



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE BIOLOGIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL

**INSETICIDAS ALTERNATIVOS NO CONTROLE
DE MOSCAS SINANTRÓPICAS**

CLÁUDIA SAYÃO RAMIREZ DELEITO

Sob a orientação do Professor
Gonzalo Efrain Moya Borja

e Co-orientação dos Professores
Margarida Goréte Ferreira do Carmo
Antônio Carlos de Souza Abboud
Aldir de Oliveira de Carvalho
e Co-orientação da Pesquisadora
Maria do Carmo de Araújo Fernandes

Tese submetida como requisito parcial para
obtenção do grau de **Doutora em Ciências**
em Biologia Animal

Seropédica, RJ
Fevereiro de 2008

595.882
M945s

DELEITO, CLÁUDIA SAYÃO RAMIREZ , 1968 -
INSETICIDAS ALTERNATIVOS NO CONTROLE DE MOSCAS
SINANTRÓPICAS / CLÁUDIA SAYÃO RAMIREZ DELEITO -
2008.

123 f. : il.

ORIENTADOR: GONZALO EFRAIN MOYA BORJA
TESE (Doutorado) - UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO
DE JANEIRO, INSTITUTO DE BIOLOGIA.

BIBLIOGRAFIA: f. 82-110.

1. Moscas sinantrópicas - Teses. 2. Moscas sinantrópicas - Controle -
Teses. 3. Inseticidas alternativos - Ação - Teses. I. Moya Borja, Gonzalo
Efrain, 1935 - II. Universidade Federa Rural do Rio de Janeiro. Instituto
de Veterinária. III. Título.

Dedicada a Lourdes Carvalho, minha Dinda e Mãe, que há muitos anos, pacientemente, espera que tudo dê certo.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Margarida Goréte Ferreira do Carmo e Aldir de Carvalho, a Maria do Carmo de Araújo Fernandes e a Antonio Carlos de Souza Abboud pela acolhida e ajuda na hora de maior necessidade.

Agradeço a Gilberto Flausino, Técnico de Laboratório do Departamento de Microbiologia e Imunologia Veterinária (DMIV) por todo o auxílio no "antigo" Doutorado e na vida profissional.

Agradeço ao aluno da Graduação Élio Barbieri Júnior e à Doutoranda Amanda Chaaban, orientados do Professor Moya, pela ajuda inicial.

Agradecimentos especiais aos funcionários da Biblioteca Central da UFRRJ por toda a ajuda ao longo dos anos, mesmo quando todas as possibilidades pareciam já ter se esgotado.

BIOGRAFIA

Cláudia Sayão Ramirez Deleito é engenheira florestal formada pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro e bióloga formada pela Universidade Castelo Branco. É especialista em Docência do Ensino Superior pela Universidade Cândido Mendes e especialista em Microbiologia Geral pela Faculdade Souza Marques. Fez seu Mestrado em Fitotecnia/Agroecologia na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, assim como seu Doutorado em Biologia Animal/Ecologia. Atualmente é professora do Estado do Rio de Janeiro do Ensino de Jovens e Adultos (EJA) nas disciplinas de Ciências Físicas e Biológicas, Biologia, Física e Química e professora de faculdades em cursos de Graduação e Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Medicina Veterinária e Enfermagem.

RESUMO

DELEITO, Cláudia Sayão Ramirez. **Inseticidas alternativos no controle de moscas sinantrópicas**. 2008. 123 p. Tese (Doutorado em Biologia Animal). Instituto de Biologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2008.

As moscas *Lucilia cuprina*, *Chrysomya megacephala*, *Cochliomyia hominivorax* e *Musca domestica*, causadoras de miíases e carreadoras de microrganismos patogênicos, causam enorme prejuízo à pecuária. Com o objetivo de ampliar as opções de inseticidas menos agressivos ao meio ambiente foram testados, em bioensaios em laboratório e no campo, diversos produtos alternativos para aplicação no solo do local de pernoite do gado, a fim de se controlar as moscas ainda no estágio de pupa. Os percentuais de letalidade obtidos com a aplicação e as concentrações das soluções aquosas no solo, respectivamente, foram: 94,4 para óleo de *Azadiractha indica* a 0,6%; 90,4 para folhas secas de *N. tabacum* a 15,0%; 88,3 para *Syzygium aromaticum* a 12,5%; 86,0 para *Allium sativum* a 25,0%; 68,8 para Boveril® a 0,3%; 47,2 para folhas de *Erythrina mulungu* a 30,0%; 45,6 para calda sulfocálcica a 12,5%; 44,8 para Metarril® a 0,3%; 37,0 para biofertilizante aeróbio Agrobio a 20,0%; 30,3 para *Melia azedarach* a 12,5%; 30,1 para *Cinnamomum zeylanicum* a 12,5%; 28,5 para frutos secos de *Piper nigrum* a 25,0% e 26,1 para *Ruta graveolens* a 25,0%.

Palavras-chave: **Moscas sinantrópicas, controle biológico, inseticidas botânicos**

ABSTRACT

DELEITO, Cláudia Sayão Ramirez. **Alternative insecticides in the control of sinantropic flies**. 2008. 123 p. Tesis (Doctor in Animal Biology). Instituto de Biologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2008.

The flies *Lucilia cuprina*, *Chrysomya megacephala*, *Cochliomyia hominivorax* e *Musca domestica*, which produce myiasis and carry pathogenic microorganisms, cause large damage to the cattle-breeding. With the aim to enlarge the options about insecticides less aggressive for the environment was investigated, under laboratory and in field conditions, several concentrations of alternative insecticides for application on the soil of the place where the cattle repose in the night, to control the flies still in the pupae stage. The percentages of lethality obtained with the applications of the aqueous solutions and the concentrations in the soil, respectively, was; 94,4 for *Azadiractha indica* oil at the concentration of 0,6%; 90,4 for dried leaves of *N. tabacum* at 15,0%; 88,3 for *Syzygium aromaticum* at 12,5%; 86,0 for *Allium sativum* at 25,0%; 68,8 for Boveril[®] at 0,3%; 47,2 for leaves of *Erythrina mulungu* a 30,0%; 45,6 for lime sulphur at 12,5%; 44,8 for Metarril[®] at 0,3%; 37,0 for aerobic biofertilizer Agrobio at 20,0%; 30,3 for *Melia azedarach* at 12,5%; 30,1 for *Cinnamomum zeylanicum* at 12,5%; 28,5 for *Piper nigrum* at 25,0% and 26,1 for *Ruta graveolens* at 25,0%.

Key words: **Sinantropic flies, biological control, botanical insecticides**

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	2
2.1. Moscas de Importância Médico-veterinária.....	2
2.1.1. <i>Cochliomyia hominivorax</i> (Coquerel, 1858).....	4
2.1.2. <i>Chrysomya megacephala</i> (Fabricius, 1794).....	6
2.1.3. <i>Lucilia cuprina</i> (Wiedemann, 1830).....	7
2.1.4. <i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758).....	8
2.1.5. Estádio pupal das moscas.....	10
2.2. Situação do Manejo Parasitário Pecuário no Brasil.....	11
2.2.1. O uso de inseticidas industrializados.....	12
2.2.2. Resistência causada pelo uso massivo de inseticidas industrializados.....	14
2.3. O MIP e a Pecuária Sustentável.....	16
2.4. Produtos Alternativos com Potencial Inseticida.....	18
2.5. Biofertilizante Aeróbio Agrobio.....	18
2.6. Calda Sulfocálcica.....	20
2.7. Fungos Entomopatogênicos.....	21
2.7.1. <i>Beauveria bassiana</i>	23
2.7.2. <i>Metarhizium anisopliae</i>	24
2.8. Inseticidas Botânicos.....	25
2.8.1. Nim, <i>Azadirachta indica</i> A. Juss.....	27
2.8.2. Cinamomo, <i>Melia azedarach</i> L.....	29
2.8.3. Alho, <i>Allium sativum</i> L.....	31
2.8.4. Fumo, <i>Nicotiana tabacum</i> L.....	33
2.8.5. Pimenta-do-reino, <i>Piper nigrum</i> L.....	34
2.8.6. Cravo-da-índia, <i>Syzygium aromaticum</i> (L.) Merr. & Perry.....	35
2.8.7. Canela, <i>Cinnamomum zeylanicum</i> Blume.....	36
2.8.8. Arruda, <i>Ruta graveolens</i> L.....	38
2.8.9. Eritrina mulungu, <i>Erythrina mulungu</i> L.....	40
3. MATERIAL E MÉTODOS	41
3.1. Captura das Moscas Adultas.....	41
3.2. Manutenção das Moscas Adultas em Laboratório.....	41

3.2.1. <i>L. cuprina</i> , <i>C. megacephala</i> . <i>M. domestica</i>	41
3.2.2. <i>C. hominivorax</i>	42
3.3. Manutenção das Larvas de Moscas em Laboratório.....	43
3.3.1. <i>L. cuprina</i> , <i>C. megacephala</i> . <i>M. domestica</i>	43
3.3.2. <i>C. hominivorax</i>	43
3.4. Coleta das Pupas Contidas na Serragem.....	43
3.5. Preparo das Parcelas Experimentais.....	44
3.5.1. Experimentos em Laboratório.....	44
3.5.2. Experimentos no Solo.....	46
3.6. Preparo dos Tratamentos.....	47
3.6.1. Tratamentos-controle.....	47
3.6.2. Tratamentos com biofertilizante aeróbico Agrobio.....	48
3.6.3. Tratamentos com calda sulfocálcica.....	48
3.6.4. Tratamentos com suspensões de esporos dos fungos entomopatogênicos <i>B. bassiana</i> e <i>M. anisopliae</i>	48
3.6.5. Tratamentos com óleo de nim.....	49
3.6.6. Tratamentos com frutos verdes de cinamomo.....	49
3.6.7. Tratamentos com bulbilhos de alho.....	49
3.6.8. Tratamentos com fumo-de-rolo.....	49
3.6.9. Tratamentos com frutos secos de pimenta-do-reino.....	49
3.6.10. Tratamentos com gemas florais secas de cravo-da-índia.....	50
3.6.11. Tratamentos com córtex seco de canela.....	50
3.6.12. Tratamentos com folhas de arruda.....	50
3.6.13. Tratamentos com folhas de eritrina mulungu.....	50
3.7. Sacrifício das Moscas.....	50
3.8. Obtenção dos Dados Climáticos.....	51
3.9. Medição do pH das Soluções.....	51
3.10. Medição da Condutividade Elétrica.....	52
3.11. Análise Estatística dos Dados.....	53
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	54
4.1. Eficiência do Agrobio no Controle das Pupas de Moscas.....	54
4.2. Eficiência da Calda Sulfocálcica no Controle das Pupas de Mosca.....	57
4.3. Eficiência dos Fungos <i>B. bassiana</i> e <i>M. anisopliae</i> no Controle das Moscas.....	59
4.4. Eficiência do Óleo de Nim no Controle das Pupas de Moscas.....	62

4.5. Eficiência de Folhas de Cinamomo no Controle das Pupas de Moscas.....	65
4.6. Eficiência do Alho no Controle das Pupas de Moscas.....	66
4.7. Eficiência do Fumo no Controle das Pupas de Moscas.....	68
4.8. Eficiência da Pimenta-do-reino no Controle das Pupas das Moscas.....	70
4.9. Eficiência do Cravo-da-índia no Controle das Pupas das Moscas.....	72
4.10. Eficiência da Canela no Controle das Pupas das Moscas.....	74
4.11. Eficiência da Arruda no Controle das Pupas de Moscas.....	76
4.12. Eficiência da Eritrina Mulungu no Controle das Pupas das Moscas.....	77
4.13. Inseticidas Alternativos no Controle das Pupas das Moscas Sinatópicas.....	79
5. CONCLUSÕES E CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	81
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	82

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Biofertilizante Agrobio no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	54
Tabela 2. Biofertilizante Agrobio no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	55
Tabela 3. Calda sulfocálcica no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	57
Tabela 4 Calda sulfocálcica no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	58
Tabela 5. Conídios de <i>B. bassiana</i> no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	59
Tabela 6. Conídios de <i>B. bassiana</i> no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	60
Tabela 7. Conídios de <i>M. anisopliae</i> no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	61
Tabela 8. Conídios de <i>M. anisopliae</i> no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	61
Tabela 9. Óleo de nim no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	63
Tabela 10. Óleo de nim no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	65
Tabela 11. Cinamomo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	65
Tabela 12. Cinamomo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	67
Tabela 13. Alho no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	68
Tabela 14. Alho no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	69
Tabela 15. Calda de fumo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	69

Tabela 16. Calda de fumo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	69
Tabela 17. Pimenta-do-reino no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	71
Tabela 18. Pimenta-do-reino no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	71
Tabela 19. Cravo-da-índia no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	72
Tabela 20. Cravo-da-índia no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	73
Tabela 21. Canela no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	74
Tabela 22. Canela no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	75
Tabela 23. Arruda no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	76
Tabela 24. Arruda no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	77
Tabela 25. Eritrina mulungu no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório.....	78
Tabela 26 Eritrina mulungu no controle de pupas de moscas sinantrópicas, no solo.....	78

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Cochliomyia hominivorax</i>	5
Figura 2. <i>Chrysomya megacephala</i>	7
Figura 3. <i>Lucilia cuprina</i>	8
Figura 4. <i>Musca domestica</i>	9
Figura 5. Ciclo vital de moscas ovíparas.....	10
Figura 6. Biofertilizante Agrobio.....	19
Figura 7. Calda sulfocálcica.....	21
Figura 8. <i>Beauveria bassiana</i>	23
Figura 9. <i>Metharizium anisopliae</i>	24
Figura 10. Recipiente plástico utilizado para manutenção e criação de moscas em laboratório.....	42
Figura 11. Pupas de <i>C. megacephala</i>	44
Figura 12. Caixas com moscas da espécie <i>C. hominivorax</i>	45
Figura 13. Orifícios na areia contendo pupas de <i>L. cuprina</i>	45
Figura 14. Parcelas experimentais no campo.....	46
Figura 15. Temperatura máxima, mínima e umidade relativa do ar medidas durante a realização dos bioensaios.....	51
Figura 16. Valores de pH das soluções de inseticidas alternativos.....	52
Figura 17. Valores de CE das soluções de inseticidas alternativos.....	53
Figura 18. Controle sobre pupas de moscas sinantrópicas alcançado após a aplicação de inseticidas alternativos no solo.....	80

1. INTRODUÇÃO

Nos ecossistemas naturais, a ocorrência de moscas prejudiciais aos animais como *Cochliomyia hominivorax*, *Chrysomya megacephala*, *Lucilia cuprina* e *Musca domestica* é controlada por fatores abióticos, competição intra e interespecífica e pela presença de inimigos naturais. Com o desenvolvimento acelerado da pecuária, essas delicadas relações foram se desequilibrando pela diminuição da biodiversidade, principalmente após o advento dos pacotes tecnológicos que priorizam o uso de inseticidas químicos em larga escala. Este tipo de tecnologia, embora utilizado há poucas décadas, já mostra sinais de colapso por não ser sustentável, já que há grande dependência de insumos externos à propriedade, não sendo a aplicação dos inseticidas geralmente do conhecimento e controle totais do produtor.

Um sistema de produção sustentável para a pecuária precisa ter como base o uso de produtos ecologicamente corretos como defensivos alternativos, que podem ser menos danosos que os defensivos químicos convencionais, afetando menos outras espécies além daquela que se deseja controlar, podendo ser usados em doses menores e degradando-se mais rapidamente no meio ambiente. Estes produtos podem ser utilizados no Manejo Integrado de Pragas (MIP) para propiciar a diminuição do uso de inseticidas químicos, medida extremamente necessária quando se leva em conta a necessidade de se deter o processo de degradação ambiental mundial.

Dentre as opções disponíveis para uso na pecuária sustentável estão biofertilizantes aeróbios ou anaeróbios, caldas fitoprotetoras, fungos entomopatogênicos e extratos de plantas que podem ser utilizadas como biodefensivos, sendo uma tecnologia que usa matéria prima nacional e mão de obra brasileira, não dependendo dos ciclos de importações nem das indexações do petróleo ou do dólar, podendo ser usados em harmonia com diferentes estratégias de controle de pragas de modo a tornar todo o sistema mais eficiente, saudável e econômico.

Geralmente o processo de controle de moscas é realizado na fase adulta, apresentando um efeito de repelência na maioria dos casos, sem ser letal. O controle de moscas realizado durante a fase de pupa é uma estratégia interessante na pecuária familiar ou em pequenas e médias propriedades nas quais o gado é recolhido no final da tarde para o pernoite em instalações como cercados, telheiros ou currais, quando uma grande quantidade de larvas cai ao solo para pupação a fim de evitar as altas temperaturas do solo nas horas mais quentes do dia. De manhã, pode ser feita a rega do solo com inseticidas alternativos com ação sobre as pupas.

Em vista do aumento do consumo de produtos de origem animal previsto para as próximas décadas e da extrema urgência em diminuir o uso de inseticidas químicos ou usá-los estrategicamente, principalmente em função dos resíduos deixados nos alimentos, os objetivos

deste trabalho foram, em condições de laboratório e de campo: (1) Avaliar a ação inseticida do biofertilizante Agrobio e da calda sulfocálcica sobre pupas das moscas *C. hominivorax*, *C. megacephala*, *L. cuprina* e *M. domestica*; (2) avaliar o potencial de controle dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* sobre as pupas das referidas moscas; (3) testar a possibilidade de seu controle com a utilização de extratos aquosos à base de nim, cinamomo, alho, fumo, pimenta-do-reino, canela, cravo-da-índia, arruda e eritrina mulungu

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Moscas de Importância Médico-veterinária

As moscas pertencem à ordem Diptera, a quarta maior ordem de insetos depois dos coleópteros, lepidópteros e himenópteros. Das 110.000 espécies de dípteros, somente cerca de vinte espécies distribuídas por dez famílias estão mais intimamente ligadas aos seres humanos nas áreas urbanas, sendo as mais importantes as famílias Muscidae, Faniidae, Caliphoridae e Sarcophagidae (D'ALMEIDA & ALMEIDA, 1998).

As moscas têm um papel ecológico essencial na natureza porque suas larvas facilitam a reciclagem de nutrientes pela fragmentação e modificação bioquímica da matéria orgânica em decomposição, além de propiciarem a melhoria do solo pela abertura de galerias quando enterram-se para pupação. Elas também participam ativamente dos processos naturais de polinização, principalmente em regiões muito áridas, além de carregarem microrganismos saprófitas essenciais aos ciclos biogeoquímicos e de serem responsáveis pela manutenção de diversas populações de aniamis insetívoros como pássaros e répteis (ODUM, 1983). As moscas podem se tornar um problema quando suas populações aumentam muito, o que freqüentemente acontece em regiões de clima mais quente, quando o seu desenvolvimento e a ovogênese são acelerados, propiciando o sincronismo de numerosas gerações diferentes em um mesmo local. Densidades populacionais aumentadas tendem a facilitar a dispersão e a invasão de domicílios e propriedades pelas moscas, causando problemas econômicos e de Saúde Pública (PRADO, 2003).

Na subordem Muscomorpha são conhecidas 62 famílias com milhares de espécies de moscas saprófagas, necrófagas, predadoras ou hematófagas, muitas das quais possuindo grande importância biológica e/ou médico-veterinária para os seres humanos (NEVES, 2004; VIANNA *et al.*, 2004). Algumas espécies de dípteros muscóides causam miíases obrigatórias ou facultativas nos animais e em seres humanos (MARCHIORI & SILVA, 2001), podendo também atuar como carreadores de diversos microrganismos patogênicos (CARVALHO & VON ZUBEN, 2006). Miíase (em grego, *myia*, mosca e *ase*, doença) é a parasitose de tecidos e órgãos de seres humanos e animais vertebrados vivos por larvas de dípteros, as quais por pelo menos um curto espaço de tempo, causam lesões por se alimentam do tecido vivo ou morto do hospedeiro, sendo sua ocorrência mais freqüente nas áreas rurais dos países tropicais (MARTINEZ *et al.*, 2003).

Os registros sobre a ocorrência das miíases datam do Século XVI, quando Frei Bernardino de Sahagún, que viveu de 1529 a 1590 na Nova Espanha, México, relatou a existência de "larvas que se criam nos braços e membros de coelhos e ratos", como "vermes metidos dentro da carne" (GUIMARÃES *et al.*, 1983; BARILACHI, 2005). Na América, desde 1587, já era descrita no Brasil, por cronistas e viajantes, a ocorrência de miíases em animais e seres humanos (AGUIRRE, 2003).

As miíases do tipo furunculóide, primárias, são provocadas por larvas biontófagas parasitárias de tecidos saudáveis, sendo as moscas das espécies *Dermatobia hominis*, *C. hominivorax* e *Oestrus ovis* as principais responsáveis por essas lesões (D'ALMEIDA, 1986). Outro tipo de miíase, secundária, decorre da invasão de tecidos necrosados por larvas necrobiontófagas, sendo as mais freqüentes as moscas dos gêneros *Sarcophaga*, *Lucilia*, *Chrysomya* e *Musca* (LIMA, 1999; DEAR, 1981).

Bovinos, ovinos, eqüinos, suínos, caprinos e caninos são as espécies mais freqüentemente identificadas como hospedeiras de miíases instaladas em ferimentos causados por amputação da cauda, castração, cortes com arame farpado, lesões por plantas espinhosas, umbigo de animais recém nascidos, áreas lesadas por picadas de carrapatos e outros tipos de lesão (DIAZ, 1999). As miíases podem causar enorme perda na qualidade do couro, pois peles com elevado número de lesões têm a aparência depreciada, necessitando de acabamento mais cuidadoso e especializado, o que eleva o custo unitário e total do couro (GUGLIELMONE, 2000; SILVA & DE LA RUE, 2002). Mesmo pequenas infestações de moscas podem ocasionar prejuízos à produção por conta dos danos causados à saúde dos animais, principalmente quando os mesmos estão subnutridos ou estressados, sob condições inadequadas de manejo (GOMES *et al.*, 1998; SANTOS *et al.*, 2002).

Em animais de companhia, durante a rotina veterinária, geralmente as larvas são retiradas sem que haja identificação ao menos ao nível de gênero do agente causador (MORETTI & THYSSEN, 2006), pois, apesar da alta freqüência, as miíases secundárias não são de notificação obrigatória e os inquéritos relativos a essas parasitoses no Brasil são restritos a *D. hominis* e *C. hominivorax*, causadoras de miíases primárias (HONER *et al.*, 1995).

A infestação do ser humano por larvas de moscas é considerada acidental. Os fatores predisponentes para as miíases nos seres humanos são, geralmente, debilidade física ou mental, desidratação, respiração bucal durante o sono, senilidade, hemiplegia, higiene corporal inadequada, diabetes, desnutrição, elefantíase, alcoolismo, infestação por piolhos, feridas acidentais e traumatismos diversos (GERRY *et al.*, 2004). Muitas vezes esses fatores são potencializados pela situação sócio-econômica dos indivíduos afetados, por desconhecimento da doença e pela dificuldade de atendimento médico em hospitais públicos e postos de saúde (PRENDERGAST, 2002).

Provavelmente a maioria dos casos de miíases em seres humanos não é registrada por razões culturais, sociais e políticas e a escassez de estudos no Brasil deve-se ao fato de que poucos hospitais consideram esta patologia como merecedora de registro (OLIVEIRA & OLIVEIRA, 2004). Geralmente os profissionais de saúde adotam como conduta a retirada das larvas e seu imediato descarte, sem que as mesmas sejam enviadas para um laboratório para identificação. Estes procedimentos muitas vezes vêm acompanhados por expressões de nojo e reprovação com relação à situação sócio-econômica dos pacientes (NASCIMENTO *et al.*, 2005).

Algumas moscas possuem grande importância médico-veterinária não só pelo fato de provocarem bicheiras, mas também por sua enorme potencialidade como transmissores de doenças para animais e seres humanos (FIGUEROA-ROA & LINHARES, 2004; GIÃO & GODOY, 2006). Em seus corpos, trato digestivo e nas fezes, as moscas podem carrear diversos microrganismos patogênicos tanto para o ser humano como para outros mamíferos e aves (MARILIUS *et al.*, 1994; BICHO *et al.*, 2004). As picadas das moscas hematófagas podem infectar o ser humano e animais com doenças diversas, pois esses insetos atuam como transportadores mecânicos e biológicos de agentes patogênicos como vírus, cistos de protozoários, bactérias e leveduras (D'ALMEIDA & MELLO, 1996; GOMES & VON ZUBEN, 2005).

Algumas moscas são sinantrópicas, isto é, podem conviver com o ser humano e freqüentar os ambientes em que ele vive e onde mantém os animais domésticos (MARCONDES, 2001), como *M. domestica*, as moscas-dos-filtros (*Telmatoscopus albipunctatus*, *Psychoda alternata*, *P. cinerea* e *P. satchelli*), *Drosophila* spp., as moscas-varejeiras pertencentes ao gênero *Chrysomya* e *Lucilia* e a mosca-da-bicheira, *Cochliomyia hominivorax* (LABUD *et al.*, 2003; COURI & CARVALHO, 2005).

Na pecuária, um inseto só é considerado praga quando sua população aumenta até causar um nível particular de dano, conhecido como "limiar de dano econômico". Quando este limiar é atingido, as medidas de controle (ou manejo) devem ser acionadas. *C. hominivorax* é classificada como praga constante porque está sempre presente na criação e causa danos econômicos a cada ano, pois sua densidade populacional varia pouco de ano para ano. *M. domestica*, *L. cuprina* e *C. megacephala* são consideradas pragas ocasionais por apresentarem baixa densidade populacional porém, em condições ambientais favoráveis, podem aumentar suas populações rapidamente (ZUCCHI *et al.*, 1999; CARVALHO *et al.*, 2003). A presença de áreas rurais ou florestais e a coexistência de cães e animais de fazenda como bois, cavalos, ovelhas e porcos criam as condições ideais para a proliferação de moscas (CRAMER-RIBEIRO *et al.*, 2002). Com o decréscimo do número de estábulos em áreas urbanas, acreditava-se que a abundância destes insetos diminuiria, porém o aumento populacional humano proporciona condições adequadas para o desenvolvimento das moscas, seja no lixo doméstico diário ou no corpo e nas fezes dos animais de estimação e de carga, que servem de substratos para a criação de suas larvas (D'ALMEIDA, 1994; OLIVEIRA *et al.*, 2002; OLIVEIRA *et al.*, 2006).

Segundo uma pesquisa realizada pelo Fundo Mundial para a Natureza, a população humana em 2025 poderá chegar a oito bilhões de pessoas, aumentando muito os bolsões de miséria e, conseqüentemente, a oferta de alimentos para as moscas, fato agravado pela previsão feita pelo Painel Intergovernacional sobre Mudanças no Clima (IPCC/ONU) de que a temperatura do planeta deve se elevar de 1,4 a 5,8°C até o ano 2100, favorecendo a ocupação desses dípteros em longitudes maiores e acelerando seu ciclo de vida (TAUTZ, 2002), sendo por isso necessário que se dê especial atenção ao controle das moscas capazes de causar miíases e doenças em seres humanos e animais.

Entre as moscas sinantrópicas que possuem importância médico-veterinária destacam-se *C. hominivorax*, causadora de miíase primária e *C. megacephala*, *L. cuprina* e *M. domestica*, causadoras de miíases secundárias e reconhecidamente carreadoras de microrganismos patogênicos para animais e seres humanos.

2.1.1. *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858)

A família Calliphoridae é, ao lado dos dípteros oestróides, uma das mais importantes produtoras de miíases, geralmente secundárias, na região Neotropical (MARINHO *et al.*, 2003). Espécies dos gêneros *Cochliomyia*, *Lucilia*, *Chrysomya* e *Calliphora*, conhecidas no Brasil por moscas varejeiras ou varejas, são as mais citadas como agentes causadores de miíases em animais de sangue quente, inclusive em seres humanos (GUIMARÃES *et al.*, 1983). Devido ao hábito necrófago da maioria das espécies que compõem esta família, seus representantes participam ativamente da remoção ou decomposição de carcaças de animais mortos, constituindo também importante ferramenta médico-legal para auxílio na determinação da possível causa e/ou da data do óbito (KOLLER *et al.*, 2001; DRUGUERI, 2002).

Os califorídeos são moscas caliptradas de tamanho médio a grande (4 a 16 mm), com abdome arredondado ou oval, corpo de coloração escura com reflexos azul metálico, violáceo,

esverdeado ou cúprico, no tórax e abdome (CARVALHO & RIBEIRO, 2000; RODRIGUES-GUIMARÃES *et al.*, 2001).

A espécie mais representativa da família Calliphoridae é a *Cochliomyia hominivorax* ou mosca-da-bicheira (Figura 1), um dos mais importantes ectoparasitos patogênicos e uma das maiores pragas dos bovídeos no Brasil (HORN & ANTÔNIO, 1983). Esta mosca é nativa das Américas, ocorrendo no Continente Americano desde o sul dos Estados Unidos até o norte da Argentina e sul do Brasil (HALL, 1995), entretanto, com as campanhas de erradicação desenvolvidas principalmente pelos EUA e México, sua atual distribuição endêmica compreende a América Central e do Sul e as ilhas do Caribe (NASCIMENTO *et al.*, 2005).



Figura 1. *Cochliomyia hominivorax*

C. hominivorax possui cor verde com reflexos azul-metálico em todo o tórax e abdome, mesonoto com três faixas negras longitudinais (sendo a do meio mais curta), basicosta preta, olhos de cor amarelo-avermelhado, cabeça amarelo-brilhante, parte inferior da parafrontália preta e pernas alaranjadas (MARCONDES, 2001; NEVES, 2004). Este inseto causa miíase primária ou bicheira nos animais domésticos, especialmente em bovinos, ovinos, equinos, caprinos e caninos, atacando principalmente nos meses mais quentes do ano (CRAMER-RIBEIRO *et al.*, 2002). A importância médica desta família respalda-se também no potencial que possui em relação à disseminação de formas infestantes e infectantes de bioagentes patogênicos ao ser humano e animais domésticos (OLIVEIRA *et al.*, 2002).

Uma alta população da mosca-da-bicheira é geralmente encontrada em bordas de florestas onde há uma grande concentração de animais domésticos, atuando provavelmente como reguladora das populações de vários animais selvagens em seu meio natural e também em reservas ecológicas, parques florestais e zoológicos. Entre os animais selvagens parasitados por *C. hominivorax*, observados em reservas ecológicas, parques florestais e zoológicos, encontram-se veados, tatus, tamanduás, pacas, elefantes, lobos marinhos, avestruzes e várias espécies de felinos (MOYA-BORJA, 2003).

Além da alta prevalência de miíases primárias em áreas rurais e florestais, esta espécie de mosca é também abundante no perímetro urbano devido não só à presença de cães que apresentam feridas causadas por disputas com outros cães, mas também pela criação de outros animais que também apresentam ferimentos infestados, como cavalos, gatos, pombos e outros (SOUZA, 1998; NASCIMENTO *et al.*, 2005).

A importância econômica da *C. hominivorax* para a pecuária mundial é muito grande. No Brasil, as perdas provocadas por esta praga tem sido calculadas em mais de 150 milhões de dólares por ano (KOLLER *et al.*, 2002b), sabendo-se que as fêmeas de *C. hominivorax* podem voar até 350 km durante seu período de vida, podendo a disseminação da bicheira

chegar a milhares de quilômetros quando os animais infestados ou pupas são transportados por avião ou barco (MOYA-BORJA, 2003).

Em bovinos, qualquer ferida provocada por castração, descorna, marcação, umbigos mal curados, mordidas de morcegos, picadas de carrapatos, brigas entre animais ou lesões causadas por arame farpado são locais adequados para a oviposição de *C. hominivorax*, na borda da qual pode depositar uma massa de 20 até 400 ovos (GUIMARÃES *et al.*, 1983; SANTOS *et al.*, 2002; BERKEBILE *et al.*, 2006). Em 12 a 24 horas surgem as larvas histiófagas L1, que penetram no tecido animal produzindo as lesões denominadas de bicheiras, nutrindo-se dos fluidos e de tecido muscular que é destruído por seus ganchos orais e enzimas proteolíticas contidas em sua saliva (MARTINEZ *et al.*, 2003; MELLO, 2003).

Como a miíase primária exala um forte odor de carne em decomposição, pode atrair mais fêmeas adultas de *C. hominivorax* que depositarão mais ovos, agravando progressivamente o quadro (VERÍSSIMO, 2003). Outras espécies de moscas, atraídas pelos odores típicos da putrefação da bicheira, podem também depositar seus ovos nela, dando origem a larvas que vão se alimentar apenas do tecido necrosado, caracterizando a miíase secundária (MELLO, 2003).

Abscessos formados por larvas de *D. hominis* também podem servir como substrato para a miíase primária (BARROS & VASQUEZ, 2004), assim como as feridas produzidas pelas peças bucais dos carrapatos do gênero *Amblyomma* predispõem igualmente os animais aos ataques de *C. hominivorax*, causando miíases que agravam ainda mais o quadro de enfraquecimento causado pela infestação massiva desses carrapatos, podendo levar o animal ao óbito (MANZANILLA *et al.*, 2002).

Os animais atacados por larvas de *C. hominivorax* geralmente apresentam irritação logo após a infestação, podendo apresentar claudicação, cegueira e lesões neurológicas (U.S. EMBASSY, 2001). Animais com extensas áreas do corpo tomadas pelas larvas emagrecem muito, ficam apáticos e com febre, podendo inclusive chegar ao óbito como consequência das infecções bacterianas que ocorrem nas lesões, geralmente causadas por *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *S. warneri* e *Escherichia coli*, ou por toxemia ou hemorragia (MARTINEZ *et al.*, 2003).

Bovinos com miíases causadas por *C. hominivorax* apresentam febre de até 40,4°C, alterações nos ritmos cardíacos (taquicardia) e respiratório (BARBOSA *et al.*, 2003). Ovinos infestados têm febre, inicialmente com temperatura de 39,5°C, chegando a 40,5°C no final da etapa parasitária e retornando à temperatura inicial no sétimo dia após a retirada das larvas (HOFMANN, 1997; MORAIS *et al.*, 2003). Animais parasitados por *C. hominivorax* podem apresentar lesões no couro, desvalorização da carcaça, baixa produção de carne e leite, susceptibilidade a outras doenças e comprometimento do crescimento em animais recém-nascidos (SERENO *et al.*, 1996).

Em seres humanos, há relatos na literatura de miíases causadas por *C. hominivorax* localizadas na parte superior da cabeça (VISCICARELLI *et al.*, 2003), no joelho (GARCIA *et al.*, 2002), canal auditivo (RIBEIRO *et al.*, 2001; NEIRA *et al.*, 2002; AGUIRRE, 2003), vulva (MARTINEZ *et al.*, 2003), pênis (PASSOS *et al.*, 2004), cavidade oral (RAMIL & RAHMAN, 2002; SHINOHARA *et al.*, 2004), canal lacrimal (NASCIMENTO *et al.*, 2005; SARAIVA *et al.*, 2005), ânus (YUCA *et al.*, 2005), membros inferiores (WOLF *et al.*, 2003) e de infestação submandibulares (JOO & KIM, 2001).

2.1.2. *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794)

As espécies de *Chrysomya* Robineau-Desvoidy, 1830 possuem grande importância no âmbito da saúde pública por causarem miíases e por atuarem como vetores mecânicos de

patógenos, fato decorrente do comportamento de oviposição sobre carcaças, vísceras, lixões urbanos, fossas sépticas e fezes (CARRARO, 1999; VON ZUBEN *et al.*, 2000; DRUGUERI, 2003; VIANNA *et al.*, 2004).

C. megacephala (Figura 2) apresenta coloração verde metálica no corpo, duas faixas transversais escuras no mesonoto e três no dorso do abdome, margens posteriores dos segmentos abdominais escuras e a parte inferior da cabeça amarelada ou alaranjada. A base da veia radial é ciliada no dorso e a coxa posterior é pilosa posteriormente (MARCONDES, 2001; NEVES, 2004).



Figura 2. *Chrysomya megacephala*

Moscas pertencentes ao gênero *Chrysomya*, até a década de 1970, tinham sua distribuição geográfica restrita às regiões tropicais e subtropicais do Velho Mundo, sendo chamadas de “peste do peixe seco” no sudeste asiático, devido à capacidade que suas larvas possuem de se alimentarem da carne de peixe salgado, uma das principais fontes de proteína animal das populações humanas locais (REIGADA & GODOY, 2006). Atualmente, são também encontradas em toda a América do Sul, competindo e deslocando espécies autóctones como *C. macellaria*, *C. hominivorax* e *L. cuprina*, de seus nichos originais (MARCHIORI *et al.*, 2000).

C. megacephala possui desenvolvimento pós-embrionário curto, ótimo potencial reprodutivo, grande capacidade de colonização, adaptação e dispersão (CUNHA-E-SILVA & MILWARD-DE-AZEVEDO, 1999), estando adaptada a se desenvolver em lixões urbanos por utilizar fezes de seres humanos e animais como fonte de proteínas para o desenvolvimento de seus ovariolos e também como substrato de criação para suas larvas (REIGADA & GODOY, 2005; GOMES *et al.*, 2006).

C. megacephala é altamente sinantrópica, e sua elevada prevalência em relação a outras espécies de califorídeos em áreas rurais e urbanas aumenta os riscos para a saúde pública (GOMES & VON ZUBEN, 2003 a; MENDONÇA & D'ALMEIDA, 2004), pois essa mosca pode atuar como vetor mecânico de microrganismos patogênicos para seres humanos e animais por ser uma espécie de grande tamanho e com muitas cerdas em seu corpo, fatores que contribuem para que seja também um bom vetor mecânico de ovos e larvas de helmintos (OLIVEIRA *et al.*, 2002; BARBOSA *et al.*, 2004). Este díptero é um dos mais importantes vetores de bactérias entéricas e protozoários (SCHAFFER DA SILVA *et al.*, 2005). Nas Filipinas foram encontrados ovos de helmintos em 41,9% dos espécimes de *C. megacephala* coletados, contra 9,4% dos espécimes de *M. domestica*, merecendo a primeira espécie cada vez mais a atenção dos epidemiologistas e sanitaristas (CARVALHO *et al.*, 2004).

C. megacephala causa miíases facultativas em animais e seres humanos principalmente nos meses de outono, período no qual ocorre seu pico populacional (BASSANEZI *et al.*, 1997; BENECKE, 2001; MADEIRA, 2001). Por conta de suas larvas serem necrobiontófagas, esta espécie de mosca possui grande importância na Entomologia

Forense, sendo utilizada na estimativa do intervalo pós-morte (IPM) em seres humanos e animais (GOMES, 2006).

2.1.3. *Lucilia cuprina* (Wiedemann, 1830)

Dentre as espécies de moscas varejeiras encontradas no Brasil, a cosmopolita *L. cuprina* (Figura 3) é uma das mais importantes do ponto de vista médico-veterinário, pelo fato de ser eussinotrófica e comumente encontrada em lixo urbano, substratos de carne em decomposição, frutos caídos, flores e fezes humanas e de animais, atuando como vetor de enteropatógenos para os seres humanos e como causadora de miíases secundárias em animais de sangue quente (LINHARES, 1981; D'ALMEIDA & MELLO, 1996; GOMES & VON ZUBEN, 2004). O aspecto clínico das miíases causadas por este califorídeo é bem diferente do observado nas miíases causadas por *C. hominivorax*, pois as larvas de *L. cuprina* alojam-se bem próximo à pele dos hospedeiros, não havendo a formação de cavidades ou perda tecidual, já que as mesmas não apresentam comportamento histiófago, porém, como outros califorídeos cujas larvas causam miíases, produzem enzimas proteolíticas como endo e ectopeptidases que as auxiliam na penetração nos tecidos do hospedeiro, destacando-se as diversas formas de proteases produzidas no intestino médio das larvas (CRUZ, 2004).



Figura 3. *Lucilia cuprina*

L. cuprina é uma mosca de tamanho médio, de corpo verde-metálico fortemente acobreado, com no máximo quatro cerdas na parte posterior do calo póspronotal e dois pares de cerdas oclares nos machos (CARVALHO & RIBEIRO, 2000). Sua distribuição geográfica abrange as regiões mais quentes do mundo, ocorrendo nas Américas do Sul dos Estados Unidos até a Argentina (NEVES, 2004).

No sul da África, mais de 90% das miíases em ovelhas são causadas por *L. cuprina* e na Austrália, de 60 a 90% dos casos tem essa espécie como agente causador das lesões (FERNANDES *et al.*, 2003; GOMES & VON ZUBEN, 2003 b). Essa espécie foi detectada a partir de 1988 na Nova Zelândia, onde causa grandes prejuízos à ovinocultura (MORAIS *et al.*, 2003).

Quando há disponibilidade de alimento por longo tempo como no caso de propriedades rurais e lixões urbanos, uma fêmea de *L. cuprina* pode ter mais de um ciclo gonotrófico em cada período do reprodutivo, permitindo a realização de posturas em substratos diversos, aumentando a probabilidade de persistência local da espécie (VON ZUBEN, 1998; SANTOS, 1999).

Em seres humanos, há casos na literatura de infestações submandibulares e oculares causadas por essa espécie de califorídeo, ocorridas no meio urbano, já que *L. cuprina* é uma

das moscas mais abundantes nas grandes cidades brasileiras, sendo considerada uma praga de difícil controle (JOO & KIM, 2001; DRUGUERI, 2004; SOUZA, 2004).

2.1.4. *Musca domestica* (Linnaeus, 1758)

Os Muscidae são uma numerosa família pertencente à ordem Diptera, abrangendo cerca de 4.600 espécies que ocorrem em todas as regiões biogeográficas. Destas, 843 espécies ocorrem na região Neotropical (MARCONDES, 2001).

Dentre as espécies de moscas sinantrópicas, *M. domestica* (Figura 4) é a mais importante por ser extremamente comum na região urbana (FIGUEROA-ROA & LINHARES, 2004). Ela é um exemplo clássico de uma espécie que desenvolveu resistência à maioria dos inseticidas químicos conhecida, além de possuir os genes necessários para o desenvolvimento de resistência aos produtos atuais mais poderosos (LEARMOUNT *et al.*, 2002). Sua abundância se deve à grande capacidade que possui de se desenvolver em vários tipos de substratos, tendo também alto poder reprodutivo, já que uma fêmea é capaz de colocar até 800 ovos em uma só postura (MARCHIORI *et al.*, 2000). Provavelmente esta espécie seria inicialmente coprófaga e adaptada à ingestão de excrementos de ungulados, porém mais tarde, com o processo de sinantropização, teria conseguido se adaptar a novos substratos (OLIVEIRA *et al.*, 2002; FRAGA & D'ALMEIDA, 2005).



Figura 4. *Musca domestica*

M. domestica apresenta o tórax cinza-amarelado a cinza escuro com quatro listras negras longitudinais no mesonoto. O abdome é amarelado com uma mancha longitudinal de forma difusa (MARCONDES, 2001). Essa espécie pode percorrer distâncias de até 30 km em curto espaço de tempo, mas costumam se concentrar perto de criadouros de animais, pois suas larvas alimentam-se de matéria orgânica em decomposição como esterco, matéria vegetal e animais mortos, dispersando-se de acordo com os odores levados pelo vento (MARCHIORI *et al.*, 2003).

Especialmente em propriedades onde são desenvolvidas atividades pecuárias, as populações de moscas domésticas podem crescer acima dos limites toleráveis para os animais e seres humanos, criando graves perigos sanitários (FUSSEL, 2001). Infestações por *M. domestica* causam sérios problemas em criações de animais, interferindo no ganho de peso pelo estresse causado, podendo resultar em grandes perdas econômicas para os pecuaristas, fato agravado pela resistência apresentada por esses insetos a piretróides usados comercialmente (AKINER & CAGLAR, 2006) e também a reguladores de crescimento como a ciromazina e o metropene, ambos utilizados em grande escala principalmente em locais de

criação comercial de animais (CRESPO *et al.*, 2002; PINTO & PRADO, 2001; SANT'ANNA, 2006).

M. domestica atua como carreadora potencial de até cem diferentes agentes patogênicos para seres humanos e animais, podendo transmiti-los nas pernas, corpo, tromba ou expulsá-los pela regurgitação ou nas fezes. Pode transmitir bactérias que causam diarreia, conjuntivite, lepra, tuberculose, tifo, gonorréia, erisipelas, cólera, meningite cérebro-espinal, peste bubônica e outras patologias (WEIGERT *et al.*, 2002; VIGNAU *et al.*, 2003). Recentemente *M. domestica* foi incriminada como potencial veiculadora da bactéria *Helicobacter pylori*, causadora da úlcera duodenal e de câncer gástrico (PRADO, 2005).

Muitas viroses também podem ser transmitidas pela mosca doméstica, tais como, varíola, poliomielite, oftalmia purulenta etc (PRADO, 2002; TARDELLI *et al.*, 2004). Veicula ainda protozoários e vermes, pois carrega seus cistos e ovos quando pousam em fezes humanas ou esterco de animais (BIZANI, 1996; TORRES *et al.*, 2002). Na Índia foram reportadas miíases intestinais em seres humanos e animais, causadas pela mosca doméstica, após a ingestão acidental de ovos (SEHGAL *et al.*, 2002). Na Coreia, ocorreram casos de infestação submandibular, ocular e timpânica em seres humanos (JOO & KIM, 2001).

2.1.5. Estádio pupal das moscas

As moscas são insetos holometabólicos, sofrendo metamorfose completa (Figura 5). Seus vários instares são diferentes da forma adulta alada, tanto na aparência como no comportamento, inclusive com relação ao habitat onde vivem.

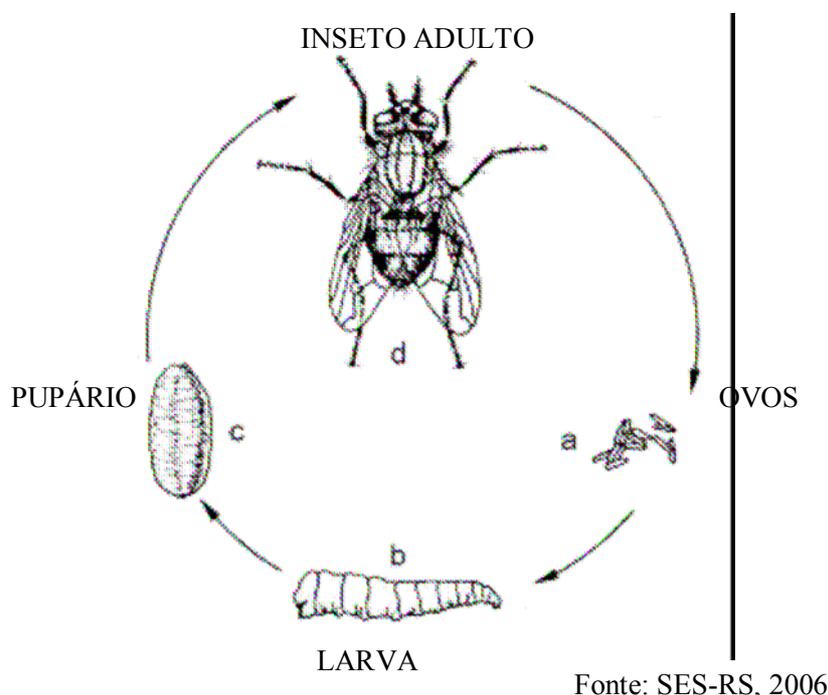


Figura 5. Ciclo vital de moscas ovíparas

O controle da metamorfose e ecdise é hormonal, realizado por glândulas que produzem os hormônios e os lançam diretamente na hemolinfa, sendo os mesmos de três tipos: hormônio do cérebro, que comanda as células secretoras e o *corpus cardiacus*; o

ecdisonio, que comanda a ecdise e o neotenim, o hormônio juvenil, o qual impede a transformação precoce mantendo as características larvais, já que uma transformação em adulto fora da hora originaria um adulto precoce, incapaz de se alimentar e se reproduzir (TRIPLEHORN & JOHNSON, 2006).

As larvas L1 realizam, geralmente, duas ecdises em seis a sete dias, transformando-se em L3. A cada ecdise, o fluido de muda, o qual contém várias enzimas proteolíticas necessárias para a mesma, entra no espaço ecdisial, fazendo com que as células epidérmicas entrem em uma fase de aumento de síntese de proteínas, produzindo uma nova cutícula. Um decréscimo na concentração de 20-hidroxiecdisona desencadeia a fase subsequente, que inclui a ativação das enzimas do fluido de muda, digestão da prócutícula e reabsorção deste fluido, após a qual a larva volta a se alimentar (WASILEWSKI, 2005).

Entre o último instar larval e o adulto ocorre um período de transição denominado de pré-pupa, no final do qual ocorre a formação das pupas. As larvas alteram seu comportamento, contraindo o volume corporal e parando de se alimentar. O tegumento escurece e torna-se mais vincado, ao mesmo tempo em que ocorrem profundas transformações internas (CARVALHO, 1986).

Antes da total imobilidade, as larvas procuram um substrato mais seco e protegido para pupação, enterrando-se no solo por um período de aproximadamente uma semana, durante a qual respiram intensamente. Após esse período, as pré-pupas imobilizam-se e sofrem as transformações metamórficas que conduzem à formação da pupa coarctata, visto que as mesmas ficam encerradas no invólucro endurecido constituído pela exúvia larvar, o pupário em forma de barril, o qual vai se tornando mais escuro à medida que o processo de queima fenólica avança (MARCONDES, 2001; COSTA *et al.*, 2004). A respiração intensa é realizada através de espiráculos em forma de projeções, situados entre o quinto e o sexto segmento em *M. domestica* e apresentando outras formas em outras espécies (NEVES, 2004).

Após cinco ou seis dias, os adultos emergem do pupário por um opérculo circular com o auxílio do ptilíneo, uma bolsa localizada acima da região onde são implantadas as antenas, que após a emergência se retrai e forma a fissura ptilínea, em forma de U invertido (MARCONDES, 2001). Em condições ótimas de temperatura e umidade do ar, o ciclo evolutivo total se completa em até 23 dias (MACHADO & RODRIGUES, 2002).

2.2. Situação do Manejo Parasitário Pecuário no Brasil

Dentre os diversos fatores que comprovam a necessidade de fortalecer a pecuária como forma de priorizar o setor agrário no Brasil estão a sua dimensão, sua multifuncionalidade ao produzir alimentos e inúmeras matérias primas, sua posição estratégica com diversas alternativas de acesso aos mercados internos e externos, sua capacidade de transferir renda para outros setores produtivos (PINAZZA, 2001; WALIGORA, 2001).

A pecuária brasileira é um segmento da economia capaz de gerar empregos com um custo menor que o da construção civil, por exemplo. O fato de que apenas 20% da população ainda vive no campo mostra a enorme necessidade de políticas agrárias capazes de gerar empregos no meio rural, a fim de promover o desenvolvimento socioeconômico nas cidades do interior do país para que a população jovem não precise migrar para os grandes centros urbanos a fim de conseguir trabalho, aumentando os bolsões urbanos de pobreza (BOMTEMPO, 1985; SOUZA & ALCÂNTARA, 2003).

Sob o forte argumento da crescente demanda por alimentos, o século XX caracterizou-se pela geração e adoção de práticas culturais que visam o aumento da produtividade a

qualquer custo, sem a preocupação, na maioria das vezes, com as questões ecológicas, energéticas e sócio-econômicas (VOGTMANN & WAGNER, 1987; AKIBA *et al.*, 1999).

As doenças parasitárias representam o maior problema da pecuária nacional, contra as quais são investidas grandes somas anuais na tentativa de minimizar os prejuízos causados principalmente por ectoparasitoses (CARDOSO *et al.*, 2001; VIEIRA, 2001). O Brasil é o terceiro maior consumidor mundial de inseticidas, carrapaticidas e acaricidas, correspondendo este consumo a um faturamento anual de bilhões de reais (HORN & ANTÔNIO, 1983).

O uso indevido de inseticidas não seletivos e em épocas erradas, além de super ou sub dosagens, faz surgir resistência nas populações de insetos, o que gera a necessidade de doses cada vez maiores e de desenvolvimento de novos produtos cada vez mais agressivos, que causam efeitos negativos sobre os inimigos naturais e o meio ambiente (AXTELL, 1986; AFPMB, 2002). O perigo ao qual os pecuaristas e suas famílias se submetem quando aplicam inseticidas também é enorme, sendo vítimas muitas vezes de graves intoxicações por não dominarem as técnicas adequadas e não usarem equipamentos adequados de proteção individual (BULL & HATHAWAY, 1986). É comum que um grande número dessas pessoas reclamem de dores de cabeça, enjôos e tonteiras após a aplicação destes produtos. A razão disso é que, na maioria das pequenas propriedades, os produtores não dominam as técnicas adequadas de aplicação como a regulagem e manutenção das bombas costais ou ignoram a dosagem recomendada dos produtos que usam, utilizando-os de acordo com o "tamanho da infestação" (ASSIS *et al.*, 1999; VALIN, 2000).

Um outro problema é a falta de informações dos pequenos produtores sobre práticas alternativas como o controle biológico, o manejo integrado de pragas (MIP), a existência de inimigos naturais, o uso de inseticidas botânicos e de caldas protetoras que poderiam controlar os endo e ectoparasitos do gado (LOPES *et al.*, 2004). Quando um inseticida químico é aplicado sobre as camas, casões ou esterco, pode causar a morte dos predadores, desequilibrando ainda mais o sistema (PAIVA, 2003), pois os parasitóides são responsáveis pela redução das populações de dípteros, juntamente com outros grupos de artrópodes como predadores e espécies coprófagas (besouros e moscas) associadas ao esterco bovino (MARCHIORI *et al.*, 2000).

A adoção de um sistema pecuário sustentável por parte de pequenos pecuaristas permitirá ganhos econômicos, uma vez que haverá redução de perdas na produção causadas pelo ataque de parasitas aos animais, fator que compromete a remuneração dos pecuaristas familiares, chegando, em casos extremos, a inviabilizar a criação de animais na propriedade (TEIXEIRA, 2006). É necessário que haja uma mudança de paradigma para que a pecuária brasileira possa oferecer melhorias sociais, buscando formas ecologicamente corretas de manejar os animais.

2.2.1. O uso de inseticidas industrializados

No início do Século XX, um dos primeiros agentes químicos utilizados para pulverização no controle de moscas foi o pó de piretro, poderoso inseticida extraído do crisântemo selvagem europeu (piretro-da-dalmácia), *Pyrethrum cinerariaefolium* (NARI *et al.*, 2002). Nessa época, venenos caseiros eram muito utilizados. Estes produtos eram à base de soda cáustica, querosene, carvão mineral, azeite de peixe, produtos botânicos como a rotenona e a nicotina e inorgânicos como o sulfato de tálio, cianeto de cálcio, carbonato de bário e o sulfato de cobre, sendo este último utilizado até hoje (MORAGAS & SCHNEIDER, 2003).

Após a Segunda Guerra Mundial, ocorreu na pecuária uma grande revolução no controle químico dos ectoparasitos, causada pelo advento dos hidrocarbonetos clorados como

hexacloro de benzeno, clordane, toxafene, metoxiclor, lindane, carbaril e o DDT (diclorodifeniltricloroetano), que atuam causando uma hiperexcitabilidade neuromuscular que acaba provocando a morte dos parasitos (THULLNER, 1996; BUSS & PARK-BROWN, 2006).

O DDT foi utilizado intensivamente durante as décadas de 1940 e 50 no combate às moscas. Desde 1945, mais de 2,5 milhões de toneladas deste inseticida foram aplicadas sobre o planeta, com efeitos ambientais extremamente graves (PAIVA, 1994). Sua total biodegradação demora aproximadamente 20 anos para ocorrer, acumulando-se ao longo das cadeias alimentares com altíssima toxidez inclusive para os seres humanos, tornando-se uma das principais fontes de resíduos clorados em alimentos, especialmente os de origem animal como a carne (CARVALHO, 1984).

No Brasil, a venda de organoclorados está proibida desde 1985, porém tais produtos circulam ainda hoje por toda a biosfera, induzindo a mutagênese no ser humano, causando câncer e levando à morte (MEDEIROS *et al.*, 2003). O efeito de alguns insumos agropecuários que têm em sua formulação compostos clorados é de multiplicidade de agressões ao nosso organismo, afetando o sistema imunológico e o reprodutivo, com efeitos sobre o feto e sobre o trato gastrointestinal, além de provocarem disfunção tireoidiana grave (HIGASHI, 2002). A ingestão contínua de pequeníssimas quantidades de compostos organoclorados presentes nos alimentos impõe ao ser humano o risco de sofrer diversos efeitos como neurotoxicidade, carcinogenicidade, mutagenicidade, teratogenicidade, alterações imunológicas e hormonais, irritação e lesão ocular e cutânea (CARVALHO, 1984; AZEVEDO *et al.*, 2002). Do grupo de inseticidas organoclorados, apenas o methoxiclor foi liberado para uso em vacas em lactação, pela pequena quantidade de resíduo presente no leite (JUNIO *et al.*, 2004).

A partir da década de 1950, técnicos norte-americanos, japoneses e europeus iniciaram um programa mundial de difusão de modernas tecnologias, a “Revolução Verde”, destinada a mudar a agricultura e a pecuária “antigas”, que não acompanhavam o progresso político-tecnológico das grandes potências (CUT-RJ, 2006). Isso foi feito por meio da implantação do paradigma agroquímico, que usa a mecanização e as irrigações pesadas, as adubações muitas vezes excessivas, o emprego de cultivares para aumentar a produtividade, o uso indiscriminado e massivo de pesticidas e a sobreposição de ciclos com áreas extensas de ocupação animal (ALTIERI, 2000; AROEIRA & FERNANDES, 2002), fatores que em conjunto ocasionam uma contínua redução da diversidade biológica, piorando significativamente as condições de vida dos pequenos produtores rurais, que nos países tropicais são os responsáveis pelo maior volume de produção de alimentos (PINHEIRO *et al.*, 1985).

Segundo os estudos da International Food Policy Research (IFPRI), a partir do final da década de 1960 começou a “Revolução Pecuária”, provocada pelo aumento da procura por produtos de origem animal. De meados da década de 1970 até final da década de 1990, o volume de carne consumido nos países em desenvolvimento aumentou quase que o triplo do que nos países desenvolvidos, gerando um maior consumo de inseticidas (NOGUEIRA & AZEVEDO, 2004).

Entre os anos de 1970 e 1980, foram desenvolvidos os compostos piretróides oriundos da molécula original do piretro, modificada para melhorar sua ação inseticida. Estes produtos possuem facilidade de degradação no ambiente, porém quando os piretróides entram em contato com as águas de córregos, rios, lagos ou lagoas e também com águas subterrâneas que alimentam nascentes, causam altíssima mortalidade de peixes por ser altamente tóxicos para estes (PINHEIRO *et al.*, 1993; RIBEIRO, 2001). Os piretróides recebem nomes comerciais como bioaletrina, bioresmetrina, deltametrina, cipermetrina, flumetrina, ciflutrina, fempropatrina, cialotrina, bifentrina, teflutrina, ecialotrina, entre outros, sendo usados em

larga escala no Brasil (SAITO, 2004). Sua ação inseticida se dá pela intervenção na respiração celular (toxidez respiratória) ou pela interação com os canais neuronais de sódio (neurotoxicidade) (LIMA, 2006). A possibilidade da transferência de inseticidas piretróides através do leite é um perigo constante, pois quanto maior a solubilidade do agente químico em gorduras, maior é essa possibilidade. Como a pasteurização não elimina as substâncias químicas, quem ingerir o leite poderá se intoxicar com esse produtos (GODINHO, 2002).

Também nas décadas de 1970 e 1980 foram desenvolvidas drogas específicas para o controle de larvas de dípteros. Substâncias como o metopreno, um regulador de crescimento, ou inibidores da formação da quitina como o diflubenzuron, não afetam o crescimento das larvas de besouros e de outros inimigos naturais das moscas que atuam na desintegração e incorporação ao solo do bolo fecal, porém o uso de larvicidas nas rações pode causar o desenvolvimento de resistência ao produto, pelas larvas das moscas presentes no esterco (WRI, 2000).

As avermectinas, descobertas em 1973, fazem parte de uma moderna classe de drogas conhecidas como endectocidas, apresentando atividade nematocida, acaricida e inseticida. Seu poder inseticida se dá por ação antagônica ao GABA (neurotransmissor inibitório presente no sistema nervoso central de insetos), ligando-se aos seus receptores e estimulando o fluxo de cloro para o interior da membrana, bloqueando o estímulo nervoso e causando imobilização e morte (GUEDES, 2006). Principalmente a doramectina é largamente utilizada no controle de artrópodes parasitos de mamíferos, apresentando grande eficiência como inseticida sistêmico inclusive nos estágios imaturos de moscas causadoras de bicheiras. A aplicação de uma única dose extremamente baixa deste composto em bovinos causa 100% de mortalidade larval durante duas semanas (STRONG & BROWN, 1987; MOYA-BORJA, 2003), pois as avermectinas são altamente lipofílicas, sendo distribuídas por todo corpo do animal e concentrando-se particularmente no tecido adiposo, que por limitadamente vascularizado, faz com que a liberação da droga seja lenta, aumentando o tempo de sua permanência no plasma (GUEDES, 2006). Por outro lado, esses compostos causam impacto sobre a comunidade de artrópodes presentes nas fezes, matando os inimigos naturais das moscas (BRITO, 2004).

Os produtos químicos utilizados na pecuária geralmente têm um grande poder cumulativo, por isso, por menor que seja a concentração que entra em contato com o organismo, são absorvidos e vão se acumulando (BORTOLUZZI *et al.*, 2006). Nos seres humanos, a absorção pode ocorrer pela água, vegetais ou produtos animais contaminados, e os efeitos dessas drogas podem ser sentidos apenas muitos anos depois (GODINHO, 2002). O uso de produtos químicos sem a observação dos fatores que interagem nos ecossistemas tem sido a causa de desequilíbrios tais como o ressurgimento e desencadeamento de pragas e a quebra de cadeias alimentares a partir da eliminação de seus inimigos naturais, como parasitóides e predadores (MENDES & LINHARES, 2002; MEDEIROS *et al.*, 2003). Os inimigos naturais são extremamente importantes no processo de controle das moscas, pois pragas secundárias podem tornar-se um problema caso a população de insetos benéficos seja reduzida pelo uso de inseticidas químicos de amplo espectro (BOBROWSKI *et al.*, 2003).

Inseticidas que antes controlavam os problemas na dosagem de um a dois quilos por hectare agora estão sendo substituídos por novos produtos que devem ser utilizados em doses de apenas 200 gramas por hectare, o que demonstra a enorme capacidade mortal de suas moléculas. As fábricas que os produzem os apresentam como mais seguros ao meio ambiente pelo simples fato de que é preciso usar uma menor quantidade de inseticida para que se obtenha o mesmo grau de controle alcançado pelos antigos produtos, porém menos produto para um mesmo efeito significa maior toxicidade e não menor perigo (GARCIA, 2000; NEVES, 2005), já que um pequeno exagero na quantidade aplicada pode significar um enorme dano para a saúde humana e animal, além de grandes danos ao meio ambiente.

A esperança de continuar controlando moscas com o uso massivo de inseticidas está sendo frustrada pelos enormes danos causados ao meio ambiente por esses produtos, pela a toxicidade ao ser humano e animais associada ao aparecimento de resistências nas moscas, somados ao longo período de persistência das drogas no ambiente e nos produtos de origem animal como a carne e o leite (DAROLT, 2001; MARCONDES, 2001).

2.2.2. Resistência causada pelo uso massivo de inseticidas industrializados

Embora fatores biológicos, genéticos e ecológicos influenciem o desenvolvimento de resistência, os fatores operacionais (classe, formulação, e concentração do inseticida, método de aplicação, frequência de aplicação etc.) desempenham o papel mais importante (BARROS & VASQUEZ, 2004).

Um agravante comum quando da suspeita de resistência tem sido o emprego de maiores concentrações ou quantidades do inseticida, na tentativa de recuperar a eficácia original do produto (DASSIE, 1999). Outra medida comum é o aumento da frequência de aplicação e substituição pouco criteriosa do produto (frequentemente por outro de mesmo princípio ativo), visando reverter o quadro e retomar um nível aceitável de controle. As conseqüências destas práticas tendem a ser econômica e ambientalmente negativas a curto, médio e longo prazos, e um agravamento da situação tende a ocorrer porque quanto mais o produto for utilizado, mais rápida e maior será a seleção de insetos resistentes na população e, conseqüentemente, maior o nível de resistência atingido, podendo a resistência aparecer em pouco tempo, geralmente de três a cinco anos em condições de campo (KOLLER, 1998).

Em geral, o desenvolvimento de resistência a qualquer produto implica não apenas na ineficácia daquele inseticida em particular como também, devido a um fenômeno denominado de “resistência cruzada” (comum entre inseticidas piretróides), onde toda a classe de inseticidas torna-se comprometida. Contribui para agravar a situação o fato de que, dependendo do mecanismo de resistência envolvido, a resistência a um determinado inseticida pode levar também ao estabelecimento de resistência a inseticidas de outras classes (BARROS & VASQUEZ, 2004).

O processo de combate aos ectoparasitos foi e ainda vem sendo conduzido de modo cada vez mais agressivo, gerando "monstros" com resistência cada vez maior. Este ciclo infernal surgiu sem ser previsto, logo após a Segunda Guerra Mundial, com o objetivo de melhorar a produtividade e a qualidade da produção agrícola (POLITO, 2000). Antes de 1945, quando o piretro começou a ser massivamente utilizado no controle de artrópodes, havia apenas dez espécies de carrapatos e insetos resistentes, todas a produtos inorgânicos minerais. Em 1969 a resistência foi confirmada para 424 espécies, sendo 94 de importância médica ou veterinária e 127 de importância agrícola ou florestal e de produtos armazenados (CHABOUSSOU, 1987). Na década de 1990, pelo menos 504 espécies de ácaros e insetos foram consideradas resistentes pelo menos a um pesticida. Destas, 23 espécies são benéficas e 481 nocivas, sendo 283 de importância agrícola e 198 de importância médico-veterinária (MEDEIROS *et al.*, 2003).

A resistência em moscas tem sido reportada a diferentes classes de inseticidas, mas o problema adquire maiores proporções com relação aos piretróides. No Brasil, quatro em cada cinco inseticidas para controle de moscas são ou possuem piretróides em sua composição, e o uso contínuo e muitas vezes inadequado destes produtos tem favorecido o aparecimento e a expansão de problemas de resistência, onde a diminuição de eficácia desses compostos tem resultado, paradoxalmente, em um incremento no uso desses produtos (MARCHIORI *et al.*, 2000; MARTINS *et al.*, 2004). A capacidade das moscas de tolerar concentrações inicialmente letais promove uma redução gradual na eficácia dos piretróides, até a sua

completa ineficácia e ausência de controle do parasita. Esta situação já é uma realidade com relação aos carrapatos, os quais se mostram resistentes à maioria dos carrapaticidas existentes no mercado (BARROS & VASQUEZ, 2004).

As moscas adquirem resistência a produtos químicos porque a seleção natural é muito forte no sentido de favorecer os genes para resistência. Estes genes, em geral, codificam enzimas que conseguem bloquear a ação tóxica do inseticida ou então, variantes das enzimas contra os quais o inseticida age. Antes da introdução dos inseticidas, estes alelos são mantidos na população de moscas com frequência muito baixa. A introdução do inseticida produz uma alteração imediata no valor adaptativo de tal modo que o gene mutante passa a ser vantajoso, espalhando-se pela população. Isto significa que a consequência inevitável do uso disseminado de inseticidas é que as moscas se tornarão resistentes a ele, pois quanto mais efetiva inicialmente for a droga, mais rapidamente a resistência aparecerá (WAKELIN, 1978).

Uma exceção quanto à resistência de moscas é o combate à bicheira na América do Sul, que é realizado fundamentalmente com inseticidas organofosforados, os quais possuem eficácia residual relativamente curta, por isso sendo necessárias inspeções e reaplicações freqüentes nos animais. *C. hominivorax*, até o momento, não apresentou resistência a esses produtos, apesar do seu uso ininterrupto por mais de 25 anos. (MOYA-BORJA, 2003).

2.3. O MIP e a Pecuária Sustentável

Os inseticidas orgânicos surgiram no final da década de 1940, revolucionando o mercado de controle de pragas pelos ótimos resultados apresentados no combate a insetos (AZAMBUJA, 1996). Entretanto, o seu uso indiscriminado gerou vários efeitos colaterais por falhas nas técnicas de aplicação, falta de seleção criteriosa dos princípios ativos e uso de concentrações dos produtos acima ou abaixo do recomendado, acarretando ao longo do tempo a adaptação das mesmas aos seus efeitos tóxicos e grande contaminação ambiental, além de prejuízos à saúde dos aplicadores e animais. Felizmente, com as necessidades cada vez maiores de atendimento aos requisitos de qualidade, saúde, segurança e ecologia, surgiram formas de manejo mais atuais que cumprem as necessidades de combate às pragas e a preservação dos aspectos de proteção aos animais, ao meio ambiente e ao ser humano (NUNES & LEAL, 2001; KOLLER *et al.*, 2002a).

O conceito de MIP, Manejo Integrado de Pragas, surgiu basicamente como uma reação dos pesquisadores ao uso excessivo de inseticidas no combate às pragas, sendo um sistema abrangente que prevê a eliminação das infestações já existentes, mas também requer a adoção de medidas preventivas antes da penetração e instalação de pragas, bem como medidas corretivas do ambiente, buscando-se eliminar os fatores que estão facilitando o desenvolvimento dessas pragas, produzindo um mínimo de interferências nos ecossistemas e fazendo uma interação do método de controle a ser utilizado com os princípios econômicos, ecológicos e sociais (PAIVA, 1998; LIMA, 2006). Entomologistas convidados pela FAO definiram o MIP como "um sistema de controle que, no contexto do meio ambiente e da dinâmica da população da praga, utiliza todas as técnicas e métodos adequados da melhor forma possível e mantém a população da praga abaixo daqueles níveis que acusam danos econômicos consideráveis" (MOYA-BORJA, 2003).

As principais etapas do MIP são: 1) detecção do problema e identificação das espécies envolvidas; 2) monitoramento das populações e relação com o tempo e o clima; 3) decisão e implementação das medidas de controle (cultural, biológico e químico); 4) monitoramento permanente de manutenção (VIEIRA, 2001). Os programas de MIP contra moscas têm incentivado o uso de várias táticas de controle como os métodos culturais, uso de armadilhas, telamento das instalações, proteção aos alimentos, manejo do esterco e de resíduos, técnicas

de machos estéreis e controle biológico (PRADO, 2003). O que se propõe é uma integração cuidadosa das diferentes estratégias de controle de pragas, de modo a tornar todo o sistema mais eficiente, saudável e econômico, com vantagens para todos na cadeia produtiva (TAMAI, 2002).

Atualmente, as recomendações de uso de insumos na agricultura e na pecuária tem como base o MIP. Seus conceitos, princípios e táticas sempre foram calcados nos efeitos colaterais indesejáveis dos produtos químicos sobre inimigos naturais (insetos, ácaros e patógenos benéficos), mas na prática, o MIP frequentemente não vai além de um "Manejo Inteligente de Pesticidas" na agricultura e de um "Manejo Inteligente de Piretróides" na pecuária (MEDEIROS, 2002). Essa forma errônea de utilizar o MIP não respeita alguns de seus preceitos básicos, como a não realização de pulverizações preventivas de inseticidas e acaricidas e o uso de métodos de controle somente quando a praga atinge o nível de dano econômico (MARÇON, 2003).

Segundo a definição da Organização das Nações Unidas para a Agricultura (FAO), o manejo sustentável na pecuária envolve "a conservação de recursos naturais e o repasse de tecnologias, de modo que assegurem o alcance e a satisfação contínua das necessidades humanas para as gerações presentes e futuras. Tal desenvolvimento sustentável não degrada o meio ambiente, é tecnicamente apropriado, economicamente viável e socialmente aceitável", sendo capaz de manter a produtividade ao longo do tempo com a introdução mínima de insumos externos como suplementos alimentares, antibióticos e inseticidas (PRATES, 2000; SANTOS *et al.*, 2002).

A atual demanda mundial por alimentos certificados e isentos de resíduos de pesticidas tem pressionado o modelo convencional agropastoril a reavaliar constantemente seus métodos de produção. Modelos de produção baseados em altos gastos energéticos estão sendo reavaliados quanto à sua sustentabilidade ao longo do tempo e suas conseqüências ao ser humano e ao meio ambiente (GARCIA, 2002). Os novos modelos devem gerar uma pecuária sustentável que tenha como prioridade o bem estar dos animais e a qualidade dos alimentos (LIMA, 2001), pois o consumidor atual tem, cada vez mais, interesse em conhecer como os alimentos são produzidos e saber se o modelo de produção agrícola utilizado está causando impactos danosos aos agroecossistemas (FADINI *et al.*, 2004).

A pecuária sustentável faz parte de um amplo e variado espectro de técnicas e práticas rurais, adaptáveis conforme a realidade local e de acordo com os princípios sociais, biológicos e ecológicos (CARRIJO & ROCHA, 2002). A proposta para o manejo integrado sustentável das atividades pecuárias inclui os seguintes princípios: a utilização do solo de acordo com sua capacidade de uso e suporte; a proteção ou recuperação de áreas de preservação permanente e de reserva legal; o aumento da cobertura vegetal do solo; o controle do escoamento superficial e dos processos erosivos; a recuperação de áreas degradadas; o controle dos focos de poluição (orgânica e inorgânica); o tratamento e a destinação final adequada de resíduos e efluentes; a readequação ambiental de estradas e acesso rurais; o uso de sistemas de produção em consonância com as condições edafoclimáticas e as leis e normas ambientais e a busca por insumos menos danosos ao meio ambiente (ESCOSTEGUY, 1998; SOUZA, 2007).

É muito difícil para os pequenos e médios produtores rurais brasileiros competir de igual para igual com os grandes grupos econômicos que dominam toda a cadeia produtiva (FERRAZ & MACHADO, 2001). Como existe uma grande demanda e uma pequena oferta de produtos oriundos do manejo sustentável no Brasil, o mercado apresenta-se excelente para o produtor, com remunerações satisfatórias e por vezes generosas aos pecuaristas (CARRIJO & ROCHA, 2002). A produção de artigos ecologicamente diferenciados, com mais qualidade e preços superiores, é uma saída para driblar a crise econômica no meio rural, pois o mercado internacional paga de 30 a 40% a mais por eles (ESCOSTEGUY, 1998).

Apesar de ainda existirem no Brasil grandes áreas de terras inexploradas, a melhor alternativa em termos ecológicos consiste em aumentar a produtividade dos rebanhos pelo uso de métodos de produção mais eficientes, que envolvam a adequada atenção aos aspectos sanitários dos rebanhos, com a racionalização do controle sanitário (HOFFMANN, 1997; HOFFMANN, 1999). É preciso investir em projetos de pesquisa voltados para a busca por tecnologias ambientalmente saudáveis como os defensivos alternativos extraídos de plantas, que constituem uma ótima fonte de substâncias bioativas compatíveis com programas de MIP, reduzindo os efeitos negativos ocasionados pela aplicação descontrolada de inseticidas organossintéticos (MEDEIROS *et al.*, 2005).

2.4. Produtos Alternativos com Potencial Inseticida

Inseticidas alternativos são produtos preparados a partir de substâncias não prejudiciais à saúde humana e animal e ao meio ambiente, destinados a controlar ectoparasitos, com formulações de baixa ou nenhuma toxicidade ao ser humano e ao meio ambiente, que apresentem eficiência no combate aos organismos nocivos à pecuária, que não favoreçam a ocorrência de resistência e que apresentem boa disponibilidade e custo reduzido (PENTEADO, 1999). Pode-se incluir nessa categoria os agentes de biocontrole, biofertilizantes líquidos, caldas protetoras como a sulfocálcica e extratos de plantas (fitoterápicos).

A principal vantagem do uso de produtos alternativos é tanto propiciar a redução do uso de inseticidas como também possibilitar a utilização desta técnica em sistemas sustentáveis de produção, favorecendo a obtenção de alimentos com menos ou nenhum resíduo químico, mais saudáveis para os seres humanos, animais e para o meio ambiente (COSER & DE-POLLI, 2003).

Outra vantagem é reduzir o empobrecimento das populações rurais gerado pela grande dependência de insumos externos na pecuária convencional e o abandono do campo pelos mais jovens em busca de melhores condições de vida nas grandes cidades (LUCON & CHAVES, 2004). Quando os custos de produção diminuem pelo uso de produtos naturais em suas criações, é possível para os pequenos criadores aproveitar melhor os escassos recursos financeiros disponíveis, investindo em outras necessidades como, por exemplo, vestuário, educação e saúde (AROEIRA & FERNANDES, 2002; MEDEIROS & LOPES, 2006).

Além do benefício ao meio ambiente e às populações de insetos benéficos como inimigos naturais e polinizadores, já que a quase totalidade dos inseticidas existentes no mercado age nas fezes bovinas eliminando os inimigos naturais das moscas, a utilização de métodos alternativos no controle de parasitos é também mais barata para o produtor quando comparados aos métodos convencionais de controle (PENTEADO, 1999).

A flora brasileira é riquíssima em espécies com princípios ativos de importância terapêutica, com potencialidade não apenas de utilização na medicina natural como também no controle integrado de pragas e doenças na agricultura e pecuária, já que muitas espécies de plantas medicinais contêm fenóis, quinonas, flavonóides e terpenóides em quantidades apreciáveis (CARVALHO *et al.*, 2002). O uso de extratos vegetais apresenta uma vantagem importantíssima: pelo fato de serem complexos quimicamente, podem ter efeito sinérgico benéfico, ao contrário do uso de um só princípio ativo, o que obriga o mesmo a estar presente doses elevadas, muitas vezes provocando efeitos adversos como toxidez e contaminação ambiental. Uma outra vantagem é a presença de vários metabólitos em sua composição, o que impede o desenvolvimento de resistência dos insetos (PERES, 2002).

No estado do Rio de Janeiro, o uso de produtos alternativos como biofertilizantes, caldas protetoras, agentes de biocontrole e extratos botânicos, além de reduzir o número de

aplicações de pesticidas industriais em sistemas agrícolas convencionais, tem contribuído para a melhoria da produtividade de cultivos orgânicos, baixando os custos de produção (PESAGRO, 1998; PESAGRO, 2002). É possível que esses produtos possam ser utilizados na pecuária sustentável para pulverizações no solo com o objetivo de controlar moscas ainda na fase de pupa.

2.5. Biofertilizante Aeróbio Agrobio

A crescente procura por tecnologias de produção que representem redução de custos, bem como a preocupação com a qualidade de vida no planeta, têm levado pesquisadores e produtores rurais a experimentarem biofertilizantes preparados a partir da digestão aeróbica ou anaeróbica de materiais orgânicos disponíveis, em substituição aos fertilizantes e pesticidas sintéticos (BETTIOL, 1997; DEVIDE *et al.*, 2000; KOUBA, 2002).

A potência biológica de um biofertilizante é expressa pela grande quantidade de microrganismos ali existentes, responsáveis pela liberação de metabólitos como proteínas, enzimas, antibióticos, hormônios, toxinas, fenóis, ésteres e ácidos (MEDEIROS *et al.*, 2003; GALINDO, 2005). Os biofertilizantes podem atuar diretamente nas populações de pragas pela ação de compostos químicos com atividade biocida ou indiretamente favorecendo o aumento das populações de antagonistas (PEREIRA *et al.*, 1996; AMARAL *et al.*, 2004). Apresentam ação inseticida e repelente não agressiva ao meio ambiente, atuando com mais eficiência contra insetos adultos e alados, matando também as formas jovens, combatendo pulgões, ácaros, moscas das frutas, lagartas, vaquinhas, percevejos e cochonilhas (SUBBA-RAO, 1982; VAIRO DOS SANTOS, 1992; CAMPOS, 2001). Atuam também aumentando a resistência das plantas a herbívoros e parasitas graças à presença de elicitores, moléculas bióticas ou abióticas de alta complexidade capazes de estimular respostas de defesa nas plantas. Os elicitores bióticos contidos em um biofertilizante compreendem moléculas de alta complexidade como oligossacarídeos, glicoproteínas, oligopeptídeos e ácidos graxos (BARBOSA & MEDEIROS, 2007).



Figura 6. Biofertilizante Agrobio

O Agrobio foi baseado na composição de um outro biofertilizante aeróbio, o Supermagro, um produto à base de esterco bovino, enriquecido com micronutrientes e uma

série de outros aditivos orgânicos, usado em várias partes do Brasil e em países do Mercosul com grande sucesso (MAGRO, 1994). É preparado da seguinte maneira: 200 litros de água, 100 litros de esterco bovino fresco de animais criados sob sistema orgânico, 20 litros de leite de vaca ou do respectivo soro e três quilos de melação de cana-de-açúcar, que devem ser bem misturados e deixados fermentar aerobicamente por uma semana em recipientes de 1.000 litros. A esse caldo, nos 50 dias subsequentes, são acrescentados semanalmente os seguintes ingredientes, previamente dissolvidos em água: 430 g de bórax ou ácido bórico; 570 g de cinza de lenha; 850 g de cloreto de cálcio; 43 g de sulfato ferroso; 60 g de farinha de osso; 60 g de farinha de carne; 143 g de termofosfato magnésiano; 1,5 quilos de melação; 30 g de sulfato de cobalto; 86 g de sulfato de manganês; 43 g de sulfato de cobre; 30 g de molibdato de sódio; 143 g de sulfato de magnésio; 57 g de sulfato de zinco; 29 g de torta de mamona e 30 gotas de solução alcoólica de iodo a 1%. Nas quatro últimas semanas são também adicionados 500 ml de urina de vaca. A calda deve ser bem misturada duas vezes ao dia. O volume deve ser completado com água para 500 litros e coado, ficando pronto para o uso após oito semanas, aproximadamente. O Agrobio, quando pronto, apresenta cor escura e odor característico de produto fermentado; pH na faixa de 5 a 6; 34,69 g/l de matéria orgânica; 0,8% de carbono; 631 mg/L de nitrogênio; 170 mg/L de fósforo; 1,2 g/L de potássio; 1,59 g/L de cálcio e 480 mg/L de magnésio, além de traços de outros micronutrientes essenciais às plantas (FERNANDES, 2000). Considera-se que as pequenas variações químicas e microbiológicas do leite e da urina acrescentados possam levar a uma diferente constituição química e microbiológica do biofertilizante, perceptível em cada partida do produto, porém sendo conservadas as suas características principais, sem grandes variações que venham a descaracterizar o produto (PINHEIRO & BARRETO, 1996).

No Agrobio pronto para distribuição podem coabitar microrganismos aeróbicos e anaeróbicos, já que por ser líquido, a incorporação de oxigênio ocorre apenas com o revolvimento da calda. Fazem parte de sua composição microbiana as bactérias *Lactobacillus* sp. e *Bacillus subtilis*, ambas produtoras de metabólitos indutores de resistência sistêmica em plantas; o actinomiceto *Streptomyces* sp., produtor de antibióticos e quitinases; as leveduras *Candida utilis* e *Cryptococcus laurentii*, ambas produtoras de metabólitos com ação antagonista a fitopatógenos (DELEITO *et al.*, 2004; DELEITO *et al.*, 2005). Seu uso é isento de riscos bacteriológicos, pois em testes específicos que têm como padrão de qualidade a água de irrigação, não foram detectados coliformes fecais, bactérias patogênicas aos seres humanos ou toxinas (FERNANDES, 2000).

Quando aplicado em solução no solo, o Agrobio promove a melhoria das propriedades físicas tornando-os mais soltos, com menor densidade aparente e estimula as atividades biológicas, reduzindo a acidez com a utilização continuada, além de enriquecê-lo quimicamente. Isso ocorre devido à capacidade do biofertilizante de reter bases, formando complexos orgânicos estáveis (KIEHL, 1985; COLLARD *et al.*, 2000; VALARINI, 2000). Quando aplicados puros no solo, os biofertilizantes anaeróbicos atuam como nematicida e larvicida por fumigação, descontaminando o mesmo (VAIRO DOS SANTOS & AKIBA, 1996).

O biofertilizante Agrobio, quando pulverizado a 5% controla a ferrugem e a mancha púrpura da cebola e do alho; a 10%, controla a fumagina e a cochonilha dos cítricos (*Planococcus citri*); a 15% controla o ácaro vermelho (*Tetranychus* sp.) e o bicho mineiro (*Leucoptera coffeella*); a 30% controla a lagarta cabeça de fósforo do feijão (*Urbanus proteus*) (CTA-ZM, 2000; DIAS *et al.*, 2002).

2.6. Calda Sulfocálcica

A calda sulfocálcica (Figura 7) é um defensivo alternativo de uso já consagrado pelos produtores rurais, não causando desequilíbrios à Natureza, tendo baixo custo e apresentando grande eficiência no campo (POLITO, 2000), sendo aceito para uso no sistema de produção orgânica, de acordo com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA, 2005).



Figura 7. Calda sulfocálcica

Esse sulfurado inorgânico foi preparado pela primeira vez por Grison no ano de 1852 para banhar animais contra a sarna (MUJICA & MESA, 2004), porém somente no ano de 1866, na Califórnia, foi constatada sua viabilidade como inseticida, passando ao domínio popular a partir de 1902 para uso na agricultura comercial (WEINGÄRTNER *et al.*, 2006). Após a Segunda Guerra Mundial ocorreu uma diminuição do número de trabalhos de pesquisa com este produto, pois a indústria bélica passou a produzir agrotóxicos em grande escala para a agricultura (POLITO, 2000).

A calda sulfocálcica é resultado do preparo a quente da mistura de 25 kg de enxofre em pó e 12,5 kg de cal virgem em 100 litros de água, apresentando pH 13,0 quando pronta. O enxofre apresenta ação quitinolítica e parasiticida, oxidando-se no solo e formando ácido pentatiônico (PAULUS *et al.*, 2000), apresentando ação inseticida contra artrópodes sugadores como ácaros, tripes, bicho-furão, lagarta-minadora e cochonilhas, controlando diferentes fases vitais dos insetos, desde ovos até a fase adulta (PENTEADO, 2002; AFONSO *et al.*, 2007). Apresenta ainda ação acaricida, fungicida e bactericida devido aos penta e tetra sulfetos de cálcio que reagem com a água e com o gás carbônico gerando gás sulfídrico, gás sulfuroso, ácido pentatiônico e enxofre coloidal, durante a aplicação do produto (FERNANDES & TESTEZLAF, 2002). Atua também como adubo foliar, fornecendo macro e micronutrientes às plantas, ativando o processo enzimático e estimulando a proteossíntese (PENTEADO, 2000).

As vantagens da utilização da calda sulfocálcica são: custo reduzido para aquisição e confecção; baixa toxidez (classe IV) para mamíferos quando bem diluída; eficiência e segurança no uso; não causa resistência; oferece o efeito nutricional do cálcio e enxofre e simplicidade no manejo e aplicação (PRATES, 2000). Apresenta seletividade média a insetos predadores (inimigos naturais das pragas), estando de acordo com os conceitos do MIP (PRATES, 1999).

Por ser de fabricação simples, a calda sulfocálcica pode ser feita na propriedade rural, a baixo custo, sendo econômica porque sua utilização se dá na forma diluída 1:30 a 1:120, de acordo com a sensibilidade de cada cultura. Pode ser armazenada por até seis meses em embalagem fechada, à sombra (PENTEADO, 1998).

2.7. Fungos Entomopatogênicos

O biocontrole é uma prática agrícola utilizada desde o Século III, quando os chineses já utilizavam formigas para controlar pragas de citros. No Brasil, os agentes de controle biológico são utilizados há mais de 50 anos como uma alternativa economicamente viável para o controle mais seletivo de insetos nocivos na agricultura e, mais recentemente, na pecuária (BOBROWSKI *et al.*, 2003). O controle biológico pode ser definido como qualquer atividade envolvendo a manipulação de inimigos naturais tais como predadores, parasitos ou patógenos para reduzir ou suprimir uma população animal ou vegetal, ocorrendo regulação de uma população sobre outra, mantendo a população da praga abaixo do nível de dano econômico (THAMSBORG *et al.*, 1999).

O interesse pelo controle biológico tem crescido em vários países como resposta aos efeitos adversos dos pesticidas químicos sobre o meio ambiente, em função do novo direcionamento internacional à produção agrícola e pecuária. Há uma forte tendência mundial na busca por meios alternativos menos agressivos ao meio ambiente, que favoreçam a conservação e o uso sustentável da biodiversidade (MARCHIORI *et al.*, 2000), evitando o surgimento de populações de pragas e patógenos resistentes, e suprimindo a ocorrência de casos de intoxicações em seres humanos e os grandes prejuízos sociais pelo alto custo dos insumos, além de propiciar a não-dependência tecnológica estrangeira (ALVES & BATISTA-FILHO, 2002). A incorporação do controle biológico como parte de um programa de MIP na pecuária reduz os riscos legais, ambientais e públicos do uso de produtos químicos e diminui os custos de produção pois, muitas vezes, uma única aplicação do bioagente é suficiente, sem que haja a necessidade de reaplicações devido à sua capacidade de adaptação às condições locais (FRANCESCHINI *et al.*, 2001; TAYLOR *et al.*, 2001).

Entre os microrganismos patogênicos com aplicação potencial em biocontrole destacam-se os fungos filamentosos. Quando comparados com outros agentes usados no controle biológico como bactérias produtoras de toxinas, protozoários e vírus, os fungos apresentam como principal vantagem um mecanismo especializado de infecção que ocorre pela sua penetração ativa nos hospedeiros, não dependendo da ingestão para que se inicie o processo de infecção, agindo por contato com o tegumento do inseto (CARVALHO *et al.*, 2003). Estes agentes de biocontrole têm tido destaque no controle microbiano de insetos pela sua eficiência, compatibilidade com outros métodos, pela segurança ambiental que proporcionam e pela facilidade de produção e aplicação inclusive em grandes áreas (LOPES *et al.*, 2000), podendo ser utilizados isoladamente ou integrados com outros métodos, como os inseticidas botânicos (ALMEIDA & BATISTA FILHO, 2001).

Produtos à base de fungos entomopatogênicos são denominados de micoinseticidas, podendo ser armazenado à temperatura ambiente ou sob refrigeração (8°C), por um período de tempo de pelo menos seis meses, facilitando sua utilização. Uma vez em contato com os insetos, os fungos penetram e sedesenvolvem em seus organismos, matando-os e depois exteriorizando-se, quando soltam esporos que podem afetar mais invertebrados, ampliando sua ação (MAGALHÃES *et al.*, 2003).

A pressão crescente da sociedade por alimentos mais saudáveis, a conscientização dos profissionais do setor agropecuário brasileiro quanto às adversidades causadas pelo uso abusivo dos agrotóxicos e quanto à necessidade de inclusão do controle biológico em

estratégias de manejo de resistência de insetos-praga, a implantação de legislações cada vez mais restritivas ao emprego de produtos químicos, a expansão da agricultura orgânica e do cultivo protegido, entre outros fatores, tem ocasionado considerável avanço no desenvolvimento de micoinseticidas (FARIA & MAGALHÃES, 2001), principalmente os que utilizam os fungos *B. bassiana* e *Metarhizium anisopliae*, sendo espécies largamente utilizadas na confecção de micoinseticidas por possuírem ampla distribuição geográfica e grande variedade de hospedeiros, sendo naturalmente encontrados enzooticamente ou provocando epizootias em algumas espécies de insetos pragas (MEIRELLES *et al.*, 1997; MOINO JR *et al.*, 2002).

Não há muitos estudos sobre o potencial inseticida de fungos entomopatogênicos em dípteros ciclorrhafos no Brasil. A maior parte dos bioensaios visa ao controle de carrapatos como *B. microplus* e *A. nitens* e de pragas que atacam grandes culturas (BERNARDI *et al.*, 2006).

2.7.1. *Beauveria bassiana*

Ainda que os fungos tenham sido descobertos como patógenos de insetos há cerca de 2000 anos, o reconhecimento de sua importância na patologia e controle microbiano de insetos só ocorreu a partir de 1834 com a atuação de Agostino Bassi, considerado o Pai da Patologia, quando demonstrou a patogenicidade de *B. bassiana* para o bicho-da-seda (ALVES, 1986).

O fungo *B. bassiana* (Figura 8) pertence à classe Hyphomycetes, família Moniliaceae, é comumente encontrado no solo, sendo utilizado como agente de diversos produtos comerciais devido à facilidade de produção massal, estabilidade durante a secagem, compatibilidade com adjuvantes e atoxicidade para vertebrados (DIEHL-FLEIG *et al.*, 1992). É um fungo entomopatogênico de distribuição cosmopolita com alta taxa de crescimento, produção elevada de unidades infectantes, capacidade de sobrevivência dessas unidades no ambiente do hospedeiro, resistência às barreiras físico-químicas do tegumento e da hemolinfa do hospedeiro e capacidade de rápida letalidade (ATHAYDE *et al.*, 2001; GUIMARÃES *et al.*, 2004).



Figura 8. *Beauveria bassiana*

B. bassiana é empregado em escala comercial em alguns países, entre eles os Estados Unidos e México. Volumes consideráveis desse fungo são comercializados no Brasil para o controle da broca-do-café (*Hypothenemus hampei*), além de também ser utilizado no controle de cochonilhas, porém em volume menor. *B. bassiana* tem apresentado igual eficácia no controle de cupins, moleque-da-bananeira (*Cosmopolites sordidus*) e *Bemisia tabaci*, a mosca

branca (FARIA & MAGALHÃES, 2001; DARWISH & ZAYED, 2002), já tendo sido registrado ocorrendo naturalmente sobre insetos-praga da soja tais como *Nezara viridula* (percevejo da soja), *Diabrotica speciosa* (brasileirinho) e *Sternechus subsignatus* (bicudo da soja), sendo também utilizado no controle de formigas cortadeiras (DIHEL-FLEIG *et al.*, 1992; FELLER & SILVA, 1996). Foi verificada a ocorrência natural deste fungo em *Sirex noctilio*, a vespa-da-madeira, com 23,8% de mortalidade para larvas, 7,6% para pupas e 0,44% para adultos em condições de laboratório (ALVES & BATISTA FILHO, 2002).

B. bassiana é tradicionalmente utilizado no controle de pragas agrícolas, mas também vem sendo testado no biocontrole de parasitos de animais, com bons resultados no combate aos carrapatos *Boophilus microplus* (carrapato de boi), *Amblyomma variegatum* e *Anocentor nitens* (carrapato de orelha de cavalo) (MONTEIRO *et al.*, 2003).

Bittencourt *et al.* (1999) verificaram a patogenicidade *in vitro* deste fungo com relação a ovos e larvas não alimentadas de *B. microplus*, observando uma elevada diminuição do percentual de eclosão e também maior taxa de mortalidade das larvas.

2.7.2. *Metarhizium anisopliae*

As espécies do gênero *Metarhizium* têm distribuição cosmopolita, possuindo um alto grau de infectividade e patogenicidade contra insetos-praga (ATHAYDE *et al.*, 2001). Vários fatores têm sido apontados como possíveis determinantes de sua patogenicidade, entre os quais destacam-se a produção de toxinas e a produção e secreção de enzimas hidrolíticas como quitinases, proteases e lipases (FRANCESCHINI *et al.*, 2001). A quitina é o principal constituinte do exoesqueleto de insetos, sendo atacada pelas quitinases, que a hidrolisam em oligômeros de N-acetilglicosamina (NAG), que assim podem ser absorvidos e metabolizados pelos fungos entomopatogênicos (GOODAY, 1990).

M. anisopliae (Figura 9) ocorre naturalmente em cerca de 300 espécies de insetos, tendo sido testado pela primeira vez pelo russo Metschnikoff em 1879 no controle de larvas de um curculionídeo, importante praga da beterraba (CASTRO *et al.*, 1999; GUIMARÃES *et al.*, 2004).

No Brasil, em 1934, Bittencourt relatou a ocorrência de alguns fungos entomopatogênicos em pragas de citros, entre eles encontrando-se *M. anisopliae* (ALVES, 1992). No Norte e Nordeste, o maior número de registros de ocorrência enzoótica de entomopatogênicos refere-se a *M. anisopliae*, que a partir de 1973 começou a ser empregado no controle da cigarrinha da cana-de-açúcar (*Mahanarva fimbriolata*) e cigarrinha-das-pastagens (*Deois* sp.) (ALVES, 1986).



Figura 9. *Metarhizium anisopliae*

O processo de infecção de *M. anisopliae* assim como o de *B. bassiana*, ocorre em fases sucessivas de germinação, penetração, colonização, reprodução e disseminação (ALVES & BATISTA FILHO, 2002). O processo de infecção é iniciado pela germinação dos esporos sobre a cutícula do hospedeiro. Na superfície do esporo ainda não germinado foi detectada a presença de enzimas como proteases, esterases e N-acetilglicosidasas que têm efeito na adesão, na aquisição preliminar de nutrientes e que também causam modificações superficiais nas camadas mais externas da cutícula do hospedeiro. O esporo germina e o tubo germinativo se diferencia por dilatação da extremidade das hifas para a formação do apressório, estimulada pelo contato físico com a cutícula do hospedeiro. Após o processo de penetração, o fungo inicia a etapa de colonização do hospedeiro. As hifas que atravessam a cutícula do hospedeiro sofrem um engrossamento e se ramificam inicialmente no tegumento e, posteriormente, na cavidade geral do corpo, liberando toxinas e ocasionando a morte do hospedeiro devido à produção de metabólitos secundários denominados destruxinas, que afetam o transporte de íons e a integridade da membrana celular. O hospedeiro exibe vários sintomas incluindo inquietação, perda de coordenação e parada de ingestão de alimento. Após a sua morte, a qual ocorre de quatro a cinco dias após a infecção, as hifas se estendem para fora do corpo do hospedeiro, formando um micélio que cobre a superfície do tegumento, resultando na mumificação. Sob condições ambientais apropriadas, ocorre a produção de esporos que poderão ser disseminados pelo vento para infectar outros indivíduos (PANIZZI & PARRA, 1991; GOLD *et al.*, 2001).

M. anisopliae foi utilizado no controle biológico de carrapatos (BITTENCOURT *et al.*, 1999; CASTRO *et al.*, 1999), sendo também utilizado como biorregulador da população de gafanhotos-praga com taxas de redução das ninfas de *Rinoccephalus schistocercoides* de até 83%, em condições de campo, segundo Magalhães *et al.*, 2003. Já Faria *et al.* (2002) obtiveram reduções populacionais entre 65,8% e 80,4% com o uso de suspensões conidiais em querosene e óleo de soja, no campo.

2.8. Inseticidas Botânicos

A utilização de plantas e de seus princípios ativos na cura de doenças e no controle de artrópodes-praga data de milhares de anos, sendo muito difundida no Antigo Egito, China, Índia e Grécia. Os princípios ativos são substâncias geralmente oriundas da síntese secundária que as plantas sintetizam e armazenam durante o seu crescimento, algumas delas atuando em mecanismos de defesa contra predadores e fitopatógenos ou na atração de seus polinizadores, constituindo-se muitas vezes em ótimos inseticidas naturais para uso comercial (COSTA *et al.*, 2005).

Substâncias repelentes, inseticidas, inibidoras de oviposição e anti-alimentares têm sido identificadas em uma grande variedade de espécies vegetais desde as décadas de 1930 e 40, quando compostos como nicotina, derris e piretrina eram os únicos inseticidas realmente eficientes que podiam ser usados em grande escala (ROEL *et al.*, 2000; DÓRIA *et al.*, 2004).

Das milhares de espécies vegetais que existem, muitas produzem substâncias bioativas que foram sendo desenvolvidas pelas plantas ao longo de sua existência, podendo as mesmas agirem de forma isolada ou em ação sinérgica com constituintes do solo (SUKONTASON *et al.*, 2004). Essas substâncias são conhecidas como inseticidas botânicos, sendo sua bioprospecção realizada em grande escala para o desenvolvimento de praguicidas ecologicamente menos problemáticos (SAITO, 2004).

Por serem de fácil obtenção e utilização, terem baixo custo e minimizarem os problemas ambientais apresentados pelos produtos químicos sintéticos, os inseticidas naturais de origem vegetal podem vir a se constituir em importantes agentes de controle na agricultura e pecuária (PRATES, 2003), podendo ser utilizados de forma isolada ou em associação com outros métodos como feromônios, variedades de plantas resistentes a insetos e agentes entomopatogênicos no manejo integrado de pragas (CASANOVA *et al.*, 2005). Extratos e óleos de plantas com potencial inseticida representam uma alternativa de controle de populações de insetos, especialmente quando agroquímicos sintéticos não são permitidos, como em cultivos orgânicos (MOURÃO *et al.*, 2004). Sua ação pode se dar por repelência, deterrância de oviposição e da alimentação, alterações no sistema hormonal, distúrbios no desenvolvimento, deformações, infertilidade e mortalidade nas diversas fases (FERNANDES *et al.*, 2006).

Segundo Mazzonetto & Vendramim (2003), o uso de extratos botânicos apresenta algumas vantagens ecológicas sobre a utilização de biocidas sintéticos, tais como: o oferecimento de novos compostos que as pragas ainda não são capazes de inativar; são menos concentrados e, portanto, potencialmente menos tóxicos do que os compostos concentrados; sofrem biodegradação rápida no ambiente; pode apresentar múltiplos modos de ação, tornando possível um amplo espectro de uso enquanto mantêm uma ação seletiva dentro de cada classe de praga; são derivados de recursos naturais renováveis, não esgotando os recursos de forma irracional; as plantas podem ser cultivadas na propriedade, independentemente de recursos externos e sendo bioquimicamente mais adequadas para uso no próprio local.

Os componentes de um fitoinseticida podem ser classificados como metabólitos primários e metabólitos secundários. Os primários são substâncias distribuídas em praticamente todos os organismos, utilizadas como matéria prima industrial, alimento ou aditivo alimentar, nelas incluindo produtos como óleos vegetais, ácidos graxos e carboidratos (CRUZ *et al.*, 2001).

Os metabólitos secundários são compostos derivados biossinteticamente dos metabólitos primários, mas têm distribuição restrita a alguns grupos taxonômicos do Reino Vegetal, com papel ecológico como atração para polinizadores ou defesa química contra pragas e patógenos, sendo amplamente utilizados há séculos em fármacos, cosméticos, aditivos alimentares, conservantes, pesticidas etc (CHAGAS, 2004; ESTRELA *et al.*, 2006). Os princípios ativos utilizados comercialmente geralmente pertencem a essa classe de metabólitos, sendo os responsáveis pela ação farmacológica determinada. Estes produtos incluem uma gama de compostos químicos como alcalóides, compostos fenólicos (fenilpropanóides e flavonóides), óleos essenciais (incluindo terpenóides) e cristais de oxalato de cálcio. A presença de alguns destes compostos pode caracterizar famílias inteiras ou grupos de famílias de angiospermas, sendo crucial para o entendimento do processo co-evolutivo das plantas e de seus predadores (RAVEN *et al.*, 1996; SILVA *et al.*, 2003).

Os alcalóides são ácidos não-protéicos, caracterizados quimicamente pela presença de nitrogênio na forma de amina, formados a partir da via do ácido chiquímico, sendo divididos em várias classes, todas apresentando alguma ação fisiológica em mamíferos, geralmente atuando no sistema nervoso central. Muitos são alcalinos, sendo carregados positivamente e por isso apresentando solubilidade em água. São classificados como tóxicos qualitativos porque agem mesmo em pequenas quantidades, principalmente contra insetos (MELLO & SILVA-FILHO, 2002). São sintetizados no retículo endoplasmático, concentrando-se em seguida nos vacúolos, sendo esta a razão de não estarem presentes em células jovens (PERES, 2002). Sua função nos vegetais ainda não foi totalmente esclarecida: inicialmente achava-se que desempenhariam atividades de proteção pela elevada toxicidade conferida à planta, porém atualmente acredita-se que atuem também como reserva da síntese de proteínas, como estimulantes, reguladores de crescimento ou como agentes finais da desintoxicação e da

transformação de substâncias potencialmente prejudiciais ao vegetal quando acumuladas em grande quantidade (HENRIQUES *et al.*, 2001).

Os compostos fenólicos caracterizam-se pela presença do grupo hidroxila ligado a um anel aromático, podendo ser acumulados em todas as partes de uma planta, apresentando ação deterrente na alimentação, inibidora da digestão, formadora de radicais livres e inibitória da fosforilação oxidativa nas mitocôndrias (GAZZONI *et al.*, 2006). São compostos instáveis facilmente oxidados em pH alcalino, geralmente solúveis em água e ligados a carboidratos, sendo ativados por oxidação. Entre os compostos fenólicos presentes nos vegetais estão os fenilpropanóides (fortemente aromáticos e com grande capacidade de absorver a radiação UV); os flavonóides (pigmentos que atuam na atração de polinizadores e na defesa, ocasionando morte celular); taninos (apresentam sabor adstringente, protegendo a planta da herbivoria) e ligninas (oferecem resistência à compressão e apresentam ação inseticida) (BARNES *et al.*, 2001; KUSTER & ROCHA, 2001). Os compostos fenólicos permanecem ativos na presença de compostos orgânicos, são estáveis e persistem por longos períodos após a aplicação (PELCZAR *et al.*, 1996).

Os óleos essenciais são substâncias voláteis, lipofílicas, refringentes, fotossensíveis, geralmente odoríferas e líquidas, com solubilidade limitada, porém suficiente para aromatizar soluções aquosas (SIMÕES *et al.*, 1999). Sua composição química é determinada geneticamente, sendo específica para cada órgão e estágio de desenvolvimento vegetal, sofrendo variações significativas devido às condições ambientais e climáticas (CRUZ *et al.*, 2001). Os terpenóides ou isoprenóides são tóxicos e deterrentes para herbívoros em geral, caracterizando-se por sua forte ação tóxica. Dentre os terpenóides que constituem os óleos essenciais estão os monoterpenos com capacidade atrativa para polinizadores (linalol, limoneno, α e β -pinenos); os diterpenos que formam os hormônios de crescimento vegetal; os triterpenos e seus derivados (os esteróides) que atuam na proteção contra herbívoros, na supressão da mitose, na germinação e na inibição do crescimento radicular; os sesquiterpenos com ação bactericida e fungicida (farnesol, nerolidol) e os fenilpropanóides (safrol, eugenol) encontrados nos óleos essenciais solúveis em água (ROBBERS *et al.*, 1997; MELLO & SILVA-FILHO, 2002).

Atualmente, a família Meliaceae vem se destacando dentre as famílias botânicas tanto pelo número de espécies vegetais com atividade inseticida como pela eficiência de seus extratos. Nesta família estão incluídas espécies como *Azadirachta indica*, o nim ou magosa e *Melia azedarach*, o cinamomo ou santa-bárbara e espécies pertencentes ao gênero *Trichilia* (ROEL *et al.*, 2000), todas apresentando propriedades bioinseticidas, inibindo a alimentação e bloqueando o crescimento de insetos, inclusive a etapa fundamental de quitinogênese ou de formação/regeneração do exoesqueleto durante a muda ou ecdise (ITIOCA, 2004).

Alguns compostos naturais ecoquimicamente ativos que têm sido pesquisadas para controle de insetos são o eugenol do cravo-da-índia e da canela, a piperina da pimenta-do-reino, as substâncias sulfuradas do alho e os alcalóides de eritrinas e do fumo, além de isoflavonóides da arruda.

2.8.1. Nim, *Azadirachta indica* A. Juss

O nim ou magosa pertence à família Meliaceae, sendo uma árvore conhecida há mais de 2000 anos na Índia e em países da Ásia Meridional por suas propriedades medicinais. Possui grande resistência e rusticidade, crescendo sob condições semi-áridas e em solos arenosos com pH entre 6,2-7,0, a pleno sol, tolerando temperaturas entre 4°C e 42°C (MARTINEZ, 1999). Sua madeira é usada como substituta do mogno, podendo esta espécie

ser utilizada para recuperação de áreas degradadas. A produção de frutos inicia-se no segundo ano, com uma média de 18 kg/ano. (ABREU JÚNIOR, 1999).

O uso do óleo de nim é autorizado por todas as certificadoras orgânicas a nível mundial, inclusive pelas brasileiras, sem exceção (GARCIA, 2006). Os seus componentes biologicamente ativos são a azadiractina, meliantriol, dL-limoneno, meliatetraoleno, odoratone, meliacinas, cinamodiol e outros terpenóides, entre os mais de 100 compostos já isolados, inclusive três lignanas: pinoresinol, bis-epi-pinoresinol e hemicetal (SIDIQI *et al.*, 2003; FIORAVANTI *et al.*, 2005).

A azadiractina é um tetranortriterpenóide limonóide que causa distúrbios fisiológicos, alterando o desenvolvimento e a funcionalidade de várias espécies de artrópodes-praga, principalmente devido a sua ação de repelência alimentar, inibição do crescimento e do processo reprodutivo (SALLES & RECH, 1999). Esse composto não mata instantaneamente os insetos; ele é estruturalmente similar a ecdisona, o hormônio juvenil dos insetos, o qual controla o processo de metamorfose das diversas fases de vida do inseto. Este triterpenóide atua como um regulador de crescimento (agonista do hormônio juvenil ou "juvenóide") porque interfere em processos fisiológicos vitais como a ecdise e a reprodução, ocasionando uma metamorfose anormal, com insetos defeituosos e incapazes de sobreviver, muitas vezes apresentando características mistas de larva ou pupa (SANTOS, 2002; MARÇON, 2003; SÁNCHEZ, 2004).

Os mecanismos de ação da azadiractina ocorrem também por efeito anti-alimentar via oral, inibindo a atividade dos receptores de sensibilidade gustativa, modificando a ingestão normal de alimentos e a capacidade alimentar prospectiva dos insetos, o que permite a ingestão dos princípios ativos do nim juntamente com o alimento, conduzindo à inanição e à morte (SAITO, 2004). Seu efeito repelente produz mudanças no comportamento, afetando a reprodução por inibição ou supressão da oviposição (ABREU JÚNIOR, 1999). A azadiractina é muito instável em meios ácidos e alcalinos, em altas temperaturas e na presença da luz. Quando exposta a temperaturas acima de 50° por 24 horas, sua ação inseticida pode ser reduzida em até 10% (SCHMUTTERER, 1990).

O meliantriol, mesmo quando utilizado em concentrações extremamente baixas, é capaz de paralisar o reflexo de alimentação dos insetos (POLACK, 2005). A nimbina, outro terpenóide também isolado do nim, apresenta efeitos que incluem a repelência a oviposição, a esterilização dos ovos e a inibição da síntese de quitina, segundo Martinez (2002). O dl-limoneno é um terpenóide que também apresenta forte ação repelente e de inibição da reprodução sobre lagartas-de-cartucho, pernilongos, besouros fitófagos e pragas de grãos armazenados, sendo utilizado comercialmente na formulação de diversos inseticidas agrônômicos, não apresentando toxicidade aos animais homeotermos (KARR *et al.*, 1990). Esse composto fortemente aromático atua no sistema nervoso periférico, afetando as terminações sensoriais, o que causa forte desorientação nos insetos, levando-os à morte (WARE & WHITACRE, 2004).

Compostos pertencentes ao grupo das salaninas têm como principal característica a presença de duas pontes de hidrogênio em sua estrutura química. No nim estão presentes vários compostos pertencentes a esse grupo, como a salanina, 3-diacetil-salanina, 3-O-acetil salanol, salaniol, salanoacetato e vários salanolactanos, todos apresentando efeito anti-alimentar sobre diversos insetos (KOUL *et al.*, 2004).

Já foram descritos os seguintes efeitos do óleo de nim: repelência de larvas e formas adultas, inibição do desenvolvimento de ovos, larvas e pupas, bloqueio da ecdise de larvas e ninfas, impedimento da comunicação sexual e do acasalamento, impedimento da oviposição, esterilização de insetos adultos, envenenamento de larvas e adultos, inibição da alimentação, bloqueio da habilidade de deglutição (redução da mobilidade intestinal), perturbação da

metamorfose nas várias etapas do ciclo vital e inibição da formação da quitina (GARCIA, 2000; MORDUE (LUNTZ) & NISBET, 2000).

Até o presente momento não foi reportado efeito tóxico do nim para animais de sangue quente para a mesofauna do solo, apresentando porém toxicidade contra 413 espécies de insetos, fungos e nematóides (ABREU JÚNIOR, 1999). Estudos demonstram que o nim pode ter efeitos positivos sobre animais do solo como minhocas, cuja taxa de crescimento foi maior quando folhas de nim e/ou torta de sementes de nim foram incorporadas ao solo (GARCIA, 2006). Segundo os estudos até agora desenvolvidos, será extremamente difícil que os insetos desenvolvam resistência ao nim, pois o mesmo possui mais de 40 ingredientes ativos (GARCIA, 2000).

Os inseticidas à base de nim apresentam baixo custo e podem ser produzidos na propriedade rural, de forma bastante simples. Em relação aos agrotóxicos, são considerados menos poluentes, com menor poder residual e apresentam menor risco de intoxicação para mamíferos e aves (QUINTELA & PINHEIRO, 2004). Um grama de semente de nim contém aproximadamente 47% de óleo, o qual contém cerca de 3,6 mg de azadiractina, sendo o óleo diluído em água na concentração de 0,5% para pulverização (ABREU JÚNIOR, 1999; GARCIA, 2000). O óleo de nim é compatível com biofertilizantes, ácido pirolenhoso e alguns fertilizantes foliares à base de cálcio e boro, porém reduz o crescimento dos fungos entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae*, sendo este último o menos sensível aos seus efeitos (HIROSI *et al.*, 2001; MARQUES *et al.*, 2004).

Extratos etanólicos e aquosos de folhas de nim apresentam forte ação antifúngica contra *Candida* sp. quando aplicados, respectivamente, a 0,5% e 2,0%, no meio de cultivo (CHARMAINE LLOYD *et al.*, 2005). O extrato aquoso de folhas de nim a 1,0% possui efeito inseticida sobre *S. frugiperda* (PRATES, 2003) e sobre o forrageamento de *Monomorium pharaonis*, a formiga faraó (SOLIS & BUENO, 2005). Nas concentrações de 2,5% e 5,0% é capaz de controlar em até 100% os estágios imaturos ativos do ácaro verde da mandioca, *Mononychellus tanajoa* (GONÇALVES *et al.*, 2001) e a 12,5%, de controlar o ácaro vermelho do cafeeiro, *Oligonychus ilicis* (MOURÃO *et al.*, 2004).

Extratos caseiros de folhas de nim nas doses de 10, 20 e 30% (m/v) reduziram significativamente a oviposição da mosca branca em feijoeiro, chegando a 86,6 a 97,5% de controle em casa-de-vegetação (QUINTELA & PINHEIRO, 2004). Segundo os mesmos autores (PINHEIRO & QUINTELA, 2004), produtos à base de óleo de nim em concentrações de 0,5 e 1,0% são capazes de controlar ninfas da mosca-branca na fase inicial de infestação em feijoeiros, suprimindo o crescimento e o desenvolvimento das ninfas, sendo que apenas 14% destas alcançaram o estágio adulto.

Soluções aquosas do óleo de sementes de nim, quando aplicadas a 2,25%, são eficientes no controle de *Cycloneda sanguinea*, a joaninha-caçadora, nas fases de ovo, larva e adulto, em laboratório (SILVA & MARTINEZ, 2004). Este mesmo óleo, nas doses de 0,4 e 0,8 mL/kg de sementes de feijão, é eficaz no controle do bruquídeo *Zabrotes subfasciatus* (caruncho do feijão), provocando mortalidade de 85% das formas adultas e redução de 100% na postura de ovos viáveis e na emergência de adultos (OLIVEIRA & VENDRAMIM, 1999). Segundo Medeiros *et al.* (2005), a aplicação do extrato aquoso a 10% de *A. indica* exerceu 89,1% de controle sobre a população de *P. xylostella*, a traça das crucíferas, em laboratório.

A aplicação do extrato aquoso de frutos de nim a 50% mostrou, segundo Hadis *et al.* (2003), forte ação repelente (87%) em condições de campo sobre *Culex quinquefasciatus*, agente da filariose linfática.

O óleo de nim a 6 ppm provocou, segundo Okomu *et al.* (2007), a mortalidade de 50% das larvas de *Anopheles gambiae*, vetor da malária, após 24 horas de exposição ao produto, devido à influência negativa da azadiractina na vitelogênese e na oogênese, causando

degenerações nas células foliculares e esterilizando as fêmeas de mosquitos expostas à concentrações de 0,05% de óleo de nim por duas horas.

Silva *et al.* (2002a) avaliaram duas formulações comerciais de *A. indica* contra *B. microplus* e observaram elevada eficiência dos produtos em concentrações altas, a partir de 35,0%.

O uso de folhas de nim misturadas ao alimento do gado e/ou a aplicação de extratos de folhas ou sementes no dorso dos animais são indicados para controlar carrapatos e a mosca-dos-chifres (*Haematobia irritans*), na dosagem de 2% do óleo emulsionável ou 2,5 a 5% do extrato de folhas, por animal (MARTINEZ, 2002).

2.8.2. Cinamomo, *Melia azedarach* L.

O cinamomo, também conhecido por santa-bárbara, lírio-do-japão ou pára-raios, pertence à família Meliaceae, sendo usada como planta ornamental de crescimento rápido em várias partes do mundo, inclusive no Brasil. É nativa da Pérsia, Índia e China, estando atualmente aclimatada a diversas regiões tropicais e subtropicais como África, América do Sul, Austrália, Japão e Estados Unidos (PENTEADO, 1999).

As folhas e sementes do cinamomo apresentam propriedades inseticidas contra pulgões, gafanhotos e cochonilhas quando aplicadas em soluções sobre as plantas (DANTAS *et al.*, 2000; FAZOLIN *et al.*, 2002). Uma outra forma de aproveitar as propriedades inseticidas e repelentes do cinamomo é colhendo ramos verdes e pendurando-os nas paredes para evitar as moscas (PENTEADO, 2001; MMC-RS, 2005), mantendo-os porém longe do alcance dos animais, já que a ingestão de seus frutos e folhas pode provocar intoxicações em bovinos, ovinos, caprinos e aves, sendo porém mais grave em suínos, já que a ingestão de 20g/kg de peso vivo é capaz de matar um porco adulto em menos de 24 horas (MÉNDEZ *et al.*, 2002; MÉNDEZ *et al.*, 2006).

A análise fitoquímica dos frutos de cinamomo, segundo Jesus (1995) e Dantas *et al.* (2000), apontou a presença de taninos, compostos fenólicos não tânicos e esteróides, estes últimos com ação fagoinibidora contra diversos organismos. Dos extratos metanólicos dos frutos de *M. azedarach*, foram isolados a 1-cinamoilmalianolona, que é estruturalmente semelhante a azadiractina; o azedaralídeo 12-a-acetóxi-fraxinelona e várias meliacarpinas, os quais são inseticidas e molusquicidas tão potentes quanto a azadiractina 90 utilizada comercialmente como padrão (PEREZ *et al.*, 1998; VIEGAS JUNIOR, 2003). Também estão presentes nesse extrato quatro limonóides com ação inseticida: 15-*O*-diacetil-15-*O*-metilnimbolidim A, 15-*O*-diacetil-15-*O*-metilnimbolidim B, 15-*O*-diacetilnimbolidim e 12-*O*-diacetiltrichilin H, segundo Zijou *et al.* (2005), além de outros limonóides dos grupos das sendaninas, todos apresentando ação repelente e/ou inseticida sobre várias espécies de interesse agrícola, segundo Carpinella *et al.* (2002) e Valladares *et al.* (2003).

Os taninos ou protoantocianidinas são substâncias fenólicas solúveis em água, sendo empregados na medicina tradicional no tratamento de diversas enfermidades por serem biologicamente ativos, interferindo no transporte de elétrons e sendo capazes de interagir com íons metálicos e macromoléculas como polissacarídeos, formando complexos solúveis (precipitados) com alcalóides e diversas proteínas, tornando essa classe de substâncias bastante tóxica a insetos (SIMÕES *et al.*, 1999; MELLO & SILVA-FILHO, 2002).

A aplicação de extrato aquoso de frutos de cinamomo a 2,5 e 5,0% foi capaz de controlar em até 43,6% as fêmeas de *M. tanajoa*, sendo também eficiente no controle de insetos-praga como *Helicoverpa zea* (broca grande) e *Plutella xylostella* (traça-das-crucíferas), causando mortalidade, redução no consumo de alimento e no percentual de eclosão das larvas e prolongamento do período larval (GONÇALVES *et al.*, 2001). Segundo

Takatsuka (2004), esse mesmo extrato, quando aplicado a 3% apresentou eficiência de 48,5% no controle de *S. frugiperda*, em laboratório. A 5%, foi capaz de exercer um forte controle sobre o estágio larval de *T. absoluta*, de acordo com Brunherotto & Vendramim (2001).

Segundo Souza & Vendramim (2000), a estrutura vegetal mais eficiente de *M. azedarach* quanto ao controle de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B foram os frutos verdes, seguidos pelas folhas e frutos maduros.

O extrato clorofórmico de frutos verdes do cinamomo possui ação ovarioestática sobre fêmeas ingurgitadas do carrapato *B. microplus*, diminuindo a eclodibilidade dos ovos desse ectoparasito (PAGLIOSA *et al.*, 1998). Silva *et al.* (2002b) também concluíram que *M. azedarach* possui forte efeito acaricida sobre *B. microplus*, sendo viável a utilização de seus extratos a 5,0 e 10,0% para auxiliar no controle deste ixodídeo.

O extrato aquoso de folhas de cinamomo a 21% é capaz de controlar em até 82% o vetor da doença de Chagas, o barbeiro (FIOCRUZ, 2007). Segundo Pertile (1995), o extrato etanólico bruto de frutos verdes de *M. azedarach* a 1,9% foi capaz de provocar a morte de até 50% dos adultos de formiga saúva (*Atta* sp.) em um tempo de exposição pouco maior que três horas, em laboratório. O mesmo extrato apresentou um forte efeito citotóxico e inseticida sobre larvas e adultos do crisomelídeo *Xanthogalleruca luteola* e outras espécies prejudiciais à agricultura, em laboratório (CARPINELLA *et al.*, 2002).

A lignana pinosinol, um composto de uso farmacêutico com forte ação antihelmíntica e antifúngica (SCHROEDER *et al.*, 2006) isolado de *M. azedarach*, demonstrou baixa toxicidade no triatomíneo *R. prolixus* na concentração de 100 µg em tratamento oral (5%) e por contato (10%), segundo Cabral *et al.* (2004), porém para o percevejo fitófago *Oncopeltus fasciatus*, a mesma lignana induziu a mortalidade de 70% (aplicação tópica) e 90% (contato), na concentração de 25 µg, segundo Cabral (1999).

O extrato etanólico de sementes maduras trituradas de *M. azedarach* possui efeito letal contra larvas de *Aedes aegypti*, o mosquito causador da dengue (FONTANA & NAVARRO-SILVA, 2003).

2.8.3. Alho, *Allium sativum* L.

O alho, planta perene pertencente à família Liliaceae, tem sido utilizado por milhares de anos na culinária e na medicina como estimulante do apetite, anti-hipertensivo, anti-aterosclerótico e anticancerígeno, além de atuar também como bactericida, antiviral, fungistático e antihelmíntico (GUARRERA, 1999). Possui ainda grande poder anticoagulante, sendo potencialmente perigoso quando ingerido em grande quantidade pelo risco de provocar graves sangramentos em mucosas (BIANCHIN & CATTO, 2004).

O uso de *A. sativum* como remédio data de época remotíssima, pois as medicinas primitivas egípcia, hindu e grega já utilizavam o alho como agente antisséptico. Na pirâmide de Queops, edificada há mais de 4.500 anos, o alho era comprado a peso de ouro e distribuído aos escravos para que eles ficassem imunes às epidemias que grassavam na época, principalmente o tifo e a cólera. Hipócrates utilizava o alho em seus pacientes como medicamento antileprótico de grande eficácia e Plínio usava-o como quimioterápico na luta contra a tuberculose e verminoses em seres humanos e animais (BETONI *et al.*, 2006).

O poder antisséptico do alho é aproximadamente 50 vezes superior ao do álcool a 90° (BATATINHA *et al.*, 2004), apresentando notável ação antifúngica contra fitopatógenos como *Aspergillus flavus*, *Fusarium* sp. e *Penicillium* sp. (VIEGAS *et al.*, 2005) e elevado poder bactericida contra bactérias patogênicas como *Pseudomonas* sp., *E. coli* e *Salmonella* sp. (MAGRO *et al.*, 2006), graças aos compostos sulfurados que possui em sua composição química, sendo os mesmos derivados de aminoácidos e por isso apresentando forte capacidade

de inibir enzimas essenciais. Há também grande concentração de fitoalexinas ou isoflavonóides nos bulbilhos de *A. sativum*, o que aumenta ainda mais o seu poder biocida (CARVALHO *et al.*, 2002).

A. sativum é utilizado em vários países como defensivo agrícola natural, podendo ser utilizado o óleo dos bulbos ou mesmo a planta inteira (PENTEADO, 1999). Alguns de seus princípios ativos são alicina, dialil dissulfeto, dimetil dissulfido (DMDS), polissulfetos de alila, trissulfetos de metil alila, ajoeno, alicisteína, alitiamina, nicotinamida, galantamina, ácido fosfórico, ácido sulfúrico, ácidos fenólicos, alil mercapatano, quercentina, catecol, selênio, óleos essenciais e resinas. No bulbo há grande quantidade de uma substância inodora chamada aliina, que pela ação da enzima aliinase e do composto S-etil L-cisteína também contidos no bulbo, se transforma em aliicina e posteriormente em dialil dissulfeto volátil, responsável pelo odor característico do alho (CAMARGO, 1993).

O dialil dissulfeto está presente em aproximadamente 60% do óleo de alho, sendo capaz de reduzir a captação de lipídeos pelas células do tecido que reveste a parede interna dos vasos sanguíneos, impedindo a formação de ateromas em mamíferos (OLIVEIRA *et al.*, 1991).

A alicina (di-propenil-tiosulfonato), substância amarelada que só é liberada quando são rompidas as células dos bulbilhos, possui forte atividade antifúngica e bactericida, sendo responsável pela maioria das propriedades farmacológicas do alho. Os efeitos da alicina são conhecidos desde a década de 1950, sendo atualmente utilizada para combater tumores cancerígenos dada a sua grande capacidade de paralisar o desenvolvimento celular, levando as células defeituosas à morte (SCHNEIDER, 1984).

O dimetil dissulfido (DMDS) é um composto sulfurado altamente volátil produzido e liberado na atmosfera por algumas espécies pertencentes ao gênero *Allium* em resposta ao ataque de insetos, sendo extremamente tóxico para muitos deles por apresentar ação neurotóxica, afetando a transmissão sináptica pela inibição da respiração mitocondrial e resultando na inibição da liberação dos neurotransmissores. O DMDS oriundo de *Allium* sp. é um composto tão poderoso contra insetos que há estudos sendo feitos com vistas ao seu uso como agente fumigante para aplicação em grãos armazenados (DUGRAVOT *et al.*, 2003).

Os polissulfuretos de alila, trissulfetos de metil alila e o ajoeno (produzido pela condensação da alicina) presentes no alho atuam de forma sinérgica impedindo a coagulação do sangue e evitando a formação de trombos (TORTORA *et al.*, 2003).

Os catecóis presentes no alho são compostos fenólicos com forte ação antimicrobiana, que promovem inibição enzimática, interferindo no transporte de elétrons (PELCZAR *et al.*, 1996).

Nos Estados Unidos, a extração do óleo de alho se dá em escala industrial, sendo o mesmo utilizado em cultivos comerciais como repelente de pragas para brássicas, vegetais de bulbo, cereais de grão, citros, algodão, cucurbitáceas, vegetais folhosos, solanáceas, leguminosas, árvores produtoras de nozes, plantas ornamentais, raízes, tubérculos e fruteiras (PENTEADO, 1999).

O alho é um defensivo mais barato que os agrotóxicos, não provocando intoxicação nos trabalhadores, não matando a fauna e a microbiota do solo, não destruindo enzimas, não contaminando os corpos d'água e sendo inofensivo para a maioria dos insetos benéficos (ALMEIDA & BATISTA FILHO, 2001).

Na alimentação animal, o alho tem sido utilizado como palatilizante de rações e estimulante do crescimento de suínos, aves, eqüinos e ovinos (BIANCHIN *et al.*, 1999). Produtos à base de pó de alho vêm sendo adicionados à ração animal para controlar nematódeos gastrintestinais de ruminantes, dada à crescente resistência que esses organismos têm apresentado aos anti-helmínticos disponíveis no mercado (BATATINHA *et al.*, 2004; FONSECA, 2004).

O extrato de alho a 2,5% apresenta forte ação no controle da população da mosca branca *Trialeurodes vaporariorum*, tanto em condições de laboratório quanto no campo, de acordo com Polack (2005). Coimbra *et al.* (2006) relatam que a aplicação de extrato aquoso de alho a 4% sobre *Scutellonema bradys*, nematóide do inhame, atingiu os percentuais de 95,0 para imobilidade e 63,8 para mortalidade, em laboratório. Dutta *et al.* (2005), em ensaios de campo, conseguiram 75% de controle sobre afídeos sugadores com a aplicação de lectina extraída das folhas de *A. sativum* (ASAL), aplicada a 0,68 mg/mL.

Em bovinos, o alho tem sido utilizado no controle de ectoparasitos como a mosca-dos-chifres, *B. microplus* e *D. hominis*. Seu efeito se dá por ingestão após a metabolização pelo animal, liberando odor característico pelo suor e nas fezes, provocando efeito de repelência, letalidade e inibição de oviposição (NORO *et al.*, 2003).

Bianchin *et al.* (1999) avaliaram a eficiência de alho desidratado adicionado à mistura mineral na concentração de 2,0%, sobre a redução do OPG (número de ovos por grama de fezes) de *H. irritans*, obtendo até 47,3% de controle.

2.8.4. Fumo, *Nicotiana tabacum* L.

A nicotina, um alcalóide amarelo de cheiro desagradável, é conhecida desde 1828 quando foi isolada por Posselt e Reiman, químicos franceses, das folhas de *N. tabacum*. Em seres humanos, a nicotina exerce ação estimulante e depressora ganglionar dose-dependente, agindo sobre o corpo carotídeo e quimiorreceptores aórticos e gânglios autonômicos através da liberação de catecolaminas da medula adrenal, o que aumenta a frequência cardíaca e a pressão arterial e deprime a respiração. É absorvida pela pele, mucosas estomacal e intestinal e pela respiração, sendo transportada pela corrente sanguínea e chegando ao sistema nervoso central (SNC), liberando opióides endógenos e glicocorticóides (FURTADO, 2002). A nicotina é altamente tóxica, com LD₅₀ oral em ratos de 30 mg/kg, mas é rapidamente eliminada do corpo do animal e decompõe-se facilmente na presença da luz (SEYMOR, 2007).

Os agricultores mexicanos do Século XVIII faziam uso de soluções aquosas de nicotina ou "calda de fumo" a 3% (que eles obtinham das fábricas de cigarros) para controlar ácaros que atacavam árvores frutíferas e a 5% para exterminar pulgões do algodoeiro. Essas práticas foram herdadas dos seus antepassados, que desde a época pré-colombiana já recomendavam o uso de folhas e raízes esmagadas de *N. tabacum* ou de outras solanáceas rústicas para controlar diversas pragas na agricultura (CONTRERAS, 2003).

Em seu Dicionário das Plantas Úteis do Brasil e de Plantas Exóticas Cultivadas, Pio Corrêa afirma que a nicotina extraída do fumo, *N. tabacum*, tem grande valor devido a sua enorme utilidade na veterinária e no combate a insetos domésticos como percevejos e piolhos, a parasitas dos seres humanos e insetos e fungos nocivos às plantações (NASCIMENTO *et al.*, 2007)

O fumo-de-roló ou fumo-de-corda é utilizado há séculos em infusões para controlar pragas em hortas e jardins (CASANOVA *et al.*, 2005), sendo o mesmo produzido pela queima incompleta das folhas de *N. tabacum*, apresentando em sua constituição química mais de 2500 compostos diferentes, destacando-se entre eles a nicotina (até 97% do conteúdo do fumo comercial), nornicotina, anabasina, anatabina, isonicotina, nicotirina, nicotelina, monóxido de carbono, amoníaco, 3-4 benzopireno, alcatrão, além da acroleína, um composto altamente irritante. Há também quinonas como a ubiquinona-10 e a plastoquinona; compostos fenólicos como a escopoletina; esteróides como estigmasterol, sitosterol e campesterol e enzimas como a fosfodiesterase (GUERRA, 1985; PELCZAR *et al.*, 1996).

A nicotina apresenta ação tóxica sobre insetos, atuando por antagonismo nos receptores acetilcolínicos nicotínicos, levando o inseto a sofrer convulsões e morte (WARE & WHITACRE, 2004; MILLAR & DENHOLM, 2007). Este alcalóide pirrolidínico é formado

nas raízes de *N. tabacum* e transportado para a parte aérea, sendo extraído principalmente das folhas trituradas por meio de imersão hidroalcoólica ou aquosa. É usado comercialmente como poderoso inseticida (SAITO, 2004), atuando por contato contra pulgões, tripes e outros insetos quando sua solução é borrifada sobre as plantas atacadas (GOETZE & THOMÉ, 2004; LOVATTO *et al.*, 2004).

A nornicotina é mais estável que a nicotina, reagindo com ácidos por ser fortemente básica. Apresenta também forte ação inseticida, principalmente para insetos holometabólicos (SEYMOR, 2007).

A anabasina ou neonicotina é altamente solúvel em água, exercendo ação inseticida mais eficaz para alguns insetos do que a nicotina, como no caso de cupins (PELCZAR *et al.*, 1996).

Quando aplicada no solo, a nicotina contida nas folhas frescas ou secas do fumo pode prevenir o ataque de lesmas, caracóis e lagartas cortadeiras (POPIA *et al.*, 2000; MMC-RS, 2005), apresentando baixo risco para animais de sangue quente quando bem diluída, tornando-se inativa em aproximadamente 28 horas após ser pulverizada sobre as plantas ou sobre o solo (FONSECA, 2004). Essa mesma prática era utilizada no inverno pelos agricultores mexicanos do Século XIX, que regavam o solo após a aração com o sumo cozido das folhas de tabaco, a fim de eliminar pupas de insetos prejudiciais à agricultura (CONTRERAS, 2003).

A aplicação de extrato de fumo-de-rolo nas concentrações de 2,0, 4,0 e 5,0% (p/v) provoca diminuição significativa na oviposição da mosca branca em feijoeiro, chegando a 80,0% de controle, em casa-de-vegetação (QUINTELA & PINHEIRO, 2004).

2.8.5. Pimenta-do-reino, *Piper nigrum* L.

A família Piperaceae contém aproximadamente 2000 espécies distribuídas nas regiões tropicais e subtropicais, muitas das quais são utilizadas habitualmente como alimento, condimento, cosmético, fármaco e no controle de pragas na agricultura. Os gêneros *Piper* e *Peperomia* são os de maior representatividade desta família, contando com 700 e 600 espécies, respectivamente (FAZOLIN *et al.*, 2005).

Várias espécies pertencentes ao gênero *Piper* são usadas na medicina tradicional para tratar problemas ginecológicos e intestinais, possuindo também ação psicotrópica, antidepressora, antimicrobiana, antioxidante e citotóxica (SALERNO *et al.* 2002). Parte de sua ação terapêutica se dá graças à presença de alcalóides quinolólicos como capsicinóides e fenilalaninas, utilizados como base para analgésicos e anti-inflamatórios pela indústria farmacêutica mundial, sendo os responsáveis pelo gosto característico da pimenta (NAVICKIENE *et al.*, 2006).

Várias espécies de *Piper* são aromáticas como consequência da presença de óleos essenciais armazenados em bolsas parenquimatosas diferenciadas, incluindo-se entre eles compostos voláteis como monoterpenos, diterpenos, sesquiterpenos, fenilpropanóides, aldeídos, cetonas, sarisan, safarol, miristicina, eugenol, dilapiol, apiol, asarone e longas cadeias alcoólicas (PESSINI *et al.*, 2003; CYSNE *et al.*, 2005).

Estudos químicos com espécies de piperáceas brasileiras têm evidenciado a presença de piperinas (amidas lipofílicas insaturadas responsáveis pelo princípio picante das pimentas), piperílicas, dihidropiperílicas, guinesinas, metil-indioxibenzenos, alfa-esteril-pironas, pignanos, pironas, ligninas e compostos crômicos com potencial inseticida e antifúngico (NAVICKIENE *et al.*, 2006; POTZERNHEIM *et al.*, 2006).

A presença das amidas piperazina (hexa-hidropiperazina) e piperidina (hexa-hidropiperidina) faz com que a pimenta-do-reino seja usada no combate à parasitoses

intestinais por áscaris e oxiúros desde a Idade Média, além de apresentar ação antimicrobiana e inseticida (PELCZAR *et al.*, 1996).

O éter fenílico dilapiol possui forte ação inseticida e bactericida, sendo também uma das substâncias presentes em maior quantidade na droga "ecstasy", juntamente com a miristicina, um fenilpropanóide com propriedades narcóticas e medianamente alucinógenas, tóxica para mamíferos e insetos (RAVEN *et al.*, 1996; FANZOLIN, 2007).

A pimenta-do-reino apresenta boa eficiência quando concentrada e misturada com outros defensivos naturais no combate aos pulgões, vaquinhas, grilos e lagartas pelo efeito tóxico dos alcalóides e das amidas lipofílicas insaturadas presentes em seus frutos (FONSECA, 2004), principalmente pela ação de seu constituinte majoritário, o sarisan, óleo essencial que promove efeitos excitantes e depressores em ratos, quando utilizado a 5,0% (MOREIRA *et al.*, 2001).

O extrato de *P. nigrum* a 0,2% pode ser usado em áreas residenciais, segundo Scott *et al.* (2004), para controlar algumas pragas como besouros e lepidópteros, por não apresentar efeito tóxico para mamíferos e invertebrados benéficos apesar de conter um alto teor de amidas isobutílicas, compostos que atuam como neurotoxinas para insetos, provocando efeito repelente e morte por ingestão. Óleos essenciais de *P. nigrum* possuem forte ação biocida contra moluscos como *Biomphalaria glabrata*, agente da esquistossomose (NAVICKIENE *et al.*, 2006).

Extratos aquosos de frutos de *P. nigrum* a 20% apresentam efeito repelente e/ou inseticida para *Callosobruchus maculatus*, o gorgulho do feijão (SU, 1977) e na concentração de 2,0% provocam até 6,3% de mortalidade sobre adultos de *Cerotoma tingomarianus*, a vaquinha-do-feijoeiro, segundo Fazolin *et al.* (2002).

Em bioensaios com *Brevicoryne brassicae* (pulgão da couve) realizados por Salerno *et al.* (2002), não foi comprovado o efeito inseticida do extrato etílico diluído de sementes de pimenta-do-reino sobre estes insetos, mas apenas sua ação repelente ocasionada pelo forte odor e/ou pela diminuição da palatabilidade, quando aplicado sobre o substrato alimentar dos insetos.

Segundo Medeiros *et al.* (2005), a aplicação do extrato aquoso a 10% de *P. nigrum* exerceu 64,1% de controle sobre a população de *P. xylostella*, a traça das crucíferas, em laboratório. Os extratos de *P. nigrum* formulados com 30 e 50% de álcool etílico provocam 100% de controle sobre o caruncho *C. maculatus*, após dez minutos de exposição (ALMEIDA *et al.*, 2004).

Óleos essenciais de *Piper hispidinervum* e *P. aduncum*, em concentrações de 20 e 30%, exercem efeito inseticida sobre *Sitophilus zeamais*, o gorgulho que mais afeta os produtos armazenados no Brasil (ESTRELA *et al.*, 2006).

2.8.6. Cravo-da-índia, *Syzygium aromaticum* (L.) Merr. & Perry

O cravo-da-índia, espécie originária das ilhas Molucas, Indonésia e pertencente à família Myrtaceae, é cultivada em Madagascar, Zanzibar, Filipinas e oeste da Índia, estando aclimatada na África e no Brasil (EL-HAG *et al.*, 1999). A primeira menção ao seu uso vem da China, em 206 a.C., quando já era considerada uma riqueza real, sendo utilizada como remédio e elemento básico para elaboração de perfumes especiais e incensos aromáticos, além de ser também muito utilizado na forma de pó como inseticida durante o armazenamento de alimentos (KIM *et al.*, 2003; MAZZAFERA, 2003).

Os cravos-da-índia utilizados na culinária são as gemas florais secas, que possuem marcante odor e sabor conferidos pelo composto fenólico volátil nelas presente em grande quantidade (70 a 85%), o eugenol ou éter 4-alil catecol-2-metílico, composto que quando

adicionado de uma amina, transforma-se no 3,4 dimetoxianfetamina ou 3,4-DMA (ou MDMA), uma anfetamina alucinógena largamente consumida nos Estados Unidos e Europa. Há também em sua composição, porém em menor quantidade o safrol, outro fenilpropanóide também utilizado como precursor na síntese do butóxido de piperonilo para produção clandestina dessa droga (GONÇALVES *et al.*, 2004).

Segundo Neves *et al.* (2007), o óleo essencial de *S. aromaticum* é constituído basicamente por fenilpropanóides (86,2%) e sesquiterpenos (12,1%). Este óleo é anestésico, relaxante muscular, vasodilatador e abortivo, apresentando forte ação antisséptica contra fungos e bactérias patogênicas, além de ser usado como repelente contra insetos, possuindo em sua composição os princípios ativos eugenol, metileugenol, ácido oleânico, furfurool, taninos, humuleno, acetato de eugenol, ácido galactânico, benzaldeído, metil- η -amilcetona, cavicol, resinas, esteróis, kaempferol e quercetina (BETONI *et al.*, 2006; MARIATH *et al.*, 2006).

O eugenol apresenta efeitos anti-inflamatório, cicatrizante, analgésico, nematocida, inseticida, fungicida e altamente bactericida (COSTA, 2003). Possui também atividades antioxidante, hepatoprotetora, antinefrótica e inibidora da glutathione S-transferase (KELEKOM *et al.*, 2002). É o principal componente do óleo extraído das folhas (aproximadamente 95%) e variando de 70 a 85% nos botões florais. Das sementes de forte aroma é extraído o ácido eugênico, líquido incolor e de sabor forte, amplamente utilizado na culinária, medicina e cosmetologia (MAZZAFERA, 2003).

O metileugenol ou 1,2-dimetoxi-4-(2-propenil) benzeno é um alibenzeno utilizado comercialmente como feromônio sintético, pertencente à classe toxicológica IV. Seu uso agrícola é baseado no monitoramento da mosca-da-fruta *Bactrocera carambolae* nas culturas de carambola, citros, goiaba, jamba e manga pelo uso de armadilhas (LIMA, 2006).

O ácido oleânico inibe as enzimas lipases, glicerol fosfatodesidrogenases, DNA-ligasas e kinases AMP-c dependentes; apresenta atividade anticolesterolêmica, anti-hepatotóxica, antioxidante, anti-inflamatória, antifúngica e antibiótica; antagoniza a ação da interleucina, agindo contra a psoríase e doenças de pele; protege a epiderme da ação da luz; tem efeito antagonista em choques anafiláticos e inibe a dimerização da protease do HIV-1 (LIU, 1995).

O furfurool ou 2-furan aldeído fórmico é um líquido transparente âmbar, com cheiro parecido com óleo de amêndoa, medianamente solúvel em água, possuindo ação potencializadora devido a sua grande capacidade de solver substâncias polares e apolares (RAVEN *et al.*, 1996).

O ácido benzóico exerce ação de depleção energética por afetar o transporte de elétrons e alteração do processo de fosforilação oxidativa, pela inibição enzimática das desidrogenases e redutases (PELCZAR *et al.*, 1996).

O óleo de cravo-da-índia possui forte ação fungistática e fungicida sobre os fungos patogênicos *Colletotrichum* sp. (RANASINGHE *et al.* 2002), *A. niger* (PAWAR & THAKER, 2006) e diversos dematiáceos causadores de feo-hifomicoses e micoses sistêmicas graves (MARIATH *et al.*, 2006), sendo capaz, mesmo em baixas concentrações (0,05-2,0%), de controlar o crescimento das hifas e a formação dos esporos desses fungos.

Extratos aquosos de gemas florais secas de cravo-da-índia possuem atividade nematocida (WALKER & MELIN, 1996), inseticida contra larvas de *Culex pipiens*, agente da encefalite equina (EL-HAG *et al.*, 1999), bactericida, fungicida e acaricida (KIM *et al.*, 2003). O extrato aquoso de cravo-da-índia a 5% (p/v) provocou, após 24 horas de exposição, o controle de 50% do nematóide *M. exigua* (SALGADO & CAMPOS, 2003).

2.8.7. Canela, *Cinnamomum zeylanicum* Blume

C. zeylanicum pertence à família Lauraceae, sendo vulgarmente conhecida como canela, canela-do-ceilão, canela-verdadeira ou canela-da-índia. Sua casca interna é utilizada como aromático e conservador de alimentos desde a Grécia e Roma Antigas, apresentando propriedades antiespasmódica, analgésica, hipotensora, digestiva, estimulante, adstringente, antisséptica, antibiótica, antivirótica, antiputrescente, abortiva, vasodilatadora e dermoirritante (ARAÚJO *et al.*, 2002; LIMA *et al.*, 2005).

A palavra "canela" vem da palavra grega *kinnamon* que significa tubo, indicando a aparência da casca desidratada empregada como especiaria. É uma espécie originária do Ceilão, atual Sri Lanka, sendo atualmente cultivada também na Índia, Madagascar, ilhas Comores e Seychelles (KOKETSU *et al.*, 1997).

A parte mais utilizada da canela é o córtex dessecado vendido em rama, em raspas ou em pó. Sua produção se dá a partir do quinto ano, quando ele se solta naturalmente, em geral no outono (MANON, 2002). Na casca, armazenados em células paraenquimatosas secretoras, estão acumulados aldeído cinâmico, safrol, linalol, benzoato de benzila, o-metoxinamaldeído, diterpenos, lignanas, vanilina, β -cariofileno, betacariofileno, metil cavicol, ácido cinâmico, aldeído benzênico, cineol, elegeno, felandreno, metilacetona, furool e oxalato de cálcio, além de grande quantidade de taninos (ROBBERS *et al.*, 1997; CARBONEZI *et al.*, 2004; STUART, 2007). Muitos desses compostos são capazes de interferir no balanço hormonal de insetos impedindo o seu desenvolvimento, mesmo quando utilizados em pequenas quantidades (PARK *et al.*, 2000; CABRAL *et al.*, 2004). Os vapores exalados do cortex são fungitóxicos porque contém grande quantidade de aldeído cinâmico, composto com ação fumigante sobre os insetos (SEYMOR, 2007).

O óleo essencial da casca da canela é obtido por destilação de arraste a vapor, sendo seus principais constituintes o aldeído cinâmico e o safrol, cujos teores podem chegar a 82,0 e 25,0%, respectivamente. O eugenol, líquido amarelo altamente volátil é utilizado como anestésico local e antisséptico também é um dos constituintes desse óleo, porém em menor teor do que o encontrado no óleo de cravo-da-índia (ZHU *et al.*, 2006).

O aldeído cinâmico é o responsável pelo aroma característico da casca da caneleira, sendo uma substância oleosa e viscosa de cheiro intenso. Quando puro, é irritante para a pele e é tóxico se ingerido em grande quantidade, podendo causar narcose, paralisias parciais e hepatopatias, porém não há indícios de que seja cancerígeno (OLIVEIRA *et al.*, 1991).

O safrol é um alibenzeno natural largamente utilizado pelas indústrias farmacêuticas, de tintas e de cosméticos, sendo altamente tóxico para insetos porque, após sua ingestão, é oxidado no carbono benzílico dando origem a um carbocátion benzílico altamente reativo. Quando ingerido por mamíferos, esse carbocátion torna-se um poderoso alquilante e, portanto, um agente potencialmente carcinogênico (FAZOLIN, 2007).

O benzoato de benzila é utilizado como solvente em perfumaria e cosmetologia, apresentando forte ação contra os agentes causadores da sarna e da pediculose (PELCZAR *et al.*, 1996).

Os diterpenos presentes no córtex apresentam atividade inseticida por contato e fumigação (CAMARGO, 1993) além de elevada ação antihelmíntica contra *Ascaris lumbricoides* (lombriga) e outros vermes quando utilizados a 2% em hidrosolução (RAJ, 1975).

O-metoxinamaldeído, contido em alto teor na casca de *C. zeylanicum*, apresenta forte ação biocida contra fungos produtores de micotoxinas, inibindo completamente o crescimento de *A. flavus*, *A. parasiticus* e *A. niger* (PAWAR & THAKER, 2006) e a 100 $\mu\text{g/mL}$, o desenvolvimento micelial de *A. ochraceus* e *A. versicolor* a 200 $\mu\text{g/mL}$ (SIMIC *et al.*, 2004), além de controlar, *in vitro*, o crescimento de cinco espécies de dermatófitos pertencentes ao

gênero *Microsporium*, quando utilizado em concentração de 3,12 µg/mL (MOROZUMI, 1978).

As lignanas são biossintetizadas através da dimerização oxidativa de unidades fenilpropanoídicas oriundas da via do ácido chiquímico, apresentando propriedades biológicas como a inibição da topoisomerase e ação antiviral, além de reconhecida atividade inseticida (COSTA, 2003).

O óleo essencial obtido das folhas apresenta composição química diferente, sendo o eugenol seu principal constituinte, possuindo notável ação antifúngica contra fitopatógenos como *Fusarium* sp. e *Penicillium* sp. (VIEGAS *et al.*, 2005; MAGRO *et al.*, 2006). Já o óleo proveniente das flores de *C. zeylanicum* é constituído, segundo Jayaprakasha *et al.* (2000) e Jham *et al.* (2005), por 26% de hidrocarbonetos e 74% de compostos oxigenados. Destes, 41,98% equivalem a cinamil-acetato, 7,97% a trans-alfa-bergamotene e 7,2% a óxido de cariofileno.

O óleo de canela-da-índia a 0,03-0,11% possui forte ação fungistática e fungicida sobre o fungo patogênico *Colletotrichum* sp. (RANASINGHE *et al.*, 2002). Este óleo, em concentrações de até 30mg/mL, quando aplicado localmente por seis dias, é capaz de curar graves candidíases orais causadas por *Candida* sp. fluconazole-resistentes (QUALE *et al.*, 1996). O mesmo óleo a 6,5% é capaz de provocar a morte de fêmeas adultas e de embriões de *Pediculus humanus capitis*, o piolho-de-cabeça, pelo efeito dos vapores dele emanados, após 24 horas de exposição (YANG *et al.*, 2005) e, nas doses de 0,4 e 0,8 mL/kg de sementes de feijão é eficaz no controle do bruquídeo *Z. subfasciatus*, provocando mortalidade de 85% das formas adultas e redução de 100% na postura de ovos viáveis e na emergência de adultos (OLIVEIRA & VENDRAMIM, 1999).

O extrato aquoso de casca de *C. zeylanicum* a 5% (p/v) provocou, após 24 horas de exposição, o controle de 100% de *Meloidogyne exigua*, um dos nematóides que mais provocam perdas agrícolas no Brasil (SALGADO & CAMPOS, 2003).

O pó da madeira da caneleira proporcionou 100% de ovos inviáveis de *Acanthoscelides obtectus*, o caruncho do feijão, em placas de Petri, quando misturado ao feijão (DÓRIA *et al.*, 2004).

2.8.8. Arruda, *Ruta graveolens* L.

A arruda pertence à família Rutaceae, sendo originária da Europa, mais especificamente do Mediterrâneo. Também conhecida como arruda-dos-jardins, arruda-fedorenta ou ruta-de-cheiro-forte, é uma planta subarborescente ou herbácea, lenhosa, de caule ramificado e pequenas folhas verde-acinzentadas, alternadas, com flores pequenas e de coloração amarelo-esverdeada (PINHEIRO & QUINTELA, 2004).

O azeite de arruda, obtido com o cozimento da planta, é aplicado topicamente para aliviar dores reumáticas. Este óleo, conhecido por "hydruro de rutila", é utilizado desde o século XIX para combater piolhos, sarna, pulgas e carrapatos (NASCIMENTO *et al.*, 2007). Sua ação antihelmíntica é conhecida desde a Antiguidade, atuando de forma bastante eficiente no controle de verminoses em seres humanos e animais e sendo também o pó de suas folhas secas utilizado para combater micoses, graças à presença de altos teores de alcalóides quinoléicos armazenados em bolsas lisígenas em seu caule e folhas (GUARRERA, 1999).

A arruda é também muito usada na medicina popular para aliviar dores de cabeça e, segundo os especialistas, isso pode ser explicado porque ela apresenta em suas folhas 0,07 a 0,09% de um óleo essencial que contém undecanona, metilnonilketona e metilheptilketona, substâncias altamente voláteis que possuem propriedades calmantes e, ao serem aspiradas, aliviam as dores e diminuem a ansiedade (NAHRSTEDT *et al.*, 1985; AMBROZIN *et al.*,

2004). Apesar das propriedades medicinais conhecidas há séculos, o uso interno desta planta é desaconselhado, pois em grande quantidade, a arruda pode causar hiperemia (abundância de sangue) dos órgãos respiratórios, vômitos, sonolência e convulsões. O efeito considerado "anticoncepcional" na verdade é abortivo, pois provém da inibição da implantação do óvulo no útero, sendo que a ingestão da infusão preparada com a arruda para esta finalidade é muito perigosa e pode provocar hemorragias, muitas vezes fatais (GUERRA, 1985).

Por ser uma planta reconhecidamente tóxica e de efeito cumulativo, a arruda é popularmente considerada um ótimo repelente contra pragas domésticas, sendo por isso colocada em portas e janelas para espantar insetos, apresentando a vantagem de não ser depredada pelos fitófagos invertebrados naturais. Suas folhas são utilizadas no preparo de uma infusão para combater pulgões em rosáceas desde a Idade Média (PENTEADO, 1999; CANTARELLI *et al.*, 2005).

A arruda possui em suas folhas e flores furanocumarinas (psoraleno e isopsoraleno), compostos fenólicos com efeitos anticoagulante, antiparasitário e bacteriostático que inibem a respiração celular, além de apresentar também em sua composição química ácido salicílico livre, álcool metilnonílico e seus ésteres combinados ao ácido acético e ácido (PELCZAR *et al.*, 1996).

As cumarinas, benzopironas ou lactonas de fenilpropanóides são anticoagulantes do grupo das antivitaminas K, derivadas do fenilpropano, sendo utilizadas como coadjuvante no tratamento de picadas de cobras peçonhentas com o objetivo de evitar a formação de trombos e na fabricação de raticidas extremamente tóxicos que matam por hemorragia (MOREIRA *et al.*, 2007). Apresentam também ação alelopática, sendo constituintes de alguns herbicidas comerciais, e ação antibiótica contra bactérias zoopatogênicas e leveduras dos gêneros *Candida* e *Cryptococcus* (SEYMOR, 2007).

R. graveolens possui também alcalóides como rutina, rutilínio, brutacridona, rubalidina, dictamina, gama-fagarina, pteleína e kokusaginina, todos com atividade mutagênica, e isoflavonóides como a hesperidina e a rutina (quercetina-3-rutinosídeo ou vitamina P), sendo este último glicosídeo o responsável pelas principais propriedades da arruda, inclusive sua ação inseticida. Este composto é usado para aumentar a resistência dos vasos sanguíneos, sendo indicado no tratamento contra varizes e no restabelecimento do fluxo menstrual (PAULINI *et al.*, 1987; FERREIRA *et al.*, 1999) e apresenta ação sobre a permeabilidade capilar, relaxando as fibras (PELCZAR *et al.*, 1996). Segundo Pérez *et al.* (1999), há também nas folhas de *R. graveolens* quantidades consideráveis de alcalóides acridônicos como arborinina e alcalóides furanoquinolínicos como a skiamina e a graveolina, todos apresentando atividade mutagênica contra insetos.

O extrato alcoólico das raízes de *R. graveolens*, mesmo quando utilizado em baixas concentrações, apresenta elevada concentração de óxido de hidrorutacridona e gravacridonol, substâncias com elevada atividade fungicida inclusive contra importantes fitopatógenos como *Colletotrichum fragariae*, *C. gloeosporioides*, *C. acutatum*, *Botrytis cinerea* e *Fusarium oxysporum* (MEEPAGALA *et al.*, 2005).

Tinturas comerciais de arruda (Tinctura Rutae) apresentam fortes efeitos mutagênicos contra bactérias patogênicas como *Salmonella typhimurium* e *Clamidomonas reinhardtii* porque contêm os alcalóides furoquinolínicos dictamina, gama-fagarina, esquimianina e as furanocumarinas bergapteno, psoraleno, imperatorin, pteleína e kokusaginina, capazes de promover mudanças estruturais em proteínas essenciais à vida (SCHIMMER & KUHNE, 1990). As folhas apresentam como principal constituinte (cerca de 2,3%) o flavonóide rutina, substância tóxica capaz de causar parada cardíaca quando ingerida em grande quantidade (CANTARELLI *et al.*, 2005).

Extratos de 23 espécies da família Rutaceae, inclusive de *R. graveolens*, apresentaram efeito biocida contra *Trypanosoma cruzi*, agente da doença de Chagas, em concentrações de 0,5 a 22,5% (AMBROZIN *et al.*, 2004).

O extrato aquoso de *R. graveolens* na concentração de 25% apresenta eficiência de controle de até 59,5% sobre adultos de *Rhodnius prolixus* (reduvídeo hematófago), em condições de laboratório (ABRAMSON *et al.*, 2006).

O pó seco das folhas de *R. graveolens* a 3% provoca repelência de 35% sobre adultos de *A. obtectus*, quando o mesmo é misturado ao feijão armazenado (MAZZONETTO & VENDRAMIM, 2003). Mazzonetto (2002) reporta que esse mesmo pó é capaz de provocar 100% de mortalidade sobre *Z. subfasciatus*, além de impedir sua oviposição.

2.8.9. Eritrina mulungu, *Erythrina mulungu* L.

O mulungu, espécie arbórea nativa do Sul do Brasil pertencente à família Fabaceae, sendo uma das 108 espécies pertencentes ao gênero *Erythrina* cujo nome científico vem do latim, *erythros*, vermelho, em referência à cor de suas flores. As eritrinas são nativas das regiões tropicais e subtropicais das Américas. Sua área de ocorrência abrange a Mata Atlântica do Sul da Bahia, a Mata de Araucárias até o Rio Grande do Sul e o Cerradão do sul de Mato Grosso do Sul e Minas Gerais, ocorrendo também na Argentina, Bolívia, Paraguai e Peru (FAZOLIN *et al.*, 2002). Apresentam folhagem descídua e floração muito vistosa disposta nas extremidades dos ramos em racemos de até 30 cm de comprimento, florescendo entre julho e novembro. *E. mulungu* atinge de 3 a 10 m de altura, apresentando acúleos no tronco, hastes e folhas (CAMARGO, 1997).

Na medicina popular da Ásia e América Central, várias espécies de *Erythrina* são usadas como calmante em casos de insônia crônica e como anticonvulsivo, antisséptico, anti-inflamatório, laxante, diurético, expectorante, anti-reumático, antimalárico, cicatrizante, sedativo em nevralgias crônicas e no tratamento de doenças hepáticas graves (SAITO & LUCHINI, 1998; ONUSIC *et al.*, 2002).

Os índios da América do Sul e América Central usam, há séculos, espécies de *Erythrina* para capturar peixes, já que alguns dos alcalóides presentes nesse gênero atuam de forma similar aos benzodiazepínicos, entorpecendo os peixes e deixando-os como mortos para que possam ser recolhidos com as mãos (RIBEIRO *et al.*, 2006). O estudo das espécies de eritrina foi estimulado após a verificação, entre os anos de 1930 e 1940, que os extratos de sementes de várias espécies continham alcalóides com atividade fisiológica semelhante à ação do curare, destacando-se pelo fato de, ao contrário de outros alcalóides quaternários de ação farmacológica semelhante, serem bases terciárias (FARIA *et al.*, 2007).

Cinquenta e três espécies de eritrina, inclusive o mulungu, são consideradas tóxicas porque produzem alcalóides como a eritroidina, eritrocoraloidina, migurrina, erisodina, erisopina, erisovina, erisolina, eritralina, eritratina, dihidroerisodina, tetrahidroerisodina, hipaforina, hipoguavina e outros; flavononas, isoflavononas como a rotenona, pterocarpanos, terpenos e aminoácidos não protéicos como a canavanina e o L-dopa (RIBEIRO *et al.*, 2006). Em mamíferos, esses alcalóides são absorvidos pelo tubo gastrointestinal e rapidamente eliminados pelos rins, o que dificulta a intoxicação, todavia, quando ingeridos em grande quantidade, podem determinar um quadro neurológico com depressão, astenia, parestias ou paralisias musculares (TORTORA *et al.*, 2003).

As fabáceas como o mulungu produzem as isoflavonas, isômeros das flavonas que se dividem em três grupos de acordo com sua atividade fisiológica: compostos que mimetizam

atividade estrogênica; compostos fitoalexínicos com grande poder bactericida e fungicida; compostos inseticidas como a rotenona, substância cristalina com ampla ação inseticida e ictiotóxica, capaz de bloquear as enzimas que promovem o crescimento celular, possuindo a característica de não conferir toxidade aos alimentos por não ser uma neurotoxina (ROSENTHAL *et al.*, 1998), sendo amplamente utilizada para o controle de insetos e ácaros em plantas e em aplicações tópicas para combater piolhos, sarna e outros ectoparasitos de animais domésticos (WASILEWSKI, 2005). Em condições de campo, esta substância pode ser inativada via degradação fitoquímica, pela ação dos raios ultra-violeta, por isso sua aplicação no solo é mais vantajosa (PANIZZI & PARRA, 1991).

Segundo Fazolin *et al.* (2002), a infusão de folhas secas de *E. mulungu* na concentração de 5,0% provoca 2,9% de mortalidade sobre adultos de *C. tingomarianus*, sob condições de laboratório. Omena *et al.* (2004) cita que o extrato de *E. mulungu*, na concentração de 100 ppm, apresenta ação inseticida de 89%, sob condições de laboratório, contra larvas de *A. aegypti*, vetor de diversas arboviroses.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Captura das Moscas Adultas

Os dípteros adultos das espécies *C. hominivorax*, *C. megacephala*, *L. cuprina* e *M. domestica* foram coletados no curral da Fazendinha Agroecológica (SIPA-Sistema Integrado de Produção Agroecológica), localizada no km 47 da antiga rodovia Rio-São Paulo, no município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro e na estação Experimental para Pesquisas Parasitológicas W. O. Neitz, localizada no campus da UFRRJ. As capturas foram executadas mensalmente para a obtenção de *L. cuprina*, *C. megacephala* e *M. domestica* e semanalmente para captura de *C. hominivorax*, sempre às 9 horas e/ou às 16 horas, de agosto de 2005 a junho de 2006 para a execução dos experimentos em laboratório e de agosto de 2006 a março de 2007, no mesmo horário, para a execução dos experimentos no solo.

As moscas das espécies *C. megacephala*, *L. cuprina* e *M. domestica* foram atraídas utilizando-se iscas compostas de fígado bovino e carne bovina em decomposição por exposição por 48 horas à temperatura ambiente.

A captura de *C. hominivorax* foi realizada com a utilização de iscas compostas por fígado bovino mantido por cinco dias à temperatura ambiente e pedaços de peixe mantidos por 24 horas sob as mesmas condições. Em dias de coleta pouco abundante desta espécie, foram usadas iscas alternativas compostas por fígado bovino cru, sangue bovino fresco e secreção purulenta de feridas de animais, na proporção de 4:2:1.

A captura dos adultos selvagens das quatro espécies foi realizada com o auxílio de redes entomológicas, sendo cada exemplar de cada espécie alocado em um recipiente estéril e, ao final da coleta, imediatamente levados à Estação Experimental do Instituto de Florestas da UFRRJ, localizada no km 47 da antiga estrada Rio-São Paulo, onde foi realizada a criação das moscas até a fase de pupa.

3.2. Manutenção das Moscas Adultas em Laboratório

3.2.1. *L. cuprina*, *C. megacephala* e *M. domestica*

Os machos e fêmeas de cada espécie foram alocados em recipientes redondos de plástico transparente com 15 cm de altura e 13 cm de diâmetro, tendo no fundo uma camada de 2 cm (50 g) de serragem autoclavada. Na abertura de cada recipiente foi fixado com fita isolante resistente à água, um cilindro de tecido de cambraia de algodão, cuja abertura foi obstruída com um elástico, conforme pode ser visto na Figura 10.

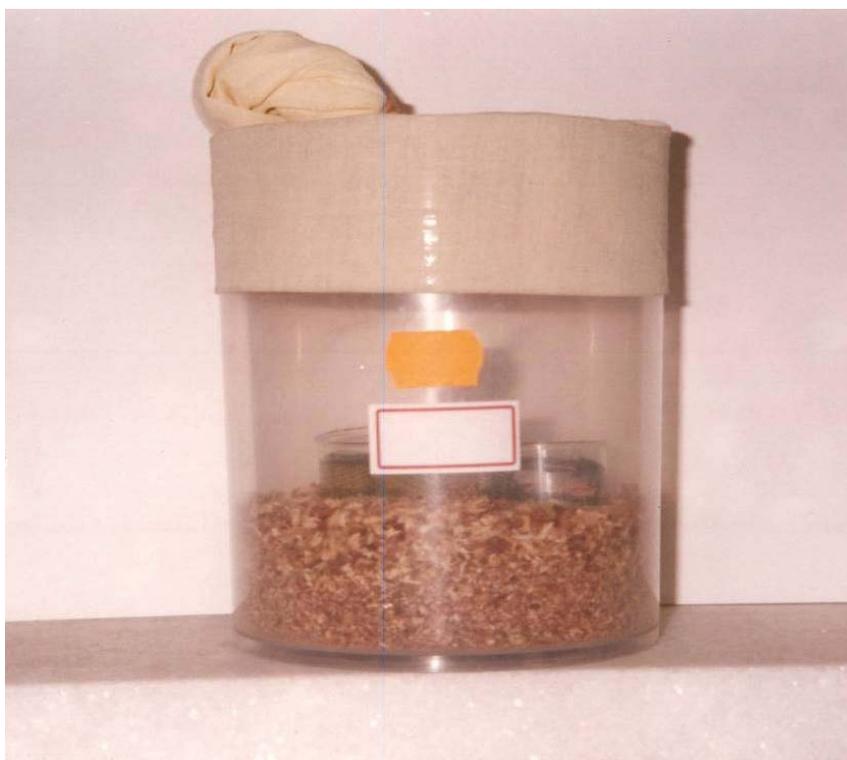


Figura 10. Recipiente plástico utilizado para manutenção e criação de moscas em laboratório

As moscas foram alimentadas com solução de glicose a 20% e água, trocada diariamente, ambas contidas em pequenos recipientes plásticos, descartáveis, com tela de nylon no fundo para impedir o afogamento dos insetos.

Como substrato para oviposição foram fornecidos durante cinco horas, 20 g de carne bovina moída fresca como fonte de proteína, contido em pequenos recipientes plásticos descartáveis.

As massas de ovos obtidas foram retiradas com o auxílio de um pincel de cerdas macias, separados em lotes homogêneos e depositados em placas de Petri contendo carne bovina fresca moída, sendo o conjunto mantido dentro de recipientes plásticos idênticos aos utilizados para a criação das moscas.

3.2.2. *C. hominivorax*

Para obtenção dos ovos, as fêmeas de *C. hominivorax* foram colocadas individualmente em frascos de vidro de 150 mL, tampados com tecido de voile.

No interior de cada frasco foram colocados 20 g de carne bovina moída fresca acrescida de sangue bovino, na proporção de 4:1, durante três horas, para estimular a oviposição das fêmeas fecundadas. Os frascos foram mantidos em temperatura de $27^{\circ}\pm 2,5^{\circ}\text{C}$ e sob a luminosidade natural existente no laboratório.

As posturas assim obtidas foram mantidas no mesmo substrato, porém à temperatura de 37°C em câmara climática, até a eclosão dos ovos.

3.3. Manutenção das Larvas de Moscas em Laboratório

3.3.1. *L. cuprina*, *C. megacephala* e *M. domestica*

Para a criação das larvas de *C. megacephala*, *L. cuprina* e *M. domestica* foi utilizado como substrato carne bovina moída na proporção de dois gramas de carne por larva, contida em placas de Petri de 10 cm de diâmetro.

Quarenta larvas de uma mesma espécie de mosca foram alocadas por placa, sendo cada placa depositada sobre 4 cm de serragem autoclavada contida em recipientes redondos de plástico transparente com 15 cm de altura e 13 cm de diâmetro, idênticos aos recipientes utilizados para a manutenção das moscas adultas em laboratório. Na abertura de cada recipiente foi fixado com fita isolante resistente à água, um cilindro de tecido de cambráia de algodão, cuja abertura foi obstruída com um elástico. Os potes plásticos foram identificados com o nome da espécie e a data da inoculação das larvas no substrato.

O substrato foi renovado de acordo com a necessidade de consumo das larvas, sendo estas imediatamente depositadas sobre o novo substrato contido em placas de Petri, apoiadas sobre a mesma serragem contida dentro do mesmo recipiente plástico. A renovação do substrato foi interrompida quando as larvas abandonaram-no para pupação na serragem.

3.3.2. *C. hominivorax*

Após a eclosão dos ovos, as larvas de *C. hominivorax* foram transferidas para um novo substrato composto por 120 g de carne bovina moída e 200 mL de sangue bovino citratado (0,38%), contido em placas de Petri de 10 cm de diâmetro. 40 larvas foram alocadas em cada placa, e as mesmas foram depositadas sobre serragem contida em recipientes plásticos semelhantes aos utilizados para a criação das outras três espécies de moscas. Os recipientes plásticos foram mantidos sob temperatura controlada de 37°C, com a utilização de câmaras climáticas.

De acordo com a necessidade, o substrato foi renovado procedendo-se imediatamente ao transporte das larvas para o novo, de mesma composição. A renovação do substrato foi interrompida quando as larvas abandonaram-no para pupação na serragem.

3.4. Coleta das Pupas Contidas na Serragem

Após a passagem de todas as larvas para o estado de pupa, as mesmas foram retiradas da serragem por catação manual, sendo então contadas e separadas em grupos de 40 pupas de mesma espécie para distribuição nas parcelas experimentais (Figura 11).



Figura 11. Pupas de *C. megacephala*

Após o término de cada fase do experimento, procedeu-se a autoclavação da serragem e descarte da mesma em composteira onde foi, juntamente com outros materiais orgânicos procedentes da criação de animais, convertida em adubo para uso em hortas domésticas.

3.5. Preparo das parcelas experimentais

3.5.1. Experimentos em laboratório

Para testar o poder inseticida do biofertilizante Agrobio, da calda sulfocálcica, dos fungos entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae* e de fitoinseticidas à base de cravo-da-índia, fumo-de-rolho, alho, cinamomo, óleo de nim, eritrina mulungu, canela-da-índia, arruda e pimenta-do-reino sobre pupas das moscas *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, em condições de laboratório, foram utilizadas caixas transparentes de polietileno (PET) medindo 22 cm de comprimento por 15 cm de largura por sete cm de altura, com tampa finamente perfurada. No fundo de cada caixa foi colocado o substrato, composto por 1,5 kg de areia de rio lavada e autoclavada por 20 minutos a 120°C (Figura 12).



Figura 12. Caixas PET com moscas da espécie *C. hominivorax*

Na tampa de cada caixa foi fixada uma etiqueta especificando a espécie de mosca, o tratamento aplicado, a data e o número de cada caixa. O experimento foi feito em triplicata para cada tratamento, perfazendo o total de seis caixas por tratamento. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado. Entre as caixas foi mantida a distância de 20 cm, para evitar interferências entre os tratamentos.

No substrato, de forma simétrica e com o auxílio de um pequeno bastão de metal com 1 cm de diâmetro, foram feitos 40 orifícios de mesma profundidade (3,0 cm). No fundo de cada depressão foi colocada uma pupa em posição horizontal, sendo logo em seguida, delicadamente, coberta pela mesma areia (Figura 13).



Figura 13. Orifícios na areia contendo pupas de *L. cuprina*

Em cada caixa com areia foram enterradas 40 pupas, perfazendo um total de 240 pupas de cada espécie de mosca por tratamento testado, já que para cada um foram utilizadas seis caixas plásticas. Em cada caixa foram aplicados 280 mL de cada tratamento, com o auxílio de um pulverizador manual com capacidade para 500 mL de solução. Foi utilizado um pulverizador para cada tratamento.

Após a aplicação dos tratamentos, as tampas das caixas foram vedadas com fita autocolante plástica para impedir a saída dos adultos, após a emergência.

Diariamente, as caixas foram observadas até o término da emergência das moscas, quando então as mesmas foram contadas e os resultados foram anotados para cada tratamento, em formulário especialmente confeccionado para este fim. Após o término do experimento, todas as caixas ainda contendo as moscas vivas e/ou mortas foram autoclavadas.

3.5.2. Experimentos no solo

Para testar no solo o poder inseticida do biofertilizante Agrobio, da calda sulfocálcica, dos fungos entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae* e de fitoinseticidas à base de cravo-da-índia, fumo-de-rolô, alho, cinamomo, óleo de nim, eritrina mulungu, canela-da-índia, arruda e pimenta-do-reino sobre pupas das moscas *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, foram estabelecidas parcelas experimentais em uma área pertencente ao Instituto de Florestas da UFRRJ, localizada no km 47 da antiga estrada Rio-São Paulo, com coordenadas 22°45' S e 43°42' W. Anteriormente ao início do experimento, a área estava ocupada por vegetação rasteira espontânea, sofrendo capinas periódicas por métodos manuais.

O solo onde foi instalado o referido experimento foi classificado como Argissolo Vermelho-amarelo de textura franco areno-argilosa (16% de argila, 13% de silte, 66% de areia e 4,8% de matéria orgânica) de topografia plana, com as seguintes características físico-químicas: pH (em água)=6,2; C orgânico=0,67%; $Al^{3+}=0,0 \text{ cmol/dm}^{-3}$; $Ca^{2+}=4,5 \text{ cmol/dm}^{-3}$; $Mg^{2+}=2,5 \text{ cmol/dm}^{-3}$; P disponível=1,6 cmol/dm^{-3} ; $K^+=110,6 \text{ cmol/dm}^{-3}$, de acordo com a análise do solo realizada pelo Laboratório de Física e Classificação de Solos do Instituto de Agronomia da UFRRJ.

As parcelas foram compostas por armações quadradas de madeira, com cada lado medindo 0,42 m e com área interna de 0,16 m². Cada quadrado de madeira (cobertura da parcela experimental) foi guarnecido em sua parte superior com tela branca de nylon, fixada à estrutura de madeira por pequenas tachas de metal (Figura 14).



Figura 14. Parcelas experimentais no campo (com cobertura)

Na parte inferior de cada armação de madeira, para fixação ao solo, foram pregados pequenos sarrafos de madeira que foram inseridos no solo com o auxílio de um martelo, sendo o solo em volta da estrutura cuidadosamente nivelado para evitar a fuga das moscas adultas e o escorrimento dos tratamentos.

Na lateral de cada quadrado de madeira foi gravado, à quente, um número de identificação em algarismos arábicos, ao qual correspondeu, em cada experimento, à espécie de mosca e ao tratamento aplicado. O experimento foi feito em triplicata, sendo repetido para cada tratamento, em um total de seis quadrados por tratamento aplicado. O delineamento experimental aplicado foi o inteiramente casualizado. Entre as parcelas foi mantida a distância de 1,0 m para evitar interferências entre os tratamentos.

No solo, de forma simétrica e com o auxílio de um pequeno bastão de metal com 1 cm de diâmetro, foram feitos 40 orifícios de mesma profundidade. Em cada orifício, a 4 cm da superfície do solo, foi colocada uma pupa em posição horizontal, sendo logo em seguida, delicadamente, coberta pelo mesmo solo. Em cada parcela foram enterradas 40 pupas, perfazendo um total de 240 pupas de cada espécie de mosca por tratamento testado.

Em cada parcela foram aplicados 1,2 L de solução para cada tratamento, com o auxílio de regadores de plástico com capacidade, cada um, para 2,0 L. Foi utilizado um regador para cada tratamento, sendo feita a distribuição da solução de forma simétrica a fim de se evitar o excesso ou escassez de molhamento na superfície do solo.

Diariamente, as parcelas foram observadas até o término da emergência das moscas, quando então as mesmas foram contadas e os resultados foram anotados para cada tratamento, em formulário especialmente confeccionado para este fim.

Após o término do experimento, as moscas foram mantidas ainda presas no interior das estruturas de madeira para que a morte ocorresse por falta de alimento, após o quê os insetos foram recolhidos e autoclavados.

3.6. Preparo dos Tratamentos

Tanto para uso em laboratório como para aplicação no solo, as soluções foram preparadas da mesma maneira, sendo utilizada em todas, água destilada, variando apenas o volume final da solução a ser aplicada em cada parcela experimental.

Nos experimentos em laboratório foram aplicados 280 mL de solução por parcela, perfazendo o total de 840 mL de solução para cada tratamento testado. Para aplicação no solo, foram utilizados 1,2 litro de solução por parcela, perfazendo o total de 3,6 litros de solução para cada tratamento testado (7,5 L/m² solo).

3.6.1. Tratamentos-controle

Foram utilizados dois tratamentos-controle em laboratório, um deles composto por água destilada e o outro por uma solução de Neguvon® a 4,0%, equivalendo à aplicação de triclorfom (TCF) a 0,38% em água destilada. O Neguvon® é produzido pela Bayer Cropscience Ltda, sendo um inseticida organofosforado da classe toxicológica II, inibidor irreversível da acetilcolinesterase, enzima que torna possível a transmissão de impulsos nervosos no organismo porque age na degradação das moléculas do neurotransmissor excitatório, a acetilcolina, após a transmissão do impulso nervoso. A inibição da acetilcolinesterase resulta em um acúmulo de acetilcolina na fenda sináptica, causando hiperexcitabilidade do sistema nervoso central devido à transmissão contínua e descontrolada de impulsos nervosos, causando tremores, convulsões e a morte (MARÇON, 2003).

O Neguvon®, cuja ação se dá por ingestão e contato, foi utilizado por apresentar grande poder de penetração pela membrana plasmática, podendo atingir a forma imatura do inseto dentro do pupário com alta eficiência, mesmo estando a pupa enterrada no substrato.

No solo foi utilizado como controle apenas a água destilada, já que o triclorfom é prejudicial ao meio ambiente, podendo intoxicar a fauna do solo e contaminar o lençol freático, apesar de sua rápida degradabilidade no meio ambiente.

3.6.2. Tratamentos com biofertilizante aeróbio Agrobio

O biofertilizante aeróbio Agrobio foi testado quanto ao seu potencial como inseticida nas concentrações de 2,5%, 5,0%, 7,5%, 10,0%, 12,5%, 15,0%, 17,5% e 20,0% em água destilada. Previamente ao preparo das soluções, o produto foi agitado e passado em gaze estéril para retirar as impurezas que poderiam obstruir o bico do pulverizador.

3.6.3. Tratamentos com calda sulfocálcica

A calda sulfocálcica a 30° Bé (graus de Baumé) foi utilizada nas concentrações de 2,5%, 5,0%, 7,5%, 10,0% e 12,5% em água destilada. Previamente ao preparo das soluções, o produto foi agitado e passado em gaze estéril para retirar as impurezas que poderiam obstruir o bico do pulverizador.

3.6.4. Tratamentos com suspensões de esporos dos fungos entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae*

Para testar o poder inseticida do fungo *B. bassiana*, foi utilizado o produto comercial Boveril Organic Pó® produzido pela firma Itaforte Bioprodutos Agro-Florestal. Este produto é largamente utilizado por pequenos produtores em lavouras sob o regime agroecológico para controle de algumas pragas, sendo certificado pela Ecocert Brasil® de acordo com as normas brasileiras e internacionais, sendo apropriado para uso na produção orgânica. Sua concentração mínima é de 500 milhões de conídios viáveis por grama do produto, sendo seu uso recomendado para controle biológico de ácaros, pulgões, cochonilha de tronco, mosca branca, percevejo castanho, blissos, tripes, lagartas, broca do café, besouro-do-coqueiro, moleque-da-bananeira e lagarta-das-palmeiras, na dosagem de 2 a 4 kg por hectare, ou seja, a 0,1%.

O Boveril® foi utilizado no presente trabalho nas concentrações de 0,10%, 0,15%, 0,20%, 0,25% e 0,30% em água destilada, o que corresponde, respectivamente, a 5×10^7 , $7,5 \times 10^7$, $1,0 \times 10^8$, $1,25 \times 10^8$ e $1,5 \times 10^8$ conídios viáveis/mL.

Para testar o poder inseticida do fungo *M. anisopliae* foi utilizado o produto biológico comercial Metarril Organic®, também produzido pela firma Itaforte Bioprodutos Agro-Florestal e igualmente certificado pela Ecocert Brasil®. Esse produto é largamente utilizado por pequenos produtores em lavouras sob o regime agroecológico. Seu uso é recomendado para controle biológico de cigarrinha-das-pastagens, cigarrinha-da-cana-de-açúcar, cupim de montículo, tripes, percevejo castanho, blissos, gafanhotos, saltão, pulgões e carrapato-da-pastagem, também na dosagem de 2 a 4 kg por hectare, ou seja, a 0,1%. Sua concentração mínima é de 500 milhões de conídios viáveis por grama do produto.

O Metarril® foi utilizado no presente trabalho nas concentrações de 0,10%, 0,15%, 0,20%, 0,25% e 0,30% em água destilada, o que corresponde, respectivamente, a 5×10^7 , $7,5 \times 10^7$, $1,0 \times 10^8$, $1,25 \times 10^8$ e $1,5 \times 10^8$ conídios viáveis/ mL.

Tanto o Boveril[®] quanto o Metarril[®] foram primeiramente dissolvidos em água destilada contida em um recipiente estéril, sendo deixados em repouso por dois minutos para que a parte inerte do produto, o amido, fosse para o fundo do recipiente, restando apenas os esporos fúngicos na parte superior da solução. Após esse período, o líquido foi vertido para os pulverizadores e o volume de solução foi completado com água destilada, sendo imediatamente utilizada.

3.6.5. Tratamentos com óleo de nim

O óleo de nim, extraído a frio e emulsionado é produzido pela firma Natural Rural. Seu uso é indicado como repelente, nematocida e inseticida agrícola com efeito sobre coleópteros, lepidópteros, hemípteros, dípteros e ortópteros, apresentando um teor de azadiractina de 1200 ppm. O óleo de nim foi diluído em água destilada nas concentrações de 0,2%, 0,3%, 0,4%, 0,5% e 0,6%, contendo respectivamente $2,4 \times 10^{-4}$, $3,6 \times 10^{-4}$, $4,8 \times 10^{-4}$, $6,0 \times 10^{-4}$ e $7,2 \times 10^{-4}$ mL de azadiractina mL óleo⁻¹, sendo imediatamente utilizadas para pulverização.

3.6.6. Tratamentos com frutos verdes de cinamomo

Frutos verdes de *M. azedarach* cultivado sob regime agroecológico, foram macerados e imersos em água destilada, ficando em repouso por 24 horas, quando o composto foi então passado em papel de filtro para retirada das partículas, sendo imediatamente usado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Pópia *et al.* (2000). Foram utilizadas os frutos verdes de cinamomo porque, de acordo com a literatura consultada (BRUNHEROTTO & VENDRAMIM, 2001), nestas estruturas vegetais está concentrada a maior diversidade ou a maior quantidade de substâncias com atividade inseticida. O cinamomo foi testado nas concentrações de 10,0%, 15%, 20,0% e 25,0% em água destilada.

3.6.7. Tratamentos com bulbilhos de alho

Os bulbilhos de alho, adquiridos no comércio de produtos sem agrotóxicos, foram macerados e imersos em água destilada, ficando em repouso por 24 horas, quando o composto foi então passado em papel de filtro para retirada das partículas maiores, sendo imediatamente usado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Penteado (1999). O alho foi testado nas concentrações de 5,0%, 10,0%, 15%, 20,0% e 25,0% em água destilada.

3.6.8. Tratamentos com fumo-de-rolô

O fumo de rolo, adquirido no comércio de produtos sem agrotóxicos, foi picado em pequenos pedaços e imerso em água destilada, ficando em repouso por 24 horas, quando o composto foi então passado em papel de filtro para retirada das maiores partículas, sendo imediatamente usado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Penteado (1999). O fumo de rolo foi testado nas concentrações de 2,5%, 5,0%, 7,5%, 10,0%, 12,5% e 15%, em água destilada.

3.6.9. Tratamentos com frutos seco de pimenta-do-reino

As sementes secas de pimenta-do-reino, adquiridas no comércio de produtos naturais, foram maceradas e imersas em água destilada, ficando em repouso por 24 horas, quando o composto foi então passado em papel de filtro para retirada das partículas maiores, sendo

imediatamente usado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Penteado (1999). A pimenta-do-reino foi testada nas concentrações de 5,0%, 10,0%, 15%, 20,0% e 25,0% em água destilada.

3.6.10. Tratamentos com gemas florais secas de cravo-da-índia

Os botões florais secos de cravo-da-índia, adquiridos no comércio de produtos sem agrotóxicos, foram moídos em pilão e fervidos em água destilada por cinco minutos em fogo brando. Após esfriar, o composto foi passado em papel de filtro para retirar as impurezas, sendo imediatamente utilizado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Penteado (2000). O cravo-da-índia foi testado nas concentrações de 2,5%, 5,0%, 7,5%, 10,0% e 12,5%, em água destilada.

3.6.11. Tratamentos com córtex seco de canela

A casca da canela, adquirida no comércio de produtos sem agrotóxicos, foi moída em pilão e fervida em água destilada por cinco minutos em fogo brando. Após esfriar, o composto foi passado em papel de filtro para retirar as partículas maiores, sendo imediatamente utilizado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Penteado (2000). A canela foi testada nas concentrações de 2,5%, 5,0%, 7,5%, 10,0% e 12,5%, em água destilada.

3.6.12. Tratamentos com folhas de arruda

Folhas verdes de arruda, cultivada sob regime agroecológico, foram fervidas em água destilada, por cinco minutos, em fogo brando. Após esfriar, o composto foi passado em papel de filtro para retirar as partículas maiores, sendo imediatamente utilizado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Popia *et al.* (2000). A arruda foi testada nas concentrações de 5,0%, 10,0%, 15,0%, 20,0% e 25,0%, em água destilada.

3.6.13. Tratamentos com folhas de eritrina mulungu

Folhas verdes de eritrina mulungu, cultivada sob regime agroecológico, foram maceradas e imersas em água destilada, ficando em repouso por 24 horas, quando o composto foi então passado em papel de filtro para retirada das partículas maiores, sendo imediatamente usado para pulverização, de acordo com a metodologia indicada por Fernandes (2003). Foram utilizadas as folhas da eritrina ao invés do córtex para a obtenção dos extratos porque assim a planta inseticida é menos afetada, racionalizando e facilitando a preservação dos espécimes no campo. O efeito inseticida do extrato de folhas de eritrina foi testado nas concentrações de 10,0%, 15%, 20,0%, 25,0% e 30,0%.

3.7. Sacrifício das Moscas

Após o término de cada fase do experimento, tanto em laboratório quanto no campo, os insetos adultos foram sacrificados com a aplicação de éter sulfúrico (óxido de etila) 98,0% em chumaço de algodão, deixado em exposição por cinco minutos no interior das parcelas experimentais, sendo as mesmas cobertas com sacos plásticos para concentração dos vapores letais.

3.8. Obtenção dos Dados Climáticos

Os valores das temperaturas mínima e máxima diárias dentro do laboratório foram obtidos utilizando-se um termômetro de mercúrio de máxima e mínima da marca Incoterm, Brasil. Mensalmente, as médias de temperatura e de umidade relativa do ar foram obtidos na Estação de Ecologia Agrícola da PESAGRO em Seropédica.

Durante a execução dos experimentos em laboratório (de agosto de 2005 a junho de 2006) e dos experimentos instalados no solo (de agosto de 2006 a março de 2007), a temperatura do ar e a umidade relativa do ar não variaram muito, conforme pode ser observado na Figura 15. A duração do período pupal e a taxa de emergência das moscas não sofreram influência desses fatores, já que não ocorreram calor ou frio intenso, mantendo-se a temperatura a $29^{\circ}\text{C} \pm 4,5^{\circ}\text{C}$ e a UR(%) de 80% a 90%, faixas perfeitamente toleráveis pelas moscas *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica*.

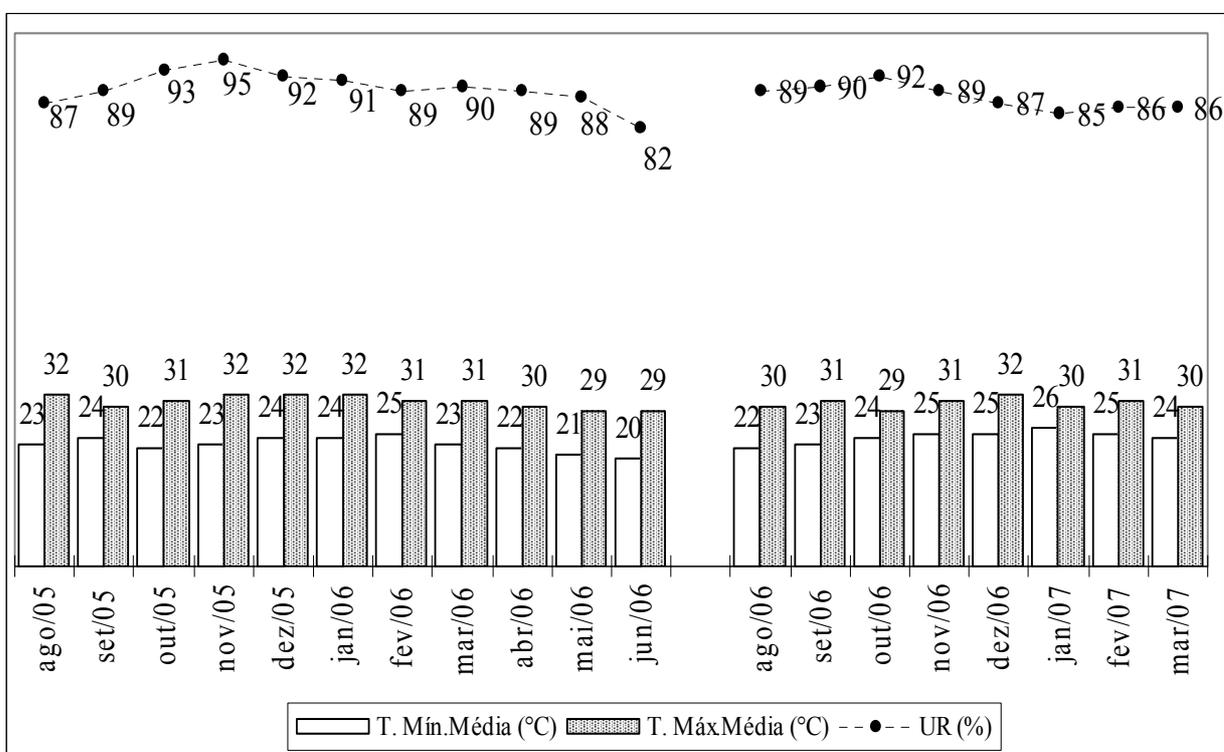


Figura 15. Temperatura máxima, mínima e umidade relativa do ar medidas durante a realização dos bioensaios em laboratório e no campo

3.9. Medição do pH das Soluções

O pH de todas as soluções testadas para controle das moscas foi medido para investigar a possibilidade de que o efeito inseticida pudesse se manifestar apenas devido à acidez ou basicidade e não por efeito dos compostos químicos presentes nos mesmos.

A medição eletroquímica da concentração efetiva de íons H^+ presente nas soluções utilizadas nos tratamentos, nas soluções de substrato e nas soluções de solo após aplicação dos tratamentos foi realizada com um medidor de pH portátil da marca RLNew, com compensação automática de temperatura.

A medição do pH das soluções de substrato e de solo após a aplicação dos tratamentos foi realizada de acordo com a metodologia proposta por Silva (1999), adicionando-se 10 cm³ de substrato (areia ou solo) a 100 mL de água deionizada em copos descartáveis de plástico. Após ser agitada com bastão de vidro, a mistura ficou em repouso por uma hora, quando foi então novamente agitada, sendo o eletrodo mergulhado na solução homogeneizada e realizada a leitura do pH, após a padronização do aparelho com as soluções de pH 4,0 e 7,0.

Os valores de pH de todos os tratamentos com suas respectivas concentrações encontram-se representados na Figura 16. Todos os valores ficaram próximos à neutralidade, pouco diferindo do pH (6,98) da água, o tratamento controle. Apenas a calda sulfocálcica em solução apresentou valores de pH alcalinos, porém, como a sua eficiência no controle das pupas das moscas foi baixa, pode-se afirmar que esses valores de pH não influíram nos resultados dos bioensaios.

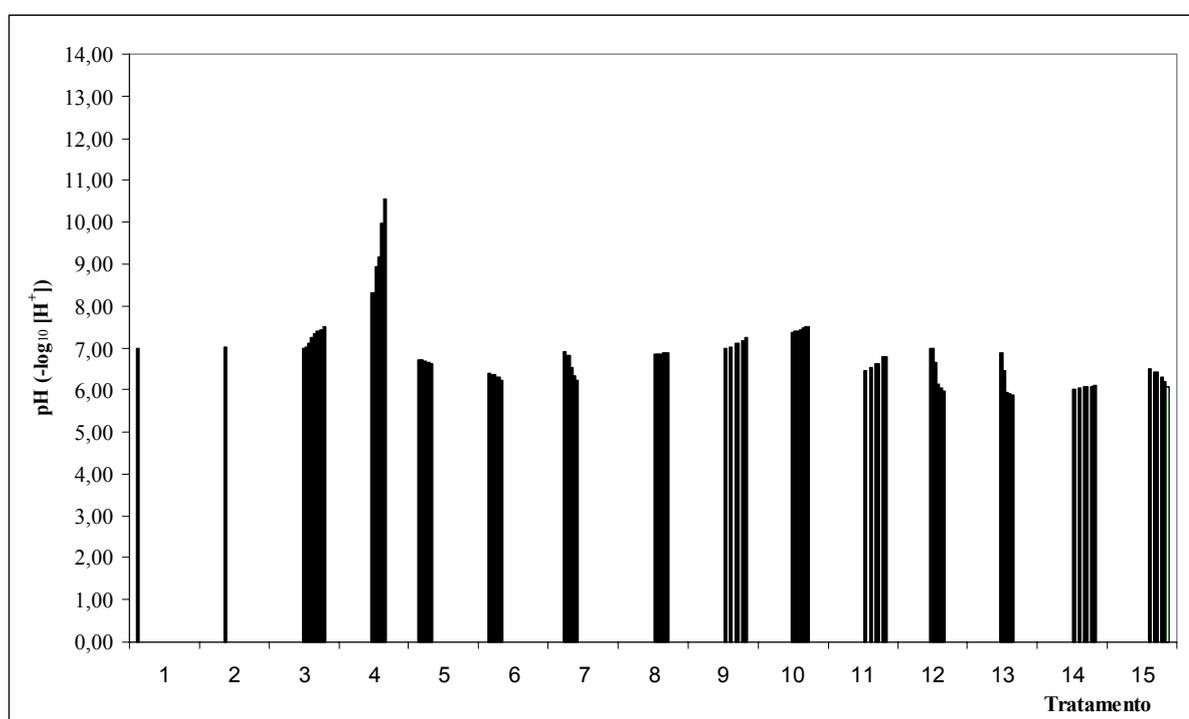


Figura 16. Valores de pH das soluções de inseticidas alternativos (Tratamentos: 1- Água; 2- Neguvon; 3- Agrobio; 4- Calda sulfocálcica; 5- *B. bassiana*; 6- *M. anisopliae*; 7- Óleo de nim; 8- Cinamom; 9- Alho; 10- Fumo; 11- Pimenta-do-reino; 12- Cravo-da-india; 13- Canela; 14- Arruda; 15- Eritrina mulungu)

3.10. Medição da Condutividade Elétrica

A condutividade elétrica (CE) de todas as soluções testadas para controle das moscas foi medida para investigar a possibilidade de que o efeito supressivo na emergência das moscas adultas pudesse se manifestar apenas devido à grande concentração de eletrólitos ou sais dissolvidos nas soluções e não pelo efeito dos compostos químicos presentes nos tratamentos.

A condutividade elétrica das soluções foi medida com o auxílio de um condutivímetro de bancada da marca Tecnopon, modelo CA 150, com compensação automática de temperatura. 20 mL de cada solução foram colocados em copos plásticos descartáveis, sendo a medição feita à temperatura ambiente após a padronização do aparelho com a solução padrão que o acompanha.

Os valores de CE de todos os tratamentos com suas respectivas concentrações mantiveram-se dentro da faixa aceitável, de acordo com os padrões de CE para fertilizantes líquidos (ANDERSON & INGRAM, 1996). Repetindo-se o que ocorreu com os valores de pH, pode-se afirmar que os valores mais altos de CE não influenciaram a baixa eficiência da calda sulfocálcica com relação ao controle de pupas de moscas.

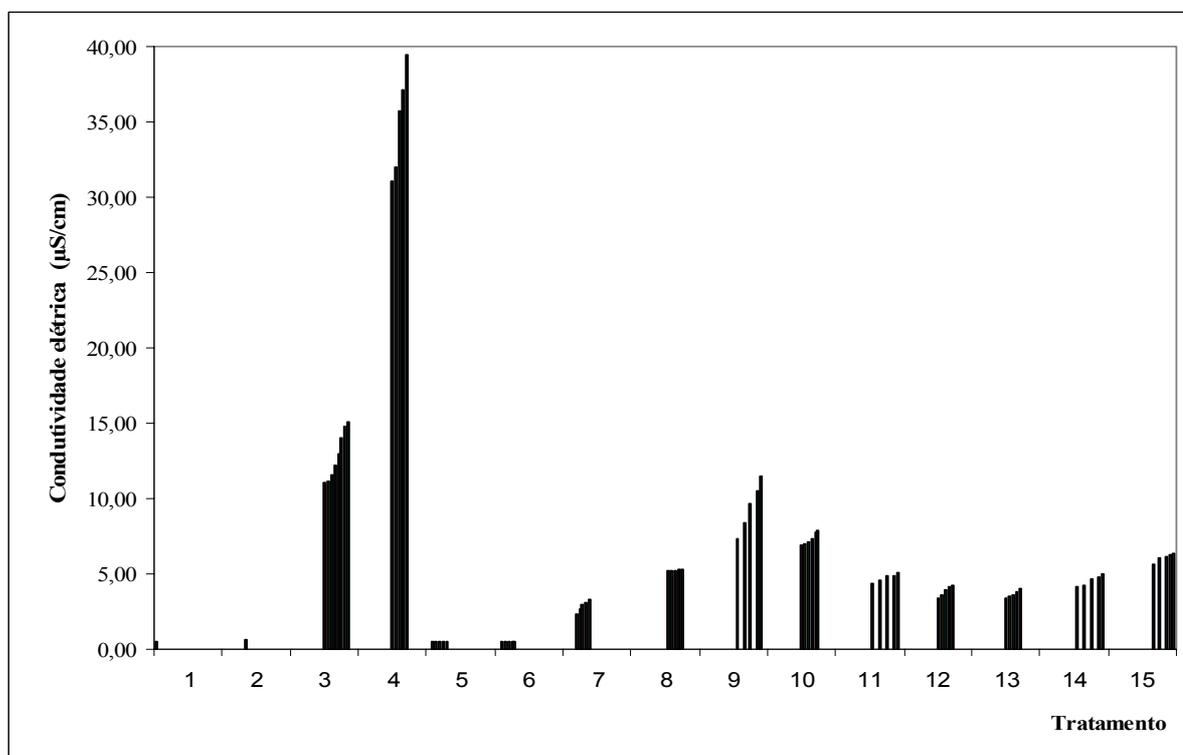


Figura 17. Valores de CE das soluções de inseticidas alternativos (Tratamentos: 1- Água; 2- Neguvon; 3- Agrobio; 4- Calda sulfocálcica; 5- *B. bassiana*; 6- *M. anisopliae*; 7- Óleo de nim; 8- Cinamom; 9- Alho; 10-Fumo; 11-Pimenta-do-reino; 12- Cravo-da-índia; 13- Canela; 14- Arruda; 15- Eritrina mulungu)

3.11. Análise Estatística dos Dados

Os valores de mortalidade foram corrigidos pela fórmula de Abbott (1925): %M= (% mortalidade observada - % da mortalidade da testemunha) / (100 - % mortalidade corrigida).

Após a correção pela fórmula de Abbott, os dados foram submetidos à análise estatística com o uso do programa Assistat, da Universidade Federal de Campina Grande. Não houve necessidade de se proceder à transformação dos dados, já que os mesmos apresentam distribuição aproximadamente normal.

A Análise de variância foi seguida por aplicação do Teste de Tukey para comparação entre as médias, calculando-se o coeficiente de variação para verificar a precisão dos dados. Foi realizado também o estudo de regressão de acordo com as concentrações de cada substância avaliada para o controle das moscas, encontrando-se as curvas de dose X mortalidade no Anexo B.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Eficiência do Biofertilizante Aeróbio Agrobio no Controle das Pupas das Moscas

Nas primeiras horas após a aplicação dos tratamentos com Agrobio sobre a areia, pequenos insetos, inclusive dípteros como moscas-dos-filtros e *Fannia* sp. (pequena mosca doméstica), podiam ser vistos sobrevoando ou pousados sobre as tampas das mesmas. Sabe-se que microrganismos como leveduras e bactérias fazem parte da dieta alimentar de muitos insetos, inclusive de algumas espécies de moscas (PELCZAR *et al.*, 1996; TORTORA *et al.*, 2003). Esses insetos podem ter sido atraídos pela grande variedade de microrganismos, principalmente bacilos e leveduras, presentes na composição do Agrobio (DELEITO, 2002).

As pupas de *C. megacephala* apresentaram maior susceptibilidade ao efeito inseticida do biofertilizante Agrobio, porém ainda assim a mortalidade dessa espécie alcançou somente 40,0%, mesmo sob as condições controladas do laboratório. Para as outras três espécies de mosca a eficiência do biofertilizante foi ainda menor, sendo que para *M. domestica*, a espécie que se mostrou menos susceptível aos seus efeitos, não alcançou nem mesmo 30,0% de controle (Tabela 1).

Tabela 1. Biofertilizante Agrobio no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	6,2 A	4,2 B	6,2 A	3,3 B	26,78
2,5	1,3 hB	4,7 gA	1,7 hB	1,3 fB	22,92
5,0	2,3 ghB	6,5 gA	4,5 ghAB	2,7 efB	17,44
7,5	5,4 fgB	12,6 fA	7,1 fgB	6,0 eB	14,63
10,0	7,2 fC	14,3 fA	9,4 fBC	10,4 dB	13,13
12,5	12,5 eB	19,1 eA	16,5 eA	12,5 dB	17,15
15,0	17,8 dC	28,2 dA	21,4 dB	19,8 cBC	15,66
17,5	23,1 cD	35,2 cA	30,2 cB	26,3 bC	14,82
20,0	32,0 bB	40,9 bA	34,7 bB	27,2 bC	15,47
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R ²	0,92	0,96	0,94	0,95	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

A comunidade microbiana presente no Agrobio é formada por diversos microrganismos como *Streptomyces* spp. produtores de quitinases e metabólitos tóxicos; *Lactobacillus* sp., produtoras de ácido lático, ácido acético e etanol; *Bacillus* spp., inclusive *B. subtilis*; fungos leveduriformes que produzem compostos com efeito tóxico para outros microrganismos, como peptídeos de baixo peso molecular e ácidos orgânicos, ambos com atividade biocida como *Cryptococcus laurentii* e *Candida utilis* e fungos filamentosos não-patogênicos como *Fusarium tabacinum* (PINHEIRO & BARRETO, 1996; VAIRO DOS SANTOS, 1996; BETTIOL, 1997; DELEITO, 2002). A subtilina, um antibiótico produzido pelo *B. subtilis*, pode agir de forma deletéria sobre ácaros fitoparasitas e insetos fitófagos sugadores, controlando suas populações após a aplicação de suspensões bacterianas no solo (MIZUBUTI *et al.*, 1995; BARBOSA & MEDEIROS, 2007). Nos experimentos em

laboratório foi utilizado como substrato de enterramento a areia de rio lavada e autoclavada a fim de que esses microrganismos e/ou metabólitos presentes no biofertilizante pudessem exercer o máximo de efeito biocida sobre as pupas das moscas, sob condições totalmente controladas, sem a interferência da microbiota natural presente no solo. A média de controle alcançado para as quatro espécies de mosca, em laboratório, foi de apenas 33,7% sob condições totalmente controladas.

Os resultados obtidos quanto à eficiência de controle das pupas das moscas no solo encontram-se na Tabela 2, podendo-se notar que, com exceção de *C. hominivorax*, os percentuais de mortalidade foram maiores do que os anteriores, chegando dessa vez a uma média de controle para as quatro espécies de moscas de aproximadamente 37,0%, ainda assim baixa.

Tabela 2. Biofertilizante Agrobio no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,9 B	10,4 A	7,1 B	21,94
2,5	1,7 fA	5,0 fA	2,1 eA	4,0 fA	8,57
5,0	4,3 fB	12,2 eA	6,0 deB	10,7 eA	8,89
7,5	10,0 eB	20,4 dA	9,3 dB	16,6 dA	15,02
10,0	20,0 dB	26,2 cA	19,6 cB	22,8 cAB	6,61
12,5	25,7 cA	28,0 cA	24,7 bA	25,0 bcA	5,94
15,0	27,6 cA	30,7 bcA	28,3 abA	30,0 aA	2,00
17,5	34,3 bA	33,5 bAB	30,7 aAB	29,5 abB	7,42
20,0	39,5 aA	43,0 aA	32,5 aB	33,1 aB	12,38

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

A ação inseticida apresentada pelo biofertilizante Agrobio quando aplicado a 20,0%, tanto sobre a areia de rio lavada quanto sobre o solo, pode estar diretamente associada à complexa e ainda pouco conhecida composição química deste composto aeróbio. Metabólitos como enzimas, antibióticos, toxinas, fenóis, ésteres e ácidos, inclusive com ação hormonal têm sido identificados nos biofertilizantes, sendo produzidos pela complexa gama de microrganismos neles presentes (VAIRO DOS SANTOS & AKIBA, 1996). É importante lembrar que a composição química e microbiológica dos biofertilizantes, principalmente dos aeróbios, muda a cada partida do produto devido às variações naturais na constituição do leite, urina, esterco, melão e dos outros compostos orgânicos que constituem a matéria prima dos biofertilizantes.

Segundo Vairo dos Santos (1992) e Picanço *et al.* (1997), a ação dos biofertilizantes sobre os insetos se dá pela ação de substâncias voláteis como álcoois, fenóis e ésteres presentes em sua composição ou por efeito mecânico de adesividade e desidratação, sendo capaz de matar, por contato, ovos e larvas e apresentando efeito repelente para insetos alados, sendo que na concentração de 50% promove o controle mecânico dos insetos por contato e asfixia (PELCZAR *et al.*, 1996).

O maior número de pupas mortas observado nos bioensaios realizados no campo pode também ter relação com o efeito benéfico do Agrobio sobre a micro e mesofauna do solo, já que é sabido que a aplicação de substratos fermentáveis no solo aumenta a agregação de partículas devido às propriedades coesivas de mucilagens polissacarídeas produzidas pelos microrganismos, propiciando também a formação e manutenção de poros esféricos estáveis pela presença de uma camada polissacarídica de revestimento em seu interior, o que

provavelmente facilita a sobrevivência de fungos entomopatogênicos e actinomicetos produtores de substâncias tóxicas para insetos.

É também possível que patógenos ou predadores tenham atacado as pupas enterradas nos solo ocasionando o aumento da mortalidade das mesmas quando comparada aos percentuais obtidos nos bioensaios realizados em laboratório, dada a não-existência de patógenos ou predadores na areia de rio autoclavada que foi utilizada como substrato para pupação no laboratório.

Não foram encontrados trabalhos sobre a aplicação de biofertilizantes para controlar insetos de importância médico-veterinária como moscas sinantrópicas. Mesmo na área agrícola, há poucos relatos científicos sobre seus efeitos inseticidas. Com relação ao Supermagro, biofertilizante no qual o Agrobio é baseado, só há o relato de Picanço *et al.* (1997) sobre seu uso contra *T. absoluta*, no qual é reportado que o produto não teve efeito sobre o referido inseto e o relato de Venzon *et al.* (2006), que utilizaram o mesmo biofertilizante a 10,0% sobre o ácaro branco *Polyphagotarsonemus latus*, obtendo o mesmo resultado nulo. Gonçalves *et al.* (2004) utilizaram um outro biofertilizante aeróbio para controlar tripes em cebola e também não obtiveram sucesso, porém Medeiros (2002) reporta que a aplicação de soluções a 45,0% de biofertilizantes aeróbios líquidos enriquecidos com sais minerais causou diminuição de até 76,0% na oviposição do ácaro *B. phoenicis*, sob condições de laboratório.

Ainda que a aplicação de biofertilizantes no solo não seja capaz de matar ao menos metade das pupas de moscas sinantrópicas nele presentes, seus múltiplos efeitos benéficos sobre o mesmo podem fazer seu uso valer à pena, já que esse produto é capaz de reduzir ou suprimir a presença de patógenos de solo, inclusive de nematóides após alguns anos de aplicações periódicas, equilibrando-o nutricionalmente e mantendo o pH em torno de 5,7-6,5, condições que propiciam um maior potencial para que os antagonistas atuem (RICCI *et al.*, 1999; PEREIRA *et al.*, 1996). Vairo dos Santos (1992) declara que o biofertilizante líquido, quando aplicado puro sobre o solo, apresenta um forte efeito nematicida e larvicida por fumigação e asfixia, devendo ser utilizado preventivamente em pulverizações periódicas a 20,0% para aumentar a compostagem laminar, acelerar os processos bioquímicos e potencializar sua atividade microbiana (MEDEIROS *et al.*, 2003).

A aplicação do Agrobio no solo acelera a decomposição de restos vegetais e animais, aumentando a reciclagem de nutrientes e a fixação de nitrogênio atmosférico, além de estimular a solubilização de nutrientes e a melhoria de suas propriedades, fornecendo energia para os microrganismos, que ao se desenvolverem, corrigem o pH para a neutralidade, liberando ácidos orgânicos, polissacarídeos, enzimas como esterases, fosfatases alcalinas e desidrogenases (RICCI *et al.*, 1999). Esses compostos também alteram as propriedades físico-químicas do solo como a condutividade elétrica, a capacidade de campo e a capacidade de troca catiônica e aumentando o número de bactérias dizotróficas ao longo do tempo (VALARINI, 2000).

Os actinomicetos pertencentes ao gênero *Streptomyces*, presentes no Agrobio, degradam substâncias que normalmente não são decompostas pelas populações de outras bactérias e de fungos, como celulosas, hemicelulosas, fenóis, quitina, ligninas, húmus e queratina, além de contribuírem para a estruturação do solo através de ligações de suas hifas com as partículas do solo. Como formam esporos, podem nele permanecer por muito tempo, sobrevivendo às condições adversas como períodos de seca ou sob deficiência nutricional (PEREIRA, 2000).

B. subtilis produz polipeptídeos compostos por aminoácidos raros e variado material protéico, inclusive enzimas e coenzimas. Essa bactéria pode sobreviver no solo por muito tempo graças à sua habilidade em produzir endosporos extremamente resistentes ao calor e ao dessecação; possui forte ação biocida sobre a microbiota patogênica e é capaz de colonizar

agressivamente o sistema radicular, podendo metabolizar ou inativar organofosforados (MIZUBUTI *et al.*, 1995; PINHEIRO & BARRETO, 1996; MELO & AZEVEDO, 1998).

A aplicação de *C. laurentii* em frutos após a colheita é eficiente na diminuição do diâmetro de lesões e incidência de podridões causadas por fungos do que a aplicação de fungicidas como thiabendazol e iprodione, sob condições de laboratório. Tal fato se deve, provavelmente, à competição por nutrientes e hiperparasitismo sobre os microrganismos causadores dos danos pós-colheita, além da elevada produção de etileno e da enzima extracelular de β -1,3 gluconase que atua na parede celular dos patógenos, causando sua destruição (BLUM *et al.*, 2004). É possível que esses compostos sejam capazes de atuar no controle de pupas enterradas, inclusive de moscas sinantrópicas.

4.2. Eficiência da Calda Sulfocálcica no Controle das Pupas das Moscas

Após a aplicação das diversas diluições da calda sulfocálcica sobre a areia lavada de rio, foi possível observar que em todas as parcelas experimentais houve a formação de uma fina camada amarelada sobre a superfície, após a total absorção da parte líquida pelo substrato. Essa camada de polissulfetos de cálcio pode ter potencializado o efeito inseticida da calda, já que com o fechamento das caixas PET, é provável que os vapores dos compostos de enxofre tenham ficado retidos sobre a superfície do substrato, agindo também por fumigação no controle das pupas das moscas.

Conforme pode ser observado na Tabela 3, as pupas de *C. megacephala* apresentaram maior susceptibilidade ao efeito inseticida da calda sulfocálcica, chegando a 50,0% de mortalidade, sob condições de laboratório.

Tabela 3. Calda sulfocálcica no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	9,6 AB	10,4 A	7,5 B	20,67
2,5	3,3 fA	5,5 fA	4,6 fA	1,8 fA	21,25
5,0	18,6 eA	22,1 eA	10,7 eB	11,2 eB	24,79
7,5	30,0 dA	31,8 dA	27,9 dAB	25,2 dB	10,18
10,0	39,0 cA	41,9 cA	39,5 cA	30,6 cB	12,46
12,5	47,6 bA	50,2 bA	46,1 bA	38,7 bB	10,33
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Após o término dos experimentos em laboratório foi possível observar que a areia havia formado pequenos torrões facilmente esfareláveis com as pontas dos dedos, fato que provavelmente ocorreu pela capacidade de reação do gás carbônico com a cal, a qual deve ter começado após poucas horas da aplicação dos tratamentos, formando carbonato de cálcio e concrecendo os grãos de areia.

A eficiência de controle da calda sulfocálcica sobre as quatro espécies de moscas foi menor nos experimentos realizados no solo (Tabela 4) do que no substrato formado por areia de rio lavada, o que provavelmente se deve ao maior poder de imobilização dos componentes químicos da calda exercido pelas partículas do solo e da matéria orgânica nele presentes. Como na superfície do solo não houve a formação da fina camada amarelada que foi observada nos experimentos em laboratório e as parcelas instaladas no campo foram cobertas

apenas por tela de nylon, também não houve a potencialização por fumigação do efeito inseticida da calda.

Tabela 4. Calda sulfocálcica no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	6,7 B	4,7 B	8,3 A	2,1 C	29,09
2,5	2,1 eB	9,1 eA	2,7 eB	4,2 eB	21,75
5,0	11,6 dB	17,8 dA	13,6 dB	14,0 dB	14,61
7,5	18,7 cB	26,2 cA	23,2 cA	22,5 cA	13,41
10,0	28,1 bB	37,5 bA	30,4 bB	28,5 bB	12,82
12,5	33,9 aC	44,5 aA	39,1 aB	35,6 aC	13,36
R²	0,98	0,99	0,98	0,99	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

A ação inseticida da calda sulfocálcica se dá por contato e por fumigação, porque os polissulfetos de cálcio reagem com a água e o gás carbônico gerando enxofre coloidal, gases sulfídrico e sulfuroso, dióxido de enxofre e ácido pentatiônico (FERNANDES & TESTEZLAF, 2002). O enxofre coloidal formado poucas horas após sua aplicação no solo exerce ação quitinolítica sobre o pupário, causando microlesões que facilitam a entrada dos sulfetos de cálcio. Estes compostos são fortes inibidores enzimáticos porque reagem com pontes dissulfeto e tiosulfonato das proteínas, inativando NADS, NADP, os grupos prostéticos e convertendo citosina em uracila e 5-metilcitosina em tiamina, inativando proteínas (PELCZAR *et al.*, 1996).

O H₂S ("gás do pântano") inibe enzimas que contêm metais essenciais como ferro e cobre, inibindo a citocromoxidase e bloqueando a respiração intracelular pela formação de sulfetos metálicos (citocromoxidase-sulfeto) com o ferro trivalente desta enzima. Como consequência, há um bloqueio na troca de elétrons da cadeia respiratória, o oxigênio não é consumido e não há produção de energia, ocorrendo desarranjo celular e morte das pupas (SEYMOR, 2007). O H₂S também reage com oxigênio formando SO₂ (dióxido de enxofre) que, por ser mais denso que o ar, se acumula nos pontos mais baixos. Este gás tem ação corrosiva sobre a membrana celular, agravando os efeitos quitinolíticos do enxofre (FERNANDES & TESTEZLAF, 2002).

Na literatura consultada não há trabalhos científicos sobre controle de dípteros com o uso de calda sulfocálcica, porém Penteado (2002) reporta que uma solução a 4,0% de calda sulfocálcica é capaz de controlar em 100% as formas jovens e adultas de *B. phoenicis*, enquanto que as concentrações de 3,0 e 3,5% são capazes de erradicar totalmente os ácaros da ferrugem, em condições de campo. Venzon *et al.* (2006) conseguiram controlar a população do ácaro branco *P. latus* com a aplicação da calda sulfocálcica a 0,3%, em condições de laboratório.

Apesar da mortalidade das pupas de moscas ter sido baixa, fato surpreendente em se tratando de compostos sulfurados, a aplicação de soluções de baixa concentração de calda sulfocálcica no solo é viável, pois o enxofre é um componente essencial dos aminoácidos cisteína e metionina, essenciais para todos os seres vivos. Em plantas com deficiência deste mineral, a síntese protéica é desacelerada, podendo causar amarelecimento das pastagens, erroneamente considerado como sintoma de deficiência de nitrogênio. A calda sulfocálcica eleva de forma indireta o teor de nitrogênio nas plantas porque sua aplicação no solo propicia o aumento do tamanho dos nódulos, aumentando a absorção do nitrogênio pelas raízes, além de também ser um componente das proteínas. Um teor adequado de enxofre nas plantas

aumenta o teor de óleos essenciais, melhora o sabor dos frutos, a formação de sementes e dá maior resistência porque favorece a proteossíntese, neutralizando os nutrientes disponíveis na seiva da planta (radicais livres) e formando proteínas (AZAMBUJA, 1996; PENTEADO, 2006). Além disso, os solos ricos em enxofre parecem apresentar uma utilização notavelmente maior de nitrogênio, graças ao efeito estimulante sobre as bactérias nitrificantes, ao passo que os solos pobres em enxofre tendem a ser de textura grossa, com baixo teor de matéria orgânica e pouco férteis (WEIGÄRTNER *et al.*, 2006).

Um outro benefício da aplicação de calda sulfocálcica no solo é o combate à acidez, um problema constante para os animais em pastejo devido aos efeitos acidificantes do esterco e da urina constantemente depositados. O cálcio ajuda a combater os efeitos tóxicos causados pelo excesso de alumínio e ferro no solo, propiciando um balanço favorável dos nutrientes essenciais para as plantas. Ele também tem ação floculante sobre as partículas de argila, melhorando a estrutura do solo, o que reduz a incidência de buracos e do pisoteio da pastagem, melhorando a penetração radicular e aumentando a retenção de umidade e o movimento capilar. O cálcio é também essencial para a micro e mesofauna do solo; as minhocas, em especial, desenvolvem-se muito melhor em solos ricos em cálcio (BOOM, 2002). Nas plantas, o cálcio fortalece e dá resistência aos tecidos depois de fixado na parede celular, sendo essencial para a divisão celular e ativação dos processos enzimáticos, evitando as doenças (PENTEADO, 2006).

Apesar dos benefícios que a aplicação de soluções de calda sulfocálcica proporcionam aos solos, sua aplicação não deve ser feita com frequência pelo risco de salinização causado pelo excesso de polissulfetos de cálcio. Essa estratégia de controle deve ser utilizada apenas em pequenas parcelas de solo e sob condições controladas, como no entorno de uma carcaça animal que ficou exposta às moscas sinantrópicas por um período prolongado de tempo, podendo haver grande quantidades de pupas dessas moscas no solo próximo.

4.3. Eficiência dos Fungos Entomopatogênicos *B. bassiana* e *M. anisopliae* no Controle de Pupas de Moscas

Em condições de laboratório, as aplicações de suspensões de conídios de *B. bassiana* tanto na concentração de 0,30, 0,25 e mesmo a 0,20% foram estatisticamente semelhantes quanto ao controle obtido para as espécies *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, conforme é possível observar na Tabela 5.

Tabela 5. Conídios de *B. bassiana* no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	6,7 A	2,9 B	8,3 A	2,1 B	19,55
0,10	65,1 cBC	75,5 bA	67,7 cB	61,2 eC	8,51
0,15	67,4 cBB	76,4 bA	71,4 cB	63,4 deC	7,76
0,20	75,0 bA	78,8 bA	77,7 bA	67,2 cdB	7,24
0,25	76,3 bA	79,0 bA	79,1 bA	70,6 bcB	5,27
0,30	79,5 bA	79,4 bA	79,1 bA	74,0 bB	3,77
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,74	0,60	0,70	0,73	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Com relação à *M. domestica*, sua suscetibilidade ao efeito entomopatogênico do produto Boveril® foi menor, visto que somente a partir da concentração de 0,25% foi possível alcançar o controle mínimo exigido (70,0%) para que um biocida possa ser indicado para comercialização. Bernardi *et al.* (2006) reportam que este fungo não foi capaz de diminuir a taxa de emergência de *M. domestica*, mesmo quando usado em altas concentrações.

Os resultados obtidos neste experimento estão de acordo com a literatura consultada, pois a utilização de *B. bassiana* no controle de *C. macellaria* promoveu uma diminuição do estágio pré-pupal, pupal e apresentou apenas 26,0% de pupas viáveis, de acordo com o aumento da concentração testada, segundo Maciel *et al.* (2005). Svedese *et al.* (2006) obtiveram mais de 95% de controle sobre a mosca-do-figo (*Zaprionus indianus*) utilizando a concentração de 10⁸ conídios/mL. Santoro *et al.* (2007) conseguiram diminuir em até 60% a emergência de *Alphitobius diaperinus* com a aplicação da mesma concentração de *B. bassiana*, sob condições de laboratório.

Na Tabela 6 estão representadas as médias alcançadas pela aplicação de conídios de *B. bassiana* no solo, sendo as mesmas menores do que as obtidas no experimento em laboratório.

Tabela 6. Conídios de *B. bassiana* no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,5 B	8,7 B	7,5 B	22,01
0,10	35,7 dA	31,5 dA	25,2 dB	18,9 dC	23,06
0,15	49,0 cC	54,4 cAB	51,1 cBC	58,2 cA	5,17
0,20	63,2 bA	62,8 bA	59,4 bA	60,0bcA	3,96
0,25	64,3 bA	63,5 bA	60,3 bA	64,9 abA	3,27
0,30	70,9 aA	68,0 aA	70,0 aA	66,2 aA	3,80

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Estes resultados são bastante próximos dos obtidos por Bernardi *et al.* (2006), que reportam que linhagens de *B. bassiana* não foram capazes de controlar larvas de *M. domestica*, sob condições de laboratório, mesmo quando utilizadas em concentrações de 10⁵ a 10⁷ conídios/ mL. Igualmente, Watson *et al.* (1995), aplicando suspensões conidiais de *B. bassiana* a 10¹⁰ conídios/mL sobre larvas de *M. domestica*, obtiveram de 48 a 56% de controle. Já Lecuona *et al.* (2005) obtiveram 90% de controle sobre pupas, larvas e adultos de *M. domestica* com a aplicação de solução de esporos de *B. bassiana* na concentração de 10⁶ conídios/ mL, em condições de laboratório.

As pupas atacadas por *B. bassiana* apresentaram formação de micélio em sua superfície exterior e por todo o seu interior, com posterior mumificação. Em algumas pupas, após exposição ao ar por 48 horas, foi possível observar a presença de esporos do referido fungo. Os insetos adultos apresentaram as mesmas deformações observadas por Steinkraus *et al.* (1990), que infectaram experimentalmente adultos e larvas de *M. domestica* com a inoculação de suspensões de conídios de *B. bassiana*, obtendo baixa viabilidade pupal e adultos apresentando ausência de asas. Da mesma forma, Maciel *et al.* (2005), em experimento com larvas de *C. macellaria*, observaram que a aplicação de suspensões conidiais do fungo *B. bassiana* promoveu uma diminuição no estágio pré-pupal, pupal e na viabilidade pupal, de acordo com o aumento da concentração testada (de 10⁵ a 10⁸ conídios/ mL).

A eficiência de controle alcançada pela aplicação de conídios de *M. anisopliae* em condições de laboratório pode ser observada na Tabela 7.

Tabela 7. Conídios de *M. anisopliae* no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	7,1 AB	5,8 B	8,3 A	2,1 C	19,09
0,10	50,2 cB	61,9 bA	52,3 dB	45,5 eC	13,16
0,15	52,0 cB	63,3 bA	55,0 cdB	46,8 deC	12,79
0,20	52,0 cBB	63,7 bA	55,4 cdB	50,2 cdC	10,70
0,25	54,7 bcB	63,4 bA	56,8 cB	54,0 bcB	8,71
0,30	57,8 bB	66,3 bA	63,7 bA	55,7 bB	8,46
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,68	0,62	0,71	0,74	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%

De acordo com a tabela acima, é possível perceber que *M. anisopliae* apresentou médio potencial entomopatogênico sobre pupas de *M. domestica* em condições de laboratório, com progressiva diminuição no número de emergência dos insetos na medida em que a concentração do fungo aumentou, porém estes resultados foram inferiores aos citados por Barson *et al.* (1994), onde afirmam que das seis espécies de fungos entomopatogênicos testadas, *M. anisopliae* foi a mais eficiente no controle, em laboratório, de larvas de terceiro instar e pupas de *M. domestica*, nas concentrações de 10⁵ e 10⁶ conídios/ mL, obtendo, respectivamente, apenas 1 e 16% de emergência. Um controle ainda maior foi obtido por De Mari (2006) após a pulverização de uma solução de esporos de *M. anisopliae* na concentração de 53,6 x 10⁵ esporos/mL sobre adultos de *M. domestica* contidas em gaiolas, a qual provocou 96,72% de mortalidade.

No solo, a utilização de *M. anisopliae* nas concentrações de 10⁵ a 10⁷, em condições de laboratório, sobre pupas de *M. domestica*, diminuiu sua taxa de emergência em até 78%, segundo Pinto *et al.* (2005), resultado muito superior ao obtido no presente ensaio no solo (Tabela 8), onde o maior percentual de não-emergência para a mesma espécie ficou por volta de 43,0%.

Tabela 8. Conídios de *M. anisopliae* no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	11,6 A	8,3 B	9,6 AB	7,1 B	21,05
0,10	28,3 cA	25,0 dA	23,0 dAB	17,9 cB	17,47
0,15	36,3 bA	30,5 cdA	33,6 cA	23,2 cB	17,26
0,20	39,2 abA	33,2 bcB	38,2 bcAB	33,1 bB	9,77
0,25	40,1 abAB	37,7 abB	40,1 bAB	43,9 aA	5,01
0,30	44,8 aAB	40,9 aB	49,7 aA	40,7 aB	7,26

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Segundo Lanza *et al.* (2004), o solo de textura arenosa é propício à sobrevivência do *M. anisopliae*, provavelmente pelo fato de que este tipo de solo contém grande quantidade de poros médios e grandes, o que facilita o crescimento hifálico, permitindo a exploração mais efetiva dos recursos nutricionais e melhor troca gasosa. Sob condições de laboratório, a população do referido fungo aumentou até 40 dias após a inoculação; em seguida, verificou-se uma redução na quantidade de UFCs obtidas, indicando um declínio na sobrevivência até o

120° dia de incubação, quando então deve ter ocorrido a exaustão dos recursos nutricionais da porção de solo contida em placas de Petri.

Bernardi *et al.* (2006) declararam que larvas de *M. domestica* expostas concentrações de 10^7 conídios/mL de *M. anisopliae* têm a viabilidade dos estágios de pupas reduzida em até 68%. Destéfano *et al.* (2005) conseguiram controlar até 90% das pupas de *A. fraterculus* com a aplicação de $2,52 \times 10^{10}$ conídios/mL do mesmo fungo, resultados semelhantes aos obtidos por Mochi *et al.* (2006) sobre *C. capitata*. Já Svedese *et al.* (2006) reportam um controle de até 98% das larvas de *Z. indianus*. O solo é o reservatório natural de fungos que infectam insetos. A fungistase é apontada como um importante fator limitante da sobrevivência e a microbiota do solo tem sido apontada como um dos principais agentes que afetam a sobrevivência dos fungos, sendo esta dependente principalmente da temperatura e do conteúdo de água do solo. Quanto maior a quantidade de água e a saturação do solo, menor é a possibilidade de sobrevivência de fungos entomopatogênicos. Fatores como tipo de solo, grau de compactação, pH e textura podem exercer efeito significativo na sobrevivência dos conídios (LANZA *et al.*, 2004).

O teor de matéria orgânica de 4,8% do solo onde o experimento foi realizado permite que a sobrevivência e o crescimento dos fungos sejam mantidos ao longo do tempo, permitindo que concentrações mais baixas possam ser aplicadas para proporcionar controle equivalente às concentrações mais elevadas, permitindo maior frequência de aplicações sem grande aumento no custo (LOPES *et al.*, 2000).

A associação de fungos entomopatogênicos com inseticidas botânicos para o controle de pragas na agricultura e pecuária é uma possibilidade recente, podendo resultar em sinergismo entre os dois, uma aproximação considerada promissora mas ainda pouco estudada (TAMAI, 2002; MARQUES *et al.*, 2004)

4.4. Eficiência do Óleo de Nim no Controle das Pupas de Moscas

Tanto nos bioensaios realizados em laboratório quanto nos que foram realizados no solo foi possível observar uma duração maior do período de pupa para as quatro espécies de mosca, assim como a ocorrência de insetos deformados que morreram em poucos minutos. As quatro espécies apresentaram alta sensibilidade ao efeito inseticida do óleo de nim (Tabela 9), já que mesmo a aplicação da menor concentração (0,2%) foi capaz de promover um controle acima de 30%, porém *C. megacephala* mostrou-se estatisticamente mais suscetível à toxicidade do óleo de nim, seguida por *L. cuprina*, *C. hominivorax* e, por último, *M. domestica*.

Tabela 9. Óleo de nim no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	7,9 A	5,4 B	8,7 A	3,7 C	19,75
0,2	35,7 dB	40,7 dA	34,4 eB	38,1 eAB	6,05
0,3	59,3 cAB	62,0 cA	55,7 dBC	53,7 dC	6,80
0,4	78,7 bB	86,4 bA	72,6 cC	77,5 cB	6,59
0,5	97,3 aAB	98,6 aA	93,9 bBC	90,9 bC	5,06
0,6	98,2 aA	99,5 aA	93,9 bB	90,9 bC	4,03
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,97	0,97	0,96	0,97	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Esses resultados estão de acordo com os obtidos por Mognato (2000), que reporta que extratos de folhas e frutos de nim são capazes de prolongar a duração do estágio pupal de *C. megacephala* e *L. cuprina*, quase sempre suprimindo sua capacidade de emergência.

Ginarte (2003) relata que o óleo de nim na concentração de 0,2%, tem um forte efeito larvicida sobre *M. domestica*, com controle de até 93%, em condições de laboratório. No presente trabalho, este percentual não foi alcançado para *M. domestica* nem mesmo quando o óleo de nim foi aplicado na maior concentração, a 0,6%. Ressalta-se que o autor utilizou larvas de *M. domestica* e não pupas em seu experimento, sendo estas últimas mais resistentes a agentes físicos e químicos pela presença do pupário formado pela contração e endurecimento da pele larval. Em larvas, a azadiractina provoca efeitos danosos ao sistema endócrino dos insetos, acumulando-se no sistema neurosecretório, cruzando a barreira cerebral e se concentrando no *corpus cardiacus*, o que resulta em uma menor utilização das proteínas neuro-secretórias e morte (GARCIA, 2006).

A comparação das médias de eficiência de controle alcançada pelo óleo de nim aplicado em diferentes concentrações sobre as pupas enterradas no solo, sob condições de campo, encontra-se na Tabela 10. É interessante notar que não houve diferença significativa entre os resultados obtidos no laboratório e no solo quanto à mortalidade das pupas.

Tabela 10. Óleo de nim no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (v/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	10,4 AB	9,2 B	7,5 B	21,24
0,2	27,1 eA	23,3 eAB	17,8 eC	18,4 eBC	18,51
0,3	49,5 dA	43,7 dB	38,0 dC	27,4 dD	21,42
0,4	66,2 cA	53,5 cB	51,3 cB	45,9 cC	14,64
0,5	82,1 bA	84,6 bA	81,2 bA	81,5 bA	1,88
0,6	95,7 aA	96,3 aA	93,5 aA	92,3 aA	1,86

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

O percentual de insetos mortos das quatro espécies de moscas no tratamento-controle, onde apenas água foi aplicada sobre as pupas enterradas, foi maior no solo do que em laboratório, onde o substrato utilizado foi areia de rio lavada. Este fato deve-se provavelmente à presença de microrganismos como fungos filamentosos saprófitas e/ou entomopatogênicos no solo, os quais podem ter colonizado algumas pupas, impedindo a emergência dos insetos.

É provável que a mortalidade observada nos bioensaios deva-se à ação da azadiractina, já que ela é, quantitativamente, o principal ingrediente ativo encontrado nas sementes de nim das quais o óleo emulsionável é extraído. Pela sua semelhança química com o hormônio da ecdise, a azadiractina descontrola este processo, podendo ocasionar a morte da forma jovem pelo retardo no crescimento, pela inibição da síntese de quitina e por deformações fisiológicas letais (MARÇON, 2003; GONÇALVES & BLEICHER, 2006).

Segundo Martinez (2002), outros limonóides como 14-epoxiazadiradiona, meliantriol, gedunina, nimbidina, nimbinem, nimbina, melianona, nimbolina, deacetilsalanina, azadiractol, azadirona, vilosinina e melicarpina também presentes nos frutos do nim, participam do processo de interrupção da ecdise, potencializando o efeito inseticida do óleo de nim. Garcia (2000) observou o mesmo efeito sobre *Stomoxys calcitrans* (mosca dos estábulos), a qual não foi capaz de se desenvolver em esterco tratado com pulverizações de óleo de nim a 0,5% porque provavelmente a azadiractina penetrou através da cutícula dos insetos e inibiu a síntese de quitina, provocando desidratação e morte (MARTINEZ, 2002).

Conforme já foi dito, em todos os tratamentos com óleo de nim, tanto em laboratório quanto no solo, algumas poucas moscas adultas emergiram, porém morreram em no máximo 50 minutos após a emergência, todas apresentando deformidades corporais como ausência de pernas ou corpo muito achatado dorso-ventralmente, além da não expansão total de suas asas. Essas mesmas características foram percebidas por Salles & Rech (1999) em experimentos com moscas das frutas *Anastrepha fraterculus*. Esses autores testaram tratamentos com óleo de nim nas concentrações de 3, 5, 7, 11 e 14 mL/L, originando larvas que não conseguiram completar a ecdise, pupas larviformes e adultos deformados de que não conseguiam expandir totalmente suas asas. Okomu *et al.* (2007) observaram o mesmo fenômeno nos poucos adultos de mosquitos *A. gambiae* que conseguiram emergir após o tratamento das larvas com óleo de nim a 0,2%, evidenciando que a azadiractina é capaz de provocar efeitos subletais, diminuindo o tempo de vida dos insetos adultos. Uma explicação para esses fatos seria a de que os limonóides como a azadiractina, presentes no óleo de nim, afetam o *corpus cardiacus* do inseto, um órgão semelhante à glândula pituitária na espécie humana, que controla a secreção de hormônios. Como a metamorfose requer uma perfeita sincronia de vários hormônios para ser bem sucedida, acaba por não ocorrer de forma correta, muitas vezes originando insetos adultos deformados, provocando aberrações corporais nas pernas, asas, tegumento etc (SCHMUTTERER, 1990; GARCIA, 2001; BRECHELT, 2004).

Ao contrário do ocorrido em laboratório onde o efeito inseticida conseguido pela aplicação do óleo de nim na concentração de 0,5% foi estatisticamente semelhante ao obtido com a aplicação do produto a 0,6% para as quatro espécies de moscas, o tratamento com óleo de nim a 0,6% aplicado no solo foi o único que alcançou 90% de controle. Quando utilizado a 0,5%, foi capaz de controlar mais de 80% das moscas, o que já é um resultado plenamente aceitável para as condições de campo, sendo econômica e ambientalmente mais interessante o uso da menor concentração possível de um produto biocida para aplicação no solo.

O efeito do nim em aplicações no solo possivelmente é aumentado pela persistência do produto quando comparado à aplicação na parte aérea das plantas, pois a azadiractina é sensível à fotodegradação. Segundo Gonçalves & Bleicher (2006), o poder residual do extrato de sementes de nim a 16,0%, quando aplicados via solo, é prolongado pela redução da influência de fatores de degradação como a luz e as altas temperaturas, que diminuem sua ação inseticida. Weintraub & Horowitz (1997) sugerem a aplicação do nim via água de irrigação para que a solução rapidamente se infiltre, não ficando sujeita à ação da luz.

A aplicação de soluções de óleo de nim a partir de 0,5% no solo com o intuito de controlar moscas de importância médico-veterinária é plenamente viável, pois a azadiractina apresenta baixa toxicidade e alta degradabilidade, tendo meia vida de cerca de 20 dias. Como o efeito residual da azadiractina dura de três a sete dias, uma aplicação por semana, ao entardecer, é o suficiente para controlar as pupas de *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica* no solo, mesmo tendo em vista que a cada dia novas larvas dessas moscas procurarão o solo para pupar, o efeito inseticida do óleo de nim continuará atuando. Como a solução do óleo de nim já terá penetrado no solo ainda na ausência de luz solar, ao amanhecer já não será suscetível à degradação, visto que a atividade da azadiractina pode ser reduzida a aproximadamente 60% após exposição à luz solar por quatro horas (MARTINEZ, 2002).

Com relação aos efeitos da aplicação de óleo de nim no solo, estudos demonstram que o mesmo pode ter efeitos positivos sobre animais do solo como minhocas, cuja taxa de crescimento foi maior quando foram utilizadas folhas de nim e/ou torta de sementes de nim misturados ao solo (GARCIA, 2001).

4.5. Eficiência de Folhas de Cinamomo no Controle das Pupas das Moscas

Nos experimentos realizados em laboratório, a aplicação de folhas de cinamomo em solução aquosa surtiu mais efeito sobre a espécie *C. megacephala*, visto que mesmo na concentração de 10,0% já foi possível obter mais de 40,0% de controle (Tabela 11).

Tabela 11. Folhas de cinamomo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	6,7 B	4,7 BC	8,3 A	2,1 C	15,23
5,0	3,1 eAB	6,5 dA	0,8 dB	1,7 eB	16,19
10,0	34,6 dB	42,3 cA	36,3 cB	28,8 dC	15,47
15,0	45,2 cB	52,3 bA	46,6 bB	40,3 cC	10,64
20,0	49,1 bcB	53,7 bA	48,9 bB	48,9 bB	4,12
25,0	51,78 bA	54,1 bA	50,2 bA	51,5 bA	2,59
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,65
R²	0,87	0,69	0,72	0,87	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Quando aplicado a 25,0%, o tratamento com solução de folhas de cinamomo, para as quatro espécies de pupas das moscas testadas, atingiu pouco mais de 50,0%, o que corrobora os resultados obtidos por pesquisadores da Fiocruz (2007), que reportaram que o extrato aquoso de folhas de *M. azedarach* a 20% apresentou uma taxa de mortalidade de 44% sobre larvas de *M. domestica* e de 78% sobre ovos do mesmo inseto, em laboratório. É possível que os efeitos causados nos insetos pelos tetranortriterpenóides presentes no cinamomo sejam similares aos distúrbios fisiológicos desencadeados pela azadiractina, o principal componente biologicamente ativo do nim, também pertencente à família Meliaceae. Esses distúrbios incluem o desequilíbrio hormonal, a paralisação da ecdise, a não formação de novos tecidos e a disfuncionalidade estrutural das pupas.

Já com relação aos experimentos realizados no solo, a máxima eficiência no controle das pupas das quatro espécies de moscas não chegou a 35,0%, conforme pode ser visto na Tabela 12.

Tabela 12. Cinamomo no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	13,3 A	7,9 B	10,4 AB	7,1 B	21,07
5,0	3,7 dA	3,8 dA	2,3 dA	1,7 dA	20,04
10,0	14,4 cA	14,0 cA	10,2 cAB	8,9 cB	21,12
15,0	18,3 bcB	19,0 bB	16,2 bB	24,2 bA	8,04
20,0	21,2 bB	29,8 aA	22,3 aB	30,4 aA	7,72
25,0	32,1 aA	33,0 aA	26,0 aB	30,0 aAB	10,22

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

A eficiência no controle das pupas das moscas foi drasticamente menor no solo do que nos ensaios realizados em laboratório. Essa discrepância pode ter ocorrido pela ação de fatores bióticos inerentes ao solo como a microbiota e a microfauna que nele habitam, ambas

produzindo compostos químicos que, de alguma forma, podem ter enfraquecido a ação inseticida das soluções aquosas de folhas de cinamomo.

Em todos os tratamentos com cinamomo, tanto em laboratório quanto no solo, houve um alongamento na duração da fase de pupa e emergência de insetos adultos deformados e/ou que não conseguiram expandir totalmente suas asas. Esses resultados concordam com os Mognato (2000), que relata que extratos aquosos de folhas de cinamomo foram capazes de prolongar a duração do estágio pupal de larvas de *C. megacephala* e *L. cuprina*, produzindo pupas de tamanho reduzido ou sem capacidade de emergência. Segundo Fontana & Navarro-Silva (2003), o extrato etanólico de sementes trituradas de cinamomo é capaz de produzir a inibição da biossíntese da quitina, impedindo a correta formação do exoesqueleto de dípteros, originando adultos não funcionais ou levando-os à morte ainda no estágio de pupa. Também Salles & Rech (1999) reportam que todos os tratamentos com frutos maduros de cinamomo macerados (pó seco) por eles testados (25,50,75,100 e 150g/L) originaram pupas larviformes e adultos deformados de moscas-das-frutas, *A. fraterculus*, que não conseguiram expandir totalmente suas asas, morrendo poucas horas depois da emergência.

Extratos de folhas maduras de *M. azedarach* inibiram a produção de enzimas do mesentério de larvas de coleópteros fitófagos, causando uma acentuada perda de peso e a morte da maioria das larvas, o que provavelmente foi provocado pela ação de vários compostos biotivos como cinamoilmalianolona, fraxinelona e meliacarpinas, todos com ação hormonal anti-ecdise (VALLADARES *et al.*, 2003).

Brunherotto & Vendramim (2001) reportam que a eficiência do extrato aquoso de *M. azedarach* sobre *T. absoluta* deve-se à capacidade translaminar apresentada pelos ingredientes ativos desse extrato, levando-se em conta que este inseto é minador e por isso permanece em contato com a superfície da folha tratada com o extrato por pouco tempo. Os mesmos autores ressaltam que o efeito causado sobre esse inseto pela aplicação do extrato aquoso de frutos maduros de cinamomo foi menor, sugerindo que nesse estágio fisiológico há menor quantidade de tanino do que nos frutos verdes, o que é coerente sob o ponto de vista de sobrevivência vegetal, uma vez que nos frutos maduros as sementes já completaram sua maturidade fisiológica e por isso têm menor necessidade de defesa química contra a herbivoria.

Rey *et al.* (1999), em estudos realizados com cortes histológicos de larvas de dípteros, mostraram as alterações morfológicas fatais provocadas pelos efeitos tóxicos do ácido tânico, um tanino natural hidrolisável que se encontra presente nos frutos de cinamomo. Os polifenóis tânicos reagem com a membrana celular alterando sua integridade, sendo capazes de inibir a fosforilação oxidativa nas mitocôndrias (CARVALHO *et al.*, 2002), além de formarem complexos com proteínas por pontes de hidrogênio entre os grupos hidroxila e os sítios eletromagnéticos das proteínas, inativando-as (TAIZ & ZEIGER, 2004).

Alguns fatores podem dificultar a comparação de resultados obtidos por diferentes autores quanto à ação inseticida de *M. azedarach*, como o uso de folhas frescas ou secas, o solvente utilizado e a concentração dos extratos, além de possíveis diferenças no conteúdo dos compostos biologicamente ativos encontrados na planta, em função de características genéticas ou da região geográfica de coleta do material.

4.6. Eficiência do Alho no Controle das Pupas das Moscas

A aplicação da solução aquosa de alho a 25,0% foi capaz de impedir a emergência de mais de 90,0% das pupas das quatro espécies de moscas (Tabela 13) Já na concentração de 20,0% é possível perceber que, com exceção de *C. megacephala*, as outras espécies de moscas foram igualmente controladas em mais de 90,0%.

Tabela 13. Alho no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	7,1 A	5,4 B	8,3 A	2,5 C	23,19
5,0	24,1 eB	30,0 eA	26,4 eAB	23,5 eB	12,18
10,0	30,9 dC	38,3 dA	33,2 dBC	36,7 dAB	18,46
15,0	72,6 cB	77,5 cA	71,3 cB	72,2 cB	3,42
20,0	92,3 bA	87,2 bB	90,0 bAB	92,3 bA	4,90
25,0	95,5 abA	95,1 aA	94,5 bA	93,6 bA	1,50
TCF ¹	99,6 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,95	0,87	0,96	0,95	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

O percentual de controle de 99,6 observado no tratamento com triclorfom (Neguvon®) pode ser um indicativo de resistência de *L. cuprina* aos inseticidas organofosforados, conforme o relatado por Verissimo (2003) quanto à suspeita de que o também californídeo *C. hominivorax* esteja se tornando tolerante aos produtos à base de organofosforados amplamente utilizados em seu controle, já que esses produtos não mais impedem que elas venham a fazer nova postura no local tratado, como anteriormente se verificava.

É interessante ressaltar que o efeito inseticida apresentado pelas soluções de alho a 20,0% e 25,0% foi tão pronunciado que todos os poucos insetos que conseguiram emergir, alguns com deformações, morreram em um período máximo de 80 minutos após a emergência. Ginarte (2003) e Oliveira *et al.* (1991) atribuem resultados semelhantes à presença de diversos componentes sulfurosos como o dialil dissulfeto volátil no alho. Nas pupas de dípteros, o dialil dissulfeto impede a formação de novos tecidos pelo seqüestro dos lipídios circulantes no fluido intracorpóreo, originando insetos adultos mal formados, muitas vezes ápteros.

Amonkar & Reeves (1970) obtiveram 100% de controle sobre larvas de *Culex stigmatosoma*, *C. tarsalis*, *Aedes aegypti*, *A. triseriatus* e *A. sierrensis* com a aplicação do extrato alcoólico de alho a 10%. Amonkar & Banerji (1971) isolaram dois componentes do alho com forte ação larvicida para *C. pipiens*, o dialil-dissulfato e dialil-trissulfato. Jarlic (2001), utilizando uma solução aquosa de extrato de alho a 6% obteve 97,9% de controle sobre ovos e larvas de *A. aegypti*, após imersão dos mesmos por duas horas. Valerio & Maroli (2005) obtiveram 100% de mortalidade quando utilizaram uma suspensão aquosa de óleo de alho a 1% contra fêmeas de *Phlebotomus papatasi*, transmissor da leishmaniose, em condições de laboratório.

O controle foi menor quando os tratamentos foram aplicados nos solo (Tabela 14), mas ainda assim o uso do alho mostrou-se eficiente mesmo na concentração de 20,0%, pois a mortalidade das pupas chegou a 70,0% para as quatro espécies.

Tabela 14. Alho no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,5 B	10,4 AB	7,5 B	20,71
5,0	25,5 eA	20,7 eAB	15,8 eB	15,3 eB	13,72
10,0	36,2 dAB	39,6 dA	27,4 dC	31,5 dBC	12,17
15,0	64,3 cA	59,8 cAB	56,3 cB	56,7 cB	6,22
20,0	74,7 bA	71,2 bAB	70,0 bB	75,7 bA	4,79
25,0	86,2 aAB	84,6 aB	81,8 aB	91,4 aA	4,48

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

A solução de alho a 25,0% apresentou alta eficiência no controle das pupas das quatro espécies de moscas sinantrópicas, sendo que *M. domestica* mostrou-se mais suscetível ao seu efeito inseticida, excedendo 90,0% de controle. O extrato aquoso de alho apresenta dimetil dissulfido (DMDS) em grande quantidade. Este composto exerce ação neurotóxica, agindo por contato com os quimiorreceptores dos insetos, afetando a transmissão dos impulsos nervosos pela interação com os canais de íons Na e K (canais de sódio) da membrana do axônio, prolongando ou impedindo o fechamento normal dos mesmos e, desta forma, permitindo um fluxo excessivo de íons Na para o interior da célula nervosa, sendo por isso classificado como um inseticida neurotóxico modulador dos canais de sódio (MARÇON, 2003; AGUIAR-MENESES, 2005). A alicina inibe enzimas respiratórias do grupo SH, comprometendo a produção de energia nas mitocôndrias e matando as células (SCHNEIDER, 1984).

É possível que o alho contenha uma ou mais diacil-hidrazinas, compostos capazes de mimetizar o hormônio esteroidal 20-hidroxicdisona, responsável pelo crescimento e metamorfose dos insetos. Esse efeito se dá pela ligação das hidrazinas com a proteína receptoras do ecdisteróide, ocasionando a interrupção da expressão genética dependente da ausência de 20-hidroxicdisona de forma irreversível, já que seus níveis não diminuem, inviabilizando a pupa (WASILEWSKI, 2005).

A ação do alho se dá provavelmente também por fumigação, já que muitos de seus compostos apresentam alta tensão de vapor, penetrando pelos espiráculos das larvas e interferindo nas trocas gasosas. Nos insetos, os vapores de polissulfuretos de alila, trissulfetos de metil alila e de ajoeno agem desestabilizando a hemolinfa, o que pode impedir a conclusão do processo de ecdise pelo impedimento da deposição de quitina no exoesqueleto (TORTORA *et al.*, 2003).

4.7. Eficiência do Fumo no Controle das Pupas de Moscas

Em condições de laboratório, a aplicação de extrato de fumo de rolo a 15,0% foi capaz de exercer um controle de mais de 90,0% sobre *L. cuprina*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, ressaltando-se que esta última mostrou maior suscetibilidade ao seu efeito tóxico, com mais de 96,0% de pupas não emergidas (Tabela 15).

Tabela 15. Calda de fumo no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	4,6 AB	3,7 A	5,8 A	3,3 A	15,49
2,5	13,1 gAB	16,9 fA	12,4 fB	10,8 fB	15,17
5,0	22,3 fA	16,9 fBC	12,9 fC	20,7 eAB	15,35
7,5	34,5 eB	42,5 eA	30,1 eB	32,0 dB	10,97
10,0	48,9 dA	51,5 dA	48,3 dA	51,7 cA	2,32
12,5	77,3 cA	75,3 cA	75,2 cA	76,7 bA	2,07
15,0	91,7 bB	87,5 bB	91,6 bB	96,5 aA	4,20
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,97	0,98	0,95	0,97	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Extrato de folhas de fumo a 2,0 e 3,0% causaram, respectivamente, 45,4 e 45,8% de mortalidade em ninfas de *B. tabaci* biótipo B em feijoeiro, sob condições controladas de temperatura e umidade, de acordo com Pinheiro e Quintela (2004). Esses resultados não estão de acordo com os obtidos no presente ensaio, onde a aplicação de extrato de fumo a 2,5% provocou apenas de 10,0 a quase 17,0% de mortalidade para as quatro espécies de moscas. Esse fato se deve, provavelmente, ao estágio de ninfa de *B. tabaci* testado pelos pesquisadores, o qual não encontra-se envolvido pelo pupário rígido que dificulta o contato das pupas das moscas com a solução aplicada, além das mesmas também estarem enterradas no substrato.

Nos experimentos realizados no solo, as pupas de *L. cuprina* e *M. domestica* foram controladas em mais de 90,0% com a aplicação solução de fumo-de-rola a 15,0% (Tabela 16).

Tabela 16. Calda de fumo no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	14,2 A	7,5 B	10,4 AB	7,5 B	22,08
2,5	6,0 fA	8,5 fA	9,3fA	9,0 fA	12,02
5,0	17,9 eA	21,1 eA	20,0 eA	21,6 eA	3,92
7,5	33,5 dC	42,7 dAB	40,0 dB	46,8 dA	6,95
10,0	51,9 cB	65,0 cA	60,4 cA	60,4 cA	5,77
12,5	74,8 bA	74,3 bA	74,0 bA	77,5 bA	1,79
15,0	94,2 aA	88,3aB	84,6 aB	94,6 aA	4,80

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Não foram encontradas na literatura consultada informações sobre o controle de dípteros com a utilização de extratos de fumo, porém Medeiros *et al.* (2005) relatam que a aplicação do extrato aquoso a 10% de *N. tabacum* exerceu 99,5% de controle sobre a população de *P. xylostella*, a traça das crucíferas.

Os aleloquímicos presentes nas folhas de tabaco atuam contra diversos artrópodes, podendo afetar estruturas citológicas e ultra-estruturais, alterando hormônios, tanto modificando suas concentrações quanto o balanço hormonal total. Afeta também as membranas, sua permeabilidade e a síntese de proteínas e atividades enzimáticas, sendo capaz de inviabilizar o material genético, induzindo alterações do DNA (GLIESSMAN, 2000).

Segundo Simões *et al.* (1999), o fumo de rolo pode ter maior poder inseticida do que as folhas frescas do tabaco, por não serem as substâncias ativas destruídas na semiqueima, talvez até mesmo aumentando o seu poder pela quebra da integridade da membrana celular, facilitando sua liberação para o meio. Os compostos químicos presentes no fumo de rolo são altamente tóxicos para os mamíferos, tornando inviável o uso de concentrações maiores do que 15,0% devido ao risco de absorção dos alcalóides pela pele e/ou mucosas (LOVATTO *et al.*, 2004).

Na calda de fumo há concentrações de 2-5% de nicotina, composto neurotóxico estruturalmente semelhante a acetilcolina, competindo com esta pelos receptores específicos presentes na membrana pós-sináptica. Ao contrário da ligação da acetilcolina com esses receptores, a ligação dos mesmos com a nicotina é persistente por não interagir com a enzima acetilcolinesterase, prolongando-se de forma anormal causando hiperexcitabilidade do sistema nervoso central devido à transmissão contínua e descontrolada de impulsos nervosos, levando à morte (AGUIAR-MENESES, 2005).

A nicotina atua causando danos irreversíveis ao sistema nervoso central (SNC), originando contrações, convulsões violentas e, muitas vezes, levando o inseto à morte por insuficiência respiratória causada pela paralisia e bloqueio da musculatura respiratória, após ocorrer a depressão do SNC (BOEIRA & GUIVANT, 2003). Sua atividade inseticida está relacionada com sua semelhança configurativa e de distribuição de cargas com a acetilcolina, o que a torna extremamente tóxica a muitas espécies de insetos. Este alcalóide passa pelo tegumento e seus vapores penetram diretamente no corpo dos insetos não só pelas traquéias, por onde alcança imediatamente o sistema nervoso central, mas também pelas pernas, asas etc (SEYMOR, 2007). A nicotina volatiliza-se no solo após aproximadamente 48 horas após a aplicação (MARICONI, 1983).

A nornicotina e a anabasina podem atuar como hormônios reguladores do crescimento animal devido ao seu grande poder citotóxico, afetando diretamente os gânglios subesofágicos, responsáveis pelo comando da atividade endócrina dos *corpora allata*, segregadores de hormônio juvenil. Esses alcalóides, depois de se ligarem aos sítios ativos das células, descontrolam o processo de metamorfose levando à formação de insetos adultos não funcionais, notadamente estéreis (SEYMOR, 2007). É possível que algumas ou todas as moscas emergidas nos bioensaios fossem estéreis, hipótese passível de ser testada em pesquisas futuras.

4.8. Eficiência da Pimenta-do-reino no Controle das pupas das moscas

Os percentuais de controle das pupas alcançados pela aplicação de soluções aquosas de *P. nigrum*, sob condições de laboratório (Tabela 17), ficaram aquém dos obtidos por Su (1977), o qual reporta que extratos aquosos de frutos de *P. nigrum* a 20% apresentam efeito inseticida sobre 42% da população de *M. domestica* testada, em experimentos laboratoriais. No presente estudo, a aplicação da solução aquosa de *P. nigrum* a 25,0% atingiu apenas 33,0% quanto à eficiência de controle de *M. domestica*. Mesmo para a espécie mais suscetível a seus efeitos, *L. cuprina*, a mortalidade das pupas alcançou apenas pouco mais de 34,0%. Uma explicação provável para essa discrepância seria que plantas pertencentes à mesma espécie, cultivadas em diferentes localidades, normalmente possuem os mesmos componentes, mas seus teores podem diferir por fatores de ordem genética, ambiental e técnica que influenciam a síntese de seus princípios ativos, ocasionando variações tanto na qualidade quanto na quantidade de complexos químicos (CRUZ *et al.*, 2001).

Tabela 17. Pimenta-do-reino no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	7,9 A	7,1 B	8,7 A	5,8 C	16,77
5,0	8,1 eA	1,7 eB	1,8 fB	4,9 eAB	18,08
10,0	21,3 dA	11,2 dB	10,1 eB	18,1 dA	12,02
15,0	28,9 cA	18,4 cB	18,7 dB	20,4 dB	16,95
20,0	33,5 bA	25,0 bBC	23,8 cC	28,3 cB	11,90
25,0	34,3 bA	25,9 bC	29,7 bB	33,2 bAB	9,72
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R ²	0,93	0,96	0,97	0,97	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Com relação às espécies *L. cuprina* e *C. megacephala*, sob condições de laboratório, os resultados mostram que o extrato aquoso de *P. nigrum* pode ser aplicado na concentração de 20,0% e não na de 25,0%, já que os percentuais de controle obtidos com ambos foi estatisticamente semelhante. Ao contrário, para as espécies *C. hominivorax* e *M. domestica*, apenas a concentração de 25,0% de *P. nigrum* apresentou maior eficiência, sob as mesmas condições.

É possível constatar que a mortalidade das pupas após a aplicação dos tratamentos foi menor em condições de campo do que em laboratório (Tabela 18), provavelmente devido à diversidade biológica presente no solo ou à imobilização dos princípios ativos presentes nas soluções de *P. nigrum* pelas partículas do solo.

Tabela 18. Pimenta-do-reino no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,1 B	9,6 AB	7,1 B	21,31
5,0	3,3 cB	8,0 cA	4,0 dAB	7,7 cAB	8,23
10,0	5,7 cB	9,4 cAB	13,3 cA	12,6 bcA	13,49
15,0	17,6 bA	15,3 bA	18,4 bA	17,1 bA	8,93
20,0	28,6 aAB	21,5 aC	23,9 aBC	29,3 aA	13,89
25,0	30,9 aA	29,9 aB	23,9 aBC	29,3 aAB	9,70

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

No solo, os percentuais de mortalidade observados para as pupas das quatro espécies de moscas, tanto a concentração de 20,0% quanto a de 25,0% apresentaram resultados estatisticamente semelhantes, sendo portanto ecológica e economicamente mais interessante a aplicação de *P. nigrum* a 20,0%, dentro de um programa de MIP.

O efeito tóxico dos óleos essenciais presentes nas piperáceas envolve vários fatores, como o ponto de entrada das toxinas, seja por inalação, ingestão ou absorção pelo tegumento dos insetos, podendo apresentar efeitos de contato, fumigação e fago-inibição (BERNARD *et al.*, 1995). A aplicação tópica de extratos etanólicos de *Piper sarmetosum* e *P. longum* sobre fêmeas adultas de *A. aegypti* provocou eficiência de controle de até 79%, de acordo com Choochote *et al.* (2006). Da mesma forma, Fanzolin (2007) conseguiu reduzir as perdas causadas por pragas na cultura do abacaxi de 37% para apenas 8% com a aplicação de dilapiol em solução.

Dos extratos alcoólicos de folhas de 16 espécies de *Piper* testados por Bernard *et al.* (1995), os de *P. aduncum* e *P. nigrum* apresentaram maior efeito inseticida, com 92% de eficiência no controle de *Aedes atropalpus*, vetor de diversas arboviroses, na concentração de 1 ppm, provavelmente pelo efeito do dilapiol, principal constituinte destes óleos essenciais, variando de 58,0 a 88,4% nas folhas. O efeito inseticida do dilapiol pode estar relacionado à ação conjunta dessa lignina e de outros compostos bioativos minoritários na composição das folhas, como sarisan e safrol, que possuem em sua estrutura molecular o grupo metilenodioxifenil, altamente tóxico para artrópodes. Os terpenos presentes na pimenta-do-reino aumentam a absorção transmembrana tanto de drogas lipofílicas quanto de drogas hidrofílicas, podendo estar atuando sinergistas, potencializando a atividade inseticida do dilapiol e facilitando sua passagem pelo pupário ou aumentando seu potencial inseticida após a entrada pelos espiráculos.

Segundo Bernard *et al.* (1995), a associação de ligninas ao grupo metilenodioxifenil é uma forte característica das piperáceas. As lignanas são consideradas importantes inibidores de monoxigenases dependentes do citocromo P450. Desta forma, o efeito inseticida do dilapiol pode estar relacionado à ação conjunta da lignana e de outros compostos ativos minoritários na composição do óleo essencial, como sarisan e, principalmente, o safrol, uma vez que eles apresentam em sua estrutura o grupo metilenodioxifenil, sendo relatadas como inseticidas naturais e utilizadas comercialmente como sinergistas de inseticidas naturais, segundo Huang *et al.* (1999).

As piperinas atuam como piretróides, afetando o sistema nervoso, derrubando e matando rapidamente os insetos, pois, por ser antagonista do GABA (neurotransmissor ácido-gama-amino butírico), causa hiperpolarização da placa mioneural e paralisia muscular. O interessante é que, apesar da semelhança no mecanismo de ação biocida, insetos resistentes aos piretróides não o são em relação as amidas (SEYMOR, 2007).

4.9. Eficiência do Cravo-da-índia no Controle das Pupas das Moscas

Os percentuais de controle obtido com o uso das soluções de cravo-da-índia a 10,0 e 12,5% não diferiram estatisticamente dos resultados obtidos com a aplicação do inseticida comercial Neguvon®. É interessante observar que o percentual de 99,6 observado no tratamento-controle com triclorfom (Tabela 19) podem ser um indicativo de resistência de *M. domestica* ao produto Neguvon®, amplamente utilizado para controle de moscas em propriedades rurais e urbanas.

Tabela 19. Cravo-da-índia no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	5,8 A	5,0 A	5,0 A	2,9 B	16,57
2,5	23,0 dA	13,6 dB	19,3 cA	24,4 dA	15,28
5,0	50,0 cAB	49,9 cAB	48,1 bB	55,0 cA	14,49
7,5	90,7 bA	93,0 bA	95,6 aA	90,6 bA	2,58
10,0	94,2 abA	95,1 abA	96,0 aA	96,1 abA	0,80
12,5	94,7 abA	95,6 abA	97,8 aA	96,5 aA	1,28
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	99,6 aA	0,00
R²	0,90	0,89	0,89	0,91	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

A eficiência relativa à não emergência das pupas sob condições climáticas naturais (Tabela 20) foi menor do que a obtida sob as condições controladas do laboratório, mas ainda assim foi alta, o que concorda com El-Hag *et al.* (1999), que declaram que o extrato de cravo-da-índia apresenta ação inseticida contra larvas de *Culex pipiens* na concentração de 12%, chegando o controle a 82,3%.

Tabela 20. Cravo-da-índia no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,5 B	10,8 AB	7,1 B	21,55
2,5	29,5 dB	35,1 dA	20,6 eC	27,7 dB	14,14
5,0	44,7 cA	49,5 cA	38,3 dB	35,4 cB	12,49
7,5	59,0 bA	62,6 bA	50,9 cB	48,4 bB	10,75
10,0	87,1 aA	90,5 aA	78,0 bB	81,6 aB	5,83
12,5	91,4 aA	90,5 aAB	85,4 aB	86,0 aB	3,73

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Costa *et al.* (2005) obtiveram resultados semelhantes utilizando o óleo essencial de cravo-da-índia nas concentrações de 250, 500 e 1000 ppm para controlar larvas de *Aedes aegypti*, o que foi conseguido após somente dez minutos da aplicação do tratamento.

Na literatura consultada não foram encontrados ensaios de controle de moscas utilizando extrato aquoso de cravo-da-índia, com exceção do trabalho de Simas *et al.* (2004), os quais observaram forte ação inseticida das soluções em baixa concentração dos fenilpropanóides eugenol e aldeído cinâmico sobre larvas do mosquito *Aedes aegypti*, em laboratório. Esses compostos, presentes em grandes concentrações no cravo-da-índia, apresentam alta lipofilicidade, podendo atuar como facilitadores da passagem de outros princípios ativos pela membrana das pupas, aumentando o potencial inseticida do cravo-da-índia. Ainda segundo os mesmos autores, o aldeído cinâmico isolado de folhas do craveiro-da-índia apresentou forte efeito inseticida contra cupins *Coptotermes formosanus*, atuando em um primeiro momento como atrativo e logo em seguida matando-os por contato e/ou ingestão, sendo provável que o sistema aromático menos nucleofílico deste composto tenha contribuído para a atividade larvicida sobre *A. aegypti*, mais do que a presença dos grupos doadores de elétrons benzodioxila, hidroxila e metoxila presentes no eugenol e no safrol.

A aplicação de uma solução a 12,5% de extrato de cravo-da-índia ocasionou 100% de controle sobre fêmeas de ácaro verde da mandioca, *Mononycellus tanajoa*, segundo Gonçalves *et al.* (2001). Esses autores atribuem o controle obtido à ação cáustica do eugenol sobre o tegumento do ácaro. Já Kim *et al.* (2003) atribuem seu forte efeito acaricida sobre o ácaro americano *Dermatophagoides farinae* e ao ácaro europeu *D. pteronyssinus* ao isoeugenol, metileugenol e acetileugenol, compostos bioativos presentes em grande quantidade na composição do óleo de cravo-da-índia. Estes compostos fenólicos matam insetos porque lesam as células, alterando a permeabilidade seletiva da membrana citoplasmática e causando a perda de substâncias intracelulares vitais; desnaturando, inativando e coagulando proteínas; inibindo a fosforilação oxidativa nas mitocôndrias. Permanecem ativos na presença de compostos orgânicos, são estáveis e persistem por longos períodos após a aplicação (PELCZAR *et al.*, 1996). Os radicais de hidroxila formados durante a oxidação dos compostos fenólicos possuem ação tóxica, pois são responsáveis pela ruptura da integridade da membrana e por distúrbios de metabolismo no epitélio intestinal e respiratório (GAZZONI *et al.*, 2006).

Huang *et al.* (1999) igualmente atribuíram aos compostos fenólicos a forte ação inseticida sobre *S. zeamais* e *Tribolium castaneum* obtida com a aplicação de soluções de *S. aromaticum*. Sabe-se que essas substâncias são tóxicas para outros insetos fitófagos como *M. ursulus* mesmo em baixas concentrações (PARK *et al.*, 2000), sendo também capazes de induzir letargia persistente, 90% de fagorrepelência quando utilizados a 10 mg/mL, toxicidade média (30%) e total inibição da muda no barbeiro *R. prolixus* nas concentrações de 10 e 100 mg/mL, segundo Kelekom *et al.* (2002), ressaltando que esses efeitos não são causados pelo potencial osmótico, mas sim pelo efeito de seus constituintes químicos, inclusive os voláteis, conforme também relata Mazzafera (2003).

O ácido oleanólico é tóxico para *R. prolixus*, produzindo total supressão da ecdise a 10mg/mL e mortalidade de até 90% na dose de 100 mg/mL, segundo Kelekom *et al.* (2002). Isso sugere que a solução de cravo-da-índia contém substâncias como aquerquetina que causam a morte, a inibição da emergência, a multiplicação celular e a troca de cutícula. O flavonóide quercetina apresenta efeitos característicos de antibiose, alongando o ciclo de *A. gemmatalis* e reduzindo sua sobrevivência. Durante a fase de pupa, as profundas transformações morfológicas e fisiológicas pelas quais passam o inseto demandam uma intensa atividade bioquímica, principalmente com a participação de enzimas e hormônios, os quais podem ter sua atividade prejudicada pela ação da quercetina, bloqueando os caminhos bioquímicos e reduzindo a disponibilidade de proteínas (GAZZONI *et al.*, 2006).

4.10. Eficiência da Canela no Controle das Pupas de Moscas

Informações referentes ao efeito inseticida de extratos de córtex dessecado de *C. zeylanicum* são escassas na literatura, restringindo-se ao trabalho de Cabral *et al.* (2004). Nele qual foi utilizado a neolignana Yg extraída de canela-da-índia na concentração de 100 µg/mL, a qual apresentou efeito tóxico para 56% das pupas de *C. megacephala*, com redução de 6% no peso das mesmas, sob condições de laboratório. Esse fato sugere que houve a absorção da neolignana pela cutícula de quitina do pupário.

Esses resultados diferem dos obtidos no presente trabalho, onde o maior percentual de controle foi obtido com a aplicação do extrato aquoso de canela-da-índia a 12,5%, sendo porém estatisticamente semelhante ao obtido com a aplicação da solução a 10,0% (Tabela 21), variando o mesmo de 30,8 a 39,0%, apenas.

Tabela 21. Canela no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	5,4B	5,8 B	8,3 A	5,4 B	12,43
2,5	5,7 dA	2,9 eAB	1,9 eB	3,3 eAB	7,25
5,0	8,4 dB	12,4 dA	8,6 dB	8,8 dB	13,26
7,5	29,1 cB	35,0 cA	31,8 cAB	25,1 cC	12,67
10,0	30,8 cC	39,0 bA	35,0bB	30,8 bC	10,28
12,5	35,6 bAB	38,5 bA	36,4 bAB	33,0 bB	15,70
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,92	0,92	0,88	0,94	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Estes resultados também não condizem com os de Park *et al.* (2000), que em bioensaios com a broca do carvalho, constataram ação larvicida de 72,0% do óleo de canela-da-índia aplicado em concentrações de 72 a 77 µg/mL, agindo por contato ou fumigação, nem com os dados obtidos por Prajapati *et al.* (2005) que reportam que o óleo essencial de *C. zeylanicum* atua como poderoso inseticida contra *Anopheles stephensi* e *C. quinquefasciatus*, impedindo a oviposição em até 98,5% e ocasionando a morte de até 93,8% das larvas, em concentrações de 53,9 e 44,2 µg/mL. Essa discrepância nos resultados deve-se, provavelmente, ao fato de que os autores acima citados utilizaram o óleo de canela, produto muito mais concentrado do que o extrato aquoso utilizado no presente trabalho, além de terem utilizado larvas ao invés de pupas.

Na Tabela 22 é possível perceber que, quando aplicado no solo, o tratamento com extrato aquoso de canela-da-índia a 12,5%, ou seja, na maior concentração, mostrou-se menos eficiência no controle das moscas *C. hominivorax* e *M. domestica* do que a apresentada nos experimentos em laboratório. É provável que o pupário dessas espécies seja mais resistente ao efeito dos componentes tóxicos do extrato aquoso de *C. zeylanicum*, necessitando de um maior tempo de exposição aos seus efeitos fumigantes, o que provavelmente ocorreu em laboratório, já que os vapores tóxicos emanados da solução ficaram concentrados dentro da caixa plástica, aumentando seu potencial inseticida, pois é sabido que a casca da canela ao natural ou em infusão libera vapores tóxicos ricos em aldeído cinâmico, ceneilanol e ceneilanina (SEYMOR, 2007).

Tabela 22. Canela no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	9,2 AB	10,8 AB	7,6 B	20,99
2,5	2,2 cA	1,7 dA	2,5 cA	2,6 dA	13,30
5,0	5,7 cB	11,4 cA	11,7 bA	13,4 cA	7,87
7,5	17,1 bA	20,0 bA	21,0 aA	18,8 bA	6,75
10,0	31,0 aA	31,6 aA	23,4 aB	24,2 aB	13,19
12,5	34,3 aA	34,4 aA	25,2 aB	26,5 aB	14,60

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Os aldeídos cinâmicos são capazes de inativar proteínas formando ligações cruzadas covalentes com vários grupos funcionais orgânicos (-NH₂, -OH, -COOH, -SH) presentes nas mesmas, além de romperem as pontes dissulfeto que unem os aminoácidos das proteínas com os grupos sulfidríla (-SH) expostos (SEYMOR, 2007).

O safrol é um composto fenólico usado como antisséptico das vias respiratórias, apresentando forte ação antimicrobiana graças a sua elevada pressão de vapor, sendo utilizado como matéria prima do butóxido de piperonila, um agente sinérgico de inseticidas naturais (PELCZAR *et al.*, 1996).

O benzoato de benzila apresenta forte ação inseticida, exercendo ação de depleção energética por afetar o transporte de elétrons e alteração do processo de fosforilação oxidativa, pela inibição enzimática das desidrogenases e redutases (SEYMOR, 2007).

É possível que a mortalidade das pupas das moscas causada pela aplicação das soluções aquosas de *C. zeylanicum* se deva, em parte, as lignanas presentes na casca da caneleira, as quais possuem forte ação repelente, fago-inibidora e anti-diurética, inibindo completamente o processo de muda e ecdise nos triatomíneos *Triatoma infestans* e *R. prolixus* pela drástica modificação no balanço hormonal dos mesmos, levando-os rapidamente à morte, segundo Cabral *et al.* (2004). Os lignóides que exercem efeitos danosos a insetos são

favorecidos pelo padrão de oxigenação tetra e penta oxigenados, bem como pelo esqueleto das lignanas e neolignanas (CABRAL, 1999).

Parte do efeito inseticida da canela pode também ser causada pelo linalol, o qual apresenta atividade tóxica de contato, por ser absorvido pelo tegumento, afetando o sistema nervoso central do inseto pelo aumento da atividade dos nervos sensoriais, causando hiperexcitabilidade e podendo levar a convulsões, paralisia e à morte (AGUIAR-MENESES, 2005). Este composto apresenta alta toxicidade para ectoparasitos de animais domésticos como pulgas, piolhos, ácaros e carrapatos. É também medianamente tóxico para pulgões, ácaros fitófagos, formiga lava-pé, marimbondos, grilos e mosca doméstica em concentrações a partir de 2% (BUSS & PARK-BROWN, 2002).

4.11. Eficiência da Arruda no Controle de Moscas

Apesar da arruda ser uma planta extremamente tóxica para mamíferos e de ser utilizada há séculos como inseticida fumigante e de contato, no presente experimento sua eficiência no controle das pupas das moscas foi surpreendentemente baixa.

Nos experimentos realizados em laboratório (Tabelas 23), é possível perceber que *M. domestica* apresentou menor suscetibilidade aos efeitos dos extratos aquosos de *R. graveolens*, o que corrobora os dados obtidos por Moreira *et al.* (2007a), os quais reportam que a cumarina purificada a partir do extrato etanólico de *R. graveolens* apresentou baixo efeito inseticida contra *M. domestica*, após 24 horas de exposição, matando apenas 21,6% dos insetos adultos. Quanto às outras três espécies, pode-se perceber que os percentuais de mortalidade das pupas não foram altos

Tabela 23. Folhas de arruda no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	4,6 B	5,4 B	8,3 A	2,5 C	26,18
5,0	8,7 eA	7,1 eA	3,2 fB	6,0 eAB	18,04
10,0	13,1 dAB	15,9 dA	9,5 eB	10,6 dB	19,06
15,0	24,4 cA	23,9 cA	16,8 dB	17,5 cB	16,42
20,0	28,3 cA	24,7 cB	21,8 cBC	19,2 cC	17,03
25,0	33,6 bA	33,5 bA	33,6 bA	25,6 bB	14,79
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R²	0,96	0,96	0,97	0,98	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Nos experimentos realizados no solo (Tabela 24), o controle das pupas das moscas sinantrópicas com soluções de folhas de arruda foi ainda menos eficiente do que o conseguido em laboratório. Esse fato já era esperado, visto que, em laboratório, os princípios ativos da arruda não ficaram à mercê dos fatores abióticos como temperatura do solo alta, exposição à luz UV e fixação ou inativação dos mesmos pela microbiota.

Quintela & Pinheiro (2004) informam que extratos caseiros de folhas de arruda nas doses de 10, 20 e 30% (m/v) reduziram significativamente a oviposição da mosca branca em feijoeiro, chegando a 97,5% de controle em casa-de-vegetação, porém Potenza *et al.* (2004), utilizando o extrato aquoso de *R. graveolens* a 25,0% alcançaram um nível de controle de

apenas 20,0% sobre ninfas de *Blattella germanica* (barata de armazém), em condições de laboratório.

Tabela 24. Folhas de arruda no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	11,2 A	7,5 B	9,2 AB	6,7 B	23,05
5,0	1,9 cA	2,2 dA	2,1 cA	2,0 eA	22,14
10,0	8,5 bAB	10,8 cA	5,9 cB	8,0 dAB	13,52
15,0	8,0 bC	18,9 bA	16,0 bAB	12,4 cB	15,97
20,0	28,2 aA	26,1 aA	24,3 aA	18,2 bB	16,71
25,0	28,7 aA	27,4 aA	25,7 aAB	22,7 aB	11,08

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

Cantarelli *et al.* (2005), em experimentos de campo com *Acromyrmex lundii*, obtiveram um controle de 74% nas primeiras 24 horas após a colocação de iscas contendo rutina nos olheiros dos formigueiros, constatando a ação de choque que a referida substância possui contra esses insetos. A rutina inibe as enzimas desidrogenases, interferindo no transporte de elétrons, paralisando a fosforilação oxidativa e a atividade dos músculos do vaso dorsal (coração) dos insetos (SEYMOR, 2007).

As cumarinas e furanocumarinas presentes nas folhas de *R. graveolens* agem sobre as mitocôndrias, interrompendo a produção de ATP e causando a conseqüente paralisação da respiração celular, além de provocarem a inibição da síntese de proteínas indispensáveis à coagulação da hemolinfa, matando os insetos por hemorragia interna (PELCZAR *et al.* 1996; MOREIRA *et al.*, 2007b).

A arborinina, skiamina e graveolina, três alcalóides que apresentam atividade mutagênica em insetos, estão também presentes nas folhas de *R. graveolens*. Esses compostos apresentam ação cardiovascular e leishmanicida, paralisando os movimentos rítmicos do vaso dorsal e causando a perda da coordenação muscular em insetos (PÉREZ *et al.*, 1999).

As quinonas são eletrofílicas, reagindo rapidamente com os grupos nucleofílicos das proteínas (NH₂ e SH), inativando-as e paralisando a diferenciação celular e o desenvolvimento das pupas (TAIZ & ZEIGER, 2004).

Apesar de sua complexa composição química, a aplicação de soluções de folhas de arruda não foi capaz de controlar as pupas das quatro espécies de moscas sinantrópicas. Talvez consorciando seu uso com o de outro fitoinseticida ou micoinseticida, essa planta possa ser utilizada em aplicações no solo para controlar moscas ainda na fase de pupa, como mais uma alternativa para o manejo integrado na pecuária.

4.12. Eficiência da Eritrina Mulungu no Controle das Pupas das Moscas

A solução de folhas maceradas de eritrina a 30,0%, quando aplicada sobre a areia nos experimentos realizados em laboratório, foi capaz de atingir um nível de controle de 55,0% sobre as pupas de *L. cuprina* e *C. megacephala*, as espécies mais suscetíveis aos seus efeitos, e de causar a mortalidade de 51,0% das pupas de *C. hominivorax*. *M. domestica*, porém, mostrou-se menos susceptível ao seu efeito inseticida, conforme mostra a Tabela 25.

Tabela 25. Eritrina mulungu no controle de pupas de moscas sinantrópicas, sob condições de laboratório

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	5,4 B	5,8 B	8,7 A	2,1 C	19,12
10,0	7,5 fA	12,5 fA	8,3 fA	12,3 eA	14,60
15,0	14,5 eA	20,0 eA	14,6 eA	19,1 dA	10,53
20,0	29,5 dA	29,2 dA	28,3 dA	29,3 cA	4,82
25,0	48,0 cA	39,4 cBC	37,5 cC	43,4 bAB	8,28
30,0	55,0 bA	55,3 bA	51,1 bA	42,5 bB	5,53
TCF ¹	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	100,0 aA	0,00
R ²	0,92	0,96	0,94	0,97	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%; ¹Triclorfom = Neguvon® a 4,0%.

Para as espécies *L. cuprina*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, o uso de folhas de eritrina mulungu para inviabilizar as pupas foi capaz de alcançar aproximadamente 45,0% de controle em condições de campo. Tendo em vista que o plantio dessa espécie é bastante simples, já que a mesma tolera condições climáticas que seriam desfavoráveis para muitas outras espécies, o uso de soluções de folhas maceradas de eritrina é viável se utilizado concomitantemente com outras técnicas de MIP.

Na Tabela 26 fica evidente que, em condições de campo, a eficiência de controle obtido com os mesmos tratamentos aplicados em laboratório foi menor, provavelmente devido a maior diversidade biológica e química presentes no solo.

Tabela 26. Eritrina mulungu no controle de pupas de moscas siantrópicas, no solo

% (p/v)	<i>L. cuprina</i>	<i>C. megacephala</i>	<i>C. hominivorax</i>	<i>M. domestica</i>	CV
0,0	12,5 A	7,5 B	10,0 AB	10,0 AB	20,41
10,0	2,3 eB	9,4 cA	5,5 eAB	3,7 eB	8,09
15,0	21,4 dA	13,5 cB	18,5 dA	12,5 dB	21,05
20,0	31,4 cAB	33,3 bA	27,8 cB	20,8 cC	14,04
25,0	38,1 bB	44,1 aA	35,6 bBC	31,9 bC	9,44
30,0	48,6 aA	48,1 aA	47,7 aA	44,4 aA	3,94

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5%.

O extrato de eritrina, quando utilizado nas concentrações de 25,0 e 30,0%, alcançou estatisticamente o mesmo nível de controle sobre *C. megacephala*, no campo. Como é mais interessante do ponto de vista ecológico e econômico utilizar-se sempre a menor concentração de um inseticida no campo, recomenda-se para o controle de pupas de *C. megacephala*, a aplicação do extrato de folhas maceradas de eritrina a 25,0% e para as outras três espécies, a 30,0%.

Azevedo *et al.* (2002), em experimentos realizados no campo, conseguiu manter a população da mosca-branca-do-meloeiro abaixo do nível de controle do inseto, que é de 10 adultos/folha, com o uso de rotenona em solução, a qual age por contato, não necessitando de ingestão para promover o controle, sendo um inibidor de uma das enzimas do complexo I da cadeia de transporte de elétrons, a NADH desidrogenase. Na presença desta substância, os elétrons provenientes do NADH são impedidos de entrar na cadeia de transporte, resultando

na incapacidade de produzir ATP a partir da oxidação do NADH, afetando a respiração celular e a coordenação muscular, levando à morte por paralisia da respiração (MARICONI, 1983).

A rotenona também inibe enzimas respiratórias e impede que a NAD⁺, uma coenzima essencial das rotas metabólicas de oxidação e redução, se una à coenzima Q, uma das enzimas respiratórias responsáveis pelo transporte de elétrons, o que resulta em uma falha nas funções respiratórias, diminuindo o consumo de oxigênio em até 95%, levando o inseto à morte por asfixia (PERES, 2002; WARE & WHITACRE, 2004).

A ação inseticida apresentada pelo extrato de folhas de eritrina pode também ter ocorrido graças à eritroidina, alcalóide presente em grande quantidade no mulungu, que causa forte perda de controle muscular em artrópodes, matando por asfixia conseqüente da paralisia dos músculos respiratórios (OMENA *et al.*, 2004).

A L-canavanina (L-2-amino-4-(guanidinoóxido) ácido butírico) é um aminoácido não-protéico, pouco comum e extremamente tóxico para predadores e fitopatógenos de algumas Fabaceae com a eritrina, podendo provocar aberrações no exoesqueleto, alterações reprodutivas e a morte de insetos susceptíveis aos seus efeitos por ser erroneamente incorporada às proteínas, ao invés da arginina (ROSENTHAL, 2001).

O aminoácido não-protéico L-3,4-dihidroxi-fenil-alanina (L-Dopa) presente nas folhas de eritrina, deve também ter contribuído para o efeito inseticida observada sobre as pupas. Esse composto interfere com o aminoácido protéico L-tirosina porque é incorporado por equívoco na síntese de proteínas, as quais tornam-se indisponíveis biologicamente fazendo com que os insetos morram por falta das proteínas adequadas para formar a cutícula do exoesqueleto, segundo Aguiar-Meneses (2005). Um outro raro aminoácido não protéico também encontrado em Fabaceae é a canavanina, sendo extremamente tóxica para os insetos porque é erroneamente incorporada às proteínas, ao invés da arginina (TAIZ & ZEIGER, 2004).

É provável que vários princípios ativos da eritrina tenham agido de forma sinérgica para promover o controle das pupas das moscas *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica*, visto que o pupário é uma barreira física bastante eficiente na proteção da pupa durante o período em que a mesma permanece enterrada no solo, substrato que abriga variada microbiota potencialmente patogênica, capaz de produzir metabólitos e toxinas letais com ação sobre os insetos.

4.13. Inseticidas Alternativos no Controle de Pupas de Moscas Sinatóricas

Entre todos os tratamentos com inseticidas alternativos aplicados no solo, os que apresentaram maior eficiência no controle de pupas de moscas das espécies *L. cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica* foram, em ordem crescente: óleo de nim a 0,6% com controle de 94,5%; calda de fumo a 15,0% com controle de 90,4%; solução de cravo-da-índia a 12,5% com controle de 88,3%; solução de alho a 25,0% com controle de 86,0% e Boveril® a 0,3% com controle 68,8%. Os percentuais de controle alcançados pelos demais tratamentos sobre as pupas das moscas ficou aquém de 60,0%, conforme pode ser observado na Figura 18.

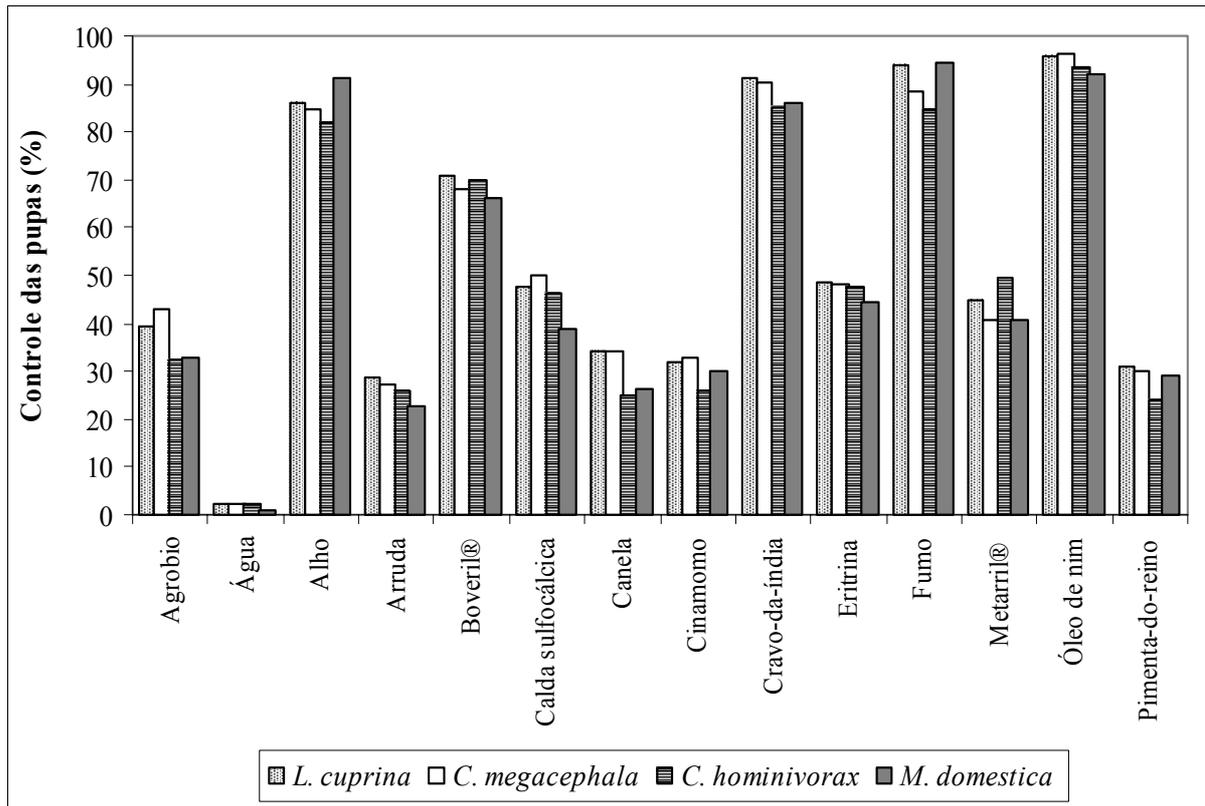


Figura 18. Controle sobre pupas de moscas sinantrópicas alcançado após a aplicação de inseticidas alternativos no solo

5. CONCLUSÕES E CONSIDERAÇÕES FINAIS

- O uso de inseticidas alternativos para controlar as pupas de moscas sinantrópicas *L.cuprina*, *C. megacephala*, *C. hominivorax* e *M. domestica* com apenas uma aplicação mostrou-se viável para uso no solo, sob condições climáticas reais;
- as soluções de óleo de nim a 0,6%, cravo-da-índia a 12,5%, alho a 25,0% e fumo a 15,0% apresentaram os melhores resultados quanto ao controle das pupas no solo, entre os inseticidas botânicos testados;
- a aplicação no solo de suspensões de *B. bassiana* contidos no produto comercial Boveril a 0,3% foi capaz de causar a mortalidade de 68,8% das pupas;
- pupas de *M. domestica* e *L. cuprina* apresentaram resistência ao inseticida triclorfon a 0,38%;
- são necessários maiores estudos a fim de elucidar os efeitos dos inseticidas alternativos testados na microbiota do solo com vistas à recomendação de seu uso na pecuária.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, W.S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **J. Econ. Entomol.**, v. 18, p. 265-266; 1925.
- ABRAMSON, C.I.; ALDANA, E.; SULBARAN-ROMERO, E.; LIZANO, E. First instar experience reduce aversiveness of the plant extract ruda (*Ruta graveolens*) in the adult triatomine *Rhodnius prolixus* Stal 1859. **J. Vector Ecol.**, v. 31, n. 1, p. 196-197; 2006.
- ABREU JÚNIOR, E. O nim no Brasil: experiências vivenciadas pelos agricultores. **Boletim Agroecológico**, v. 3, n. 12, p. 4-5; 1999.
- AFONSO, A.P.S.; FARIA, J.L.C.; BOTTON, M.; ZANARDI, O.Z. Avaliação da calda sulfocálcica e do óleo mineral no controle da cochonilha-parda *Parthenolecanium persicae* (Hemiptera; Coccidae) na cultura da videira. **Arq. Inst. Biol.**, v. 74, n. 2, p. 167-169; 2007.
- AFPMB-ARMED FORCES PEST MANAGEMENT BOARD; EUA. Personal protective measures against insects and other arthropods of military significance, **Technical Guide nº 16 - United States**; 116 p.; 2002.
- AGUIAR-MENESES, E.L. **Inseticidas botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola**. Embrapa Agrobiologia, Doc. 205; 58 p.; 2005.
- AGUIRRE, P.F.V. Otomiasis. **Rev. Clin. Cir. Otorrinol.**, v. 8, n. 4, p. 12-17; 2003.
- AKIBA, F.; CARMO, M.G. F.; RIBEIRO, R.L.D. As doenças infecciosas das lavouras dentro de uma visão agroecológica. **Rev. Ação Ambiental**, v. 2, n. 5, p. 30-33; 1999.
- AKINER, M.M.; CAGLAR, S.S. *Musca domestica* L.. **J. Vector Ecol.**, v. 31, n. 2, p. 426-432; 2006.
- ALMEIDA, J.E.M.; BATISTA FILHO, A. Banco de microrganismos entomopatogênicos. **Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, n. 20, p. 30-33; 2001.
- ALMEIDA, S. A.; ALMEIDA, F.A.C.; SANTOS, N.R.; RODRIGUES, J.P. Atividade inseticida de extratos vegetais sobre *Callosobruchus maculatus* (coleoptera: Bruchidae). **Rev. Bras. Agrocienc.**, v. 10, n. 1, p. 67-70; 2004.
- ALTIERI, M. **Agroecologia: a dinâmica produtiva da agricultura sustentável**. Rio Grande do Sul; 112p; 2000.
- ALVES, L.F.A.; BATISTA FILHO, A. Formulação de entomopatógenos. **Biotecnologia, Genética e Desenvolvimento**, v. 16, p. 32-34; 2002.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos.**, FEALQ, Piracicaba, SP. 408 p.; 1986.
- ALVES, S.B. Perspectivas para a utilização de fungos entomopatogênicos no controle de pragas no Brasil. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 27, p. 77-86; 1992.
- AMARAL, C.M.C.; AMARAL, L.A.; NASCIMENTO, A.A.A; FERREIRA, D.S., MACHADO, M.R.F.M. Biodigestão anaeróbica de dejetos de bovinos leiteiros submetidos a diferentes tempos de retenção hidráulica. **Ciência Rural**, v. 34, n. 6, p. 1897-1902; 2004.

AMBROZIN, A.R.P.; VIEIRA, P.C.; FERNANDES, J.B.; SILVA, M.F.G.F.; ALBUQUERQUE, S. Trypanocidal activity of Meliaceae and Rutaceae plant extracts. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 99, n. 2, p. 227-231; 2004.

AMONKAR, S.V.; BANERJII, A. Isolation and characterization of larvicidal principle of garlic. **Science**, v. 174, n. 16, p. 1343-1344; 1971.

AMONKAR, S.V.; REEVES, E.L. Mosquito control with active principle of garlic, *Allium sativum*. **J. Econ. Entomol.**, v. 63, n. 4, p. 1172-1175; 1970.

ANDERSON, J.M.; INGRAM, J.S.I. **Tropical soil biology and fertility: a handbook of methods**. CAB International, Eynsham, Reino Unido. 3ª ed. 221 p.; 1996.

ARAÚJO, E.S.; VILANOVA, L.B.; KLEINOWSKI, A.M.; VIEIRA, C.B.; ROCHA, B.H.G. Importância etnofarmacológica da canela (*Cinnamomum zeylanicum* Breyn.). **Rev. UFPEL**, v. 9, n. 2, p. 11-12; 2002.

AROEIRA, L.J.M.; FERNANDES, E.N. **Produção orgânica de leite como alternativa para a produção familiar**. Comunicado Técnico n. 21, Embrapa Gado de Leite, 9 p.; 2002.

ASSIS, R.L.; AREZZO, D.C.; ALMEIDA, D.L.; DE-POLLI, H. Aspectos técnicos da agricultura orgânica fluminense. **Rev. Univ. Rural, série Ciências da Vida**, v. 20, n. 1; p. 1-16; 1999.

ATHAYDE, A.C.R.; FERREIRA, U.L.; LIMA, E.A.L.A. Fungos entomopatogênicos. **Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, v. 21, p. 12-15; 2001.

AXTELL, R.C. Fly management in poultry production cultural, biological and chemical. **Poultry Sci.**, v. 65, p. 657-667; 1986.

AZAMBUJA, J. M. V. de; **O solo e o clima na produtividade agrícola**. Rio Grande do Sul; 164 p; 1996.

AZEVEDO, F.R.; GUIMARÃES, J.A.; SANTOS, E.C.; FREITAS, J.A.D.; LIMA, M.A.A. **Avaliação do uso de inseticidas naturais na redução da população de adultos da mosca-branca em melão**. Inf. Embrapa Agroindústria Tropical nº 4; 3 p.; 2002.

BARBOSA, A.S.; MEDEIROS, M.B. Potencial de ação elicitora dos biofertilizantes líquidos na indução de resistência sistêmica vegetal. **Rev. Bras. de Agroecologia**, v. 2, n. 2, p. 1453-1457; 2007.

BARBOSA, C.G.; SANAVRIA, A.; BARBOSA, M.D.P.R.C. Alterações hematológicas em bovinos infestados experimentalmente com larvas de *Dermatobia hominis*. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 12, n. 2, p. 61-67; 2003.

BARBOSA, L.S.; JESUS, D.M.L.; COELHO, V.M.A. Longevidade e capacidade reprodutiva de casais agrupados de *Chrysomya megacephala* oriundos de larvas criadas em dieta natural e oligídica. **Rev. Bras. Zoociências**, v. 6, n. 2, p. 207-217; 2004.

BARILACHI, A.G. Le miasi. **Italian J. Parasitol.**, v. 16, n. 2, p. 64-78; 2005.

BARNES, J.; ANDERSON, L.A.; PHILLIPSON, J.D. St. John's worth (*Hypericum perforatum*): a review of chemistry, pharmacology and chemical properties. **J. Pharmacy Pharmacol.**, v. 53, p. 583-600; 2001.

BARROS, A.T.M.; VASQUEZ, S.A.S. **Recomendações para prevenção e controle de bicheiras em bezerros no Pantanal**. Comunicado Técnico n. 35, Embrapa Pantanal. 4 p.; 2004.

- BARSON, G.; RENN, N.; BYWATER, A. A laboratory evaluation of six species of entomopathogenic fungi for the control of the house fly, a pest of intensive animal units. **J. Invertebrate Pathol.**, v. 64, p. 107-113; 1994.
- BASSANEZI, R.C.; LEITE, M.B.F.; GODOY, W.A.C.; VON ZUBEN, C.J.; VON ZUBEN, F.J.; REIS, S.F. Diffusion model applied to postfeeding larval dispersion in blowflies. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 92, n. 2, p. 281-286; 1997.
- BATATINHA, M.J.M.; BOTURA, M.J.; ALMEIDA, M.G.A.R.; SANTANA, A.F.; BITTENCOURT, T.C.B.S.C.; ALMEIDA, M.A.O. Efeitos do suco de alho (*Allium sativum* Linn.) sobre nematódeos gastrintestinais de caprinos. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1265-1266; 2004.
- BENECKE, M. A brief history of forensic entomology. **Forensic Entomol. Intern.**, v. 120, p. 2-14; 2001.
- BERKEBILE, D.R.; SAGEL, A.; SKODA, S.R.; FOSTER, J.E. Laboratory environment on the reproduction and mortality of adult screwworm. **Neotrop. Entomol.**, v. 35, n. 6, p. 781-786; 2006.
- BERNARD, C.B.; KRISHANMURTY, H.G.; CHAURET, D.; DURST, T.; PHILOGÈNE, B.J.R.; SÁNCHEZ-VINDAS, P.; POVEDA, L.; SAN ROMÁN, L.; ARNASON, J.T. Insecticidal defenses of Piperaceae from the neotropics. **J. Chem. Ecol.**, v.21, p. 801-814; 1995.
- BERNARDI, E.; PINTO, D.M.; NASCIMENTO, J.S.; RIBEIRO, P.B.; SILVA, C.I. Efeito dos fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre o desenvolvimento de *Musca domestica* em laboratório. **Arq. Inst. Biol.**, v. 73, n. 1, p. 127-129; 2006.
- BETONI, J.E.C.; MANTOVANI, R.P.; BARBOSA, L.N.; DI STASI, L.C.; FERNANDES JR., A. Synergism between planta extract and antimicrobial drugs used on *Sataphylococcus aureus* diseases. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 101, n. 4, p. 387-390; 2006.
- BETTIOL, W. Biocontrole na filofera: problemas e perspectivas. In: **Revisão Anual de Patologia de Plantas**. v. 5, p. 59-97; 1997.
- BIANCHIN, I.; CATTO, J.B. Alho desidratado (*Allium sativum* L.) no controle de nematódeos gastrintestinais em bovinos naturalmente infectados. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1267-1270; 2004.
- BIANCHIN, I.; CORRÊA, E.S.; GOMES, A.; HONER, M.R **Eficiência do pó de alho (*Allium sativum*) no controle de parasitos de bovinos**. Boletim de Pesquisa n.8, Embrapa Gado de Corte, Campo Grande. 31 p.; 1999.
- BICHO, C.L.; ALMEIDA, L.M.; RIBEIRO, P.B.; SILVEIRA-JUNIOR, P. Flutuação de Diptera em granja avícola, Pelotas, R.S. **Iheringia, Sér. Zool.**, v.94, n. 2, p. 205-210; 2004.
- BITTENCOURT, V.R.E.P.; SOUZA, E.J.; PERALVA, S.L.F.; REIS, R.C.S. Eficácia do fungo *Metarhizium anisopliae* em teste de campo com bovinos infestados por carrapato *Boophilus microplus*. **Rev. Bras. Med. Vet.**, v. 21, p. 78-82; 1999.
- BIZANI, D. **Isolamento e identificação de bactérias aeróbias e aneróbias facultativas contidas nas peças bucais e membros locomotores da *Musca domestica* de zonas urbana e rural do município de Porto Alegre, Brasil**. Dissertação de Mestrado, UFRGS, Parasitologia, 122 p. Porto Alegre; 1996.

BLUM, L.E.B.; AMARANTE, C.V.T.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; GUIMARÃES, L.S.; DEZANET, A.; HACK NETO, P. *Cryptococcus laurentii* aplicado em pós-colheita reduz podridões em maçãs, **Fitopatol. Bras.**, v. 29, n. 4, p. 433-436; 2004.

BOBROWSKI, V.L.; FIUZA, L.M.; PASQUALLI, G.; BODANESE-ZANETTINI, S. Genes de *Bacillus thuringiensis*: uma estratégia para conferir resistência a insetos e plantas. **Ciência Rural**, v. 34, n. 1, p. 843-850; 2003.

BOEIRA, S.L.; GUIVANT, J.S. Indústria de tabaco, tabagismo e meio ambiente: as redes ante os riscos. **Cadernos de Ciência e Tecnologia**, v. 20, n. 1, p. 45-78; 2003.

BOMTEMPO, M. **Relatório Orion: denúncia médica sobre aditivos e agrotóxicos**. LPM Editores, Porto Alegre. 72 p., 1985.

BOOM, R. **Solo saudável, pasto saudável, rebanho saudável - a abordagem equilibrada**. I Conferência Virtual Global sobre Produção Orgânica de Bovinos de Corte. Informativo Embrapa Pantanal n. 6; 13 p.; 2002.

BORTOLUZZI, E.C.; RHEINHEINER, D.S.; GONÇALVES, C.S.; PELLEGRINI, J.B.R.; ZANELLA, R.; COPETTI, A.C.C. Contaminação de águas superficiais por agrotóxicos em função do uso do solo numa microbacia hidrográfica de Agudo, RS. **Rev. Bras. Eng. Amb.**, v. 10, n. 4, p. 881-887; 2006.

BRECHELT, A. **O manejo ecológico de pragas e doenças**. Fundação Agricultura e Meio Ambiente; República Dominicana; 33 p.; 2004.

BRITO, L.G. **Controle químico e biológico da mosca-do-chifre**. Informativo n. 9, Embrapa Rondônia, 4 p.; 2004.

BRUNHEROTTO, R.; VENDRAMIM, J.D. Bioatividade de extratos aquosos de *Melia azedarach* sobre o desenvolvimento de *Tuta absoluta* em tomateiro. **Neotrop. Entomol.**, v. 30, n. 3, p. 455-459; 2001.

BULL, D.; HATHAWAY, D. **Pragas e venenos: agrotóxicos no Brasil e no Terceiro Mundo**. Rio de Janeiro. 235 p; 1986.

BUSS, E.A.; PARK-BROWN, S.G. **Natural products for insect pest management**. IFAS Extension, University of Florida. ENY-350; 6 p.; 2006.

CABRAL, M.M.O. **Bioatividade de lignanas e neolignanas em *Rhodnius prolixus* e *Triatoma infestans*: um modelo de estudo na interação parasita-vetor**. Tese de Doutorado, Instituto Oswaldo Cruz; 84 p.. Rio de Janeiro; 1999.

CABRAL, M.M.O.; GOMES, C.M.S.; MENDONÇA, P.M; BARBOSA FILHO, J.M.; GOTTLIEB, O.R.; QUEIROZ, M.M.C. **Neolignanas: substâncias biologicamente ativas sobre dípteros muscóides, vetores e transmissores de doenças**. Anais da XXVI Reunião Anual sobre Evolução, Sistemática e Ecologia Micromoleculares; UFF, Niterói. p. 26; 2004.

CAMARGO, M.T.L.A. Contribuição ao estudo etnobotânico de plantas condimentícias empregadas na medicina popular. **Rojasiana**, v. 1, n. 2, p. 30-36; 1993.

CAMARGO, M.T.L.A. Contribuição ao estudo etnofarmacobotânico de plantas do gênero *Erythrina* usada em rituais de religiões afrobrasileiras. **Rev. IEB/USP**, v. 21, n.3, p. 41-47; 1997.

- CAMPOS, A.T. **Tratamento e manejo de dejetos de bovinos**. Documento 52: Sustentabilidade da atividade leiteira. EMBRAPA Gado de Corte, 2 p.; 2001.
- CANTARELLI, E.B.; COSTA, E.C.; OLIVEIRA, L.S.; PERRANDO, E.R. Efeito de diferentes doses do formicida Citromax no controle de *Acromyrmex lundi*. **Ciência Florestal**, v. 15, n. 3, p. 24-28; 2005.
- CARBONEZZI, C.A.; LOPES, M.N.; SILVA, D.H.S.; ARAÚJO, A.R.; BOLZANI, V.S.; YOUNG, M.C.M.; SILVA, M.R. Derivado cinamóilico com atividade no reparo de DNA e outras substâncias de *Cinnamomum australe* (Lauraceae). **Quím. Nova**, v. 27, n. 2, p. 42-45; 2004.
- CARDOSO, E.E.; GOMES, A.; LINO, V.S.; LEITE, E.R. **Análise da cadeia produtiva de peles e couros no Brasil**. Comunicado técnico n. 68, Embrapa Gado de Corte, 6 p.; 2001.
- CARPINELLA, C.; FERRAYOLI, C.; VALLADARES, G.; DEFAGO, M.; PALACIOS, S. Potent limonoid antifeedant from *Melia azedarach*. **Biosci. Biotechnol. Biochem.**, v. 66, n. 8, p. 1731-1736; 2002.
- CARRARO, V.M. **Desenvolvimento pós-embrionário de *C. macellaria*, *C. megacephala*, *C. albiceps* e *C. putoria* em temperaturas combinadas e constantes**. Tese de Doutorado, UFRRJ. 153 p., 1999.
- CARRIJO, M.C.G.R.; ROCHA, H.J. **Carne orgânica: novos rumos para apecuária de corte**. Informativo Embrapa Gado de Corte, n. 17, 6 p.; 2002.
- CARVALHO, A.R.; D'ALMEIDA, J.M.; MELLO, R.P. Mortalidade de larvas e pupas de *Chrysomya megacephala* e seu parasitismo por microhimenópteros na cidade do Rio de Janeiro. **Neotrop. Entomol.**, v. 33, n. 4, p. 505-509; 2004.
- CARVALHO, A.R.; MELLO, R.P.; D'ALMEIDA, J.M. Microhimenópteros parasitoides de *Chrysomya megacephala*. **Rev. Saúde Pública.**, v. 37, n. 6, p. 810-812; 2003.
- CARVALHO, C.J.B.; RIBEIRO, P.B. Chave de identificação das espécies de Calliphoridae (Diptera) do Sul do Brasil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 9, n. 2, p. 169-173; 2000.
- CARVALHO, J.P. **Introdução à entomologia agrícola**. Fundação Calouste Gulbenkian, Coimbra, Portugal. 361 p; 1986.
- CARVALHO, J.P. Resíduos de praguicidas organoclorados em gordura bovina. **Biológico**, v. 50, p. 39-48; 1984.
- CARVALHO, M.H.; VON ZUBEN, C.J. Demographic aspects of *Chrysomya megacephala* adults maintained under experimental conditions: reproductive rate estimates. **Braz. Arc. Biol. Technol.**, v. 49, n. 3, p. 457-461; 2006.
- CARVALHO, R.A.; LACERDA, J.T.; OLIVEIRA, E.F.; SANTOS, E.S. **Extratos de plantas medicinais como estratégia para o controle de doenças fúngicas do inhame no Nordeste**. EMEPA-PB; João Pessoa; 10 p.; 2002.
- CASANOVA, H.; ARAQUE, P.; ORTIZ, C. Nicotine carboxylate insecticide emulsions: effect of the fatty acid chain length. **J. Agric. Food Chem.**, v. 53, n. 26, p. 9949-9953; 2005.
- CASTRO, A.B.A.; BITTENCOURT, V.R.E.P.; DAEMON, E.; VIEGAS, E.C. Efeito do fungo *Metarhizium anisopliae* aplicado sobre *Brachiaria decumbens* infestada com larvas não alimentadas de *Boophilus microplus*. **Rev. Univ. Rural, sér. Ciências da Vida**, v. 21, n. 1-2, p. 95-102; 1999.

CHABOUSSOU, F. **Plantas doentes pelo uso de agrotóxicos (A teoria da trofobiose)**. Ed. L & PM, Porto Alegre, 2 ed.; 256 p.; 1987.

CHAGAS, A.C.S. Controle de parasitos utilizando extratos vegetais. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 13, suplemento 1, p. 156-160; 2004.

CHARMAINE LLOYD, A.C.; MENON, T.; UMAMAHESHWARI, K. Anticandidal activity of *Azadirachta indica*. **Indian. J. Pharmacol.**, v. 37, n. 6, p. 386-389; 2005.

CHOOCHOTE, W.; CHAITHONG, U.; KAMSUK, K.; RATTANACHANPICHAI, E.; TIPPAWANGKOSOL, P.; CHAMPAKAEW, D.; TUETUN, B.; PITASAWAT, B. Adulticidal activity against *Stegomyia aegypti* of three *Piper* spp. **Rev. Inst. Med. Trop. S. Paulo**, v. 48, n. 1, p. 33-37; 2006.

COIMBRA, J.L.; SOARES, A.C.F.; GARRIDO, M.S.; SOUZA, C.S.; RIBEIRO, F.L.B. Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys*. **Pesq. Agrop. Bras.**, v. 41, n. 7, p. 1209-1211; 2006.

COLLARD, F.H.; ALMEIDA, A.; COSTA, M.C.R.; ROCHA, M.C. Efeito do biofertilizante Agrobio na cultura do maracujazeiro amarelo. **A Lavoura**, v. 103, n. 634, p. 42-48; 2000.

CONTRERAS, A.T.R. Los agrónomos mexicanos y el control de plagas agrícolas a fines del siglo XIX y principios del XX. **Ciencia ergo sun**, v. 10, n.3, p.333-343; 2003.

COSER, T.R.; DE-POLLI, H. **Extrato de composto-compost tea: potencial para o uso na agricultura orgânica**. White paper-Documento, Embrapa Labex - EUA. Área Mudança Global do Clima. 8 p.; 2003.

COSTA, J.G.M.; RODRIGUES, F.F.G.; ANGÉLICO, E.C.; SILVA, M.R.; MOTA, M.L.; SANTOS, N.K.A.; CARDOSO, A.L.H.; LEMOS, T.L.G. Estudo químico-biológico de óleos essenciais de *Hyptis martiusii*, *Lippia sidoides* e *Syngium aromaticum* frente às larvas de *Aedes aegypti*. **Rev. Bras. Farmacogn.**, v. 15, n. 4, p. 304-309; 2005.

COSTA, P.R.R. **Safrol e eugenol: estudo da reatividade química e uso em síntese de produtos naturais biologicamente ativos e seus derivados**. Informativo do Núcleo de Pesquisas Naturais n. 11; UFRRJ, Rio de Janeiro; 10 p.; 2003.

COSTA, V.A.; BERTI FILHO, E.; SILVEIRA NETO, S. Parasitóides de moscas sinantrópicas em aviários de Echaporã, SP. **Arq. Inst. Biol.**, v. 71, n. 2, p. 203-209; 2004.

COURI, M.S.; CARVALHO, C.J.B. Diptera Muscidae do Estado do Rio de Janeiro (Brasil). **Biota Neotropica**, v. 5, n. 2, p. 1-18; 2005.

CRAMER-RIBEIRO, B.C.; SANAVRIA, A.; OLIVEIRA, M.Q.; SOUZA, F.S.; ROCCO, F.S.; CARDOSO, P.G. Inquérito sobre os casos de miíase por *Cochliomyia hominivorax* em cães da zona sul do município do Rio de Janeiro no ano 2000. **Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.**, v. 39, n. 4, p. 171-175; 2002.

CRESPO, D.C.; LECUONA, R.E.; HOGSETTE, J.A. Strategies for controlling house fly populations resistant to cyromazine. **Neotrp. Entomol.**, v. 31, n. 1, p. 1-6; 2002.

CRUZ, C.E.S. **Distribuição e caracterização cinética de proteases no ventrículo de larvas de *Lucilia cuprina***. Dissertação de Mestrado, USP. 76 p. 2004.

- CRUZ, M.E.S.; NOZAKI, M.H.; BATISTA, M.A. **Plantas medicinais e alelopatia**. Inf. n. 2, Centro de Ciências Agrárias-UEM; 7 p.; 2001.
- CTA-ZM. **Novo supermagro - o biofertilizante**. Cartilha do CTA-ZM; 9 p.; 2000.
- CUNHA-E-SILVA, S.L.; MILWARD-DE-AZEVEDO, E.M.V. Controle de qualidade de imaturos de *Cochliomyia macellaria* em estoques. **Parasitol. dia**, v. 23, n. 1-2, p. 231-236; 1999.
- CUT-RJ. **Agrotóxicos**. Informativo CUT-RJ, n. 17, 3 p.; 2006.
- CYSNE, J.H.; CANUTO, K.M.; PESSOA, O.D.L.; NUNES, E.P.; SILVEIRA, E.R. Leaf essential oils of four *Piper* species from the state of Ceará. **J. Braz. Chem. Soc.**, v. 16, n. 6B, p. 1378-1381; 2005.
- D'ALMEIDA, J.M.; ALMEIDA, J.R. Nichos tróficos em dípteros caliptrados no Rio de Janeiro, RJ. **Rev. Bras. Biol.**, v. 58, n. 4, p. 569-570; 1998.
- D'ALMEIDA, J.M.; MELLO, R.P. Comportamento de dípteros muscóides frente a substratos de oviposição, em laboratório, no Rio de Janeiro. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 91, n. 1, p. 82-86; 1996.
- D'ALMEIDA, J.M. Ovipositional substrates used by calytrate diptera in Tijuca Forest, Rio de Janeiro. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 89, n. 2, p. 261-264; 1994.
- D'ALMEIDA, J.M. Substratos para criação de dípteros caliptrados em área rural do Estado do Rio de Janeiro. **Arq. Univ. Fed. Rur. Rio de Janeiro**, v.9, n. 1-2, p. 13-22; 1986.
- DANTAS, D.A.; MAGANHA, M.; BERETTA, T.E.; NOZU, P.; PEREIRA, G.S.; MATIAS, R.; SOLON, S.; REZENDE, U.M.; KOLLER, W.W.; GOMES, A. Estudo fitoquímico dos frutos de *Melia azedarach* L. (cinamomo, Meliaceae). In **Encontro de Pesquisa e Iniciação Científica da UNIDERP, 2.**, Campo Grande, 2000. Anais..., Campo Grande: UNIDERP, p. 119-120; 2000.
- DAROLT, M.R. Pecuária orgânica: procedimentos básicos para um bom manejo da criação. **Rev. Agroecologia Hoje**, v.2, n. 9, p. 24-25; 2001.
- DARWISH, E.; ZAYED, A. Pathogenicity of two entomopathogenic hyphomycetes, *B. bassiana* e *M. anisopliae*, to the housefly *M. domestica* L. **J. Egypt. Soc. Parasitol.**, v. 32, n. 3, p. 785-796; 2002.
- DASSIE, C. Tirando proveito do esterco em confinamento. **Revista Balde Branco**, n. 41, p. 19-21; 1999.
- DEAR, J.C. A revision of the New World *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae). **Rev. Bras. Zool.**, v. 3, n. 3, p. 109-169; 1981.
- DELEITO, C.S.R.; FERNANDES, M.C.A.; CARMO, M.G.F.; ABBOUD, A.C.S. Ação do biofertilizante Agrobio sobre a mancha-bacteriana e desenvolvimento em mudas de pimentão. **Hort. Bras.**, v. 23, n. 1, p. 117-122; 2005.
- DELEITO, C.S.R.; CARMO, M.G.F.; FERNANDES, M.C.A.; ABBOUD, A.C.S. Biofertilizante Agrobio: uma alternativa no controle da mancha bacteriana em mudas de pimentão. **Ciência. Rural**, v.34, n. 4, p. 1035-1038; 2004.
- DELEITO, C.S.R. **O biofertilizante Agrobio: composição microbiana e seus efeitos no controle da mancha bacteriana em mudas de pimentão**. Dissertação de Mestrado, UFRRJ, Seropédica; 68 p.; 2002.

DE MARI, A.I. **Utilização dos fungos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* para o controle de muscideos em estábulos na região de Blumenau.** Dissertação de Mestrado, URB; 100 p.; 2006.

DESTÉFANO, R.H.R.; BECHARA, I.J.; MESSIAS, C.L.; PIEDRABUENA, A.E. Effectiveness of *Metarhizium anisopliae* against immature stages of *Anastrepha fraterculus* fruitfly. **Braz. J. Microbiol.**, v. 36, n. 94, p. 94-99; 2005.

DEVIDE, A.C.P.; AGUIAR, L.A.; MIRANDA, S.C.; RICCI, M.S.F.; ALMEIDA, D.L.; RIBEIRO, R.L.D. **Determinação do efeito fitotóxico de um biofertilizante líquido utilizado em viveiros de café, por meio de bioensaios em casa-de-vegetação.** Comunicado técnico n. 42, Embrapa Agroecologia, p. 1-4; 2000.

DIAS, P.F.; SOUTO, S.M.; LEAL, M.A.A.; SCHIMIDT, L.T. **Uso do biofertilizante líquido na produção de alfafa.** Embrapa Agrobiologia, Doc. 151; 16 p.; 2002.

DIAZ, I. A.C. Ectoparasitosis humanas: estado actual en el Uruguay. **Bol. Chil. Parasitol.**, v. 54, n. 3-4, p. 61-64; 1999.

DIEHL-FLEIG, E.; SILVA, M.E.; VALIN-LABRES, M.E.; SPECHT, A. Ocorrência natural de *Beauveria bassiana* no Rio Grande do Sul. **Acta Biologica Leopoldensis**, v. 14, n. 1, p. 99-104; 1992.

DORIA, H.O.S.; ALBERGARIA, N.M.M.S.; DE BORTOLI, S.A.; ARTHUR, V. Influência de pós de diferentes espécies de madeira na viabilidade de ovos de *Acanthocelides obtectus* em testes sem chance de escolha. **Arq. Inst. Biol.**, v. 71, (supl.), p. 1-749; 2004.

DRUGUERI, L. *Chrysomya* spp.- Miasis cutânea ulcerosa. **Rev. Med. Vet. Buenos Aires**, v. 4, p. 32-36; 2003.

DRUGUERI, L. *Cochliomyia hominivorax* - Miasis por gusano barrenador. **Rev. Uni. Buenos Aires**, v. 1, p. 10-14; 2002.

DRUGUERI, L. *Lucilia sericata*, mosca del vellón o de la cascaria. Artigo n. 12/2004, Imprensa Universitária. Universidade de Buenos Aires, 4 p.; 2004.

DUGRAVOT, S.; GROLIEAU, F.; MACHEREL, D.; ROCHTAING, A.; HUE, B.; STANKIEWICZ, M.; HUIGNARD, J.; LAPIED, B. Dimethyl disulfide insecticidal neurotoxicity through mitochondrial dysfunction and activation of insect K_{ATP} channels. **J. Neurophysiol.**, v. 90, p. 259-270; 2003.

DUTTA, I.; SAHA, P.; DAS, S. The efficacy of a novel insecticidal protein, *A. sativum* leaf lectin (ASAL), against homopteran insects monitored in transgenic tobacco. **Plat Biotechnol. J.**, v. 3, n. 6, p. 601-611; 2005.

EL-HAG, E.A.; EL-NADI, A.H.; ZAITOON, A.A. Toxic and growth retarding effects of three planta extracts on *Culex pipiens* larvae. **Phytotherapy Res.**, v. 13, p. 388-392; 1999.

ESCOSTEGUY, A. **Criação ecológica de animais.** Planeta Orgânico, informativo n. 12, 4 p.; 1998.

ESTRELA, J.L.V.; FAZOLIN, M.; CATANI, V.; ALÉCIO, M.R.; LIMA, M.S. Toxicidade de óleos essenciais de *Piper aduncum* e *Piper hispidinervum* em *Sitophilus zeamais*. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 41, n. 2, p. 217-222; 2006.

FADINI, M.A.M.; PALLINI, A.; VENZON, M. Controle de ácaros em sistema de produção integrada. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1271-1277; 2004.

- FARIA, M.R.; MAGALHÃES, B.P. O uso de fungos entomopatogênicos no Brasil. **Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, v. 22, p.18-21; 2001.
- FARIA, M.R.; MAGALHÃES, B.P.; ALVES, R.T.; SCHMIDT, F.G.V.; SILAVA, J.B.T.; FRAZÃO, H. Effect of two dosages of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* against *Rhammatocerus schistocercoides* Rehn. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 37, n. 11, p. 1531-1539; 2002.
- FARIA, T.J.; CAFEU, M.C.; AKIYOSHI, G.; FERREIRA, D.T.; GALÃO, O.F.; ANDREI, C.C.; PINGE, P.; PAIVA, M.R.C.; BARBOSA, A.M.; BRAZ- FILHO, R. Alcalóides de flores e folhas de *Erythrina speciosa* Andrews. **Quím. Nova**, v. 30, n. 3, p. 525-527; 2007.
- FAZOLIN, M.; ESTRELA, J.L.V.; CATANI, V.; LIMA, M.S.; ALÉCIO, M.R. Toxicidade do óleo de *Piper aduncum* a adultos de *Cerotoma tingomarianus* Bechyné (Coleoptera: Chrysomelidae). **Neotrop. Entomol.**, v. 34, n. 3, p. 485-489; 2005.
- FAZOLIN, M.; ESTRELA, J.L.V.; LIMA, A.P.; ARGOLO, V.M. **Avaliação de plantas com potencial inseticida no controle da vaquinha-do-feijoeiro**. Boletim de pesquisa e Desenvolvimento n. 37, Embrapa Acre; 42 p.; 2002.
- FAZOLIN, M. **Utilização de óleos essenciais no controle de pragas do abacaxi**. Inf. Embrapa Acre nº 21; 4 p.; 2007.
- FEIJÓ, F.M.C. **Ação de *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *M. flavoviridae* no desenvolvimento pós-embrionário de *C. albiceps*, através de bioensaios**. Tese de Doutorado, UFPE. 131 p., 2004.
- FELLER, S.R.; SILVA, M.E. Compatibilidade entre fungos saprófitas isolados de formigas cortadeiras e o entomopatógeno *Beauveria bassiana*. **Acta Biologica Leopoldensis**, v. 18, n. 2, p. 51-61; 1996.
- FERNANDES, A.L.T.; TESTEZLAF, R. Fertirrigação na cultura do melão em ambiente protegido, utilizando-se fertilizantes organominerais e químicos. **Rev Bras. Eng. Agric. Ambiental**, v. 6, n. 1, p. 45-50; 2002
- FERNANDES, F.M.; LAPOLA, D.M.; NEREGATO, R.; CARVALHO, M.H.; VON ZUBEN, C.J. Curva de sobrevivência e estimativa de entropia em *Lucilia cuprina*. **Iheringia, Sér. Zool.**, v. 93, n. 3, p. 319-324; 2003.
- FERNANDES, J.M.; SERIGATTO, E.M.; LUCA, A.S.; EGEWARTH, R.E. Efeito de soluções de origem vegetal na herbivoria de duas espécies de tanchagem. **Rev. Biol. Cienc. Terra**, v. 6, n. 2, p. 35-41; 2006.
- FERNANDES, M. do C. de A. **Defensivos alternativos**. CREA-RJ; 16 P.; 2003.
- FERNANDES, M. do C. de A. **O biofertilizante Agrobio**. Informativo do Centro Nacional de Pesquisa de Agrobiologia. EMBRAPA-CNPAB. Seropédica; Ano 4; setembro de 2000; nº 13; 2000.
- FERRAZ, E.; MACHADO, F.M. A importância da carne e do leite, seus principais benefícios e riscos para o consumidor. **Rev. Balde Branco**, n. 13, p. 5-7; 2001.
- FERREIRA, D.T.; ALVARES, P.S.M.; HOUGHTON, P.J.; BRAZ- FILHO, R. Constituintes químicos das raízes de *Pyrostegia venusta* e considerações sobre sua importância medicinal. **Química Nova**, v. 23, n. 1, p. 42-48; 1999.
- FIGUEROA-ROA, L.; LINHARES, A.X. Synanthropy of Muscidae (Diptera) in the City of Valdivia, Chile. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 5, p. 647-651; 2004.

- FIOCRUZ. **Extrato de planta no combate à mosca doméstica**. Inf. Fiocruz n. 4; 2 p.; 2007.
- FIORAVANTI FILHO; N.; FECHIO, D.L.; WENCESLAU, C.V.; ROSAS FILHO, A.C.; LOURENÇO, M.L.G. **Mecanismo de ação da azadiractina do nim (*Azadirachta indica*) sobre os insetos**. Informativo UNIFEQB n. 3; p. 12-13, São João da Boa Vista, S.P.; 2005.
- FONSECA, J.A. **Controle natural de pragas**. Informativo Ambiente Brasil n. 23; 6 p.; Paraná-FIEP; 2004.
- FONTANA, J.D.; NAVARRO-SILVA, M. **Extrato alcoólico de frutos do cinamomo mata larva do mosquito da dengue**. Informativo Ambiente Brasil, n. 6; 2 p.; 2003.
- FRAGA, M.B. & D'ALMEIDA, J.M. Observações preliminares sobre a atratividade por diferentes cores em Calliphoridae (Diptera), Niterói, RJ, Brasil. **Entomol. Vect.**, v.1, n. 1, p. 141-147; 2005.
- FRANCESCHINI, M.; CAMASSOLA, M.; BARATTO, C.M.; CASTRO, L.; DUTRA, V.; NAKAZOTO, L.; KOGLER, V. Biotecnologia aplicada ao controle. **Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, n. 23, p. 32-37; 2001.
- FURTADO, R.D. Implicações anestésicas do tabagismo. **Rev. Bras. Anesthesiol.**, v. 52, n. 3, p. 104-112; 2002.
- FUSSEL, J. Produciendo concentrado y controlando moscas caseras con trampas de abono. **LEISA**, v. 13, n. 2, p. 25-26; 2001.
- GALINDO, S.L.R. Compostaje en las granjas avícolas. **Rev. Vet. Colombia**, v. 6, n. 8, p. 3-20; 2005.
- GARCIA, J.L.M. **A importância do nim indiano, o bioprotetor natural**. Informativo n. 4, Série Agricultura Alternativa da Associação dos Agricultores Orgânicos de São Paulo. 15 p.; 2000.
- GARCIA, J.L.M. **O alto custo de um sistema agrícola falido**. Informativo Planeta Orgânico, n. 36, 4 p.; 2002.
- GARCIA, J.L.M. **O desafio do próximo século já chegou**. Inf. n. 6 do Instituto Biodinâmico; 6 p.; 2006.
- GARCIA, J.L.M. O nim indiano. **Rev. Assoc. Agricultores Orgânicos**, São Paulo, 15 p.; 2001.
- GARCÍA, S.H.; VISCICARELLI, E.C.; MENA, F.; GABBARINI, M.; PEREZ, S.; LUCCHI, L.; COSTAMAGNA, S.R. Un caso de miasis humana por *Cochliomyia hominivorax* en Bahía Blanca, Argentina. **Entomol Vect.**, v. 9, n. 4, p. 591-597; 2002.
- GAZZONI, D.L.; HÜLSMEYER, A.; HOFFMAN-CAMPO, C.B. Efeito de diferentes doses de rutina e de quercetina na biologia de *Anticarsia gemmatalis*. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 32, n. 7, p. 110-117; 2006.
- GERRY, A.C.; KLOTZ, J.H.; GREENBERG, L.; HINKLE, N.C. **Flies**. Publication 7457, University of California, 4 p.; 2004
- GIÃO, J.Z.; GODOY, W.A.C. Seasonal population dynamics in *Lucilia eximia*. **Neotrop. Entomol.**, v. 35, n. 6, p. 1-6; 2006.
- GINARTE, C.M.A. **Efeitos de extratos de plantas e inseticidas de segunda e terceira gerações em populações de *M. domestica***. Tese de Doutorado, UNESC, Santa Catarina. 131 p., 2003.

GLIESSMAN, S.R. **Agroecologia: processos ecológicos em agricultura sustentável**. Ed. Universidade - UFRGS; 653 p.; 2000.

GODINHO, A.F. Intoxicação por agrotóxicos: persistência das seqüelas e das alterações de comportamento por gerações. **Rev. Agroecologia Hoje**, v. 2, n. 12, p. 9-10; 2002.

GOETZE, M.; THOMÉ, G.C.H. Efeito alelopático de extratos de *Nicotiana tabacum* e *Eucalyptus grandis* sobre a germinação de três espécies de hortaliças. **Rev. Bras. Agrociência**, v. 10, n. 1, p. 43-50; 2004.

GOLD, S.E.; GARCÍA-PEDRAJAS, M.D.; MARTÍNEZ-ESPINOZA, A.D. New (and used) approaches to the study of fungal pathogenicity. **Annu. Rev. Phytopathol.**, 2001, v. 39, p. 337-365; 2001.

GOMES, A.; KOLLER, W.W.; HONER, M.R.; SILVA, R.L. Flutuação populacional de mosca *Cochliomyia hominivorax* capturadas em armadilhas orientadas pelo vento no município de Campo Grande, MS. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 7, n. 1, p. 41-45; 1998.

GOMES, G. **Processos auto-organizados: efeitos de substâncias químicas que agem no sistema nervoso sobre o desenvolvimento e padrão de dispersão larval pós- alimentar de dípteros Calliphoridae e Muscidae**. Dissertação de Mestrado, UNESP, Rio Claro; 202 p.; 2006.

GOMES, L.; GOMES, G.; OLIVEIRA, H.G.; SANCHES, M.R.; VON ZUBEN, C.J. Influence of photoperiod on body weight and depth of burrowing in larvae of *Chrysomya megacephala* and implications for forensic entomology. **Rev. Bras. Entomol.**, v. 50, n. 1, p. 76-79; 2006.

GOMES, L.; VON ZUBEN, C.J. Dispersão larval radial pós-alimentar em *Lucilia cuprina*: profundidade, peso e distância de enterramento para pupação. **Iheringia, Sér. Zool.**, v. 94, n. 2, p. 135-138; 2004.

GOMES, L.; VON ZUBEN, C.J. Efeito da temperatura na profundidade de enterramento de larvas de *Chrysomya megacephala* sob condições controladas. **Entomol. Vect.**, v. 11, n. 3, p. 551-557; 2003 a.

GOMES, L.; VON ZUBEN, C.J. Distribuição larval radial pós-alimentar em *Chrysomya albiceps*: profundidade, distância e peso de enterramento para pupação. **Entomol. Vect.**, v. 10, n. 2, p. 211-222; 2003 b.

GOMES, L.; VON ZUBEN, C.J. O novo papel das moscas. **Ciência Hoje**, v. 37, n. 220, p.70-72; 2005.

GONÇALVES, M.E.C.; BLEICHER, E. Uso de extratos aquosos de nim e azadiractina via sistema radicular para o controle de mosca-branca em meloeiro. **Rev. Ciência Agronômica**, v. 37, n. 2, p. 182-187; 2006.

GONÇALVES, M.E.C.; OLIVEIRA, J.V.; BARROS, R.; TORRES, J.B. Efeito de extratos vegetais sobre imaturos e fêmeas adultas de *Mononychellus tanajoa*. **Neotrp. Entomol.**, v. 30, n. 2, p. 305-309; 2001.

GONÇALVES, P.A.S.; WERNER, H.; DEBARBA, J.F. Avaliação de biofertilizantes, extratos vegetais e diferentes substâncias alternativas no manejo de tripes em cebola em sistema orgânico. **Hortic. Bras.**, v. 22, n. 3, p. 659-662; 2004.

GOODAY, G.H. The ecology of chitin degradation. **Microb. Ecol.**, v. 10, p. 387-431; 1990.

GUARRERA, P.M. Traditional antihelmintic, antiparasitic and repellent uses of plants in Central Italy. **J. Ethnopharmacol.**, v. 68, n. 1-3, p. 183-192; 1999.

GUEDES, R.N.C. **Mecanismos de ação de inseticidas**. Informativo IRAC (Comitê Brasileiro de Ação a Resistência a Inseticidas) nº 21; 10 p.; São Paulo; 2006.

GUERRA, M.S. **Receituário caseiro: alternativas para o controle de pragas e doenças de plantas cultivadas e seus produtos**. Embrater, Brasília. 46 p.; 1985.

GUGLIELMONE, A. Alternativas a los piretroides sintéticos para el control de ectoparásitos de los bovinos en la Argentina. **Actas 14º Jornadas de Farmacología y Toxicología Veterinaria**, Tandial, p. 12, 2000.

GUIMARÃES, C.O.; CORREIA, A.C.B.; FERREIRA, M.C. Pressão de aplicação com pulverizador de barra e eficiência de bioinseticidas fúngicos comerciais. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 39, n. 12, p. 1177-1182; 2004.

GUIMARÃES, J.H.; PAPAVERO, N.A.; PRADO, A.P. As miíases na região Neotropical (identificação, biologia e bibliografia). **Rev. Bras. Zool.**, v. 1, n. 4, p. 293-416; 1983.

HADIS, M.; LULU, M.; MEKONNEN, Y.; ASFAW, T. Field trials on the repellent activity of four plant products against mainly *Mansonia* population in western Ethiopia. **Phytother. Res.**, v. 17, n. 3, p. 202-205; 2003.

HALL, M. Myiasis of humans and domestic animals. **Advances in Parasitology**, v. 35, ano de 1995, p. 257-334; 1995.

HENRIQUES, A.T.; KERBER, V.A.; MORENO, P.H.H. Alcalóides: generalidades e aspectos básicos. In: SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Ed. UFRGS, Porto Alegre, 3ª ed. 608 p.; 2001.

HIGASHI, T. Agrotóxicos e a saúde humana. **Rev. Agroecologia Hoje**, v. 2, n.12, p. 5-6; 2002.

HIROSI, E.; NEVES, P.M.O.J.; ZEQUI, J.A.C.; MARTINS, L.H.; PERALTA, C.H.; MOINO JR, A. Effect of biofertilizers and neem oil on the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*. **Braz. Arch. Biol. Technol.**, v. 44, n. 4, p. 419-423; 2001.

HOFMANN, J.A. Immune responsiveness in vector insects. **Proc. Natl. Acad. Sci. USA**, v. 94, p.11152-11153; 1997.

HOFFMANN, M.A. A carne bovina é "verde" e pode ser orgânica? **Boletim Agroecológico**, v. 3, n. 13, p. 10-11; 1999.

HOFFMANN, M.A. Controle de parasitas em bovinos. **Boletim Agroecológico**, v. 1, n. 4, p. 9; 1997.

HONER, M.R.; BIANCHINI, I.; GOMES, A. **Combate aos quatro principais parasitos de gado de corte**. Comunicado técnico n. 35 da EMBRAPA Gado de Corte, 4 p.; 1995.

HORN, S.C.; ANTÔNIO, R.S. **Carrapato, berne e bicheira no Brasil**. Secretaria de Defesa Sanitária Animal, Brasília-DF. 153 p.; 1983.

HUANG, Y.; HO, S.H.; KINI, M. Bioactivities of safrole and isosafrole on *Sitophilus zeamais* and *Tribolium castaneum*. **J. Econ. Entomol.**, v. 92, n. 3, p. 676-683; 1999.

- ITIOCA, C.S. Bioatividade comparativa entre *Melia azedarach* (cinamomo) e *Azadirachta indica* (nim): letalidade para larvas de *Aedes aegypti*. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 979-981; 2004.
- JARLIC, M.S. Toxic effect of garlic extracts on the eggs of *Aedes aegypti*: a scanning electron microscopic study. **J. Med. Entomol.**, v. 38, n.3, p. 446-450; 2001.
- JAYAPRAKASHA, G.K.; JAGAN MOHAN RAO, L.; SAKARIAH, K.K. Chemical composition of the flower oil of *Cinnamomum zeylanicum* blume. **J. Agric. Food Chem.**, v. 48, n. 9, p. 4294-4295; 2000.
- JESUS, J.R. **Protolimonóides dos frutos de *Melia azedarach***. Dissertação de Mestrado, UFSCar; 132 p.; 1995.
- JHAM, G.N.; DHINGRA, O.D.; JARDIM, C.M.; VALENTE, V.M.M. Identification of the major fungitoxic component of cinnamon bark oil. **Fitopatol. Bras.**, v. 30, n. 4, p. 103-109; 2005.
- JOO, C.Y.; KIM, J.B. Nosocomial submandibular infections with dipterous fly larvae. **Korean J. Parasitol.**, v. 3, p. 255-260; 2001.
- JUNIO, S.B.; SANTOS, JS.; XAVIER, A.A.O.; WEBER, J.; LEÃES, F.L.; COSTABEBER, I. Contaminação por compostos organoclorados em salsichas hot-dog comercializados na cidade de Santa Maria (RS), Brasil. **Ciência Rural**, v. 34, n. 5, p. 1593-1596; 2004.
- KARR, L.L.; DREWES, C.D.; COATS, J.R. Toxic effects of d-limonene in the earthworm *Eisenia fetida*. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 36, n. 2, p. 175-186; 1990.
- KELECOM, A.; ROCHA, M.A.; MAJDALANI, E.C.; GONZALEZ, M.S.; MELLO, C.B. Novas atividades biológicas em antigos metabólitos: ácido oleanóico e eugenol de *Eugenia caryophyllata*, **Rev. Bras. Farnacog.**, v. 12, supl., p. 70-71; 2002.
- KIEHL, E. J. **Fertilizantes orgânicos**. ESALQ, Piracicaba, São Paulo, p. 17-18; 1985.
- KIM, E.; KIM, H.; AHN, Y. Acaricidal activity of clove bud oil compounds against *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus*. **J. Agric. Food Chem.**, v. 9, n.2, p. 78-82; 2003.
- KOKETSU, M.; GONÇALVES, S.L.; GODOY, R.L.O.; LOPES, D.; MORSBACH, N. Óleos essenciais de cascas e folhas de canela (*Cinnamomum verum*) cultivada no Paraná. **Ciênc. Tecnol. Aliment.** v.17, n. 3, p. 52-56; 1997
- KOLLER, W.W.; CARVALHO, C.J.B.; GOMES, A. Dípteros sinantrópicos em área de transição entre o Pantanal e o Cerrado brasileiros. **Resumos do Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**, p. 12. Rio de Janeiro, 2002. CBPV/UFRRJ/PJ; 2002b.
- KOLLER, W.W.; GOMES, A.; GOMES, P.R.; UMAKI, A.C.S.; SANTOS, S.T.P.; CARVALHO, C.J.B. **Dípteros Calliphoridae em mata ciliar remanescente no interior de pastagem cultivada, em Campo Grande, MS, Brasil**. Informativo n. 23, Embrapa Gado de Corte, 3 p.; 2001.
- KOLLER, W.W.; GOMES, A.; RODRIGUES, S.R. **Controle natural de parasitos em massas fecais bovinas**. Embrapa Gado de Corte, COT n. 72, 6 p.; 2002a.
- KOLLER, W.W. **Parceiros biológicos na pecuária**. Informativo n. 28, Embrapa Gado de Corte, 4 p.; 1998.
- KOUBA, M. Qualité des produits biologiques d'origine animale. **INRA Prod. Anim.**, v. 15, p. 161-169, 2002.

- KOUL, O.; SINGH, G.; SINGH, R.; SINGH, J.; DANIEWSKI, W.M.; BERLOZECKI, S. Bioefficacy and mode-of-action of some limonoids of salannin group from *Azadirachta indica* and their role in a multicomponent system against lepidopteran larvae. **J. Biosci.**, v. 294, n. 4, p. 409-416; 2004.
- KUSTER, R.M.; ROCHA, L.M. Cumarinas, cromonas e xantonas. In: SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Ed. UFRGS, Porto Alegre, 3^a ed. 608 p.; 2001.
- LABUD, V.A.; SEMENAS, L.G.; LAOS, F. Diptera of sanitary importance associated with composting of biosolids in Argentina. **Rev. Saúde Pública**, v. 37, n. 6, p. 722-728; 2003.
- LANZA, L.M.; MONTEIRO, A.C.; MALHEIROS, E.B. População de *Metarhizium anisopliae* em diferentes tipos e graus de compactação do solo. **Ciência Rural**, v. 34, n. 6, p. 1757-1762; 2004.
- LEARMOUNT, J.; CHAPMAN, P.; MACNICOLL, A. A impact of insecticide resistance strategy for house fly (*Musca domestica*) control in intensive animal units in the United Kingdom. **J. Econ. Entomol.**, v. 95, n. 6, p. 1245-1250; 2002.
- LECUONA, R.E.; TURICA, M.; TAROCCO, F.; CRESPO, D.C. Microbial control of *Musca domestica* with selected strains of *Boveria bassiana*. **J. Med. Entomol.**, v. 42, n. 3, p. 332-336; 2005.
- LIMA, A. F. **Receituário agrônomo: pragas e preguiças: prescrição técnica**. 2^a ed. Editora da UFRRJ, Seropédica, RJ. 506 p.; 2006.
- LIMA, J.A. **Pecuária orgânica: breve histórico**. News Letter Planeta Orgânico, n. 6, 4 p.; 2001.
- LIMA, M.A.M. **Aspectos da biologia de *L. cuprina* e estudo comparativo das miíases causadas por *L. cuprina* e *C. hominivorax* em ovinos artificialmente infestados**. Dissertação de Mestrado, UFRRJ. 119 p., 1999.
- LIMA, M.P.; ZOGHBI, M.G.B.; ANDRADE, E.H.; SILVA, T.M.D.; FERNANDES, C.S. Constituintes voláteis das folhas e dos galhos de *Cinnamomum zeylanicum*. **Acta Amazonica**, v. 35, n. 3, p. 363-366; 2005.
- LINHARES, A.X. Synanthropy of Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera) in city of Campinas, São Paulo, Brazil. **Rev. Bras. Entomol.**, v. 25, p. 189-215; 1981.
- LIU, J. Pharmacology of oleanolic acid and ursolic acid. **J. Ethnopharmacol.**, v. 49, p. 57-68; 1995.
- LOPES, P.S.N.; LEITE, G.L.D.; SÁ, V.G.M.; SILAVA, A.C.; SOARES, M.A. Controle fitossanitário alternativo em comunidades de pequenos produtores rurais no Norte de Minas Gerais. **Anais do 2º Congresso Brasileiro de Extensão Universitária, Belo Horizonte**; p. 16-22; 2004.
- LOPES, R.B.; ALVES, S.B.; TAMAI, M.A. Fungo *Metarhizium anisopliae* e o controle de *Frankliniella occidentalis* em alface hidropônico. **Scientia Agrícola**, v. 57, n. 2, p. 239-243; 2000.
- LOVATTO, P.B.; GOETZE, M.; THOMÉ, G.C.H. Efeito de extratos de plantas silvestres da família Solanaceae sobre o controle de *Brevycombe brassicae* em couve. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 971-978; 2004.
- LUCON, C.M.M.; CHAVES, A.L.R. Horta orgânica. **Biológico**, v. 66, n. 1/2, p. 59-62; 2004.
- MACHADO, M.L.S.; RODRIGUES, E.M.P. Emprego do nitenpyram como larvicida em miíases caninas por *Cochliomyia hominivorax*. **Acta Sci. Vet.**, v. 30, n. 1, p. 59-62; 2002.

- MACIEL, M.V.; LIMA, E.A.L.A.; ALVES, N.D.; FEIJÓ, F.M.C. Ação de *B. bassiana* no desenvolvimento pós-embriônico de *Cochliomyia macellaria* em laboratório. **Caatinga**, v. 18, n. 1, p. 1-5; 2005.
- MADEIRA, N.G. Would *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae) be a beneficial species? **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 53, n. 2, p. 19-25; 2001.
- MAGALHÃES, B.P.; TIGANO, M.S.; MARTINS, I.; FRAZÃO, H.; RAMIREZ, H.G. Characterization of a peruvian isolate of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum*, a pathogen of grasshoppers. **Pesq. Agropec. Bras.**, v.38, n. 12, p. 1469-1475; 2003.
- MAGRO, A.; CAROLINO, M.; BASTOS, M.; MEXIA, A. Efficacy of plant extracts against stored products fungi. **Rev. Iberoam. Micol.**, v. 23, p. 176-178; 2006.
- MAGRO, D. **Supermagro: a receita completa**. Boletim da Associação de Agricultura Orgânica, n. 16, p. 5; 1994.
- MANON, I. Plantas medicinais: canela-da-índia e cravo-da-índia. **Inf. Emater-Rio**, v. 1, n. 2, 8 p.; 2002.
- MANZANILLA, J.; GARCÍA, M.E.; MOISSANT, E.R.; GARCÍA, F.A.; TORTOLERO, E. Dos especies de garrapatas del género *Amblyomma* en perros del estado Aragua, Venezuela. **Entomotropica**, v. 17, n. 2, p. 177-180; 2002.
- MAPA; MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. **Produção Orgânica** Disponível em: <<http://oc4j.agricultura.gov.br/agrolegis/do/consultaLei?op=viewTextual&codigo=5114>>. Acesso em 10abr. 2005.
- MARCHIORI, C.H.; CALDAS, E.R.; ALMEIDA, K.G.S.; LINHARES, A.X. Muscoid dipterous collected from cattle dung pats in pastures in Itumbiara, Goiás, Brasil. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, V. 55, n. 1, p. 69-72; 2003.
- MARCHIORI, C.H.; CASTRO, M.E.V.; PAIVA, T.C.G.; TEIXEIRA, F.F.; SILVA, C.G. Dípteros muscóides de importância médica e veterinária e seus parasitóides em Goiás. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 52, n. 4, p. 215-220; 2000.
- MARCHIORI, C.H.; SILVA, C.G. Dípteros sinantrópicos associados a restos alimentares e seus parasitóides. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 1, p. 187-189; 2001.
- MARCONDES, C.B. **Entomologia médica e veterinária**. Ed. Atheneu, São Paulo. p. 125-156; 2001.
- MARÇON, P.G. **Modo de ação de inseticidas e acaricidas**. Informativo Dupont, v. 21; 7 p.; São Paulo; 2003.
- MARIATH, I.R.; LIMA, I.O.; LIMA, E.O.; BATISTA, L.M. Atividade antifúngica do óleo essencial de *Eugenia aromatica* contra fungos dematiáceos. **Rev. Bras. Farm.**, v. 87, n. 3, p. 81-84; 2006.
- MARICONI, F.A.M. **Inseticidas e seu emprego no combate às pragas**. Ed. Nobel, São Paulo. 5 ed. p. 123-139; 1983.
- MARILUIS, J.C.; SCHNACK, J.A.; CERVERIZZO, I.; QUINTANA, C. *Cochliomyia hominivorax* and *Phaenicia sericata* parasiting domestic animals in Buenos Aires and vicinities. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 89, n. 2, p. 139; 1994.

- MARINHO, C.R.; AZEVEDO, A.C.G.; AGUIAR-COELHO, V.M. Diversidade de califorídeos em área urbana, Rio de Janeiro. **Entomol. Vect.**, v. 10, n. 2, p. 185-199; 2003.
- MARQUES, R.P.; MONTEIRO, A.C.; PEREIRA, G.T. Crescimento, esporulação e viabilidade de fungos entomopatogênicos em meios contendo diferentes concentrações de óleo de nim (*Azadirachta indica*). **Ciência Rural**, v. 34, n.6, p. 1675-1680; 2004.
- MARTINEZ, C.A.R.; ROMANI, G.; PRIOLLI, D.G.; CAMPOS, A.A.; CARNEIRO, V.P.P.; DALBEM, C.A.G. Miíase vulvar: relato de caso. **Rev. Bras. Ginecol. Obstetric.**, v. 25, n. 4, p. 291-295; 2003.
- MARTINEZ, S.S. **O nim, *Azadirachta indica*-Natureza, usos múltiplos, produção.** IAPAR, Londrina. 142 p.; 2002.
- MARTINEZ, S.S. **O nim, *Azadirachta indica*: um inseticida natural.** Comunicado técnico n. 21, IAPAR, Londrina, PR; 5 p.; 1999.
- MARTINS, J.F.S.; BOTTON, M.; CARBONARI, J.J.; QUINTELA, E.D. Eficiência de *Metarhizium anisopliae* no controle do percevejo-do-colmo em lavoura de arroz irrigado. **Ciência Rural**, v. 34, n. 6, p. 1681-1688; 2004.
- MAZZAFERA, P. Efeito alelopático do extrato alcoólico do cravo-da-índia e eugenol. **Rev. Brasil. Bot.**, v. 26, n. 2, p. 231-238; 2003.
- MAZZONETTO, F. **Efeito de genótipos de feijoeiro e de pós de origem vegetal sobre *Zabrotes subfasciatus* e *Acanthoscelides obtectus*.** Tese de Doutorado, ESALQ, Piracicaba; 104 p.; 2002.
- MAZZONETTO, F.; VENDRAMIM, J.D. Efeito de pós de origem vegetal sobre *Acanthoscelides obtectus* em feijão armazenado. **Neotrop. Entomol.**, v. 32, n. 1, p. 145-149; 2003.
- MEDEIROS, M.B. **Ação de biofertilizantes líquidos sobre a bioecologia do ácaro *Brevipalpus phoenicis*.** Tese de Doutorado. ESALQ, Piracicaba. 110 p.; 2002.
- MEDEIROS, M.B.; LOPES, J.S. Biofertilizantes líquidos e sustentabilidade agrícola. **Bahia Agric.**, v. 7, n. 3, p. 24-26; 2006.
- MEDEIROS, C.A.M.; BOIÇA JUNIOR, A.L.; TORRES, A.L. Efeito de extratos aquosos de plantas na oviposição da traça-das-crucíferas. **Bragantia**, v. 64, n.2, p. 227-232; 2005.
- MEDEIROS, M.B.; WANDERLEY, P.A.; WANDERLEY, M.J.A. Biofertilizantes líquidos. **Rev. Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, n. 31, p. 38-44; 2003.
- MEEPAGALA, K.M.; SCHARADER, K.K.; WEDGE, D.E.; DUKE, S.O. Algicidal and antifungal compounds from the roots of *Ruta graveolens* and synthesis of their analogs. **Phytochemistry**, v. 66, n. 22, p. 2689-2695; 2005.
- MEIRELLES, L.D.P.; VILAS BOAS, A.M.; AZEVEDO, J.L. Obtention and evaluation of pathogenicity of ultra violet resistant mutants in the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. **Rev Microbiol.**, v. 28, p. 121-124; 1997.
- MELLO, M.O.; SILVA-FILHO, M.C. Plant-insect interactions: an evolutionary arms race between two distinct defense mechanisms. **Braz. J. Plant Physiol.**, v. 14, p. 71-81; 2002.
- MELLO, R.P. Chave para identificação das formas adultas das espécies da família Calliphoridae encontrada no Brasil. **Entomol. Vect.**, v. 10, n. 2, p. 255-268; 2003.

- MELO, I.; AZEVEDO, J.L. **Ecologia Microbiana**. Embrapa - CNPMA, Jaguariúna; 488 p.; 1998.
- MENDES, J.; LINHARES, A.X. Cattle dung breeding Diptera in pastures in Southeastern Brazil: diversity, abundance and seasonality. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 97, n. 1, p. 37-41; 2002.
- MÉNDEZ, M.C.; ELIAS, F.; RIET-CORREA, F.; GIMENO, E.J.; PORTIANSKY, E.L. Intoxicação experimental com frutos de *Melia azedarach* (Meliaceae) em suínos. **Pesq. Vet. Bras.**, v. 26, n. 1, p. 26-30; 2006.
- MÉNDEZ, M.C.; ARAGÃO, M.; ELIAS, F.; RIET-CORREA, F.; GIMENO, E.J. Experimental intoxication by the leaves of *Melia azedarach* in cattle. **Pesq. Vet. Bras.**, v. 22, n. 1, p. 1-7; 2002.
- MENDONÇA, P.M.; D'ALMEIDA, J.M. Desenvolvimento pós-embrionário de *Chrysomya megacephala* em dietas artificiais à base de leite. **Entomol. Vect.**, v. 11, n. 1, p. 59-67, 2004.
- MILLAR, N.S.; DENHOLM, I. Nicotinic acetylcholine receptors: targets for commercially important insecticides. **Invert. Neurosci.**, v. 7, n. 1, p. 53-66; 2007.
- MIZUBUTI, E.S.G.; MAFFIA, L.A.; MUCHOVEJ, J.J.; ROMEIRO, R.S.; BATISTA, U.G. Selection of isolates of *Bacillus subtilis* with potential for the control of dry bean rust. **Fitopatol. Bras.** v. 20, n. 4, p. 540-544; 1995.
- MMC-RS. **Movimento de mulheres camponesas do Rio Grande do Sul**. Informativo n. 1 do MMC-RS. Passo Fundo, RS. 28 p.; 2005.
- MOCHI, D.A.; MONTEIRO, A.C.; DE BORTOLI, S.A.; DÓIA, H.O.S.; BARBOSA, J.C. Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* for *Ceratitidis capitata* in soil with different pesticides. **Neotrop. Entomol.**, v. 35, n. 3, p. 382-389; 2006.
- MOGNATO, C.M. **Avaliação do potencial inseticida das folhas de *A. indica*, *M. azedarach* e *E. robusta* sobre o controle dos dípteros *L. cuprina* e *C. megacephala*, em condições de laboratório**. Dissertação de Mestrado, UFRRJ. 86 p.; 2000.
- MOINO JR, A.; ALVES, S.B.; LOPES, R.B.; NEVES, P.M.O.J.; PEREIRA, R.M.; VIEIRA, S.A. External development of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* in the subterranean termite *Heterotermes tenuis*. **Scientia Agricola**, v. 50, n. 2, p. 267-273; 2002.
- MONTEIRO, S.G.; BAHIENSE, T.C.; BITTENCOURT, V.R.E.P. Action of the fungus *Beauveria bassiana* on the parasitic phase of the tick *Anocenter nitens*. **Ciência Rural**, v. 33, n. 3, p. 559-563; 2003.
- MORAGAS, W.M.; SCHNEIDER, M.O. Biocidas: suas propriedades e seu histórico no Brasil. **Rev. Caminhos da Geografia**, v. 3, n. 10, p. 26-40; 2003.
- MORAIS, M.C.; SANAVRIA, A.; BARBOSA, C.G.; SILVA, H.M.K. Alterações clínicas em bovinos infestados experimentalmente com larvas de *Cochliomyia homnivorax*. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 12, n. 4, p. 154-158; 2003.
- MORDUE (LUNTZ), A.J.; NISBET, A.J. Azadirachtin from the neem tree *Azadirachta indica*: its action against insects. **An. Soc. Entomol Brasil.**, v. 29, n. 4, p. 615-632; 2000.

- MOREIRA, D.L.; SOUZA, P.O.; KAPLAN, M.A.C.; PEREIRA, N.A.; CARDOSO, G.L.; GUIMARÃES, E.F. Effect of leaf essential oil from *Piper solmsianum* in mice behaviour. **An. Acad. Bras. Ci.**, v. 73, n. 1, p. 33-37; 2001.
- MOREIRA, M.D.; PICANCO, M.C.; BARBOSA, L.C.; GUEDES, R.N.; BARROS, E.C.; CAMPOS, M.R. Compounds from *Ageratum conyzoides*: isolation, structural elucidation and insecticidal activity. **Pest Manag. Sci.**, v. 27, n. 2, p. 63-66; 2007a.
- MOREIRA, M.D.; PICANCO, M.C.; BARBOSA, L.C.; GUEDES, R.N.; CAMPOS, M.R.; SILVA, G.A.; MARTINS, J.C. Plant compounds insecticides against Coleoptera pests os stored products. **Pesq. Agrop. Bras.**, v.42, n. 7, p. 909-915; 2007b.
- MORETTI, T.C.; THYSSEN, P.J. Miíase primária em coelho doméstico causada por *Lucilia eximia* no Brasil: relato de caso. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 58, n. 1, p. 28-30; 2006.
- MOROZUMI, S.; Isolation, purification and antibiotic activity of o-methoxycinnamaldehyde from cinnamon. **Appl. Environ. Microbiol.**, v. 36, n. 4, p. 577-583; 1978.
- MOURÃO, S.A.; ZANUNCIO, J.C.; PALLINI, A.; GUEDES, R.N.C.; CAMARGOS, A.B. Toxicidade de extratos de nim (*Azadiractha indica*) ao ácaro-vermelho-do-cafeeiro. **Pesq. Agrop. Bras.**, v. 39, n. 8, p. 827-830; 2004.
- MOYA-BORJA, G.E. Erradicação ou manejo integrado das miíases neotropicais das Américas? **Pesq. Vet. Bras.**, v. 23, n. 32, p. 131-138; 2003.
- MUJICA, L.; MESA, G. **Ecología de la producción agraria**. Informativo ZOE Técnico de Campo, n. 10, 8 p.; 2004.
- NAHRSTEDT, A.; WRAY, V.; ENGEL, B.; REINHARD, E. New furoacridone alkaloids from tissue culture of *Ruta graveolens*. **Planta Med.**, v. 51, n. 6, p. 517-519; 1985.
- NARI, A.; EDDI, C.S.; CARACOSTANTOGOLO, J. Control de la resistencia a los antiparasitarios a luz de los conocimientos actuales. **Vet. Parasitol.**, v. 62, p. 189-197; 2002.
- NASCIMENTO, E.M.F.; OLIVEIRA, J.B.; LOBO, A.P.; SILVA, A.L.A.; SANTOS JUNIOR, E.R.; LEAL, J.L.F.; MOYA-BORJA, G.E. Miíases humanas por *Cochliomyia hominivorax* em hospitais públicos na cidade do Recife, Pernambuco, Brasil. **Entomol Vect**, v. 12, n. 1, p. 37-51; 2005.
- NASCIMENTO, R.A.; ARIGONY, T.H.A.; BRITTO, G.P. Determinação da eficácia de extratos vegetais de *Ruta graveolens*, *Baccharia trimera* e *Nicotiana tabacum* sobre *Pediculus capitis*. **Rev. Ciência e Desenvolvimento**, v. 1, p. 1-10; 2007.
- NAVICKIENE, H.M.D.; MORANDIM, A.A.; ALÉCIO, A.C.; REGASINI, L.O.; MARQUES, M.O.M.; YOUNG, M.C.M.; KATO, M.J. Composition and antifungal activity of essential oils from *Piper aduncum*, *Piper arboreum* and *Piper tuberculatum*. **Quim. Nova**, v. 29, n. 3, p. 467-470; 2006.
- NEIRA, P.; MUÑOZ, N.; CANTERO, D. Miasis auricular por *Cochliomyia hominivorax*. **Rev. Med. Chile**, v. 130, p. 907-909; 2002.
- NEVES, D.P. **Parasitologia humana**. Ed. Atheneu, São Paulo. p. 309-310; 350-358; 2004.
- NEVES, I.A.; GOMES, C.A.; OLIVEIRA, J.C.S.; ASSIS, C.P.O.; CÂMARA, C.A.G. Composição química e atividade acaricida do óleo essencial de *Syzygium aromaticum* e de seu constituinte principal (eugenol) sobre o ácaro rajado *Tetranychus urticae*. **Rev. química Moderna**, v. 1, n. 3, p. 12-16; 2007.

NEVES, M.C.P. **Boas práticas agrícolas e a produção orgânica de frutas, legumes e verduras.** Doc. 200 - Embrapa Agrobiologia. 28 p.; 2005.

NOGUEIRA, J.M.; AZEVEDO, A.A. Gestão de recursos naturais e do meio ambiente: desafios ambientais da bovinocultura brasileira. **Rev. Desenvolvimento Rural**, n. 3, p. 11-18; 2004.

NORO, M.; WOSIACKI, S.R.; LEANDRO, M.A.; CECIM, M. Influência da suplementação com alho (*Allium sativum*) em pó na flora ruminal e no ganho de peso de cordeiros confinados. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 55, n. 5, p. 1-4; 2003.

NUNES, M.U.C.; LELAL, M.L.S. Efeito da aplicação de biofertilizante e outros produtos químicos e biológicos no controle da broca pequena do fruto e na produção do tomateiro tutorado em duas épocas de cultivo e dois sistemas de irrigação. **Hort. Bras.**, v. 19, n. 1, p. 53-59; 2001.

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

OKUMU, F.O.; KNOLS, B.G.J.; FILLINGER, U. Larvicidal effects of neem oil formulation on the malaria vector *Anopheles gambiae*. **Malaria Journal**, v. 6, n. 63, p. 1-8; 2007.

OLIVEIRA, F.; AKISUE, G.; AKISUE, M.K. **Farmacognosia.** Ed. Atheneu, São Paulo. 422 p; 1991.

OLIVEIRA, J.T.M.; OLIVEIRA, B.M.A. Ocorrência de míases humanas na região da Baixada Fluminense, R.J. **Entomol. Vect.**, v. 11, n. 1, p. 85-102; 2004.

OLIVEIRA, V.C.; D'ALMEIDA, J.M.; ABALEM DE SÁ, I.V.; MANDARINO, J.R.; SOLARI, C.A. Enterobactérias associadas a adultos de *Musca domestica* e *Chrysomya megacephala* no Jardim Zoológico, Rio de Janeiro. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 58, n.4, p. 556-561; 2006.

OLIVEIRA, V.C.; D'ALMEIDA, J.M.; PAES, M.J.; SANAVRIA, A. Population dynamics of caliptrate diptera (Muscidae e Sarcophagidae) at the Rio-Zoo Foundation, Rio de Janeiro, Brazil. **Braz. J. Biol.**, v. 62, n. 2, p. 191-196; 2002.

OLIVEIRA, J.V.; VENDRAMIM, J.D. Repelência de óleos essenciais e pós vegetais sobre adultos de *Zabrotes subfasciatus* em sementes de feijoeiro. **An. Soc. Entomol. Brasil**, v. 28, n. 3, p. 549-555; 1999.

OMENA, M.C.; LIMA, N.M.F.; SANT'ANA, A.E.G. **Screening de plantas medicinais com atividade larvicida frente a larvas de *Aedes aegypti*.** Informat. UFAL n. 17, Alagoas. p. 6; 2004.

ONUSIC, G.M.; NOGUEIRA, R.L.; PEREIRA, A.M.S.; VIANA, M.B. Effect of acute treatment with a water-alcohol extract of *Erythrina mulungu* on anxiety-related responses in rats. **Braz. J. Med. Biol. Res.**, v. 35, p. 473-477; 2002.

PAGLIOSA, F.M.; ARAÚJO, F.R., GOMES, A.; KOLLER, W.W. Estudo das propriedades acaricidas dos princípios ativos do cinamomo (*Melia azedarach* L.) sobre o carrapato *Boophilus microplus*. In **Encontro de Pesquisa e Iniciação Científica da UNIDERP, 1.**, Campo Grande, 1998. Anais..., Campo Grande: UNIDERP, p. 74-75; 1998.

PAIVA, D.P. **Controle integrado de moscas em avicultura intensiva de postura.** Inf. n. 7 da Embrapa Suínos e Aves; 2 p.; 1998.

PAIVA, D.P. Controle integrado de moscas em criações de suínos. **Rev. Suinocultura Dinâmica**, v. 12, p. 1-5; 1994.

- PAIVA, D.P. **Produção de frangos de corte**. Documento n. 12-Embrapa Suínos e Aves, p. 5-6; 2003.
- PANIZZI, A.R.; PARRA, J.R.P. **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. Ed. Manole, São Paulo. 360 p.; 1991.
- PARK, I.K.; LEE, H.S.; LEE, S.H.; PARK, J.D.; AHN, Y.J. Insecticidal and fumigant activities of *Cinnamomum cassia* bark-derived materials against *Mechoris ursulus*. **J. Agric. Food Chem.**, v. 48, n. 6, p. 2528-2531; 2000.
- PASSOS, M.R.L.; BARRETO, N.A.; VARELLA, R.Q.; RODRIGUES, G.H.S.; LEWIS, D.A. Penile myiasis: a case report. **Sex. Transm. Infect.**, v. 80, p. 183-184; 2004.
- PAULINI, H.; EILERT, U.; SCHIMMER, O. Mutagenic compounds in an extract from rutae herba (*Ruta graveolens* L.) I. **Mutagenesis**, v. 2, n.4, p. 271-273; 1987.
- PAULUS, G.; MULLER, A.M.; BARCELLOS, L.A.R. **Agroecologia aplicada: práticas e métodos para uma agricultura de base ecológica**. EMATER/RS, P. 67-69; 2000.
- PAWAR, V.C.; THAKER, V.S. *In vitro* efficacy of 75 essential oils against *Aspergillus niger*. **Mycoses**, v. 49, n. 4, p. 316-323; 2006.
- PELCZAR, M.J.; CHAN, E.C.S.; KRIEG, N.R. **Microbiologia: conceitos e aplicações** - Volume I; p. 210-228; Makron Books, São Paulo; 1996.
- PENTEADO, S.R. **Calda sulfertilizante foliar**. Inf. nº 32 da Agrorgânica, São Paulo; 4 p.; 2006.
- PENTEADO, S. R. **Defensivos alternativos e naturais para uma agricultura saudável**. Campinas, SP. 96 p; 1999.
- PENTEADO, S. R. **Introdução à agricultura orgânica – Normas e técnicas de cultivo**. Campinas. Editora Grafimagem, 110p; 2000.
- PENTEADO, S.R. Plantas defensivas: alho, repelente natural de pragas. **Boletim Agroecológico**, v. 3, n. 12, p. 16-17; 1998.
- PENTEADO, S. Uso da calda sulfocálcica no controle alternativo de ácaros em citricultura. . Rev. **Agroecol. Hoje.**, v.2, n. 9, p. 19-20; 2002.
- PENTEADO, S. R. Uso do cinamomo como inseticida e repelente. **Agroecol. Desenvolv. Rur. Sust.**, v.2, n. 3, p. 7; 2001.
- PEREIRA, J.C. **Populações de actinomicetos como componentes da comunidade bacteriana dos solos**. Informativo Embrapa Agroecologia n. 3; 4 p.; 2000.
- PEREIRA, J.C.; ZAMBOLIM, L.; RIBEIRO DO VALE, F.X.; CHAVES, G.M. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. **RAPP**, v. 4, p. 353-379; 1996.
- PERES, L.E.P. Metabolismo secundário. **Supl. Rev. USP**, v. 12, n. 3, p. 5-32; 2002.
- PÉREZ, J.A.; RUITÓN, C.F.; PEÑA, D.A.A. Aislamiento y identificación de alcaloides mutagénicos de las hojas de *Ruta graveolens* por métodos espectroscópicos UV-IR. **Ciencia e Investigación**, v. 6, n. 2, p. 52-61; 1999.

- PEREZ, M.P.; FERNANDEZ, L.D.; GUIRADO, O.A.A.; CAPOTE, R.V.; AGUILAR, G.G. Actividad molusquicida del paraíso (*Melia azedarach*) sobre *Lymnaea cubensis*, molusco vector de fasciolosis. **Rev. Saúde Pública**, v. 32, n. 3, p. 262-266; 1998.
- PERTILE, R.A. **Perspectiva da utilização de extratos brutos de Meliaceas como alternativa ao uso de organoclorados**. Dissertação de Mestrado, FIOCRUZ, Rio de Janeiro; 118 p.; 1995.
- PESAGRO. **Defensivos alternativos na cultura do café: biofertilizantes líquidos**. Documento n. 83, PESAGRO-RIO, Niterói, RJ. 2002.
- PESAGRO. **Produção e pesquisa do Agrobio e de caldas alternativas para o controle de pragas e plantas**. Documento n. 44, PESAGRO-RIO, Niterói, RJ. 1998.
- PESSINI, G.L.; DIAS FILHO, B.P.; NAKAMURA, C.V.; CORTEZ, D.A.G. Antibacterial activity of extracts and neolignans from *Piper regnellii* var. *pallescens*. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 98 n. 8, p. 1115-1120; 2003.
- PICANÇO, M.C.; FALEIRO, F.G.; PALLINI, A.; MATIOLO, A.L. Perdas na produtividade de tomateiro em sistemas alternativos de controle fitossanitário. **Hort. Bras.**, v. 15, n. 2, p. 88-91; 1997.
- PINAZZA, L.A. A outra revolução: aumento do consumo de carne. **Rev. Agroanalysis**, v. 24, p. 17-79; 2001.
- PINHEIRO, S.; AURVALLE, A.; GUAZZELLI, M. J. **Agropecuária sem veneno**. 2 ed. Porto Alegre, 128 p; 1985.
- PINHEIRO, S.; BARRETO, S.B. **MB-4: Agricultura sustentável, trofobiose e biofertilizantes**. Cooperativa ecológica Colméia-MIBASA. Blumenau; 116 p., 1996.
- PINHEIRO, S.; NASR, N.Y.; LUZ, D. **A agricultura ecológica e a máfia dos agrotóxicos no Brasil**. Edição dos autores, Porto Alegre. 356 p.; 1993.
- PINHEIRO, P.V.; QUINTELA, E.D. **Efeito do extrato de plantas sobre a mortalidade de ninfas de Bemisia tabaci biótipo B em feijoeiro**. Comunicado Técnico n. 95, Embrapa Arroz e Feijão. 4 p.; 2004.
- PINTO, D.M.; BERNARDI, E.; NASCIMENTO, J.S.; RIBEIRO, P.B.; SILVA, C.I. Utilização de fungos entomopatogênicos no controle biológico de *Musca domestica*. **Rev. Patol. Tropical**, v. 34, suplemento especial, p. 26; 2005.
- PINTO, M.C.; PRADO, A.P. Resistance of *Musca domestica* L. populations to cyromazine (insect growth regulator) in Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 96, n. 5, p. 729-732; 2001.
- POLACK, A. **Manejo integrado de moscas brancas**. Boletín Hortícola n. 31 del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Buenos Aires. 7 p.; 2005.
- POLITO, W. Calda sulfocálcica, bordalesa e viçosa: os fertiprotetores no contexto da trofobiose. **Rev. Agroecologia Hoje**, v.1, n. 4, p. 20-21; 2000.
- POPIA, A. F., CIDADE, H. A.; ALMEIDA, R. de. **Olericultura orgânica**. Curitiba, 72 p; 2000.
- POTENZA, M.R.; SILVA, R.C.; ARTHUR, V.; FELICIO, J.D.; ROSSI, M.H.; NAKAKOKA SAKITA, M. Avaliação de produtos naturais irradiados para o controle de *Blattella germanica* (Dictyoptera: Blattellidae). **Arq. Inst. Biol.**, v.71, n. 4, p. 485-492; 2004.

POTZERNHEIM, M.C.L.; BIZZO, H.R.; VIEIRA, R.F. Análise dos óleos essenciais de três espécies de *Piper* coletadas na região do Distrito Federal (Cerrado) e comparação com óleos de plantas procedentes da região de Paraty, RJ (Mata Atlântica). **Rev. Bras. Farmacogn.**, v. 16, n. 2, p. 246-251; 2006.

PRADO, A.P. Controle das principais espécies de moscas em áreas urbanas. **Biológico**, v. 65, n. 1/2, p. 95-97; 2003.

PRADO, A.P. Moscas domésticas. **Rev. O Biólogo - UNICAMP**, v. 59, n. 2, p. 17-18; 2005.

PRADO, M. A. Microrganismos isolados de baratas (*Periplaneta americana*) em um hospital público de grande porte da região Centro Oeste. **Rev. Bras. Enfermagem**, v. 4, n. 1, p. 61; 2002.

PRAJAPATI, V.; TRIPATHI, A.K.; AGGARWAL, K.K.; KHANUJA, S.P. Insecticidal, repellent and oviposition-deterrent activity of selected essential oils against *Anopheles stephensi*, *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*. **Bioresour. Technol.**, v. 96, n. 16, p. 1749-1757; 2005.

PRATES, H.S. **Caldas bordalesa, sulfocálcica e viçosa, produtos alternativos na citricultura**. Informativo CECOR/CATI n. 40, Campinas, p. 8 ; 1999.

PRATES, H.S. **Calda sulfocálcica, produto alternativo na citricultura**. Informativo n. 12, Defesa Agropecuária de Campinas, SP. 4 p.; 2000.

PRATES, H.T. Atividade de extrato aquoso de folhas de nim sobre *Spodoptera frugiperda*. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 38, n. 3, p. 437-739; 2003.

PRENDERGAST, L.B.F. Filth flies: significance, surveillance and control in contingency operations; **Technical manual no. 30 of Armed Forces Pest Management Board**, United States, 51 p.; 2002.

QUALE, J.M.; LANDMAN, D.; ZAMAN, M.M.; BURNEY, S.; SATHE, S.S. *In vitro* activity of *Cinnamomum zeylanicum* against azole resistant and sensitive *Candida* species and a pilot study of cinnamon for oral candidiasis. **Am. J. Chin. Med.**, v.24, n. 2, p. 103-109; 1996.

QUINTELA, E.D.; PINHEIRO, P.V. **Efeito de extratos botânicos sobre a oviposição de Bemisia tabaci biótipo B em feijoeiro**. Comunicado Técnico n. 92, Embrapa Arroz e Feijão, Goiás. 6 p.; 2004.

RAJ, R.K. Screening of indigenous plants for anthelmintic action against human *Ascaris lumbricoides*. **Indian J. Physiol. Pharmacol.** v. 149, n. 1, p. 161-164; 1975.

RAMIL, R.; RAHMAN, R.A. Oral myiasis: case report. **Malaysian J. Med. Sci.**, v. 9, n. 2, p. 47-50; 2002.

RANASINGHE, L.; JAYAWARDENA, B.; ABEYWICKRAMA, K. Fungicidal activity of essential oils of *Cinnamomum zeylanicum* and *Syzygium aromaticum* against crown rot and anthracnose pathogens isolated from banana. **Lett. Appl. Microbiol.**, v. 35, n. 3, p. 208-211; 2002.

RAVEN, P.H.; EVERT, R.E.; EICHHORN, S.E. **Biologia Vegetal**. Ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 5ª ed; p. 403-407; 1996.

REIGADA, C.; GODOY, W.A. Larval density, temperature and biological aspects of *Chrysomya megacephala*. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 58, n. 4, p. 562-566; 2006.

REIGADA, C.; GODOY, W.A. Seasonal fecundity and body size in *Chrysomya megacephala*. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 2, p. 163-168; 2005.

- REY, D.; PAUTOU, M.P.; MEYRAN, J.C. Histopathological effects of tannic acid on the midgut epithelium of some aquatic diptera larvae. **J. Invert.Pathol.**, V. 73, P. 173-181; 1999.
- RIBEIRO, F.A.Q.; PEREIRA, C.S.B.; ALVES, A.; MARCON, M.A. Tratamento da miíase humana com ivermectina oral. **Rev. Bras. Otorrinolaringol.**, v. 67, n. 6, p. 755-761; 2001.
- RIBEIRO, M.D.; ONUSIC, G.M.; POLTRONIERI, S.C.; VIANA, M.B. Effect of *Erythrina velutina* and *Erythrina mulungu* in rats submitted to animal models of anxiety and depression. **Braz. J. Med. Biol. Res.**, v. 39, n. 2, p. 263-270; 2006.
- RIBEIRO, R.L.D. **Resíduos de agrotóxicos e piretróides nos alimentos e sua relação com doenças no homem.** Informativo Planeta Orgânico n. 12, 3 p.; 2001.
- RICCI, M.S.F.; AQUINO, A.M.; SILVA, E.M.R.; PEREIRA, J.C.; REIS, V.M. **Transformações biológicas e microbiológicas ocorridas no solo de um cafezal convencional em conversão para orgânico.** Com. Técn. nº 31 - Embrapa Agrobiologia, 10 p.; 1999.
- ROBBERS, E.J.; SPEEDIE, M.; TYLER, E.V.; **Farmacognosia e Farmacobiotechnologia.** Ed. Premier, São Paulo; 372 p.; 1997.
- RODRIGUES-GUIMARÃES, R.; GUIMARÃES, R.R.; PILE, E.A.M.; NORBERG, A.N.; QUEIROZ, M.M.C. Ocorrência de dípteros califorídeos no *campus* I da Universidade Iguazú -UNIG, Nova Iguaçu, Rio de Janeiro, Brasil. **Entomol. Vect.**, v. 8, n. 2, p. 245-260; 2001.
- ROEL, A.R.; VENDRAMIM, J.D.; FRIGHETTO, R.; FRIGHETTO, N. Atividade tóxica de extratos orgânicos de *Trichilia pallida* sobre *Spodoptera frugiperda*. **An. Soc. Entomol. Brasil**, v. 29, n. 4, p. 1-6; 2000.
- ROSENTHAL, G.A. L-canavanine: a higher plant insecticidal allelochemical. **Amino Acids**, v. 21, n. 3, p. 319-330; 2001.
- ROSENTHAL, G.A.; NKOMO, P.; DAHLMAN, D.L. Effect of long-chained esters on the insecticidal properties of L-canavanine. **J. Agric. Food. Chem.**, v. 46, n. 1, p. 296-299; 1998.
- SAITO, M.L. **As plantas praguicidas, alternativa para o controle de pragas na agricultura.** Inf. Embrapa Meio Ambiente jul/ago 2004, p. 1-3; 2004.
- SAITO, M.L.; LUCHINI, F. **Substâncias obtidas de plantas e a procura por praguicidas eficientes e seguros ao meio ambiente.** Embrapa Meio Ambiente - Documento n. 12; 46 p.; 1998.
- SALERNO, R.A.; SOBRINO, T.G.; COCARELLI, V. Avaliação do efeito inseticida do extrato etílico de pimenta-do-reino (*Piper nigrum* L.) em pulgão *Brevicoryne brassicae* (Homoptera: Aphidae). **Acad. Insecta**, v.2, n. 1, p. 9-12; 2002.
- SALGADO, S.M.L.; CAMPOS, V.P. Ecloração e mortalidade de *Meloidogyne exigua* em extratos e em produtos naturais. **Fitopatol. Bras.**, v. 28, n. 2, P. 166-170; 2003.
- SALLES, L.A.; RECH, N.L. Efeito de extratos de nim (*Azadiractha indica*) e cinamomo (*Melia azedarach*) sobre *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). **Rev. Bras. de Agrociência**, v. 5, n. 3, p. 225-227; 1999.
- SÁNCHEZ, R.R. **Aceite de neem, um inseticida ecológico para la agricultura.** Informativo n. 4, Técnico de Campo, Espanha. 7 p.; 2004.

SANT'ANNA, F.B. **Populações de *Musca domestica* resistentes a inseticidas e reguladores de crescimento provenientes de granjas industriais de postura comercial dos estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais.** Tese de Doutorado, UFRRJ, Seropédica; 70 p.; 2006.

SANTORO, P.H.; NEVES, P.M.O.J.; ALEXANDRE, T.M.; ALVES, L.F.A. Interferência da metodologia nos resultados de bioensaios de seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de insetos. **Pesq. Agropec. Bras.**, v. 42, n. 4, p. 483-489; 2007.

SANTOS, E.L.; CARDOSO, E.L.; SANTOS-SILVA, R.A.M.; PELLEGRIN, A.O. **Princípios básicos para a produção sustentável de bovinos de corte no Pantanal.** Documento 37 da Embrapa Pantanal, 30 p.; 2002.

SANTOS, M.J.P. **Comportamento sexual, reprodutivo, sobrevivência e desenvolvimento pós-embrionário de *L. cuprina* exposta a diferentes condições de criação no laboratório.** Tese de Doutorado, UFRRJ. 108 p., 1999.

SANTOS, S.P. **A química dos inseticidas (parte II).** Informativo DBQ n. 11, Universidade de Lisboa; 5 p.; 2002.

SARAIVA, F.P.; FERNANDES, J.B.V.D.; TOMIKAWA, V.O.; COSTA, P.G.; MATAYOSHI, S. Ophthalmomyiasis as a cause of canalicular lesion. **J. Pediatría**, v. 81, n. 1, p. 85-87; 2005.

SCHAFFER DA SILVA, A.; HECK, C.A.; DOYLE, R.L.; MONTERIO, S.G. Levantamento das espécies de Diptera na região de Santa Maria baseado em diferentes substratos. **Rev. Fac. Zootec. Vet. Agron.**, v. 12, n. 1, p. 51-58; 2005.

SCHIMMER, O.; KUHNE, I. Mutagenic compounds in an extract from *Rutae Herba* (*Ruta graveolens* L.) **Mutat. Res.**, v. 243, n. 1, p. 57-62; 1990.

SCHMUTTERER, H. Properties and potencial of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. **Annual Rev. Entomol.**, v. 35, p. 271-297; 1990.

SCHNEIDER, E. **A cura e a saúde pelos alimentos.** Casa Publicadora Brasileira, São Paulo; 2ª ed. 507 p.; 1984.

SCHROEDER, F.C.; CAMPO, M.; GRANT, J.B.; WEIBEL, D.B.; SMEDLEY, S.R.; BOLTON, K.L.; MEINWALD, J.; EISNER, T. Pinoresinol: a lignol of plant origin serving for defense in a caterpillar. **P.N.A.S.**, v. 103, n. 42, p. 15497-15501; 2006.

SCOTT, I.M.; JENSEN, H.; NICOL, R.; LESAGE, L.; BRADBURY, R.; SANCHEZ-VINDAS, P.; POVEDA, L.; ARNASON, J.T.; PHILOGENE, B.J. Efficacy of *Piper* (Piperaceae) extracts for control of common home and garden insect pests. **J. Econ. Entomol.**, v. 97, n. 4, p. 1390-1403; 2004.

SEHGAL, R.; BHATTI, H.P.S.; BHASIN, D.K.; SOOD, A.K.; NADA, R.; SINGH, K. Intestinal myiasis due to *Musca domestica*: a report of two cases. **J. Infect. Dis.**, v. 55, p. 191-193; 2002.

SERENO, J.R.B.; CATTO, J.B.; SERENO, F.T.P.S. **Prevenção de miíases umbilicais em bezerros criados extensivamente no Pantanal, através da utilização de Ivermectin.** Comunicado Técnico n. 16, Embrapa Pantanal, 5 p.; 1996.

SES-RS. Secretaria da Saúde do Estado do Rio Grande do Sul. Controle de moscas sinantrópicas. **Informativo SES-RS nº 31**; 9 p.; 2006.

SEYMOR, P.H. Princípios ativos botânicos na luta contra os insetos. **Rev. Ecologia e Saúde**, v. 3, n. 1, p. 25-29; 2007.

- SHINOHARA, E.H.; MARTINI, M.Z.; OLIVEIRA NETO, H.G.; TAKAHASHI, A. Oral myiasis treated with ivermectin: case report. **Braz. Dent. J.**, v. 15, n. 1, p. 79-81; 2004.
- SIDIQUI, B.S.; AFSHAN, F.; GULZAR, T.; SULTANA, R.; NAQVI, S.N.; TARIQ, R.M. Tetracyclic triterpenoids from the leaves of *Azadiractha indica* and their insecticidal activities. **Chem. Pharm. Bull.**, v. 51, n. 4, p. 415-417; 2003.
- SILVA, F.A.C.; MARTINEZ, S.S. Effect of neem seed oil aqueous solutions on survival and development of the predator *Cycloneda sanguinea* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae). **Neotrop. Entomol.**, v. 33, n. 6, p. 751-757; 2004.
- SILVA, F.C.(org.) **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Embrapa Solos, Brasília. p. 83. 1999.
- SILVA, I.J.; GUIMARÃES, V.P.; LIMA, C.G.; SILVA, H.H.G.; ELIAS, C.N.; SILVA, V.V.M.; NERY, A.P.; ROCHA, E.R.; ROCHA, C.; ISAC, E. Efeito larvívica e toxicológico do extrato bruto etanólico da casca do caule de *Magonia pubescens* sobre *Aedes aegypti* em criadouros artificiais. **Rev. Patol. Trop.**, v. 32, p. 73-86; 2003.
- SILVA, L.V.; DE LA RUE, M.L. Lesões da mosca-dos-chifres na pele de bovinos e impacto na indústria do couro. **Ciência Rural**, v. 32, n. 6, p. 1039-1043; 2002.
- SILVA, W.J.; SILVA, W.C.; BORGES, L.M.F. Avaliação de duas formulações comerciais de *Azadiractha indica* sobre fêmeas de *Boophilus microplus*. In: Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária, 12, 2002., Rio de Janeiro. **Anais do XII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**; Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. CD-ROM; 2002a.
- SILVA, W.J.; SILVA, W.C.; BORGES, L.M.F. Eficiência de *Melia azedarach* sobre larvas de *Boophilus microplus*. In: Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária, 12, 2002., Rio de Janeiro. **Anais do XII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**; Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. CD-ROM; 2002b.
- SIMAS, N.K.; LIMA, E.C.; CONCEIÇÃO, S.R.; KUSTER, R.M.; OLIVEIRA FILHO, A.M. Produtos naturais para o controle da transmissão da dengue-atividade larvívica de *Myroxylon balsamum* (óleo vermelho) e de terpenóides e fenilpropanóides. **Química Nova**, v. 27, n. 1, p. 46-49; 2004.
- SIMIC, A.; SOKOVIC, M.D.; RISTIC, M.; GRUJIC-JOVANOVIC, S.; VUKOJEVIC, J.; MARIN, P.D. The chemical composition of some Lauraceae essential oils and their antifungal activities. **Phytother. Res.**, v. 18, n. 9, p. 713-717; 2004.
- SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G. **Farmacognosia**. Ed. Universidade - UFRGS, cap. 29, p. 641-656; 1999.
- SOLIS, D.R.; BUENO, O.C. Efeito do óleo de nim sobre o forrageamento de *Monomorium pharaonis*. **Arq. Inst. Biol.**, v. 72 (supl. 2), p. 64; 2005.
- SOUZA, A.L. **Levantamento de fauna de insetos que ocorrem na indústria de alimentos, panificadora e clube recreativo, na região metropolitana de Curitiba, Paraná**. Dissertação de Mestrado, UPPR. 49 p., 2004.
- SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Atividade ovívica de extratos aquosos de meliáceas sobre a mosca branca *Bemisia tabaci* biótipo B em tomateiro. **Scientia Agricola**, v. 57, n. 3, p. 403-406; 2000.

SOUZA, A.P.O.; ALCÂNTARA, R.L.C. **Produtos orgânicos: um estudo exploratório sobre as possibilidades do Brasil no mercado internacional.** News letter Planeta Orgânico, n. 32, 10 p.; 2003.

SOUZA, E.R. **Soluções para reduzir os impactos ambientais da pecuária.** Inf. n.3 Emater-MG; 4 p.; 2007.

SOUZA, J.R. **Influência de fatores abióticos e bióticos na pupação de *C. hominivorax* no município de Seropédica, RJ, BR.** Dissertação de Mestrado, UFRRJ. 95 p., 1998.

STEINKRAUS, D.C.; GEDEN, C.J.; RUTZ, D.A.; KRAMER, J.P. First report of the natural occurrence of *Beauveria bassiana* in *Musca domestica*. **J. Med. Entomol.**, v. 27, p. 309-312; 1990.

STRONG, L.; BROWN, T.A. Avermectins in insect control and biology: a review. **Bulletin of Entomological Research**, v. 77, p. 357-389, 1987.

STUART, W.I. *Cinnamomum zeylanicum* Blume. **Ecology and Evolutionary Biology Researches**, v. 2, n. 3, p. 17-19; 2007.

SU, H.C.F. Insecticidal properties of black pepper to rice weevils and cowpea weevils. **J. Econ. Entomol.**, v. 70, n. 1, p. 18-21; 1977.

SUBBA-RAO, N. S. **Biofertilizers in agriculture.** Oxford & IBH Publishing , New Delhi. 186 p., 1982.

SUKONTASON, K.L.; BOONCHU, N; SUKONTASON, K.; CHOOCHOTE, W. Effects of eucalyptol on house fly and blow fly. **Rev Inst Med. Trop. S. Paulo**, v. 46, n. 2, p. 97-101; 2004.

SVEDESE, V.M.; PORTELA-SILVA, A.P.A.; LOPES, R.S.; LUNA-ALVES LIMA, E.A.; ALBUQUERQUE, A.C. Infectividade de *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* em larvas de *Zaprionus indianus* (Mosca-do-figo) sob condições de laboratório. **Rev. Biologia-UFPE**, v. 1, n. 2, p. 16-19; 2006.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal.** 3ª ed. Ed. Artmed, Porto Alegre, p. 309--334; 2004.

TAKATSUKA, F.S. **Efeito de extratos naturais no controle de insetos praga e fitopatógenos.** Dissertação de Mestrado, UFG, Goiás; 93 p.; 2004.

TAMAI, M.A. **Controle de *Tetranychus urticae* com fungos entomopatogênicos.** Tese de Doutorado. ESALQ, Piracicaba. 144 p.; 2002.

TARDELLI, C.A.; GODOY, W.A.C.; ARRUDA, P.F. Population dynamics of *Musca domestica*: experimental and theoretical studies at different temperatures. **Braz. Arch. Biol. Technol.**, v. 47, n. 5, p. 775-783; 2004.

TAUTZ, C. O derretimento está próximo. **Ecologia e Desenvolvimento.** n. 8, p. 14; 2002.

TAYLOR, J.W.; JACOBSON, D.J.; FISHER,, M.C. The evolution of asexual fungi: reproduction, speciation and classification. **Annu. Rev. Phytopathol.** 2001, v. 39, p. 197-246; 2001.

TEIXEIRA, C.A.D. **Desenvolvimento de inseticidas botânicos por tecnologias de baixo custo para agricultores familiares.** Inf. Embrapa Rondônia, Doc. n. 3, 6 p.; 2006.

THAMSBORG, S.M.; ROEPSTORFF, A.; LARSEN, M. Integrated and biological control of parasites in organic and conventional production systems. **Vet. Parasitol.**, v. 84, p. 169-186; 1999.

- THULLNER, F. Impact of pesticide resistance and network for global pesticides resistance management based on a regional structure. **Animal Parasitology**, v. 27, p. 12-22; 1996.
- TORRES, J.R.; OLIVEIRA, C.M.B.; WALD, V.B. Influência sazonal sobre os períodos de pré-pupa e pupa de de *Musca domestica* na região de Porto Alegre, RS. **Acta Sci. Vet.**, v. 30, n. 1, p. 37-42; 2002.
- TORTORA, G.J.; FUNKE, B.R.; CASE, C.L. **Micorbiologia**. Ed. Artmed, Porto Alegre. 6^a ed. 830 p.; 2003.
- TRIPLEHORN, C.A.; JOHNSON, N.F. **Introduction to the study of insects**. Thomson Books/Cole, Califórnia, 7^a ed. 864 p. (p. 5-51); 2006.
- U.S. EMBASSY. **Programa gusano barrenador**. Informativo n. 11, San José, Costa Rica. 5 p.; 2001.
- VAIRO DOS SANTOS, A.C.; AKIBA, F. **Biofertilizantes líquidos: uso correto na agricultura alternativa**. Imprensa Universitária, UFRRJ, Seropédica, 35 p.; 1996.
- VAIRO DOS SANTOS, A.C. **Biofertilizante líquido, o defensivo agrícola da natureza**. EMATER-RIO, Niterói. 16 p.; 1992.
- VALARINI, P.J. **Metodologia para recuperação de solos degradados por salinidade mediante a ativação da produção de exopolissacarídeos bacterianos**. Inf. Embrapa Meio Ambiente, n. 31, 3 p.; 2000.
- VALLADARES, G.; GARBIN, L.; DEFAGÓ, M.T.; CARPINALLA, C.; PALACIOS, S. Actividad antialimentaria e insecticida de un extracto de hojas senescentes de *Melia azedarach* (Meliaceae). **Rev. Soc. Entomol. Arg.**, v. 62, n. 1-2, p. 53-61; 2003.
- VALERIO, L.; MAROLI, M. Valutazione dell'effetto repellente ed anti-feeding dell'oglio d'aglio nei confronti dei flebotomi. **Ann. Ist. Super. Sanità**, v. 41, n. 2, p. 253-256; 2005.
- VALIN, C. La calidad y la transformación de los productos de origen animal: el caso de la cadena de carne. **Analecta Veterinaria**, v. 20, n. 1, p. 20-28; 2000.
- VENZON, M.; ROSADO, M.C.; PINTO, C.M.F.; DUARTE, V.S.; EUZÉBIO, D.E.; PALLINI, A. Potencial de defensivos alternativos para o controle do ácaro-branco em pimenta "Malagueta". **Hortic. Bras.**; v. 24, n. 2, p. 224-227; 2006.
- VERÍSSIMO, C.J. Morte de ruminantes devido a infecção na orelha consequente à miíase causada por *Cochliomyia hominivorax*. **Arq. Inst. Biol. São Paulo**, v. 70, n. 2, p. 187-189; 2003.
- VIANNA, E.E.S.; COSTA, P.R.P.; FERNANDES, A.L.; RIBEIRO, P.B. Abundância e flutuação populacional das espécies de *Chrysomya* em Pelotas, RS. **Iheringia, Sér. Zool.**, v. 94, n. 3, p. 231-234; 2004.
- VIEGAS, E.C.; SOARES, A.; CARMO, M.G.F.; ROSSETTO, C.A.V. Toxicidade de óleos essenciais de alho e casca de canela contra fungos do grupo *Aspergillus flavus*. **Hort. Bras.**, v. 23, n. 4, p. 915-919; 2005.
- VIEGAS JUNIOR, C. Terpenos com atividade inseticida: uma alternativa para o controle químico de insetos. **Quím. Nova**, v. 26, n. 3, p. 64-72; 2003.
- VIEIRA, G.A. Controle ambiental de pragas em granjas leiteiras. **Rev. Leite e Derivados**, v. 10, n. 57, p. 24-29; 2001.

- VIGNAU, M.L.; ROMERO, J.R.; BALDO, A.; RISSO, M.A.; SILVESTRINI, M.P. The effect of methoprene on *Musca domestica* laboratory bioassays. **Analecta Veterinaria**, v. 23, n. 2, p. 11-14; 2003.
- VISCIARELLI, E.C.; GARCÍA, S.H.; SALOMÓN, C.; JOFRE, C.; COSTAMAGNA, S.R. Un caso de miasis humana por *Cochliomyia hominivorax* asociado a pediculosis en Mendoza, **Argentina**. **Parasitol. Latinoam.**, v. 58, p. 166-168; 2003.
- VOGTMANN, H.; WAGNER, R. **Agricultura ecológica: teoria e prática**. Ed. Mercado Aberto, Porto Alegre, 168 p.; 1987.
- VON ZUBEN, C.J. Comportamento de oviposturas individuais, percentagem de eclosão e peso larval mínimo para pupação em *Chrysomya megacephala*. **An. Soc. Entomol. Brasil.**, v. 27, n. 4, p. 525-533; 1998.
- VON ZUBEN, C.J.; STANGENHAUS, G.; GODOY, W.A.C. Competição e agregação larval em *Chrysomya megacephala*: efeitos de diferentes níveis de agregação larval sobre estimativas de peso, fecundidade e investimento produtivo. **Rev. Bras. Biol.**, v. 60, n. 2, p. 195-203; 2000.
- WAKELIN, D. Genetic control of susceptibility and resistance to parasitic infections. **Advances in Parasitology**, v. 16, p. 219-308; 1978.
- WALIGORA, S. O Brasil e a produção de carne orgânica. **Rev. Agroecologia Hoje**, v. 2, n. 9, p. 22; 2001.
- WALKER, J.T.; MELIN, J.B. *Mentha piperita*, *M. spicata* and effects of their essential oils on Meloidogyne in soil. **J. Nematol.**, v. 28, p. 629-935; 1996.
- WARE, G.W.; WHITACRE, D.M. Introducción a los insecticidas **In: The Pesticide Book**, 6 ed., MeisterPro Information Resources; Ohio. p. 61-72; 2004.
- WASILEWSKI, J. **Uma nova família de inseticidas químicos representada pelo Confirm, agente de controle seletivo de lagartas, uma alternativa "verde" para alguns dos inseticidas convencionais mais usados**. Doc. nº12 of Chemistry Department - University of Scranton; 9 p.; 2005.
- WATSON, D.W.; GEDEN, C.J.; LONG, S.J.; RUTZ, D.A. Efficacy of *Beauveria bassiana* for controlling the house fly and stable fly. **Biological Control**, v. 5, p. 405-411; 1995.
- WEIGÄRTNER, M.A.; ALDRIGHI, C.F.S.; PERERA, A.F. **Práticas ecológicas: caldas e biofertilizantes**. Embrapa Clima Temperado; 24 p.; 2006.
- WEIGERT, S.C.; FIGUEIREDO, M.R.C.; LOEBMANN, D.; NUNES, J.A.R.; SANTOS, A.L.G. Influência da temperatura e do tipo de substrato na produção de larvas de *Musca domestica*. **Rev. Bras. Zootec.**; v.31, n.5, p. 1886-1889; 2002.
- WEINTRAUB, P.G.; HOROWITZ, A.R. Systemic effects of a neem insecticide on *Liriomyza huidobrensis* larvae. **Phytoparasitica**, v. 25, p. 283-289; 1997.
- WOLF, R.; ORION, E.; MATZ, H. Stowaways with wings: two cases reports on high-flying insects. **J. Dermatol. Israel**, v. 9, n. 3, p. 9-15; 2003.
- WRI. **World resources 2000-2001: people and ecosystems**. Washington, p. 159-162; 2000.

YANG, Y.C.; LEE, H.S.; LEE, S.H.; CLARK, J.M.; AHN, Y.J. Ovicidal and adulticidal activities of *Cinnamomum zeylanicum* bark essential oil compounds and related compounds against *Pediculus humanus capitis*. **Int. J. Parasitol.**, v. 35, n. 14, p. 1595-1600; 2005.

YUCA, K.; CAKSEN, H.; SAKIN, Y.F.; CANKAYA, H. Anal myiasis in children and literature review. **Tohoku. J. Exp. Med.**, v. 206, p. 125-130; 2005.

ZHU, J.; ZENG, X.; YANMA, A.; LIU, T.; OIAN, K.; TUCKER, B.; SCHULTZ, G.; COATS, J.; ROWLEY, W.; ZHANG, A. Adult repellency and larvicidal activity of five plant essential oils against mosquitoes. **J. Am. Mosq. Control. Assoc.**, v. 22, n. 3, p. 515-522; 2006.

ZIJOU, H.; HAMAZAKI, A.; FONTANA, J.D.; TAKAHASHI, H.; WANDSCHEER, C.B.; FUKUYAMA, Y. Cytotoxic limonoids from brazilian *Melia azedarach*. **Chem. Pharm. Bull.**, v. 53, n. 10, p. 1362-1365; 2005.

ZUCCHI, R.A.; VENDRAMIM, J.D.; BERTI-FILHO, E. **Importância dos insetos e manejo de pragas**. Curso de entomologia aplicada á agricultura. FEALQ, Piracicaba; 26 p.; 1999.