 11, 12, 13 e 14**) causaram deformidades em alguns adultos. A maior parte dessas deformações ocorreu nos élitros e nas asas membranosas (**Figura 11**). Isso pode prejudicar gravemente a atividade dessas joaninhas, já que provavelmente terão grandes dificuldades para voar ou até mesmo caminhar com essa limitação, restringindo profundamente sua sobrevivência em seu habitat natural. Para Roel (2001) distúrbios no desenvolvimento e deformações são uns dos diferentes efeitos subletais que produtos fitossanitários, incluindo os derivados botânicos, podem causar sobre os insetos.

Anormalidades morfológicas, como deformação das asas, já haviam sido observadas por Banken & Stark (1997) quando produtos à base de nim foram aplicados nas formas jovens de *Coccinella septempunctata* Linnaeus (Coleoptera: Coccinellidae). Tuey & Port (2008) também observaram o aparecimento de adultos deformados na joaninha *Chnootriba similis* Thunberg quando recursos alimentares se tornaram escassos no campo durante seu desenvolvimento na fase larval.



Figura 11. Deformações observadas, nos élitros e nas asas membranosas, em adultos de *C. maculata*.

4.3 Efeito dos Produtos Fitossanitários Alternativos sobre Adultos de *Coleomegilla maculata*

Dez dias após a aplicação dos produtos em adultos de *C. maculata* somente foram observados indivíduos mortos nos tratamentos com Natuneem a 0,5 e 2,0%. Essa mortalidade foi muito baixa, de 2,5% ao aplicar o Natuneem a 0,5% e de 10% para o Natuneem a 2,0%, sendo insignificativa entre os tratamentos, com respeito à sobrevivência dos adultos (**Tabela 15**).

Trabalhos na literatura, mas com outras espécies de Coccinellidae, também reportam efeito insignificante de produtos fitossanitários alternativos aplicados sobre os adultos. Efrom et al. (2011), avaliando Rotenat, Natuneem, calda sulfocálcica e outros produtos alternativos, sob diferentes concentrações (0,5%; 1% e 2%) em adultos de *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae), não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos. Banken & Stark (1998) verificaram que adultos de *Coccinella septempunctata* (Coleoptera: Coccinellidae) quando pulverizados com produto a base de nim também não apresentou mortalidade. Esses resultados consubstanciam o baixo nível de toxicidade de produtos alternativos sobre a fase adulta de coccinélidos predadores, com respeito à mortalidade dos adultos.

Para Silva & Martinez (2004) estes resultados podem estar relacionados com a impermeabilidade do seu tegumento, principalmente na região dorsal, que é protegida por élitros rígidos e espessos.

Dois dos produtos testados nesta pesquisa, Natuneem e Nim-I-Go, tem como base o nim, acredita-se, que os efeitos da formulação desses diferentes produtos podem ser os responsáveis pelo maior ou menor poder inseticida de um determinado produto à base de nim. De acordo com Silva & Martinez (2004) a seletividade do nim relaciona-se com a dose e a formulação utilizadas. Neste experimento o Nim-I-Go não provocou nenhuma morte nos adultos de *C. maculata* (**Tabela 15**), no entanto, este mesmo produto nas concentrações 1,0% e 2,0% provocou mortalidade significativa ao longo do tempo nos adultos da espécie predadora *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) (COSME et al., 2009).

Os adultos observados mortos (Natuneem 0,5% – 1 indivíduo morto, e Natuneem 2,0% – 4 indivíduos mortos) estavam distribuídos em diferentes parcelas experimentais (**Tabela 15**), descaracterizando qualquer ocorrência de erro sistemático durante a realização do experimento.

O número médio de ovos por postura de *C. maculata* variou de 9 a 20 ovos. Em comparação com estudos conduzidos por outros autores, estes resultados atendem a média esperada para este parâmetro. A média de ovos por postura observada por Wright & Laing (1980) para *C. maculata* subespécie *lengi* foi de 10,5 ovos/postura, quando *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) foi usado como dieta dos adultos. Gravena (1983) observou que *C. maculata*, quando alimentada com *Aphis gossypii* Glover, 1877, coloca em média 20 ovos/postura. D'Ávila (2012) testando diferentes dietas sobre *C. maculata* registrou variação de 9,8 a 15,46 ovos por postura.

Os tratamentos água destilada e Agrobio (2, 4 e 6%) foram os que apresentaram o maior número de casais formados, posturas obtidas e, conseqüentemente foram registrados maiores números totais de ovos (**Tabela 15**).

Adultos que receberam aplicações de Rotenat e calda sulfocálcica apresentaram valores mais baixos no número total de posturas, no número total de ovos por postura e no número de ovos por postura, do que quando receberam água ou Agrobio. De um modo geral, insetos ao entrarem em contato com produtos fitossanitários podem apresentar vários efeitos subletais, entre eles estão a mudança na razão sexual, à diminuição na fertilidade e fecundidade e, a inibição da oviposição (ROEL, 2001; ISMAN, 2006). Portanto, esses

produtos podem de alguma maneira ter influenciado esses parâmetros ocasionando menores valores. Vale lembrar que a duração desses efeitos e seu período de ação são dependentes da dosagem utilizada (ROEL, 2001).

Casais se formaram em quase todos os tratamentos aplicados, menos em Natuneem 2,0% e Nim-I-Go 2,0% (**Tabela 15**). É muito provável que por isso nenhuma postura tenha sido localizada. Todavia, a formulação comercial contendo azadirachtina Align[®] foi avaliada em diferentes estágios de desenvolvimento da mariposa *Lobesia botrana* Denis and Schiffermüller (Lepidoptera: Tortricidae) por Irigaray et al. (2010) eles observaram que quando administrado via oral, doses mais elevadas deste produto reduziram a fecundidade e a fertilidade das fêmeas a zero, afetando significativamente a reprodução de *L. botrana*, ainda que não tenha afetado a longevidade dos adultos. Além disso, eles investigaram, em trabalhos realizados por outros autores, que a exposição à azadirachtina nos adultos por meio de tratamentos de superfície, tópicos ou por ingestão, reduzem a fecundidade e/ou a fertilidade entre diferentes ordens de insetos, incluindo Lepidoptera. A joaninha predadora *Eriopis connexa* também apresentou redução em sua fecundidade quando testada a ação de ingestão de DalNeen[®], produto comercial à base de nim. Esse produto causou redução significativa no número de posturas e número de ovos/postura, após 11 dias de avaliações (RIBEIRO et al., 2009). Para Isman (2006) a azadirachtina causa um desbalanço nos hormônios, causando, esterilidade em insetos adultos do sexo feminino. Para Martinez (2008) a azadiractina não causa a morte do inseto imediatamente, mas reduz o consumo de alimento, retarda o desenvolvimento, repele os adultos e reduz a postura nas áreas tratadas. Estes estudos elucidam as possíveis causas que levaram as diminuições no número total de posturas, no número total de ovos por postura e no número de ovos por postura dos tratamentos a base de nim – Natuneem e Nim-I-Go.

Tabela 15. Parcelas com pelo menos: um adulto morto, um casal formado e uma postura (massa de ovos) e totais de sobreviventes, casais formados, posturas, ovos e média de ovos por postura em função dos tratamentos aplicados sobre os adultos de *Coleomegilla maculata* após dez dias de observação.

Tratamento*	Parcelas com pelo menos um adulto morto	Parcelas com pelo menos um casal formado	Parcelas com pelo menos uma postura	Total de sobreviventes (%)	Nº. total de casais	Nº. total de posturas	Nº. total de ovos	Nº. médio de ovos por postura
	(Parcela com ocorrência do evento/total de parcelas)							
Água destilada	0/8	8/8	7/8	100a [†]	10	16	194	12
Agrobio 2,0%	0/8	8/8	7/8	100a	9	21	293	14
Agrobio 4,0%	0/8	8/8	4/8	100a	9	9	111	12
Agrobio 6,0%	0/8	8/8	6/8	100a	9	12	124	10
Calda sulfocálcica 0,5%	0/8	2/8	1/8	100a	2	1	20	20
Calda sulfocálcica 1,0%	0/8	2/8	2/8	100a	2	6	63	11
Calda sulfocálcica 2,0%	0/8	1/8	1/8	100a	1	1	10	10
Natuneem 0,5%	1/8	3/8	38/	97,5a	3	3	50	17
Natuneem 1,0%	0/8	4/8	4/8	100a	4	7	76	11
Natuneem 2,0%	4/8	0/8	0/8	90a	0	0	0	-
Nim-I-Go 0,5%	0/0	2/8	2/8	100a	2	2	18	9
Nim-I-Go 1,0%	0/8	2/8	2/8	100a	2	4	43	11
Nim-I-Go 2,0%	0/8	0/8	0/8	100a	0	0	0	-
Rotenat 0,5%	0/8	2/8	2/8	100a	2	2	22	11
Rotenat 1,0%	0/8	3/8	1/8	100a	3	1	9	9
Rotenat 2,0%	0/8	3/8	3/8	100a	3	4	63	16

* Cada tratamento foi representado por oito parcelas contendo cinco indivíduos adultos de *C. maculata*.

[†] Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

5 CONCLUSÕES

Os resultados obtidos a partir da aplicação de produtos fitossanitários alternativos usados na agricultura orgânica sobre diferentes fases de desenvolvimento da joaninha *Coleomegilla maculata* em condições de laboratório, permitem concluir que:

1. A viabilidade dos ovos de *C. maculata* diminui quando são aplicados os produtos fitossanitários Natuneem 2%, Nim-I-Go 2% e Rotenat a 1% e 2%, sendo que quanto maior a concentração desses produtos, menor é a viabilidade dos ovos.
2. Os valores médios da duração de cada instar larval e das fases de pré-pupa e pupa permaneceram dentro do tempo esperado, independentemente do produto aplicado.
3. Larvas de *C. maculata* são mais sensíveis no 1º instar, apresentando maior índice de mortalidade quando os produtos fitossanitários são aplicados durante nesse período.
4. Agrobio a 2%, 4% e 6%, Calda sulfocálcica a 0,5% e 1,0%, Natuneem a 0,5%, Nim-I-Go a 0,5% e Rotenat a 0,5%, 1,0% e 2,0% não causaram toxicidade para os diferentes instares larvais de *C. maculata*.
5. As pulverizações com Nim-I-Go a 1% e a 2% promovem maior mortalidade que pulverizações com água em todos os instares larvais.
6. Calda sulfocálcica, Natuneem, Nim-I-Go e Rotenat a 0,5%, 1% e 2% e Agrobio a 2%, 4% e 6% não causaram mortalidade de adultos. Entretanto, com exceção do Agrobio, todos os produtos fitossanitários influenciaram negativamente a reprodução de *C. maculata*.
7. Os produtos a base de nim, Natuneem e Nim-I-Go, devem ser utilizados com parcimônia e os demais produtos podem ser utilizados sem causar maiores danos ao predador *C. maculata*.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGROBIOLÓGICA – Soluções Naturais. **Nim-I-Go: óleo de nim emulsionado**. Disponível on line: < <http://www.agrobiologica.com.br>>. Acessado em: 20 de dezembro de 2012.

AGRORGANICA – **O portal da agricultura sustentável**. 2010. Disponível em: <<http://www.agrorganica.com.br/agriculturaorg.html>>. Acessado em: 06 de junho de 2011.

AGUIAR-MENEZES, E. de L. **Controle biológico de pragas: princípios e estratégias de aplicação em ecossistemas agrícolas**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 44p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 164).

AGUIAR-MENEZES, E. de L. Controle biológico: na busca pela sustentabilidade da agricultura brasileira. **Campo & Negócios**, Uberlândia, v 4, n. 42, p.66-67, 2006.

AGUIAR-MENEZES, E. L. **Inseticidas botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2005, 58 p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 205).

ALECIO, M. R.; FAZOLIN, M.; COELHO NETTO, R. A.; CATANI, V.; ESTRELA, J. L. V.; ALVES, S. B.; CORREA, R. da S.; ANDRADE NETO, R. de C.; GONZAGA, A. D. Ação inseticida do extrato de *Derris amazonica* Killip para *Cerotoma arcuatus* Olivier (Coleoptera: Chrysomelidae). **Acta Amazonica**. VOL. 40(4) 2010: 719 – 728.

ALMEIDA, D. L. de; GUERRA, J. G. M.; RIBEIRO, R. de L. D. **Sistema integrado de produção agroecológica: uma experiência de pesquisa em agricultura orgânica**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2003, 37p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 169).

ALMEIDA, L. M.; RIBEIRO-COSTA, C. S. Coleópteros predadores (Coccinellidae). In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (eds.). **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 931-968.

ALTIERI, M. **Agroecologia: bases científicas para uma agricultura sustentável**. Guaíba: Agropecuária, AS-PTA, 592p., 2003.

AQUARIOLAND. Disponível em: <<http://aquarioland2000.tripod.com/drosophila.htm>> Acesso em: 26 de dezembro de 2012.

AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. **Agroecologia, princípio e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 517p.

BANKEN, J. A. O.; STARK, J. D. Multiple routes of pesticide exposure and the risk of pesticides to biological controls: a study of neem and the seven-spot lady beetle, *Coccinella septempunctata* L. **Journal of Economic Entomology**, v.91, n.1, p.1-6, 1998.

BANKEN, J. A. O.; STARK, J. D. Stage and age influence on the susceptibility of *Coccinella septempunctata* (Coleoptera: Coccinellidae) after direct exposure to Neemix, a Neem insecticide. **Journal of Economic Entomology**, v.90, n.5, p.1103-1105, 1997.

BARBOSA, A. P.; AMBROSANO, E. J.; ABREU JÚNIOR, H. **Nim**: o protetor natural múltiplo. Campinas: Instituto Agrônômico de Campinas, 2000. 41 p.

BOEKE, S. J.; B OERSMA, M.G.; A LINK, G. M.; VAN LOON, J. J. A.; VAN HUIS, A.; DICKE, M.; RIETJENS, I. M. C. M. Safety evaluation of neem (*Azadirachta indica*) derived pesticides. **Journal of Ethnopharmacology**, v.94, p.25-41, 2004.

CASTRO, A. L. G. de; CRUZ, I.; SANTOS, C. V.; FIGUEIREDO, R. de J.; SILVA, R. B. da; FIGUEIREDO, M. de L. C. Fertilidade de *Coleomegilla maculata* (DeGeer) (Coleoptera: Coccinellidae) alimentada com *Diatraea saccharalis* Fabr. (Lepidoptera: Crambidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE AGROECOLOGIA, Fortaleza/CE, 2011. **Resumos...** Fortaleza: Cadernos de Agroecologia, v. 6, n. 2, 2011.

CASTRO, C. F. de **Biologia, parâmetros de crescimento populacional e preferência alimentar de *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) (Coleoptera, Coccinellidae)**. Dissertação, Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de concentração em Entomologia, da Universidade Federal do Parana, Curitiba, 2010.

COSME, L. V.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P. Efeitos de inseticidas botânico e sintéticos sobre ovos e larvas de *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus) (Coleoptera: Coccinellidae) em condições de laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.74, n.3, p.251-258, 2007.

COSME, L.V.; CARVALHO, G. A.; MOURA, A. P.; PARREIRA, D. S. Toxicidade de óleo de nim para pupas e adultos de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 76, n. 2, p. 233-238, 2009.

COSTA, J. P. C. DA; BELO, M. BARBOSA, J. C. Efeitos de Espécies de Timbós (*Derris* spp.: Fabaceae) em Populações de *Musca domestica* L. **An. Soc. Entomol. Brasil**, 26(1): 163-168, 1997.

D'ÁVILA, V. de A. **Aceitação de polens de apiaceae por *Coleomegilla maculata* (Degeer) (Coleoptera: Coccinellidae) e efeito de diferentes dietas na sua biologia**. 74f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - Universidade Federal Rural do Rio De Janeiro, Seropédica, 2012.

EFROM, C. F. S.; REDAELLI, L. R.; MEIRELLES, R. N.; OURIQUE, B. Seletividade de produtos fitossanitários, usados no sistema de produção orgânica, sobre adultos de *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera, Coccinellidae), em laboratório. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 32, n. 4, p. 1429-1438, 2011.

FERNANDES, M. C. A.; LEITE, E. C. B.; MOREIRA, V. E. **Defensivos alternativos: ferramenta para uma agricultura ecológica, não poluente, produtora de alimentos saudáveis**. 2ª edição. Niterói: PESAGRO-RIO, 2010. 24 p.

FERNANDES, M. C. A.; RIBEIRO, R. L. D.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Manejo ecológico de fitoparasitas, p. 273-322. In: AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L. (Ed.). **Agroecologia: princípios e técnicas para uma agricultura orgânica sustentável**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 517 p.

FLANDERS, S. E. *Coccidophilus citricola* Brèthes, a predator enemy of red and purple scales. **Journal of Economic Entomology**, v.29, p.1023-1024, 1936.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L.C; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 920p., 2002.

GAZOLA, D.; MIRANDA, A.; BELLON, P. P.; SCHERER, W.; RHEINHEIMER, A.; PIETROWSKI, V. Seletividade de Produtos Utilizados no Sistema Agroecológico Sobre Larvas da Joaneira *Harmonia axyridis* (Pallas, 1773) (Coleoptera, Coccinellidae). **Resumos do VI CBA e II CLAA**. Rev. Bras. De Agroecologia/nov. 2009 Vol. 4 No. 2.

GLENN, D. M.; PUTERKA, G. 2005. Particle films: a new technology for agriculture. In: **Horticultural Reviews**. Volume 31. Edited by Jules Janick. 44p. Disponível on line: <http://media.wiley.com/product_data/excerpt/47/04716669/0471666947.pdf> Acessado em: 20 de dezembro de 2012.

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

GORDON, R. D. West Indian Coccinellidae II (Coleoptera): Some scale predators with key to genera and species. **Colept Bull**, v.32, p.205-218, 1978.

GRAVENA, S. O controle biológico na cultura algodoeira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.9, n. 104, p. 3-15, ago. 1983.

GURNEY, B.; HUSSEY, N. W. Evaluation of some coccinellid for the biological control of aphid in protected cropping. **Annals Applied Biology**, Cambridge, v. 65, p. 451-458, 1970.

GYENGE, J. E.; EDELSTEIN, J. D.O.; SALTO, C. E. Efectos de la temperatura y la dieta en la biología de *Eriopsis connexa* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, n. 3, p. 345-356, 1998.

HADDAD, M. L.; VENDRAMIM, J. D. Comparação de porcentagens observadas com casos extremos de 0 e 100%. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, n. 4, p. 835-837, 2000.

HAGEN, K. S. Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. **Annual Review of Entomology**. Palo Alto, v. 7, p. 289-326, 1962.

HAGEN, K. S. Nutritional ecology of terrestrial insect predators. In: SLANSKY, F.; RODRIQUEZ, J.G. (Eds.). **Nutritional ecology of insects, mites, spider and related invertebrates**. New York: John Wiley, 1987. p. 533-577.

HASSAN, S. A. Métodos padronizados para testes de seletividade, com ênfase em *Trichogramma*. In: PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A. (Eds.) **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: FEALQ, 1997. p.207-234.

HERNANDES, C. R.; VENDRAMIN, J. D. Uso de índices nutricionales para el efecto insectistatico de extratos de meliáceas sobre *Spodoptera frugiperda*. **Manejo Integrado de Plagas**, v. 48, p. 79-88, 1998.

HODEK, I. **Biology of Coccinellidae**. Prague: Academic of Sciences, 1973. 260p.

IPERTI, G. Biodiversity of predaceous Coccinellidae in relation to bioindication and economic importance. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 74, p. 323-342, 1999.

IRIGARAY, F. J. S. de C.; MORENO-GRIJALBA, F.; MARCO, V.; PÉREZ-MORENO, I. Acute and Reproductive Effects of Align®, an Insecticide Containing Azadirachtin, on the Grape Berry Moth, *Lobesia botrana*. **J Insect Sci.** 2010; 10: 33.

ISMAN, M. B. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. **Annu. Rev. Entomol.**, 51:45–66, 2006.

KATO, C. M. **Biologia de *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, 1824 e *Coleomegilla maculata* (De Geer, 1775) (Coleoptera: Coccinellidae) sobre ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) e sobre os pulgões *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) e *Brachycaudus (Appelia) schwartzi* Börner, 1931 (Homoptera: Aphididae).** 116p. 1996. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras.

LANCHER, W. **Ecofisiologia vegetal.** São Carlos: Rima, 2000. 519p.

LIXA, A. T. **Coccinellidae (Coleoptera) Usando Plantas Aromáticas como Sítio de Sobrevivência e Reprodução em Sistema Agroecológico, e Aspectos Biológicos em Condições de Laboratório.** 77f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - Universidade Federal Rural do Rio De Janeiro, Seropédica, 2008.

MACHADO, V. L. R. **Morfologia e aspectos biológicos de *Olla vniigrum* (Mulsant, 1866) e *Cycloneda conjugata* Mulsant, 1850 (Col., Coccinellidae) predadores de *Psylla* sp. (Homoptera, Psyllidae) em sibipiruna (*Caesalpinia pelthophoroides* Benth).** 61p. 1982. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” - Universidade de São Paulo, Piracicaba.

MARTINEZ, S. S. **O Nim - *Azadirachta indica* - um Inseticida Natural.** Instituto Agrônômico do Paraná – IAPAR, PR. Atualizado em: 20 de fevereiro de 2008.

MASCARO, U. C. P.; RODRIGUES, L. A.; BASTOS, J. K.; SANTOS, E.; COSTA, J. P. C. LD50 in fish and rat produced by powdered roots of *Derris spp* and ecotoxicological implications. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, 18(2): 53-56. 1998.

MOSSINI, S. A. G.; KEMMELMEIER, C. A árvore Nim (*Azadirachta indica* A. Juss): Múltiplos Usos. **Acta Farm. Bonaerense**, Revisões, 24 (1): 139-48, 2005.

NATURAL RURAL – Natural Rural Indústria e Comércio de Produtos Biológicos: **Natuneem Agrícola.** Disponível on line: <<http://www.naturalrural.com.br/>>. Acessado em: 18 de outubro de 2012.

OBRYCKI, J. J.; TAUBER, M. J. Thermal requirements for development of *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae) and its parasite *Perilitus coccinellae* (Hymenoptera: Braconidae). **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 110, p. 407-412, 1978.

OLIVEIRA, N. C. de, WILCKEN, C. F., MATOS, C. A. O. Ciclo biológico e predação de três espécies de coccinelídeos (Coleoptera, Coccinellidae) sobre o pulgão-gigante-do-pinus *Cinara atlantica* (Wilson) (Homoptera, Aphididae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 4, p. 529-533, 2004.

RAMOS FILHO, I. T.; BARROS, R.; BEZERRA, A. L.; PAZ, R. C. Técnica de criação de *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae). In: JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO DA UFRPE (JEPEX), 7., Recife, 2007. **Resumos...** Recife, UFRPE, 2007 (CD-ROM). Disponível em: URL: <<http://www.adevento.com.br/jepex/cdrom/resumos/R0082-1.pdf>>. Acesso em 14 maio 2008.

RIBEIRO, L. do P.; DEQUECH, S. T. B.; RIGO, D. S.; FERREIRA, F.; SAUSEN, C. D.; STURZA, V. S.; CAMERA, C. Toxicidade de inseticidas botânicos sobre *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). **Revista da FZVA**. Uruguaiana, v.16, n.2, p. 246-254. 2009.

ROEL, A. R. Utilização de plantas com propriedades inseticidas: uma contribuição para o desenvolvimento rural sustentável. Interações – **Revista Internacional de Desenvolvimento Local**. Vol. 1, N. 2, p. 43-50, Mar. 2001.

ROSA, A. V. **Agricultura e meio ambiente**. 4ª edição. São Paulo: Atual, Série meio ambiente, 95p., 1998.

SANTOS, A. C. dos; GRAVENA, S. Aspectos biológicos de *Coccidophilus citricola* (Coleoptera, Coccinellidae) sobre *Aspidiotus nerii* e *Chrysomphalus aonidum* (Homoptera, Diaspididae). **Ciência Rural**, Santa Maria, v.35, n.1, p.6-9, 2005.

SCHMUTTERER, H. Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadiracta indica*. **Annu. Rev. Entomol.** 35: 271-297, 1990.

SILVA, F. A. C. da; MARTINEZ, S. S. Effect of neem seed oil aqueous solutions on survival and development of the predator *Cycloneda sanguinea* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae). *Neotropical Entomology* 33(6):751-757, 2004.

SILVA, R. B. da; FELLET, M. R. G.; REDOAN, A. C.; FIGUEIREDO, M. de L. C.; CRUZ, I. Aspectos Biológicos de Fases Imaturas de *Eriopis connexa* (Gemar) (Coleoptera: Coccinellidae) Alimentada com Ovos de Presas Naturais e Dietas Artificiais. In: CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, 26., 2006, Belo Horizonte, MG. **Anais...** Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Milho e Sorgo, 2006b.

SIMPSON, R. G.; BURKHARDT, C. C. Biology and evaluation of certain predators of *Theriothis maculata* (Buckton). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 53, p. 89-94, 1960.

SOUZA, J. L.; RESENDE, P. **Manual de horticultura orgânica**. Viçosa: Aprenda Fácil, 564p., 2003.

TUELHER, E. de S. **Toxicidade de bioprotetores da cafeicultura orgânica sobre o ácaro-vermelho do cafeeiro *Oligonychus ilicis* e o ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai***. 2006. 59p. Tese (Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

TUEY, R. K.; PORT, G. R. Seasonal changes in field populations of *Chnootriba similis* Thunberg (Coleoptera: Coccinellidae) and potential impact on cereal crops. **Kari Biennial Conference**. 2008.

VENDRAMIM, J. D. Uso de plantas inseticidas no controle de pragas. In: CICLO DE PALESTRAS SOBRE AGRICULTURA ORGÂNICA. 2., 1997, São Paulo. **Anais**. São Paulo: Fundação Cargil, 1997. p.64-69.

WRIGHT, E. J.; LAING, J. E. Numerical response of coccinellids to aphids in corn in Southern Ontario. **The Canadian Entomologist**, Ottawa, v. 112, n. 10, p. 977-988, 1980.

CONCLUSÕES GERAIS

Os resultados obtidos a partir das coletas de Coccinellidae adultos (Coleoptera) sobre diversas espécies vegetais cultivadas no Sistema Integrado de Produção Agroecológica, em Seropédica, RJ, permite-nos concluir que grãos de pólen são utilizados por quase 50% dos espécimes de coccinelídeos coletados. Joaninhas consomem polens de pelo menos cinco espécies botânicas: *Averrhoa carambola* (Oxalidaceae; carambola), *Coriandrum sativum* (Apiaceae; coentro), *Helianthus annuus* (Asteraceae; girassol), *Zea mays* (Poaceae; milho) e *Sambucus nigra* (Adoxaceae; sabugueiro) e de outras espécies que não puderam ser identificadas. Em nível de família botânica, consomem polens de Amaranthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Malvaceae, Myrtaceae e Passifloraceae.

Com relação à diversidade das joaninhas e a caracterização de suas populações no Sistema Integrado de Produção Agroecológica foram encontradas sete espécies de Coccinellidae [*Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville, *Coleomegilla maculata* DeGeer, *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), *Eriopis connexa* (Germar), *Harmonia axyridis* (Pallas) e *Olla v-nigrum* Mulsant], todas predadoras e da subfamília Coccinellinae. *C. sanguinea* foi dominante e consistiu na única espécie constante. *C. maculata* e *H. convergens* também foram dominantes, mas foram caracterizadas como acessórias. *C. quadrifasciata* foi acessória e não-dominante. *E. connexa*, *H. axyridis* e *O. v-nigrum* foram acidentais e não-dominantes. A diversidade das populações das joaninhas nesta área é baixa [de Margalef ($\alpha = 0,95$) e Shannon-Wiener ($H' = 1,57$)], sugerindo que o desenho e o manejo adotados devem estar favorecendo a predominância de determinadas espécies.

No geral, a aplicação de produtos fitossanitários na joaninha *Coleomegilla maculata* permitem concluir que a viabilidade das posturas diminuiu quando foram aplicados os tratamentos Natuneem 2%, Nim-I-Go 2% e Rotenat com 1 e 2%. As larvas são mais sensíveis durante o 1º instar larval. Os tratamentos Nim-I-Go 1 e 2% apresentaram maior mortalidade que o tratamento controle em todos os instares larvais. Quando aplicado nos adultos os diferentes tratamentos não foram estatisticamente diferentes do controle, não causaram mortalidade, mas apresentaram efeito sobre o número total de posturas e número total de ovos. Os produtos a base de nim devem ser utilizados com parcimônia e os demais produtos podem ser utilizados sem causar maiores danos para o predador *C. maculata*.