

ANÁLISE DOS PROCESSOS DE DECOMPOSIÇÃO E SUCESSÃO
ECOLÓGICA EM CARCAÇAS DE SUÍNO (*Sus scrofa* L.) MORTOS
POR DISPARO DE ARMA DE FOGO E *OVERDOSE* DE COCAÍNA
E PROTOCOLO DE PROCEDIMENTO DIANTE DE CORPO DE
DELITO

EDMILSON MARTINS

Dissertação apresentada ao Instituto de Biociências, campus de Botucatu, UNESP, para obtenção do título de Mestre no Programa de Pós-Graduação em Biologia Geral e Aplicada e Área de concentração em *Biologia de parasitas e microorganismos*.

Dr. Wesley Augusto C. de Godoy (orientador)
Dra. Patrícia Jacqueline Thyssen (co-orientadora)

BOTUCATU – SP.

2009



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
Campus de Botucatu



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

“Julio de Mesquita Filho”

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS DE BOTUCATU

**Análise dos processos de decomposição e sucessão ecológica em
carcaças de suíno (*Sus scrofa* L.) mortos por disparo de arma de
fogo e *overdose* de cocaína e protocolo de procedimento diante de
corpo de delito**

EDMILSON MARTINS

WESLEY AUGUSTO C. DE GODOY

Dissertação apresentada ao Instituto de Biociências, campus de Botucatu, UNESP, para obtenção do título de Mestre no Programa de Pós-Graduação em Biologia Geral e Aplicada e Área de concentração em *Biologia de parasitas e microorganismos*.

Dr. Wesley Augusto C. de Godoy (orientador)
Dra. Patrícia Jacqueline Thyssen (co-orientadora)

BOTUCATU – SP.

2009

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO
DA INFORMAÇÃO
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CAMPUS DE BOTUCATU - UNESP
BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: Selma Maria de Jesus

Martins, Edmilson.

Análise dos processos de decomposição e sucessão ecológica em carcaças de suíno (*Sus scrofa* L.) mortos por disparo de arma de fogo e *overdose* de cocaína e protocolo de procedimentos diante de corpo de delito / Edmilson Martins. – Botucatu : [s.n.], 2009.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências, Botucatu, 2009.

Orientador: Wesley Augusto C. de Godoy
Co-orientadora: Patrícia Jacqueline Thyssen
Assunto CAPES: 21200009

1. Entomologia forense 2. Investigação pós-morte 3. Suíno - Carcaça - Estudos experimentais CDD 595.7

Palavras-chave: Decomposição; Díptera muscomorpha; Entomologia forense; Intervalo pós morte; Medicina legal

*“Ninguém compreenderá seus sacrifícios e renúncias
para a manutenção de uma vida modesta e honrada.
Persevere no dever bem cumprido”*

Divaldo Franco/Marco Prisco

Essa não tem espaço no nosso Brasil de hoje:

“Não sei, cidadãos atenienses, o que haveis sentido, pela influência dos meus acusadores; o fato de eles discursarem com tanta convicção fez-me esquecer de mim mesmo. Posso garantir, porém, que nada disseram de verdadeiro. Apenas uma, entre tantas mentiras que propalaram, eu acato: a de que deveis ficar alertas para não serdes enganados pela minha habilidade de orador. No entanto, não se envergonham com a possibilidade de que logo seriam desmentidos por mim, concretamente, quando eu me apresentasse diante de vós, de nenhum momento hábil orador? Essa é, na verdade, a sua maior imprudência, se, todavia, não denominam “hábil no falar” aquele que diz a verdade. Porque, se dizem exatamente isso, então devo me considerar um bom orador, mas não no sentido que quiseram me atribuir. Por isso, sou quase estranho ao modo de falar aqui. Se eu fosse realmente um estrangeiro, sem dúvida me perdoaríeis se eu falasse na língua e maneira pela quais tivesse sido educado; assim também agora vos peço algo que me parece justo: permiti-me, em primeiro lugar, a minha linguagem – e poderá ser pior ou mesmo melhor – depois, considerai se o que digo é justo ou não. Essa, de fato, é a virtude do juiz; do orador, o mérito é dizer a verdade”.

Platão em Apologia de Sócrates

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais João e Maria, humildes nas ações, lutadores numa vida recheada de provações, onde para formação dos filhos centraram-se na ética como verdade suprema para a correta educação e o veredicto de que o sucesso de cada um dependerá exclusivamente de seus méritos e talentos individuais.

À minha esposa que sempre me apoiou, pois os afastamentos obrigatórios por conta das atividades de pesquisa guardavam direta relação com a sobrecarga dos serviços sobre seus ombros. Aos meus filhos, que souberam compreender a ausência paterna e que tal esforço, no fundo, objetivava dar-lhes o exemplo de que não há idade para encerrar os estudos e que limitar o conhecimento trará reflexos diretos em suas vidas, ainda mais num mundo tão concorrido.

Ao meu orientador Dr. Wesley Augusto C. Godoy, que aceitou o desafio de orientar em temas das ciências biológicas, alguém com formação em química.

À minha co-orientadora e amiga Dra. Patrícia Jacqueline Thyssen, batalhadora incansável, com quem aprendi que ciência não se faz somente com estudo, mas também com muito suor e extrema dedicação. Deu-me a oportunidade de reingressar na vida acadêmica, não medindo esforços em recolocar-me nos rígidos trilhos do rigor científico, quando deles eu insistia em descarrilar.

Aos meus colegas de trabalho no Instituto de Criminalística de Franca e de São Paulo, que não mediram esforços em apoiar a iniciativa para meu aprimoramento técnico-profissional, facilitando as trocas de plantões e auxiliando nas análises de laboratório, contando com a certeza de que os conhecimentos adquiridos se transformarão em benefícios ao Órgão em particular e à sociedade com um todo.

Ao Dr. Pedro Luis Dallaqua, Delegado de Polícia da Delegacia de Investigações sobre Entorpecentes, que confiou, intermediou junto às autoridades competentes e liberou o fornecimento das substâncias controladas para que se pudessem levar a cabo as pesquisas programadas neste trabalho.

Ao Sr. José R. Faveri, engenheiro e administrador da fazenda Potirendaba, em Pedregulho, que gentilmente cedeu suas instalações para exposição das carcaças e implantação do laboratório avançado, que permitiu que os trabalhos de campo se tornassem uma realidade.

Aos graduandos do curso de Biologia pela Universidade de Franca Tales e Sidney, que se apresentaram como voluntários ao estágio junto a esse mestrando, para auxiliar na penosa tarefa de triagem e identificação dos diferentes grupos de insetos necrófragos, que colonizaram as carcaças analisadas.

Aos professores Dr. Reinaldo José da Silva, Dr. Alessandro F. T. Amarante, Dra Carolina Reigada, Dra Wilma G. Kempinas, Dr. Carlos Roberto Padovani, cujo contato nas disciplinas permitiu avançar nos conhecimentos biológicos.

Aos colegas mestrandos da BGA UNESP, Juliana Alves Neves, Carolina G. Palanch de Lima, que muito colaboraram nas tarefas de laboratório e pesquisa para finalizar este trabalho, além do graduando Carlos que nos salvou nas identificações dos sarcófagos.

Aos colegas do Laboratório de Entomologia do IB-Unicamp: Thiago C. Moretti, Maicon D. Grella e Marcos J. Alves-Jr., pelo apoio técnico e troca de idéias sobre Parasitologia.

À Dra. Lucila Maria Lopes de Carvalho, que, ainda na Unicamp, trouxe os primeiros conhecimentos acerca da realidade da Entomologia Forense no Brasil e seu potencial em favor das atividades técnico-periciais.

Ao pessoal da secretaria de pós-graduação do IBB da Unesp pelos serviços, em especial a sempre solícita e simpática Luciene.

ÍNDICE GERAL

	Resumo	01
	Abstract	02
1	- Introdução e Revisão Bibliográfica	03
1.1	- Morte: caracterização e sinais	03
1.2	- Morte recente: fenômenos transformativos	04
1.3	- Morte tardia: fenômenos destrutivos	06
1.4	- Cronotanatognose e a Entomologia Forense	06
1.5	- Parâmetros para o diagnóstico do tempo de morte na Medicina Legal	10
2	- Objetivos Gerais	18
3	- Decomposição e sucessão ecológica: estudo focando a morte por overdose de cocaína e disparo por arma de fogo	19
3.1	- Resumo	19
3.2	- Introdução	19
3.3	- Material e métodos	21
3.4	- Resultados	24
3.5	- Discussão	31
3.6	- Conclusões	35
4	- Registro do comportamento necrofágico de <i>Ornidia obesa</i> (Diptera: Syrphidae)	50
4.1	- Introduction	50
4.2	- Material and methods	51
4.3	- Results	52
4.4	- Discussion	53
5	- Estudo de casos e protocolo de procedimento diante do corpo de delito para peritos criminais	55
5.1	- Resumo	55
5.2	- Introdução	55
5.3	- Estudo de casos com aplicação prática da entomologia forense	56
5.3.1	- Um caso de homicídio que caminhava para arquivamento como morte natural	56
5.3.2	- Um caso de provável homicídio, tido como favas contadas como sendo suicídio	57

5.4 -	Protocolo de procedimentos para equipe pericial	61
5.4.1-	Do material mínimo necessário para coleta durante exame perinecrosópico	61
5.4.2-	Do material para criação de imaturos até a fase adulta e conservação dos insetos	62
5.4.3-	Roteiro de trabalho por ocasião da chegada no local dos fatos	62
5.4.4-	Tratamento dispensado aos vestígios entomológicos	63
6	- Referências Bibliográficas	68
7	- Apêndices	75
7.1 -	Dados climáticos e dados abióticos da região do experimento.....	75
7.2 -	Tabelas de frequência de imaturos criados e adultos coletados nas carcaças e de comparação entre o tipo de morte.....	82

LISTA DE TABELAS

Table 1	Circunstancias of the collections of <i>O. obesa</i> adult specimens on pig carcasses.....	54
Tabela 1	Processo de sucessão ecológica observado em suínos mortos por overdose de cocaína e por disparo de arma de fogo no verão.....	48
Tabela 2	Processo de sucessão ecológica observado em suínos mortos por overdose de cocaína e por disparo de arma de fogo no inverno (agosto/setembro/08).	49
Tabela 3	Frequência de imaturos criados no experimento de verão (março/2008) em relação aos suínos T e C.....	82
Tabela 4	Frequência e comparação entre os imaturos criados nas carcaças do experimento de verão (março/2008) em relação a T e C.....	91
Tabela 5	Frequência de insetos adultos coletados nas carcaças no experimento de verão (março/2008) em relação a T e C.....	92
Tabela 6	Frequência e comparação entre os insetos adultos coletados nas carcaças no verão (março/2008) CI e TI.....	101
Tabela 7	Frequência de imaturos de <i>Chrysomya albiceps</i> criada nos porcos CI e TI em março de 2008.....	102
Tabela 8	Frequência de imaturos de <i>Chrysomya putoria</i> criados nos porcos CI e TI em março de 2008.....	102
Tabela 9	Frequência de imaturos de <i>Fannia scalaris</i> criados nos porcos CI e TI em março de 2008.....	103
Tabela 10	Frequência de imaturos de <i>Ophyra aenescens</i> criados nos porcos CI e TI em março de 2008.....	104
Tabela 11	Frequência de imaturos de <i>Stomoxys calcitrans</i> criados nos porcos CI e TI em março de 2008.....	105
Tabela 12	Frequência de outros acaliptrados imaturos criados no experimento de verão (mar/2008).....	106
Tabela 13	Frequência de imaturos criados nas carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII.....	107
Tabela 14	Frequência e comparação entre os imaturos criados nas carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII.....	111
Tabela 15	Frequência de insetos adultos coletados ao visitarem as carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII.....	112

Tabela 16	Frequência e comparação entre os adultos capturados nas carcaças CII e TII (experimentos de inverno/2008).....	117
Tabela 17	Frequência dos imaturos de <i>Chrysomya albiceps</i> criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.....	118
Tabela 18	Frequência de imaturos de <i>Chrysomya putoria</i> criados nos porcos CII e TII em agosto e setembro 2008.....	119
Tabela 19	Frequência de imaturos de Pteromalidae criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.....	119
Tabela 20	Frequência de imaturos de <i>Cochliomyia macellaria</i> criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.....	120

LISTA DE FIGURAS

Figure 1	Schematic drawing of the trap	54
Figura 1	Aspecto geral do ambiente de coleta onde foram expostas as carcaças de suínos.	36
Figura 2	Detalhe da armadilha empregada no experimento de inverno, com emprego de um coletor metálico com bocal onde se adaptou um segmento de garrafa PET, facilitando a coleta de adultos valendo-se do efeito da fototaxia dos insetos.	37
Figura 3	Fases de decomposição: (A) Fase fresca; (B) Fase inchaço ou gasosa; (C) Fase liquefação ou ativa; (D) Fase de decomposição seca; (E) Fase de restos ou esqueletização.	38
Figura 4	Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por overdose de cocaína no verão (março/2008).	39
Figura 5	Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por disparo de arma de fogo no verão (março/2008).	39
Figura 6	Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta overdose de cocaína no verão (março/2008).	40
Figura 7	Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta por disparo de arma de fogo no verão (março/2008).	40
Figura 8	Frequência de emergência de <i>Chrysomya albiceps</i> proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).	41
Figura 9	Frequência de emergência de <i>Chrysomya putoria</i> proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).	41
Figura 10	Frequência de emergência de <i>Fannia scalaris</i> proveniente da coleta	42

	de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).	
Figura 11	Frequência de emergência de <i>Ophyra aenescens</i> proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).	42
Figura 12	Frequência de emergência de <i>Stomoxys calcitrans</i> proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).	43
Figura 13	Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por <i>overdose</i> de cocaína no inverno (agosto/ 2008).	43
Figura 14	Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por disparo de arma de fogo no inverno (agosto /2008).	44
Figura 15	Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta por <i>overdose</i> de cocaína no inverno (agosto/2008) .	44
Figura 16	Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta por disparo de arma de fogo no inverno (agosto/ 2008).	45
Figura 17	Frequência de emergência de imaturos de <i>Chrysomya albiceps</i> que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).	45
Figura 18	Frequência de emergência de imaturos de <i>Chrysomya putoria</i> que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).	46
Figura 19	Frequência de emergência de imaturos de Pteromalidae que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).	46
Figura 20	Frequência de emergência de imaturos de <i>C. macellaria</i> que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).	47
Figura 21	Reproduz a posição da vítima ao lado da cama conforme foi encontrada.	57
Figura 22	Em detalhe, a massa larval na nuca, assinalada, competindo em igualdade de condições com outras regiões mais eletivas como os orifícios naturais da face.....	57
Figura 23	Crânio da vítima depois de exumado, demonstrando ausência de traumatismos, que impossibilitou ao Legista a constatação da violência, mas comprovou que bastou um ferimento superficial para a biologia das moscas se manifestar e permitir aos Peritos desconfiar de que ali poderia ter se dado uma morte não-natural.....	57
Figura 24	Posição atípica do cadáver e do laço com conotação de morte suspeita.....	59

Figura 25	Apoio do cadáver garantindo à prole larval acesso ao terreno para pupariação (esquerda) e larvas concentradas nos orifícios naturais da face e ovos na raiz capilar, junto ao tronco da árvore (direita).....	59
Figura 26	Adultos de <i>Chrysomya albiceps</i> e <i>Hemilucilia semidiaphana</i> que emergiram coletados em campo neste caso.....	60
Figura 27	Apetrechos que compõem normalmente o material de trabalho do perito de campo, desde ferramentas convencionais como régua de nível e transferidor para cálculo de desnível, invólucros, luvas, lupa, trenas até reagentes para impressões dactiloscópicas, constatação e orientação para presença de sangue, como peróxido de hidrogênio, luminol e soro fisiológico. Carga para duas malas médias.....	65
Figura 28	Material mínimo para trabalhos entomológicos de campo para perito criminal. Assinalado um puçá entomológico adaptado com organza a partir de uma peneira de tamanho médio. Também se observam os potes plásticos com tampa e fragmento de organza, ependorf, etiquetas adesivas, termômetro digital com haste que mede inclusive a temperatura anal no cadáver, pinça, algodão, luvas, frasco de vidro adaptado como “câmara mortífera” de alados e solução de álcool 70 e 93% ou éter.....	66
Figura 29	Pote com tampa vazada e organza com algodão umedecido para transporte provisório das larvas coletadas.....	66
Figura 30	Modelo de urna entomológica com 80 cm na face maior e 45 cm de profundidade e largura. No centro o bocal para adaptar o coletor, que pode ser uma garrafa PET transparente, tendo outra secção de garrafa PET ao lado para imediata reposição. Quanto maior e abrangente a urna, maior capacidade de capturar insetos que dispersam para pupariação.....	67
Figura 31	Detalhe da secção de garrafa PET adaptada como coletor de alados, observando-se a janela de ventilação com organza. A peça está encaixada no bocal da urna, que tem a mesma secção transversal.....	67

LISTA DE DADOS METEOROLÓGICOS/ABIÓTICOS

1	Dados climáticos durante o período do experimento de verão (março/2008) Temperatura.....	75
2	Dados climáticos durante o período do experimento de verão (março/2008) - Umidade do ar.....	75
3	Dados abióticos em relação ao suíno morto por disparo de arma de fogo durante o experimento de verão (março/2008).....	77
4	Dados abióticos em relação ao suíno morto por overdose de cocaína	77

	durante o experimento de verão (março/2008).....	
5	Dados climáticos durante o período do experimento de inverno (ago/2008) – Temperatura.....	78
6	Dados climáticos durante o período do experimento de inverno (ago/2008) - Umidade relativa do ar.....	79
7	Dados abióticos em relação ao suíno morto por disparo de arma de fogo durante o experimento de inverno (agosto/2008).....	81
8	Dados abióticos em relação ao suíno morto por overdose de cocaína durante o experimento de inverno (agosto/2008).....	81

RESUMO

Há muito, a criminalística vem buscando soluções para superar um dos maiores desafios no atendimento de locais de crime, qual seja a determinação do intervalo de tempo entre o fato penal ocorrido e o início dos trabalhos de investigação policial. Não somente o intervalo pós-morte (IPM) representa um desses desafios, mas também o tempo decorrido em casos de maus tratos a crianças, idosos ou animais, além dos casos em que a determinação da causa da morte torna-se imprescindível no curso da investigação policial. Assim tornou-se a Entomologia Forense um parâmetro importante na busca por soluções capazes de nortear os trabalhos de apuração de diversos tipos de delito, recorrendo-se a informações sobre a idade do inseto, quando leva em conta sua biologia, bem como o comportamento de toda fauna presente em um corpo, tendo em conta o processo de sucessão ecológica. Para tanto, o conhecimento da fauna existente em diferentes áreas do país é primordial, de modo que a Entomologia Forense possa ser usada como um método corrente junto às técnicas periciais já existentes, além de aumentar a confiabilidade acerca dos laudos emitidos atualmente. Assim, neste estudo, objetivou-se analisar de maneira sistemática, usando como modelo animal carcaças de suínos domésticos (*Sus scrofa* L.) de aproximadamente 15 Kg, expostas em ambiente rural da região nordeste do Estado de São Paulo, Alta Mogiana, por meio de armadilhas apropriadas. Um dos animais foi morto por disparo de arma de fogo, enquanto o outro, por overdose de cocaína via intramuscular. Nossos resultados mostram que não houve diferença significativa na abundância e diversidade das espécies devido à intoxicação, porém as carcaças de porcos mortas por cocaína foram consumidas primeiro que as mortas por disparo de arma de fogo. Outra observação importante foi em relação ao primeiro registro de *Ornidia obesa* (Diptera: Syrphidae) criando-se em carcaças, visando reunir dados suficientes para apoiar a possível inclusão desta mosca na categoria ecológica de insetos necrófagos.

Palavras-chaves: decomposição; intervalo pós-morte; entomologia forense; Diptera Muscomorpha; medicina legal.

ABSTRACT

The Forensic Science has been researching solutions to overcome one of the greatest challenges in the crime scene, which is determining the time interval between the criminal act occurred and the beginning of the investigation, ie, the post mortem interval (PMI). Among other challenges, is possible estimate the time since a child, aged people were neglected, beside the facts that the determination of the cause of death becomes vital in the course of police investigation. Thus became the entomology an important parameter in the search for solutions that can guide the work for various types of offence, using information about the insect age, when it takes in consideration their biology, as well as the behavior of the fauna present on the body, considering the ecological succession process. Thus, the knowledge of the existing fauna in different areas of the country is necessary for that the forensic entomology can be used as a common method within the forensic scope, as well as increasing the reliability of reports about currently issued. This study aimed at analyze, using as an animal model domestic pig (*Sus scrofa* L.) of approximately 15 kg, exposed in a rural environment of the Northeast from São Paulo State, Mogiana, by appropriate traps. One of the animal was killed by firearm, while another, by cocaine overdose intramuscularly. Our results showed that there was no significant difference on abundance and species diversity due to intoxication, but the carcasses killed by overdose were consumed by insects before that those killed by shooting. Another important observation regarding to the first record of breeding of *Ornidia obesa* (Diptera: Syrphidae) in the carcasses in an attempt to gather enough data to support the possible inclusion of this syrphid fly in the ecological category of necrophagic insects.

Key-words: decomposition; pos-mortem interval; forensic entomology; Diptera Muscomorpha; legal medicine.

1 – INTRODUÇÃO E REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Se existe um tema que acirra os debates e as doutrinas filosóficas e científicas, este seguramente corresponde à morte. Dizer que a morte é a simples cessação da vida é afirmar um truísmo, algo desprovido de senso, pois sequer existe consenso ao conceituar a vida. Mas da vida, ao menos, sabemos que ela se expressa por um complexo e dinâmico conjunto de fenômenos bioquímicos, regidos por leis fixas, cujo funcionamento normal se traduz num equilíbrio biológico e físico-químico, bem como em valores orgânicos constantes.

Quando ocorre a morte, essas leis deixam de ser válidas e o corpo inerte sofre influências de ordem física, química e microbiana. O organismo que consumiu suas reservas vitais e no qual a morte se instalou passa a ser um cadáver. Porém, órgãos, sistemas ou tecidos não morrem ao mesmo tempo: há graus de vida e há graus de morte. Assim, a morte há de ser entendida mais como um “processo” do que como um “fato instantâneo” (Maranhão, 2002).

1.1 – Morte: caracterização e sinais

Duas formas de estabelecer a ocorrência da morte prevalecem hoje: uma delas indicada pela cessação da atividade neurológica e a outra indicada por parada cardíaca e circulatória irreversível às manobras de ressuscitação e outras técnicas.

Até recentemente aceitava-se a morte como o cessar total e permanente das funções vitais. Atualmente, este conceito foi ampliado a partir do conhecimento de que a morte não é um puro e simples cessar das funções vitais, mas sim uma gama de processos que se desencadeiam durante um período de tempo, comprometendo diferentes órgãos (Croce & Croce Jr, 1995). A morte é a cessação completa e definitiva das funções auto conservadoras, renovadoras e multiplicadoras da matéria orgânica que perde, assim, suas propriedades vitais (Alcântara, 1982). Outra definição refere-se à morte como a desintegração irreversível da personalidade, em seus aspectos fundamentais morfo-fisiológicos, de molde a fazer cessar a unidade bio-psicológica como um todo funcional e orgânico (Carvalho, 1992).

A morte constitui um processo que se inicia nos centros vitais cerebrais ou cardíacos e se propaga, progressivamente a todos os órgãos e tecidos, ocorrendo inicialmente à morte funcional e depois a morte tissular (fenômeno que é responsável pela transformação da protrombina em trombina na presença de íons Ca^{++} , tendo papel fundamental no processo de coagulação) (Simonin, 1996).

Independentemente do critério adotado para a caracterização da morte, o que se procura determinar, na prática, são os sinais indiscutíveis de morte: a cessação dos fenômenos vitais e o surgimento dos fenômenos ditos abióticos ou avitais (imediatos e consecutivos). Relacionados entre os fenômenos abióticos imediatos, ou seja, aqueles que ocorrem imediatamente após a morte estão: a perda da consciência, a cessação dos batimentos cardíacos com conseqüente ausência de pulso, a cessação da respiração, a perda da sensibilidade cutânea, a abolição do tônus muscular e o relaxamento dos esfíncteres.

1.2 - Morte recente: fenômenos transformativos

Como fenômenos transformativos decorrentes da autólise evidenciam-se: a evaporação cutânea (trata-se da observação da perda de água através da superfície epitelial caracterizada por um decréscimo do peso, que sofre influência do tipo de morte e das condições ambientais, dando aparência de couro curtido); os livores hipostáticos (depósito de sangue nas regiões em declive do corpo); a rigidez cadavérica (ocorre após a evaporação cutânea e varia de acordo com a compleição física e a causa da morte); o esfriamento corporal (caracterizado pela observação da temperatura do corpo); e pela observação da fauna cadavérica.

Dentre os fenômenos citados acima, somente a temperatura corporal e o método da fauna cadavérica são passíveis de medição, sendo que os demais permitem apenas avaliações qualitativas, sujeitas à interpretação individual, o que prejudica os peritos nas situações em que a determinação do tempo de morte se faz necessária.

A rigidez cadavérica é um fenômeno consecutivo, constituindo-se em sinal preciso de morte, mas que possui valor relativo e limitado quando se objetiva a determinação da hora da morte, por ser avaliada através de critérios qualitativos e seu estudo diante da cronotanatognose não deve ser considerado isoladamente.

Os livores ou manchas de hipóstase são originados pela deposição de sangue nas partes em declive do corpo. Estudos mostram que a análise dos livores, seu aparecimento e fixação podem contribuir de alguma forma no estudo da cronotanatognose, constituindo-se também em método complementar, sujeito a possíveis falhas em sua caracterização, devido à subjetividade que permeia esta avaliação.

Costa (1998) informa que no esfriamento corpóreo a temperatura interna do organismo vivo permanece quase sempre constante, com pequenas variações (0,4 a 0,6°C) (Guyton & Hall, 2006). Os mecanismos que garantem a manutenção da temperatura interna representam um

sistema extremamente organizado, comandado por um centro regulador localizado no hipotálamo. A superfície corporal tem uma importância muito grande no controle termoregulador, posto que seja através desta superfície que ocorrem as trocas de calor com o meio ambiente através de processos físicos.

As mensurações realizadas em pessoas sadias mostram que existe uma faixa de temperatura que pode ser considerada normal, faixa esta compreendida entre 36°C e 37°C (medição via axilar). Quando se mede a temperatura por via retal, o valor obtido é aproximadamente 1°C mais alto que a temperatura tomada através da medição via axilar e 0,5°C mais alto que a tomada da mucosa oral.

A temperatura do corpo é mantida pelo equilíbrio entre a produção interna de calor e as perdas para o meio ambiente. Uma série de reações químicas participa ativamente deste processo. Com a morte, cessado o metabolismo, o corpo humano tende a estabelecer um equilíbrio térmico com o meio ambiente. A perda de temperatura por evaporação é mínima, prevalecendo no esfriamento perda por convecção e irradiação, assim como pela contribuição do processo de condução (Gomes, 1997). Entretanto, a temperatura corporal não se reduz imediatamente, podendo até aumentar no período imediato à morte, devido à manutenção de alguns processos metabólicos que decaem gradativamente e, ainda, a depender do local do corpo onde é realizada a medição da temperatura, pode-se encontrar curvas de esfriamento diferentes. Desse modo, o cadáver não se comporta como um corpo físico homogêneo, sob o ponto de vista térmico (Costa, 1998).

O esfriamento corporal como fenômeno físico, assume na cronotanatognose uma importância significativa, posto que, dentre os processos consecutivos à morte, é um dos poucos que permite uma análise quantitativa, através de medição sistematizada e de fácil aplicação, permitindo o registro das variações de temperatura a intervalos regulares, apesar do conhecimento de que o esfriamento corpóreo pode ser influenciado por diversos fatores: a temperatura e a umidade do ambiente, o arejamento, a temperatura do corpo no momento da morte, o tipo de vestuário, o estado de nutrição anterior à morte, a posição em que se encontra o cadáver, entre outros (Costa, 1998).

Em que pese todas as situações que sabidamente interferem no esfriamento corporal, seu estudo, desde que aplicado às condições climáticas locais e mediante um mínimo de sistematização, torna-se de fundamental importância na estimativa do tempo decorrido de morte, não devendo constituir-se em método único de análise, e sim em parâmetro auxiliar às demais avaliações que se enquadram no escopo da cronotanatognose.

1.3 - Morte tardia: fenômenos destrutivos

Enquanto na morte recente o conhecimento médico-legal recorre ao próprio corpo para estimar o tempo de morte, na morte tardia o intervalo pós-morte (IPM) pode ser estimado não somente pelas informações macroscópicas, mas por outros elementos externos que estão relacionados ao cadáver no curso de seu processo destrutivo (Santos, 2003;2008).

Esses fenômenos destrutivos ou de putrefação podem ser classificados em período de coloração (com mancha verde abdominal); período gasoso com bolhas epidérmicas ou inchaço abdominal decorrente de acúmulo de gases nas cavidades internas do corpo; período coliquativo ou ativo, quando há dissolução pútrida e as partes moles do cadáver progressivamente reduzem de volume ao desintegrarem os tecidos; a maceração, específica para corpos submersos em meio líquido como nos casos de afogados e de recém-nascidos; a saponificação, que se caracteriza por um processo conservador do cadáver, o que ocorre principalmente em função do meio e do clima a que o mesmo está exposto tendo os tecidos aspecto untoso; e o período de esqueletização, quando se evidencia a resistência da ossada como resultado do processo destrutivo cadavérico (França, 2008).

Ainda hoje, o médico legista e a perícia baseiam-se quase que exclusivamente na observação das alterações macroscópicas que se sucedem na decomposição dos corpos, sujeitas a inúmeros tipos de variações. Além disso, quando um corpo é encontrado dias, semanas, meses ou anos após a morte, a temperatura do corpo e outras condições deixam de ser ou não são mais tão apropriadas para estimar o tempo de morte (Amendt *et al.*, 2004).

Os meios disponíveis aos profissionais da área forense permitem estimar com certa garantia o tempo de morte recente, em até 48 horas. No entanto, o tempo de morte tardio exige mecanismos investigativos mais complexos e por vezes, adicionalmente, informações oferecidas por elementos extra-corporal (Oliveira-Costa, 2007). É justamente nesse campo que pode se inserir a Entomologia Forense.

1.4 - Cronotanatognose e a Entomologia Forense

A Entomologia Forense faz uso de conhecimentos acerca da biologia e comportamento de insetos para auxiliar um processo investigativo na elucidação de questões judiciais tais como morte violenta, uso de entorpecentes, danos em bens ou imóveis, contaminação de materiais ou produtos estocados e inúmeros outros casos que se apresentam à investigação (Oliveira-Costa, 2007).

Ao longo de um pouco mais de cem anos a entomologia forense evoluiu com base nas observações de autores de distintos países, contribuindo assim para a abordagem atualmente empregada. Mégnin, por exemplo, em seu livro “La Faune des cadavres - application de L’Entomologie a La Medicine Légale” editado em 1894, elaborou um modelo complexo e rígido para entender a colonização cadavérica por meio da sucessão ecológica, o qual incluía diversas ordens de insetos, segmentando esta comunidade, chamando-as de legiões, cujo termo ora adotado corresponde aos grupos de insetos que chegam ao cadáver em diferentes estágios da decomposição. Contabilizou então oito ondas de sucessão ecológica, partindo do princípio de que insetos visitavam fases específicas do processo putrefativo, onde o esgotamento protéico do recurso (humano) se dava de um a quatro anos no clima temperado da Europa.

Para Mégnin (1894), *Musca domestica*, *Muscina stabulans* (Diptera: Muscidae) e *Calliphora vomitoria* (Diptera: Calliphoridae) eram os “trabalhadores da primeira legião” e ocupavam o cadáver entre 16 e 23 dias (tanto as fases de larva quanto de pupa, dependendo da temperatura ambiente), pois preferiam os estágios iniciais da morte onde a carne era fresca, podendo ser vistos oviporem adicionalmente em carnes imperfeitamente salgadas.

A segunda legião iniciava a colonização logo que o odor cadavérico se fazia sentir, concomitante ao abandono pelas espécies da primeira legião, por *Lucilia coesar* (Diptera: Calliphoridae), *Sarcophaga carnaria*, *S. arvensis*, *S. laticrus* (Diptera: Sarcophagidae), *Cynomyia mortuorum* (Diptera: Psilidae) e *Onesia* sp. (Diptera: Calliphoridae).

A terceira legião, composta pelos coleópteros *Dermetes lardarius*, *D. frishii*, *D. undulatus* e *D. apinguindis*, tinha início quando os dípteros *Sarcophaga* terminavam de cumprir sua função, de 3 a 6 meses depois da morte.

A quarta legião, pouco depois de instalada a fermentação butírica nas moléculas graxas, tinha os seguintes “trabalhadores”: *Pyophila petasionis* (Diptera: Piophilidae), *Anthomya vicina*, *Anthomya* sp. (Diptera), *Necrobia coerulea* e *N. ruficollis* (Coleoptera).

A quinta legião, comandada pela fermentação amoniacal onde é observada a liquefação enegrecida das substâncias animais que não foram consumidas pelos trabalhadores das legiões antecessoras, era formada por *Tyreophora cynophila*, *T. furcata*, *T. anthropophaga*, *Lonchaea nigrimana* (Diptera), *Ophyra cadaverina* (Diptera: Muscidae), *Phora aterrima* (Diptera: Phoridae), *Necrophorus humator*, *Silpha littoralis*, *S. obscura* e *Saprinus rotundatus* (Coleoptera).

A sexta legião absorveria todos os humores que ainda restam no cadáver resultando em dessecação completa ou mumificação das partes orgânicas que resistiriam às diversas e sucessivas fermentações, freqüentada pelos acarinos: *Uproda nummularia*, *Tyroglyphus*

cadaverinus, *Glyciphagus cursor*, *G. spinipes*, *Trachynotus siro*, *T. longior*, *T. necrophagus* e *Coepophagus echinopus*.

A sétima legião vem para consumir as partes remanescentes do corpo tais como os tecidos membranosos pergaminhados, os ligamentos e os tendões transformados em matéria dura de aparência resinosa: *Attagenus pellio* e *Antherenus museorum* (Coleoptera) – de fato, suas larvas são os organismos mais ativos nesta fase da decomposição – e, finalmente, a oitava legião, *Tenebrio obscurus* e *Ptinus bruneus* (Coleoptera), faz “desaparecer” todos os detritos que os outros insetos deixaram e que assinalaram sua passagem. Dizia Mégnin (1894) que “se estes [insetos predecessores da oitava legião] desaparecerem sem deixar vestígios, a apreciação da data da morte seria muito difícil; ter-se-á, entretanto, a certeza de que remonta a mais de três anos, época em que os detritos da 7ª legião são presentes e acusam o fim completo de seu trabalho preparado pelos antecessores”.

O início dos estudos no Brasil foi levado a efeito por Freire (1914), depois de dezesseis anos de pesquisa. Como não poderia deixar de ser, em se tratando de um cientista muito adiante de seu tempo, se opôs a vários argumentos que compunham o trabalho criador e entusiasmado de Mégnin e criou outro método de sucessão ecológica. Compilou nove etapas, que apesar de não abandonar a idéia de que as fases putrefativas exerciam influência na preferência de diversas espécies de insetos, trazia importantes contribuições para o estudo rigorosamente mais científico (Favero, 1991), como:

- a) Não há exclusivismo de insetos em cada fase da putrefação, argumentando que a necrofagia é potencial, mas se o cadáver falta o inseto recorre a outras substâncias em decomposição, excrementos, matérias animais e vegetais. Logo, concluía, se a escolha varia até nisso, quanto mais nas várias fases mais ou menos próximas da decomposição, onde a matéria-prima é a mesma;
- b) Outro fator constatado por Freire (1914), e largamente explorado e confirmado em pesquisas científicas recentes, é a importância da concorrência entre os necrófagos; onde indivíduos melhor dotados expelem antecessores menos preparados; concluindo que a concorrência podia suprir espécies, gêneros e até grupos na seriação, de sorte a não encontrar o perito, quaisquer vestígios dessas espécies;
- c) Falta de isocronismo da putrefação, onde a marcha da putrefação depende de muitos fatores intrínsecos ao cadáver ou concernentes ao meio, do modo e da intensidade da infestação microbiana e de sua natureza, da facilidade ou dificuldade do seu desenvolvimento ou de sua generalização, evaporação, calor, umidade etc;

- d) Dificuldades quanto à sistemática, principalmente de dados taxonômicos, ainda mais à época de Oscar Freire;
- e) Variação quanto ao tempo de destruição do corpo, onde os estudos de Mégnin (1894) previam até quatro anos para decomposição cadavérica humana. Outro estudioso, Niebasowski (1914), registrou em climas semelhantes àqueles levados a efeito nas pesquisas de Mégnin, que fetos e recém-nascidos foram consumidos em 14 dias no verão europeu. Em climas tropicais admite-se que em menos de trinta dias um ser humano adulto pode ser deteriorado até a ossada. Freire (1914) cita o exemplo de uma história que soube ter ocorrido em 1829, onde um mendigo que se recostou à sombra de uma árvore apoiando sobre o peito com camisa sua refeição (pão e carne), vindo-lhe o sono e o ataque de larvas ávidas, que penetraram em seu músculo e mesmo socorrido veio a falecer.

No trabalho de Freire (1914) sobre a cronologia no processo de sucessão ecológica são destacadas diferenças quanto ao ambiente interno (casa) com a presença da *Musca domestica*, *Muscina stabulans* e *Syntherozomyia brasiliana* (Diptera: Muscidae), como para o ambiente externo onde apareceriam nas fases iniciais da morte as espécies *Sarcophaga chrysostoma*, *S. georgina*, *S. tessellata*, *S. xanthophora*, *S. lambens*, *S. comta* (Diptera: Sarcophagidae), *Lucilia eximia*, *L. putrida*, *Hemilucilia segmentaria*, *Cochliomyia macellaria* e *C. lutzi* (Diptera: Calliphoridae). Com o aumento do odor putrefativo nota-se a diminuição de muscídeos e o aumento gradativo de sarcófagídeos, califorídeos e outras espécies de muscídeos como *Ophyra aenescens*, que tem acréscimo de seu número e em seguida decréscimo. Na seqüência vêm os coleópteros, com poder olfativo menos acurado que o das moscas, tais como *Silpha cayannensis*, *Hister punct*, *Saprinus azureus*, *S. canalisticus* e às vezes *Necrobia rufipes* e *N. ruficollis*.

Muito mais tarde quando o odor é insuportável, segundo Oscar Freire, surgem os coleópteros das famílias Lamellicornidae ou Escarabaeidae, Staphylinidae e Dermestidae. Com o declínio pútrido, as larvas buscam um sítio para pupariação com os coleópteros sob e sobre o corpo, os ossos ficam expostos e a dessecação progride. O odor pútrido se intensifica, notando ausência dos dípteros e os Lamellicornidae, escasseiam-se os silfídeos e os histerídeos, predadores, e persistem Cleridae e Dermestidae (Coleoptera) tipicamente necrófagos. Na última etapa “oscariana” inicia-se a fase dos acarinos, *Uropoda* sp. e *Trachynotus* sp., das baratas *Periplaneta orientalis* e das formigas *Camponotus abdominalis* e *Solenopsis geminata*, podendo surgir os primeiros lepidópteros, *Tinea pellionella* e *Aglossa cuprealis*, onde o conjunto completaria a destruição.

Apesar da importância do autor brasileiro supracitado, Roquete-Pinto (1908) e Freire. (1908) foram pioneiros em lançar as bases para a Entomologia Forense em nosso país. Seguiram-se outros estudiosos como Lüderwaldt (1911), que trabalhou com coleópteros necrófagos, comparando as espécies brasileiras com a alemã, e Pessôa & Lane (1941), que estudaram a fauna de escarabeídeos necrófagos em São Paulo (Pujol-Luz *et al.*, 2008b).

Entre 1940 e 1980 foram muito raros os trabalhos relacionados à área forense, porém no período posterior houve grande desenvolvimento e ações de pesquisadores em estudos sistematizados abordando taxonomia, biologia, desenvolvimento pós-embrionário, ecologia e sucessão ecológica da fauna cadavérica desenvolvidos por Carvalho & Linhares (2000/2001) e respectivas equipes (Pujol-Luz *et al.*, 2008a).

Oliveira-Costa (2003) consolidou a Entomologia Forense ao compilar a literatura disponível nacional e internacional num livro específico contribuindo para uniformizar a linguagem entre o pesquisador e o perito criminal, lançando uma segunda edição revisada e ampliada do livro em 2007.

1.5 - Parâmetros para o diagnóstico do tempo de morte na Medicina Legal

Outra literatura constante no meio médico-legal tem como autor França (2008), que traz valiosos estudos neste âmbito e que já atingiu oito edições. No capítulo que trata da “Determinação da data da morte” por métodos como resfriamento do cadáver, livores de hipóstase, rigidez cadavérica, gases de putrefação, perda de peso, mancha verde abdominal, cristais no sangue putrefeito, crescimento dos pelos da barba, conteúdo estomacal, fauna cadavérica, entre outros, expõe o autor sobre a dificuldade em se determinar a data da morte, partindo do pressuposto que o diagnóstico da própria morte é rodeado de dúvidas e dificuldades. Os fenômenos cadavéricos e os fatores que neles influenciam dificultam aplicações de ações mais sistematizadas, mas análises comparativas ainda permitem, em alguns casos, uma máxima aproximação da “data” da morte. Ratifica: “quanto maior é esse espaço, mais dificultosa a perícia”.

Cronotanatognose ou tanatocronodiagnose é a denominação dada ao diagnóstico cronológico da morte, ou seja, ao espaço de tempo verificado em diversas fases do cadáver culminando com o momento em que se verificou o óbito. Abaixo são descritos com mais detalhes algumas das mais usuais metodologias aplicadas para o cálculo do tempo de óbito na área médico-legal por meio de características inerentes às mudanças sofridas pelo corpo após a morte.

Resfriamento do corpo: Esse fator depende das condições de temperatura e ambiente em que se encontra o cadáver. A tendência da temperatura é de se aproximar à temperatura ambiente, porém a marcha dependerá da idade do cadáver, a *causa mortis*, a compleição física do indivíduo, entre outros. Observações apontam que nas primeiras três horas depois da morte a queda da temperatura é de 0,5 °C e da quarta hora em diante o decréscimo é de 1,0 °C até o equilíbrio térmico.

Livores de hipóstase: As manchas de hipóstase em geral surgem de 2 a 4 horas *post mortem*.

Rigidez cadavérica: mandíbula e nuca: 1ª e 2ª hora depois do óbito; membros superiores: 2ª a 4ª hora; músculos torácicos e abdominais: 4ª a 6ª hora; membros inferiores: 6ª a 8ª hora. Já a flacidez cadavérica aparece progressivamente na mesma ordem, ou seja, inicialmente pela mandíbula e pela nuca, surgindo em torno de 36 a 48 horas depois da morte.

Gases de putrefação: Um trabalho levado a efeito por Brouardel (1902), que perfurou o abdômen de cadáveres e dele aproximando uma vela observou que no 1º dia surgem gases não inflamáveis, justificando corresponder à atividade de bactérias aeróbicas, produtoras de gás carbônico. Do 2º ao 4º dia, gases inflamáveis, esclarecendo que além das bactérias aeróbicas, surgem àquelas facultativas, de cuja ação gera o hidrogênio e os hidrocarbonetos de potencial inflamável. Do 4º dia em diante: gases não inflamáveis: ocasião em que são produzidos os gases amoniacais hidrogenados (impropriamente chamados de azoto).

Perda de peso: é um componente de estimativa muito imprecisa e relativa, pois depende de vários fatores. Contudo no estudo de recém-nascidos a estimativa é de que haja perda de 8g/kg de peso por hora nas primeiras 24 horas *post mortem*.

Mancha verde abdominal: Em média surge entre 24 e 36 horas depois da morte, sendo mais precoce em regiões de clima quente. Registros de seu surgimento em climas tropicais dão conta de 18 horas depois da morte. Estende-se por todo o corpo depois do 3º ao 5º dia, com coloração verde enegrecida no corpo, com presença de líquido hemoglobínico e destacamento de amplos retalhos de epiderme, quando surgem os desenhos vasculares em forma arborescente, conhecidos como “circulação póstuma de Brouardel”.

Cristais no sangue putrefeito: conhecidos como cristais de Westenhöffer-Rocha-Valverde, surgem no 3º dia de morte no sangue putrefeito, em forma de lâminas cristalóides, de tonalidade acastanhada pela presença de iodo e azulada por conta do ferrocianeto de potássio. Esses cristais podem permanecer no sangue até 35 dias depois de morto.

Crioscopia do sangue: o ponto de congelamento do sangue, como também é conhecido, afasta-se à medida que evolui o tempo de morte, bem como ao desagregamento das moléculas

albuminóides. A crioscopia normal do sangue é de $-0,57$ °C. A guisa de exemplo se o ponto crioscópico do cadáver recém encontrado é de $-0,73$ °C. Procede-se a nova medição desta feita 24 horas depois da primeira medição obtendo-se como resultado $-0,77$ °C. Numa regra de três concluímos que se em 24 horas reduziu $0,04$ °C, demandará 96 horas para reduzir sua crioscopia padrão ($-0,57$ °C) para aquela medida quando localizado o corpo ($-0,73$ °C), pois $0,73 - 0,57 = 0,16$ °C, que equivale a 4 vezes a temperatura apurada em 24 horas. Logo 4×24 horas = 96 horas.

Crescimento do pelo da barba: Preconiza-se a possibilidade de se estimar o tempo de morte pela dimensão do pelo da barba, desde que conhecida a hora que o indivíduo se barbeou pela última vez, partindo do pressuposto de que a barba cresce a uma taxa de $0,021$ mm/h. França (2008) reconhece as incertezas que tal método pode representar.

Conteúdo estomacal: outro elemento de estimativa cronotanatógnóstica que varia de indivíduo para indivíduo se baseia na idéia de que em geral o estômago conclui a digestão de 5 a 7 horas. Logo o bolo alimentar ainda reconhecido na câmara estomacal poderia corresponder a uma morte ocorrida entre 1 e 2 horas. Se a digestão encontra-se na fase final a estimativa de morte fica compreendida entre 4 e 7 horas. Com estômago vazio a morte teria ocorrido depois de 7 horas da última refeição.

Por fim apresenta seu “calendário da morte” baseado nas metodologias até aqui descritas: corpo flácido, quente e sem livor: menos de 2 horas; rigidez na nuca e mandíbula e esboço de livor: de 2 a 4 horas; rigidez dos membros superiores, nuca e mandíbula, com livor relativamente acentuado: de 4 a 6 horas; rigidez generalizada, manchas de hipóstase e não surgimento da mancha verde abdominal: mais de 8 e menos de 36 horas; presença da mancha verde abdominal e início da flacidez: mais de 24 horas e menos de 36 horas; mancha verde abdominal generalizada: mais de 48 horas; extensão da mancha verde abdominal a todo corpo: mais de 3 e menos de 5 dias; desaparecimento das partes moles do corpo e presença de insetos: 2 a 3 anos; esqueletização completa: mais de três anos.

Fauna cadavérica: França (2008) destaca o trabalho executado por Mégnin (1894), lembrando que o estudo desse cientista trazia uma avaliação cronológica muito rígida no processo de sucessão ecológica e, por fim, conclui que tais resultados têm valor apenas aproximado, e que valores mais reais somente poderiam ser considerados, quando a morte for mais recente. Esse contraponto será discutido adiante.

Como pode ser visto anteriormente, as fases de decomposição pelas quais o corpo passa, são classificadas de diversas maneiras por vários autores levando em conta o número de estágios e o tempo de duração de cada um, fortemente dependente das condições climáticas e sazonais

(Nuorteva, 1977). Mégnin (1894) dividiu a decomposição cadavérica em oito estágios; Payne (1965) seis; Bornemissza (1957) cinco; Reed (1958) juntamente com Jirón & Cartin (1981) reconheceram quatro. Apesar dessa variação, está claro que comunidades de organismos são atraídas para a carcaça de acordo com características físico-químicas específicas. Em consequência disso ocorre um processo de sucessão ecológica que pode ser definido como o acréscimo ou substituição seqüencial de espécies em uma comunidade, acompanhada de alterações na abundância relativa das espécies presentes, de interações de competição e coexistência populacional, resultando na modificação abrupta ou gradual da comunidade (Lincoln *et al.*, 1988). Acredita-se que este processo seja controlado pela comunidade decompositora, muito embora o ambiente físico determine o padrão e a velocidade da mudança, muitas vezes também limitando a extensão deste desenvolvimento.

Os artrópodes necrófagos principalmente da classe Insecta são os principais organismos decompositores no ambiente terrestre, podendo consumir uma carcaça antes de grandes vertebrados terem oportunidade de se alimentar ou de microrganismos (bactérias e fungos) poderem liberar nela substâncias tóxicas (Carter *et al.*, 2007). Em geral, também são os primeiros a encontrar um corpo em decomposição graças aos órgãos sensoriais altamente adaptados e sensíveis que possuem (Nuorteva, 1977).

Nesta fauna encontra-se uma grande diversidade de grupos, conhecidos como decompositores, redutores ou saprófitas e, dada a forma de utilização do recurso podem ser classificados nas seguintes categorias ecológicas (Norris, 1965): necrófagos (que irão utilizar o substrato para seu desenvolvimento ou alimentação), predadores e parasitas de espécies necrófagas, onívoros e acidentais (que utilizam o corpo apenas como extensão do seu território).

Para a estimativa do IPM de um corpo, através de dados entomológicos, dois métodos podem ser indicados (Catts & Goff, 1992). O primeiro, acima destacado e proposto por Mégnin (1894), também chamado de Limite Máximo, é baseado na presença e freqüência de insetos presentes no corpo em um dado tempo, sabendo-se que certas espécies de insetos são associadas a determinado estágio de decomposição do corpo. O segundo método, o Limite Mínimo, mais amplamente utilizado, trata do conhecimento dos ciclos de vida dos insetos, cujas larvas se criam nos corpos (Nuorteva, 1977; Erzinçlioglú, 1983).

Tanto em um procedimento quanto em outro há de se considerar a influência dos fatores ambientais (temperatura, umidade relativa, latitude e altitude), cobertura do corpo (roupas), presença de substâncias ingeridas ou sobre o corpo (combustíveis, lubrificantes ou tintas) sobre os processos fisiológicos dos insetos tais como as taxas de desenvolvimento ovariano, de fertilidade, de sobrevivência e de mortalidade (Wall *et al.*, 1992), por conseguinte influenciando

no seu tempo de desenvolvimento. Adicionalmente, outros fatores como densidade larval, predação e competição devem ser considerados pela possibilidade em interferir no desenvolvimento, tamanho e peso das espécies relacionadas (Ullyett, 1950; Hanski, 1987; Goodbrood & Goff, 1990; Wells & Greenberg, 1992; Reis *et al.*, 1996; Von Zuben *et al.*, 2000). Exemplos de como espécies parasitas podem atrapalhar o cálculo do IPM foram relatados envolvendo ataque de himenópteros (Formicidae) a ovos, larvas e pupas de dípteros necrófagos, que seriam retirados do processo de decomposição e não usados como dados efetivos para demarcação do processo de sucessão (Moretti & Ribeiro, 2006), assim como o ataque de vespas parasitóides a pupas que afetam o tempo de desenvolvimento e sobrevivência de algumas espécies (Turchetto & Vanin, 2004).

A identificação taxonômica também é base para qualquer procedimento de Entomologia Forense, portanto deve ser minuciosa apesar de não ser uma tarefa simples. A elevada diversidade de grupos encontrados explorando o mesmo recurso e, por vezes, as minúsculas diferenças morfológicas que há entre os mesmos, faz com que os insetos presentes no material em decomposição nem sempre sejam tão facilmente identificados, especialmente na fase imatura.

Como o Limite Mínimo é estabelecido pela idade dos espécimes coletados no cadáver, sobretudo os mais velhos, deve ser aplicado a cadáveres em estado inicial de decomposição. As larvas mostram o mínimo de tempo em que o corpo foi exposto em condições apropriadas para atividade de insetos, já que raramente insetos necrófagos ovipõem em uma pessoa viva (Tantawi & Greenberg, 1993).

O cálculo da idade da larva pode ser feito obtendo-se o comprimento total e o peso da larva, porém deve ser considerado o encurtamento e a desidratação sofridos pelo imaturo ao se aproximar da pupariação e as condições em que eles foram criados (recursos alimentares, competição etc.). Por esta razão, o melhor método é aquele que utiliza conceitos de desenvolvimento expressos em unidades que se denominam graus-dias ou graus-horas acumuladas (GDA ou GHA), isto é, a temperatura adequada para seu desenvolvimento em uma base horária.

Admite-se que o GDA requerido para alcançar cada estágio do ciclo de vida seja geralmente constante para a maioria dos dípteros, sem levar em consideração que o GDA tenha sido obtido em temperatura constante ou variável, o que pode ser explicado pelo fato de que os insetos são animais pecilotérmicos. Para o emprego dessa metodologia torna-se indispensável

um banco de dados consistente que contemple as diversas espécies de insetos e sua biologia, conforme a região geográfica em que se encontre.

O comportamento e a biologia de algumas espécies imaturas ou adultas já foram bem estudados e observados em diferentes condições e regiões de nosso país (Souza & Linhares, 1997; Carvalho *et al.*, 2000; Thyssen, 2000; Carvalho & Linhares, 2001; Ribeiro, 2003; Tavares, 2003; Carvalho *et al.*, 2004; Gomes & Von Zuben, 2004), embora em algumas localidades o levantamento de muitas informações ainda encontra-se em estado incipiente ou simplesmente não existe.

Então para calcular o GDA, após a identificação da espécie coletada: 1) obter a temperatura a que estava exposto o cadáver; 2) pesquisar na literatura o tempo de desenvolvimento em laboratório da espécie em questão considerando o tempo desde a deposição dos ovos ou da larviposição até a emergência do adulto, de acordo com a temperatura obtida no cadáver, aplicando-se as médias de temperatura máxima e mínima de desenvolvimento, subtraindo-se a temperatura limiar mínima padronizada em 10°C. Nesse caso, ignora-se o limiar máximo de temperatura, pois raramente são atingidas temperaturas máximas de efeito letal, embora em países tropicais não se pode negligenciar esta possibilidade; 3) a fórmula a ser aplicada é a seguinte (para obter o GHA basta dividir por 24):

$$\text{GDA} = \frac{\text{temperatura máxima} + \text{temperatura mínima}}{2} - \text{limiar mínimo}$$

2

Por exemplo, para a espécie *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae) desenvolvendo-se a 25 °C, consultando os dados de laboratório, teremos um período de desenvolvimento até a pupariação de 124 h e para emergência do inseto adulto de 240 h. Se a data de encontro de um cadáver foi dia 09 de agosto, sob temperatura ambiente de 27°C e temperatura do solo de 25°C, tem-se que pupas escurecidas de *C. macellaria* encontradas ao lado do corpo emergiram em laboratório no dia 13 de agosto. Para alcançar a data da postura deduzir do valor “obtido” o valor “observado”, e o dado é obtido quando estes valores estiverem iguais, conforme mostra o diagrama abaixo (adaptado de Oliveira-Costa, 2007):

Dia	Temperatura do solo (°C)	Temperatura ambiente (°C)		Temperatura da massa larval (°C)	GDA obtido	GDA esperado
		Máx.	Mín.			
09/08	25 (constatada)				15 (25-10)	77,5
08/08	25 (estimada)				15 (25-10)	62,5 (77,5-15)
07/08				32 (estimada)	22 (32-10)	47,5 (62,5-15)
06/08		26	17		11,5 = [(26+17) : 2-10]	25,5 (47,5-22)
05/08		28	20		14 = [(28+20) : 2 - 10]	14 (25,5-11,5)

Como GDA obtido = GDA esperado = 14 (em 05 de agosto) esta corresponde, portanto, a data prevista de postura dos ovos e conseqüentemente da morte, ou seja, 5 dias antes.

Como a estimativa do Limite Máximo é aplicada a cadáveres em adiantado estado de decomposição, baseia-se na composição da comunidade de insetos associados ao padrão de sucessão esperado. É estabelecido pela coleta dos espécimes e a análise do seu padrão de sucessão nos corpos, desde que sejam correlacionados às condições ambientais do local de exposição e todos os fatores que possam contribuir para o atraso da chegada dos insetos e da sua colonização. Neste estudo, todo o processo de decomposição é subdividido dentro de estágios integrados, cada um com características e reunião de artrópodes própria para cada fase.

Baseado no padrão de sucessão, Oliveira-Costa (2003) desenvolveu a metodologia das *unidades de tempo* (U.T.), que não leva em consideração as fases da decomposição. O intervalo de tempo é dividido em unidades amostrais de tempo-específico (U.T.) que correspondem ao tempo cronológico de chegada das espécies à carcaça, observados em trabalhos anteriores realizados no mesmo substrato.

Moura *et al.* (1997) e Carvalho *et al.* (2000), constataram que algumas espécies são específicas de alguns ambientes, como zona rural e zona urbana, de determinadas regiões geográficas ou ainda apresentam sazonalidade. Por conta disso é necessário estudar, nos diferentes ambientes, as espécies de importância forense de cada área e seu comportamento, para que o uso dos insetos nesta área se torne possível, uma vez que manuais e dados produzidos em outros locais não podem ser usados dado às peculiaridades ambientais e meteorológicas de cada região.

Além do cálculo do IPM, várias outras aplicações para a Entomologia Forense foram enumeradas por Nuorteva (1977), Keh (1985), Smith (1986), Catts & Haskell (1990), Catts & Goff (1992) e Byrd & Castner (2001) tais como a determinação do local da morte para inferir se houve movimento do cadáver ou para associar suspeitos com um dado local; investigação acerca do modo ou causa da morte vinculada ao uso de substâncias tóxicas; casos envolvendo possível morte súbita; e acidentes de trânsito com causa desconhecida.

Na literatura há uma série de relatos demonstrando situações nas quais as evidências entomológicas foram usadas para provar falta de cuidados. Por exemplo, o mau trato de idosos em casas de repouso e asilos, além de negligência e maus tratos com relação a crianças ou animais (Lord & Rodriguez, 1989; Goff *et al.*, 1991; Benecke & Lessig, 2001).

A mera presença de vespas e abelhas dentro de carros, ou mesmo as picadas destes insetos, podem ser responsáveis por um grande número de acidentes de carros ocupados apenas pelos motoristas, dando margem à resolução de casos envolvendo a morte sem causa conhecida (Catts & Haskell, 1990).

Os insetos podem ainda influenciar na interpretação de rastros de sangue após um crime. Baratas, formigas ou outros insetos podem espalhar marcas de sangue pelo ambiente criando artefatos e confundindo a cena do crime (Brown *et al.*, 2000). Algumas espécies de moscas podem ainda alimentar-se de sangue fresco e regurgitá-lo posteriormente em outros locais, dificultando a interpretação de um caso (Benecke & Barksdale, 2003).

Com o advento das técnicas de pesquisa de DNA em biologia molecular, amostras de sangue coletadas do intestino de insetos presentes na cena do crime têm sido utilizadas para identificar suspeitos de estupro e assassinato (Repogle *et al.*, 1994).

2 - OBJETIVOS GERAIS

- a) Realização de um levantamento faunístico das espécies necrófagas de importância forense na região rural do município de Pedregulho, nordeste do Estado de São Paulo em duas estações do ano (verão e inverno);
- b) observação do processo de decomposição e sucessão ecológica em carcaças de suínos *Sus scrofa* L. mortos por disparo de arma de fogo e *overdose* por cocaína, expostas em ambiente aberto, e verificar as possíveis influências dos fatores abióticos (temperatura, umidade relativa, precipitação e velocidade do vento) e bióticos (competição, predação, parasitismo e diferença em relação ao tipo de morte) sobre ambos os processos;
- c) criação de um banco de dados a partir dos resultados obtidos para ser utilizado como referência em investigações de âmbito legal para estimar o intervalo pós-morte (IPM) ou, ainda, inferir dados a respeito de movimentação de corpos ou associação de suspeitos à cena criminal;
- d) desenvolvimento de um protocolo de procedimentos destinado às equipes de perícia criminal que envolva a preservação do local, coleta de insetos adultos, pupas e imaturos, interpretação dos vestígios remanescentes da ação dos insetos necrófagos em exame perinecrocópico, obtenção de dados físicos a respeito do ambiente (temperatura e umidade principalmente) levando-se em consideração as limitações de recursos e meios das equipes de trabalho e a objetividade dos exames de interesse pericial.

3 – DECOMPOSIÇÃO E SUCESSÃO ECOLÓGICA: ESTUDO FOCANDO A MORTE POR *OVERDOSE* DE COCAÍNA E POR DISPARO DE ARMA DE FOGO

Decomposition and ecological succession: studies aimed at kind of death by overdose and by firearm

3.1 – RESUMO

Resumo. Os insetos têm sido reconhecidamente úteis para determinar o intervalo pós-morte (IPM), entre outros métodos, dentro do campo das ciências forenses. Visando mostrar esse potencial, aqui são reproduzidos dois casos que ilustram como tal metodologia direcionou de forma significativamente oposta os processos investigativos em busca das verdadeiras questões acerca da causa e do tempo de óbito. Além disso, um protocolo de procedimento diante do corpo de delito para peritos criminais foi proposto, tendo em vista padronizar os procedimentos de coleta e armazenagem de material entomológico para uso legal.

3.2 - INTRODUÇÃO

A decomposição de corpos é um processo que ocorre naturalmente após a morte e, mesmo sendo efêmero, é ecologicamente importante devido às interações intra e interespecíficas que ocorrem sobre esse substrato (Moura *et al.* 2005).

Na classe Insecta estão os principais organismos decompositores do ambiente terrestre podendo utilizar o substrato corpóreo rico em proteína para o desenvolvimento de seus imaturos. Por serem os primeiros a chegarem aos corpos graças aos órgãos sensoriais altamente adaptados e sensíveis que possuem, podem ser usados em exames periciais e médico-legais para determinação do intervalo pós-morte (IPM), ou ainda auxiliar sobre informações relativas ao local da morte ou se houve deslocamento do corpo da cena criminal original (Nuorteva, 1977). Outro ponto, que evidencia a utilidade de insetos na área forense, está na perda de características relativas às transformações putrefativas que o corpo sofre, os chamados fenômenos cadavéricos, usados comumente por legistas para determinação do IPM, e prejudicados quando os cadáveres são encontrados em avançado estágio de decomposição (Von Zuben, 2001).

A área da ciência que se dedica a estudar o uso dos insetos nas condições listadas acima é denominada Entomologia Forense. Entretanto, para que os artrópodes possam ser utilizados como uma ferramenta em investigações judiciais, é necessário o conhecimento de sua biologia e

dos fatores que podem alterá-la, sua distribuição geográfica, se há sazonalidade e de outros parâmetros comportamentais que possam auxiliar na determinação do IPM, local ou condições da morte.

Catts & Goff (1992) discriminou duas maneiras de determinação do IPM utilizando dados entomológicos: uma dada pela oviposição/larviposição de dípteros no substrato poucas horas depois da morte, com conseqüente determinação da idade da prole, e outra com a previsível seqüência na sucessão da fauna de artrópodes, estabelecendo o limite mínimo de tempo pela idade dos espécimes imaturos coletados nos cadáveres e o limite máximo pela coleta dos espécimes e a análise do seu padrão de sucessão nos corpos (Oliveira-Costa, 2003).

O grande número de casos de encontro de cadáver em avançado estado de putrefação, aliado ao fato de que ocorrências dessa natureza vitimam cada vez mais pessoas por morte violenta, mediante recurso de arma de fogo, ou ainda os usuários de droga fulminados pelo consumo excessivo de cocaína, destacam-se no rol investigativo, razão pela qual o fulcro da pesquisa está voltado para esses casos.

A cocaína, extraída da folha de *Erythroxylum coca*, é um alcalóide estimulante com grande capacidade de causar dependência. Costuma ser administrada pelos próprios usuários por via tópica, oral, inalação, intramuscular ou intravenosa. Trata-se de um pó branco e cristalino (sal hidrocloreto de cocaína), podendo ser convertida para uma substância alcalina, na sua forma conhecida como “crack”, através da mistura da pasta de cocaína com bicarbonato de sódio, sendo inalados seus gases depois de queimada. É metabolizada no fígado e conjuga-se com etanol formando cocaetileno, ainda mais tóxico após consumo com álcool (Goodman-Gilman, 2003). A tolerância varia de pessoa para pessoa e do tempo de uso, mas geralmente as doses intravenosas são da ordem de 100 mg e a dose letal seria 10 vezes mais (1 grama), no entanto usuários habituais podem tolerar doses maiores (Knight, 1991). Estudos entomoxicológicos como o de Carvalho *et al.* (2001) já confirmaram a influência desse tipo de entorpecente no metabolismo dos insetos, principalmente em sua fase imatura, acelerando seu desenvolvimento.

Assim, a proposta desse trabalho foi realizar um levantamento de informações relativas ao processo de decomposição, ao comportamento e à biologia da fauna associada a carcaças mortas (*S. scrofa* L) em decorrência de intoxicação por cocaína e por disparo de arma de fogo, no município de Pedregulhos, região Nordeste do Estado de São Paulo, uma vez que não há trabalhos que enfoquem o efeito de tal circunstância na atração e colonização de insetos neste recurso.

3.3 - MATERIAL E MÉTODOS

Ambiente de coleta. Região Nordeste (município de Pedregulho 20°15'25"S: 47°28'37"O) do Estado de São Paulo, Brasil (Figura 1). Pedregulho está a 1063 metros acima do nível do mar, sua vegetação é composta parcialmente pela Mata Atlântica e, devido à sua posição geográfica, tem transição com mata de cerrado (IBGE, 2008).

O clima da região pode ser caracterizado como tropical, com dois períodos sazonais marcadamente distintos: um classificado como úmido e quente, que segue aproximadamente de outubro a março, com temperatura e índices pluviométricos bem elevados, em especial em relação à precipitação há maior intensidade de dezembro a fevereiro; e outro classificado como seco, que se segue nos demais meses do ano e de características opostas as que foram descritas anteriormente.

Obtenção de dados do clima local e de temperatura da carcaça. Informações meteorológicas diárias tais como temperaturas máxima e mínima, umidade relativa do ar, índices pluviométricos e velocidade do vento foram obtidos no Centro de Previsão de Tempo e Estudos Climáticos (CPTEC/INPE) e através do Sistema de Monitoramento Agrometeorológico (AGRITEMPO) que geram e armazenam boletins a partir de informações de suas estações locais. Além disso, foram usados equipamentos para averiguar se as mensurações das condições climatológicas locais correspondem ou se assemelham aos boletins fornecidos pelos centros de pesquisa, permitindo definir a possibilidade de uso confiável desses dados em demais situações futuras não-experimentais.

Com relação aos dados de temperaturas interna e externa, da boca e do ânus das carcaças foram obtidos por meio de um termômetro digital comum colocado nas respectivas regiões do animal durante a execução do experimento.

Modelo experimental e descrição da armadilha. Quatro suínos domésticos, *S. scrofa*, dois para cada estação do ano, de aproximadamente 15kg foram usados como modelos experimentais e a justificativa para sua escolha já se encontra bem detalhada na literatura (Souza & Linhares, 1997; Campobasso *et al.* 2001). Os animais foram transportados vivos até o local do experimento sendo em seguida mortos por disparo de arma de fogo calibre .38, sendo um na frente craniana, letal e instantâneo, outro na caixa torácica e o último no abdômen, e por overdose de cocaína. Os procedimentos utilizados neste trabalho estão de acordo com as determinações éticas do Colégio Brasileiro para Experimentação Animal (COBEA) e foram aprovados pela Comissão de Ética em Experimentação Animal (CEEA) da Faculdade de Medicina de Botucatu sob protocolo nº 625.

Como não foram encontrados estudos precisos acerca da dose letal de cocaína para os animais, adotou-se como referência, então, a quantidade em massa de 1 grama da cocaína pura injetada em um ser humano com 70 Kg. Foram preparadas três doses de cocaína em pó obtidas com autorização legal de apreensões policiais, cujo grau de pureza dependia das análises laboratoriais quantitativas, o que foi procedido pelos laboratórios do Instituto de Criminalística da Superintendência de Polícia Técnico-Científica do Estado de São Paulo, devidamente requisitadas por autoridade policial. Tais amostras foram preparadas mediante dissolução em água e aplicadas sucessivamente em três etapas com intervalos de 10 minutos, sendo a primeira dose em menor escala na base de 1 grama do soluto impuro, a segunda contendo 3 gramas e a última contendo 6 gramas, totalizando 10 gramas do pó dissolvido em água e aplicados por via intramuscular. Depois das três doses aplicadas no porco morto no verão e do espasmo produzido pelo animal, procedeu-se à morte por meio mecânico, com embate contundente no crânio, sem produção de extravasamento sanguíneo. Mesmo procedimento foi adotado no porco morto no inverno, porém com emprego mecânico logo depois da segunda dose, diante de sua maior concentração em relação àquela usada no verão.

As carcaças com tipos de mortes diferentes foram expostas no mesmo período estacional, em uma localidade apropriada em ambiente rural, dispostas a 10 metros de distância uma da outra. A fim de que predadores de grande porte não tivessem acesso à carcaça dos animais, apenas os artrópodes, estas foram mantidas em gaiolas de metal. Para a coleta dos insetos adultos alados, o conjunto (isca e gaiola) foram mantidos sob uma armação de pvc de 1,60 de altura por 1,0 metro de diâmetro de base, em forma de funil invertido, recoberta com uma tela de organza, que compõe a armadilha de onde os espécimes foram retirados com auxílio de garrafa pet acoplada na parte superior e rede entomológica (Figura 2) em intervalos de 24 horas. Após coletados, os espécimes foram depositados em frascos contendo éter sulfúrico para posterior identificação em laboratório.

As gaiolas também ficaram sobre bandejas de metal, fixas no solo para evitar contato direto com o mesmo, onde foi colocada serragem de madeira para ser utilizada como substrato para pupariação dos insetos imaturos que saíam da carcaça após se alimentarem do recurso. A serragem foi peneirada a cada 24 horas para a coleta desses imaturos, colocados em recipientes plásticos de 30 centímetros de altura por 15 centímetros de diâmetro, também com serragem, para que pudessem completar seu desenvolvimento e fossem posteriormente identificados, após a emergência. Algumas amostras de imaturos, em seus estádios iniciais, foram capturados manual e diretamente da carcaça e preservados em álcool 70% para verificar se, entre as competições intra e interespecíficas, existe alguma espécie que não obteve sucesso em chegar ao

estágio adulto. Adicionalmente foi realizada observação de 30 minutos da carcaça para melhor compreensão do processo de interação entre os organismos presentes na carcaça.

Identificação da fauna e dos estágios de decomposição. Para a identificação dos insetos atraídos e que se criaram no modelo analisado foram utilizadas chaves dicotômicas do Mc Alpine *et al.* (1981a e 1981b), Dear (1985), Carvalho *et al.* (2000) e Mello (2003). A identificação dos estágios de decomposição das carcaças de suínos foi feita através de observações pessoais juntamente com registros fotográficos diários, baseada em informações da literatura.

Coleta de dados durante o experimento. A coleta de dados durante o experimento se deu em intervalos médios de 24 horas, preferivelmente no período da tarde, registrando os dados abióticos, que constam do apêndice, que incluem também os dados relativos à Umidade Relativa do ar e da temperatura máxima e mínima na região do experimento (Apêndice: Dados 1; 2; 3; 4; 5; 6; 7 e 8). As carcaças com tipos de mortes diferentes foram expostas simultaneamente no verão. Contudo, no inverno, a exposição da que foi morta por overdose de cocaína ocorreu subsequente à outra, no mesmo período estacional, o que garantiu a exposição sob as mesmas condições ambientais. A substituição dessa carcaça neste período de coleta se deu por problemas operacionais.

Dentre os diversos modelos de classificação das fases de decomposição das carcaças, principalmente para acompanhar os padrões de sucessão ecológica dos insetos que colonizaram as carcaças, nas típicas condições climáticas onde se deu o experimento, com clima quente tanto no verão, quanto no inverno, e rigorosamente seco no inverno, optou-se em empregar cinco fases da decomposição: *fresca* (decomposição inicial), *inchaço* (estágio de putrefação, ou gasoso), *ativo* (estágio de fermentação), *seco* (decomposição seca) e *restos* (estágio de esqueletização) (Figura 3).

Análise estatística. A comparação entre as frequências de insetos que se criaram nos porcos com diferentes tipos de morte foi feita por Análise de variância (ANOVA) de um fator tendo sido os dados transformados por raiz quadrada de $x + 1/2$, para que as variâncias pudessem ser independentes das médias (Sokal & Rohlf, 1981). Contagens que incluíam “zeros” foram codificadas como variáveis pela adição de 0,5.

3.4 - RESULTADOS

As tabelas com os dados brutos sumarizam os resultados obtidos acerca das identificações até nível de espécie e sua respectiva abundância em relação aos imaturos que foram coletados e que se criaram nas carcaças por tipo de morte e estação do ano, na qual foram expostas (localizadas no Apêndice: Tabelas 3; 4; 12; 13; 14). Para morte ocasionada por overdose e por disparo de arma de fogo foram usadas as denominações porco C e porco T, respectivamente; em relação às estações do ano, usou-se I para indicar verão e II o período de inverno.

Dentre as espécies que foram obtidos dados de emergência, o teste de ANOVA mostra que a frequência entre imaturos de *C. putoria* criados nos porcos coca e tiro não apresenta diferença significativa ($F= 0,97$; $p> 0,33$). Contudo, a distribuição da frequência se deu de forma diferenciada considerando os dois tipos de morte, assim sendo, insetos que se criaram no animal morto com tiro emergiram, na maior parte das vezes, antes daqueles provenientes do animal morto pela ação da cocaína (Figura 9 e 18/Tabelas 8 e 18).

Aplicando o mesmo teste estatístico para comparar a frequência de insetos criados entre os porcos com diferentes tipos de morte, observou-se que para *C. albiceps* ($F= 0,0237$; $p> 0,88$) (Figura 8 e 17/Tabelas 7 e 17), *O. aenescens* ($F= 0,481$; $p> 0,49$) (Figura 11 e Tabela 10), *Fannia scalaris* ($F= 2,47$; $p> 0,12$) (Figura 10 e Tabela 9), *S. calcitrans* ($F= 0,03$; $p> 0,86$) (Figura 12 e Tabela 11) esta diferença também não foi significativa.

Com relação à abundância, *C. macellaria* ($F= 4,53$; $p> 0,07$) (Figura 20 e Tabela 20), *C. putoria* ($F= 2,66$; $p> 0,11$) e *C. albiceps* ($F= 0,0017$; $p> 0,97$) também não mostraram diferenças significativas entre os porcos C e T. No entanto, para espécies da família Pteromalidae a diferença entre a abundância dos exemplares coletados foi altamente significativa ($F= 16,93$; $p= 0,0001$) (Figura 19 e Tabela 19), com maior abundância para o animal morto por cocaína. Para as duas espécies emergentes em ambas as estações (*C. albiceps* e *C. putoria*), não houve alteração nos dados coletados, capaz de alterar os resultados quanto abundância e frequência nos experimentos de verão e de inverno, quando comparados os dados entre as estações do ano.

Experimento de verão. O primeiro resultado obtido ao analisar os dados coligidos no experimento de verão foi o fato da maior atração inicial oferecida pelo porco TI aos adultos que colonizaram a carcaça, em relação ao porco CI. Ao final do experimento, houve uma abundância maior de insetos alados coletados no porco morto por cocaína (CI), mesmo esse tendo sido consumido um dia e meio antes que seu par, morto por tiro (TI), na proporção de 6.525 indivíduos em CI para 3572 em TI (Figuras 6 e 7). A diversidade de espécies adultas que

visitaram as carcaças foi semelhante em ambas, razão pela qual nesse aspecto não houve preferências pelo tipo de substrato oferecido. O domínio da família Muscidae ficou evidente tanto no porco CI, quanto em TI (61,43% e 51,65%), seguido da família Calliphoridae (19,72% capturados no CI e 24,97% no TI). Na terceira posição entre os adultos coletados se constata uma mudança, quando os Sarcophagidae (10,1% na carcaça TI e 3,5% na CI) cedem lugar aos acaliptrados Piophilidae (11,25% na carcaça CI e 1,82% em TI) (Figuras 4 e 5).

Atendo-se aos insetos criados nas carcaças com a predominância da espécie *Chrysomya albiceps* (Díptera: Calliphoridae) se torna inquestionável o sucesso dessa espécie, respondendo por 94,49% das emergências no porco CI e por 91,12% no porco TI (Figura 6 e 7).

Comparações entre as espécies criadas nos porcos mortos por tiro e por cocaína fazem parte das figuras abaixo e envolvem as seguintes espécies: *S. calcitrans* (Figura 12), *Chrysomya putoria* (Figura 9), *C. albiceps* (Figura 8), *F. scalaris* (Figura 10) e *O. aenescens* (Figura 11).

Um fato inesperado correspondeu à emergência da espécie *Ornidia obesa* (Syrphidae) no porco TI, totalizando 218 indivíduos, cujo dado inovador dessa espécie como colonizadora de carcaças mereceu um capítulo à parte (Capítulo 4).

Experimento de inverno. A exemplo daquilo que foi exposto no item anterior as figuras mostram o resultado das identificações levadas a efeito nos porcos, comparativamente, porém desta feita referentes aos porcos Coca II e Tiro II. Apesar de terem sido realizados os exames na mesma época do ano e, dentro do período de coleta, assim como as condições climáticas terem se mantido uniformes, houve uma defasagem no início dos trabalhos entre os porcos TII e CII. Isso se deu em razão do controle para disponibilidade da nova amostra de cocaína para o experimento, esta mais concentrada que aquela utilizada no experimento de verão, de tal sorte que o Porco Tiro II foi morto no dia 07 de agosto de 2008 e sua carcaça consumida em 20 dias, encerrando-se as coletas no dia 27 de agosto. Já o porco Coca II foi morto no dia 27 de agosto e sua carcaça consumida em 11 dias encerrando-se a coleta no dia 07 de setembro de 2008.

No que concerne aos dados decorrentes da captura dos insetos adultos, que freqüentaram as carcaças, verificou-se uma aparente igualdade de coletados entre as carcaças CII com 2.453 indivíduos identificados e TII com 2.469 indivíduos (Figura 15 e 16). No entanto, deve-se levar em conta que o porco CII foi consumido em apenas 11 dias, conquanto que o porco TII demandou 20 dias para ter sua mumificada carcaça esqueletizada. Logo, com maior período de exposição para atrair os alados, prolongou-se as coletas. Também a diversidade e abundâncias das espécies adultas que colonizaram as carcaças no inverno e foram ali coletadas, divergiram dos resultados obtidos no experimento de verão (Figura 13 e 14).

O domínio da família Muscidae como alado que frequentou as carcaças no experimento de verão (março/2008), deu lugar no experimento de inverno para a família Calliphoridae no porco morto por cocaína (38,65%) e por *Euxesta* sp. (Otitidae) no porco morto por tiro (57,19%), seguido de Sarcophagidae (28,7 % em CII e 18,75 % em TII), surgindo Muscidae em terceiro lugar em ambas as carcaças (23,24% em CII e 9,68% em TII) (Figuras 13 e 14).

Os primeiros indicativos da influência da cocaína sobre os imaturos que colonizaram a carcaça do porco CII foram as emergências mais prematuras de praticamente todas as espécies analisadas e em especial no caso de *C. albiceps* e *C. macellaria*, com taxa de desenvolvimento para emergência em apenas 4 e 5 dias, respectivamente, para alguns indivíduos, quando a expectativa média para aquelas condições de temperatura e umidade é de 9 dias tanto em ambiente de laboratório, e também como se confirmou com os dados obtidos no porco tiro II, onde a curva de emergências para o período de 9 dias se acentuou (Figuras 17 e 20). Mesmo com as outras duas espécies mais particularmente analisadas houve pré maturidade de emergências significativas no porco CII em relação ao porco TII, conforme se viu com a espécie *C. putoria* com emergências a partir do 5º dia, um dia antes que seu par TII (Figura 18) e também no caso das larvas de Pteromalidae (Hymenoptera) (Figura 19), as quais os adultos emergiram a partir do 20º dia nas larvas que colonizaram o porco CII, quando a taxa média de desenvolvimento verificado no porco TII foi de 27 dias.

Sucessão ecológica no verão. A Tabela 1 traz o assinalamento das espécies que visitaram as carcaças nas fases de sua decomposição, segundo o padrão de sucessão que se segue:

a) A espécie *Lucilia eximia* foi a primeira a visitar as carcaças, elegendo aquela morta por overdose de cocaína, procedendo à oviposição imediatamente após a morte do animal, reforçando a importância desse aspecto na contagem do tempo de morte de um animal ou pessoa. No porco morto por tiro (TI) o extravasamento sanguíneo atraiu imediatamente espécies da família Sarcophagidae, que mantiveram representantes no substrato até a sua completa esqueletização.

b) Na seqüência, 2º dia de exposição, ainda na fase fresca para ambas as carcaças, deram-se no porco TI a presença de espécies das famílias Anthomyiidae (*Hylemyioide aurifaciens*), Calliphoridae (*C. macellaria*, *C. albiceps* e *C. megacephala*), além de Fanniidae (*Fannia pusio*) e Muscidae (*Brontaea quadristigma*, *B. debilis*, *Musca domestica*, *S. calcitrans*), Tachinidae e Piophilidae (*Piophila casei*). A presença de *M. domestica* foi abundante em quase todas as fases de decomposição, decaindo ao final, o mesmo ocorrendo com os demais dípteros. A pioneira postura no porco TI foi da espécie *C. albiceps*. Em CI apareceram Calliphoridae: *C. macellaria*,

e *C. albiceps*. Muscidae: *S. calcitrans*, Piophilidae: *P. casei* e Sarcophagidae: *Oxysarcodexia thornax*, completaram as espécies colonizadoras.

c) O 3º dia correspondeu à fase de inchaço nas carcaças, onde, além das espécies anteriores, no porco TI apareceram os primeiros coleópteros (*Deltochilum furcatum*), Calliphoridae (*C. putoria*), Fanniidae (*F. scalaris* e *F. canicularis*), *O. aenescens* (Muscidae) e da família Sarcophagidae, além da *O. thornax* presente desde o primeiro dia. Juntaram-se às demais espécies *Sarcodexia lambens* e *Tricharaea (Sarcophagula)* sp.; *Allograpta obliqua* (Syrphidae). Em CI neste dia foi coletada *F. scalaris*, *M. doméstica* e Sarcophagidae: *Peckia (Pattonella) intermutans*, *S. lambens* e *T. (Sarcophagula)* sp., juntando-se esses aos anteriores.

d) No 4º dia os porcos ainda incham (putrefação) e o odor se intensifica, com ele surgindo no porco TI: *Craspedochaeta punctipennis* (Anthomyiidae), *Chrysomya megacephala* e *Hemilucilia semidiaphana* (Calliphoridae), Fanniidae: *Fannia obscurinervis*, Muscidae: *Brontaea normata* e *Ophyra albuquerquei*, além de *O. aenescens*, que foi coletada em todas as demais fases até o fim da carcaça. *Chaetopsis* sp. (Otitidae) é coletada nessa fase de decomposição. Em CI aparece *O. aenescens*, que foi coletada na carcaça até o estágio final de decomposição.

e) Chegando ao 5º dia, ainda na fase de inchaço do porco TI, apesar dos orifícios nele produzidos pela arma de fogo, são coletadas Coleoptera, *Hister* sp., *Omalodes* sp. e Staphilynidae. *C. megacephala*, que havia desaparecido das coletas nos últimos dois dias volta a ser coletada. Este quinto dia em CI marca a mudança para a fase de liquefação e seu fétido odor, trazendo consigo Calliphoridae *C. megacephala*, *C. putoria*. Fanniidae: *F. scalaris*, presente a partir daí em todas as fases, e *F. obscurinervis*. Juntam-se aos Sarcophagídeos: *S. lambens* e *O. thornax*, que não haviam sido capturados nos últimos dois dias, mas que a partir de então são coletados até o fim do experimento na carcaça. *Chaetopsis* sp. (Otitidae) e *P. casei* (Piophilidae) completam a fauna decompositora ao lado dos coleópteros das famílias Scarabaeidae e Staphilynidae.

f) O 6º dia para TI corresponde ao início da fase de liquefação, que é marcada pela presença de coleóptero *Necrobia rufipes* e nova coleta de *C. putoria*, ausente nos últimos dois dias, além de *Chaetopsis* sp. e *P. casei*, essa última presente até o fim da carcaça. *T. (Sarcophaga)* sp. se junta aos demais sarcófagídeos na carcaça. A chegada de *Ornidia obesa*, juntamente com o aumento da umidade do ar, complementa a equipe de decomposição desse porco. O penúltimo dia da fase ativa do porco CI aumenta o nível de competição pelo substrato com a presença de coleóptero *Necrobia rufipes*, que permanece até o final da carcaça, incluindo Muscidae (*Biopyrellia bipuncta*, *Brontaea debilis*). O retorno de *P. (Pattonella) intermutans* e

chegada de *Ravinia belfort*, *Sarcophaga (Liopygia) ruficornis* e *T. (Sarcophagula) sp.* representam os sarcófagídeos nesta fase, que tem ainda, Tachinidae.

g) O 7º dia é de decomposição ativa nas carcaças que em TI retoma a coleta de *C. punctipennis* e *H. aurifacies*, além de *F. pusio*, *O. aenescens* e *O. albuquerquei*, *O. solitária* (Calliphoridae). Em CI finaliza-se a fase ativa com coleóptero *Hister sp.*, *Chaetopsis sp.* (Otitidae) e *O. obesa* (Syrphidae).

h) No 8º dia tem-se a presença de *Oxyletrum discicolle* para se juntar aos demais coleópteros em TI. A fase seca para CI é marcada pela presença de coleópteros *Dermestes sp.*, *Deltochilum furcatum*, *Omorgus suberosus* e *Oxyletrum discicolle*. Lembrando que ainda estão presentes fannídeos, califorídeos, muscídeos e taquinídeos.

i) No 9º dia de exposição da carcaça em TI são coletados coleópteros *Dermestes sp.*, *Hister sp.* e *Omalodes sp.*, se juntando a *F. scalaris* (Fannidae), assim se mantendo até o fim da carcaça, além de *Allograpta obliqua* (Syrphidae). Essa também corresponde à data de interrupção da presença dos califorídeos *C. albiceps* e *C. macellaria*, pois a primeira somente volta a ser coletada nos dois últimos dias de exposição da carcaça. O segundo dia classificado como de carcaça seca, em meio à intensa chuva, em CI tem a volta de *F. obscurinervis*, *F. pusio* (Fannidae), *Brontaea sp.*, *S. calcitrans* (Muscidae), *Chaelopsis sp.* (Otitidae), Piophilidae e de *Trichareae (Sarcophagula) sp.* (Sarcophagidae), além de *Allograpta obliqua* e outros sirfídeos.

j) Chegando ao 10º dia e fase final ativa em TI tem-se *Hylemyioide aurifacies* (Anthomyiidae), nova coleta de *C. putoria* (Calliphoridae), *Haematobia irritans*, *Muscina stabulans*, *S. calcitrans*, *B. debilis* e *B. normata* (Muscidae), além de espécies de Otitidae e, ainda em tempo chuvoso, *O. obesa* (Syrphidae). Agora expondo por completo o esqueleto nesse início da fase classificada como resto fez-se também a coleta de coleóptero *Deltochilum furcatum* em CI.

k) Com as intensas chuvas interrompeu-se qualquer possibilidade de coletas no 11º dia, o dia seguinte (12º) em TI permitiu apenas a captura de espécie de coleóptero não identificado. Este segundo dia de coleta nos restos da carcaça CI foram coletados estafilínídeos, *F. canicularis*, *Chaelopsis sp.*, cuja série de coleta se manteve com estas espécies até o último dia de exposição da carcaça (16º dia), encerrando aqui as considerações acerca da sucessão ecológica em CI.

l) As chuvas também impediram os trabalhos de coleta no 13º dia, que foi retomado no 14º dia de exposição, agora na fase de resto em TI com a presença de *Dermestes sp.*, *Hister sp.*, *Omalodes sp.*, como representantes de coleópteros. Dípteros *F. pusio*, *S. calcitrans* e *O. obesa* completaram as coletas de interesse forense.

m) No 15º dia em TI capturaram-se coleópteros *N. rufipes*, *D. furcatum* e Staphylinidae, *Chaetopsis* sp. (Otitidae) e *R. belforti* (Sarcophagidae) completam o grupo.

n) O 16º dia e 17º dia não sofreram alterações nas espécies coletadas, dentre elas coleópteros *Hister* sp., *Eulissus chalybaeus*, Staphylinidae e Scarabaeidae, além da coleta de *C. albiceps*.

Sucessão ecológica no inverno. A Tabela 2 traz o assinalamento das espécies que visitaram as carcaças nas fases de sua decomposição, seguindo o seguinte padrão de sucessão:

a) No primeiro dia de exposição da carcaça ainda fresca no inverno a Nordeste do Estado de São Paulo, não houve nenhuma aproximação de alados ou de insetos rasteiros junto às carcaças.

b) Na seqüência no porco TII, no 2º dia de exposição com carcaça fresca, apenas a espécie *Euxesta* sp., da família Otitidae, abundante nessa época do ano, porém ausente no experimento de verão, demonstrando sua sazonalidade, se fez presente em todas as fases de decomposição de ambas as carcaças. Já no porco CII *C. albiceps*, que respondeu pela primeira postura nas duas carcaças, se fez presente todos os dias até o 11º dia de exposição. Muscidae foi representada neste segundo dia por *Sarcopromusca pruna*, que voltou a ser capturada no 7º, 8º e 9º dia de exposição. *O. thornax* e sarcófagídeos foram encontrados ainda entre o 4º e 11º dia de exposição.

c) O 3º dia em TII, com fase de decomposição no estágio de inchaço (ou gasosa ou simplesmente de putrefação) foi mais intensa a atratividade dos insetos que os dias anteriores com a chegada de *C. megacephala* (Calliphoridae), que não voltou a ser vista nessa carcaça. *O. thornax* e outros sarcófagídeos, que não faltaram nas exposições das carcaças até o 9º dia de exposição, retornando a serem capturadas entre o 12º e 14º dia de exposição, depois no 16º e por fim entre o 18º dia e o final do experimento no 21º dia. Já em CII o 3º dia marca também a transição para fase de inchaço, com a chegada de *C. macellaria*, que será regularmente coletada até o 9º dia retornando a aparecer no 17º e 18º dias e *C. megacephala*, que voltará a ser capturada ininterruptamente até 8º dia de exposição, desaparece a partir de então dos procedimentos de captura. Muscidae: *M. domestica* e *O. aenescens* foram coletadas carcaça ininterruptamente até o 10º dia de exposição. Tachinidae surge na carcaça e volta a ser capturada entre o 6º e 10º dia de exposição.

d) Apenas no 4º dia de exposição em TII, inchaço, consegue-se capturar exemplares de *C. albiceps*, seguindo presente na carcaça até o 9º dia, quando encerra a fase ativa de decomposição, voltando a ser coletada apenas no 17º dia de exposição. *O. aenescens* também é capturada nesse dia, nela permanecendo até o 11º dia, retornando ao banquete no 14º dia para não mais ser

capturada. Dois representantes de Syrphidae são capturados nesse dia *O. obesa* e *A. obliqua* com nova aparição dessa última no 18º dia. Por fim, taquinídeos são capturados, voltando a se reapresentar no 5º, 9º, 11º ao 15º, 18º e 20º dias de exposição. Em CII, ainda no inchaço do 4º dia, tem-se a presença do califorídeo *Lucilia eximia* em aparição única. Coleóptero *Dermestes maculatus* reaparece nas armadilhas no 5º, 7º, 9º, 11º e 12º e último dia de exposição. Coleoptero *N. rufipes* encerra os adultos capturados neste dia.

e) O 5º dia, inchaço em TII, tem a única aparição registrada de *P. casei* (Piophilidae) nesse experimento, num dia com intensa coleta de sarcófagídeos: *Oxysarcodexia avuncula* (recapturada no 18º dia), *R. belforti* (recapturada nos 12º e 13º dia) *S. lambens* (recapturada no 12º e 14º dia), *T. (Sarcophagula) sp.* (recapturada no 12º e 15º dia). Em CII o 5º dia, inchaço, além das espécies já mencionadas teve a presença do coleóptero *Hister sp.*, que voltou a surgir no 8º dia.

f) O 6º dia em TII, fase de inchaço, dentre as espécies ainda não mencionadas até aqui contou com a presença de *M. domestica* (Muscidae) que voltou a aparecer apenas no 9º, 11º e 16º dia. Para CII, *S. lambens* (Sarcophagidae) volta a ser capturada sucessivamente até o 9º dia. *C. putoria* tem aparição somente nessa data.

d) O 7º dia em TII finaliza a fase de inchaço e seus frequentadores, capturados e identificados, já foram mencionados acima. Para CII também encerra aqui a fase gasosa, que como novidade ainda não citada, nesse dia tem-se a coleta de *R. belforti* (Sarcophagidae), que volta ser capturada no 8º dia. Também Pteromalidae (Hymenoptera) parasitóide de larvas surge nesse dia e volta a ser capturada no 9º dia.

e) O 8º dia em TII marca o início da fase ativa, não havendo novidades dentre as espécies já mencionadas. Em CII, também se dá o início da fase de liquefação da carcaça, que como novidade se deu a captura de exemplares de Staphylinidae, não mais capturados em outras fases do experimento. As demais espécies capturadas de interesse forense foram citadas anteriormente.

f) Chegando ao 9º dia, ainda na fase ativa do porco TII, temos a presença dos coleópteros *D. maculatus* (reaparecendo no 12º, 14º e 18º dia), além de *Necrobia rufipes*, que não foi mais observada. Também em TII faz-se a coleta de Pteromalidae, que volta a ser coletada no 11º e 13º dia. Em CII a atividade larval é intensa no animal, mas todas as espécies capturadas e identificadas já foram listadas para este dia.

g) O 10º dia em TII, início da fase seca da carcaça, é marcado pela presença de uma única espécie adulta capturada, *Hister sp.*, que volta a ser capturada no 14º dia. Em CII o 10º dia ainda está na fase ativa e tem a coleta de *O. obesa*, em aparição única no experimento.

h) No 11º dia em TII ainda persiste a fase seca, sem novidades na frequência de espécies adultas. Para CII corresponde ao penúltimo dia de exposição da carcaça e início e fim da fase seca da carcaça, cuja frequência já foi citada acima.

i) No 12º dia em TII permanece a fase seca, que além das espécies já citadas, capturadas e identificadas, se deu a captura de *S. pruna* (Muscidae), não mais capturada no experimento. Para CII encerram-se os ensaios com a completa esqueletização da carcaça e mumificação de sua couraça, cuja baixa frequência de insetos foi encerrada com a espécie *D. maculatus* (Coleóptero).

j) Entre o 13º dia e 20 º dia se mantém a fase seca da carcaça TII, sendo que todas as espécies encontradas e capturadas foram citadas.

k) Finalizou-se o experimento em TII no 21º dia com sua fase de restos (esqueletização completa) presente apenas as espécies *Euxesta* sp. (Otitidae), *O. thornax* (Sarcophagidae) e taquinídeos.

3.5 - DISCUSSÃO

Apesar da atração inicial dos insetos adultos preferivelmente corresponder às carcaças mortas com tiro em relação àquela morta por cocaína, acredita-se que isso se deu em razão do extravasamento sanguíneo (Thyssen, 2005). Esse fenômeno se prolongou somente até o segundo ou terceiro dia da fase de inchaço, ocasião em que começava a se igualar na preferência dos insetos alados. Constatou-se no experimento de verão (quando os dois experimentos correram simultaneamente) que o porco CI proporcionou quase o dobro de capturas de adultos do que seu correspondente porco TI.

O fenômeno chamou ainda mais atenção pelo fato do porco CI ter sido consumido 36 horas antes do que o porco TI (16 dias e meio para TI, contra 15 dias para CI), mesmo considerando o fato de que ambos os modelos de *S. scrofa* L. tinham a mesma massa (15 Kg).

No experimento de inverno, quando se obteve amostra de cocaína em concentração muito mais elevada do que aquela aplicada no porco morto no verão (CI com dose de cocaína a 2 % em massa e CII com 63,6%). Foram injetadas 200 mg de cocaína pura no porco CI, ou seja, em quantidade teoricamente suficiente para levar o animal à overdose, o que de fato não ocorreu de forma imediata, exigindo meio mecânico para evitar sofrimento do animal. Já no porco CII a overdose ocorreu e o animal veio a óbito depois de se injetar 2,5 gramas da cocaína pura, ou seja, numa dosagem doze vezes e meia maior.

Apesar da diferença de temperatura durante os experimentos levados a efeito no verão e no inverno, obviamente com temperaturas na média mais elevadas no verão, principalmente no

período noturno e nas primeiras horas da manhã, deve-se levar em conta que as temperaturas significativamente mais inferiores no inverno influenciam diretamente no metabolismo dos insetos, já que em baixas temperaturas e umidade relativa o tempo de decomposição tende a aumentar e em altas temperaturas o processo é acelerado (Denno & Cothran, 1976), o porco CII apresentou desempenho de decomposição significativamente maior do que as demais carcaças. Assim houve variação na taxa de decomposição entre as estações úmida e quente (verão) em relação ao que foi observado na estação seca e fria (inverno), já que na primeira o substrato foi consumido com 16,5 dias e 15 dias (TI e CI, respectivamente), enquanto que no inverno essa correlação se efetivou com 20 dias e 11 dias, respectivamente para TII e CII. A influência do período do ano na taxa de decomposição de carcaças suínas havia sido verificado por Thyssen (2005), porém em outro sítio de exame.

Outro dado obtido nos experimentos de verão e inverno se referiu à abundância de imaturos criados nas carcaças. Enquanto na cultura de verão dos porcos CI e TI emergiram, respectivamente, 10.038 e 10.737 indivíduos, totalizando 20.775 espécimes; do experimento de inverno quase se dobrou esse número, ou seja, 18.532 e 19.789 indivíduos, respectivamente para CII e TII, num total de 38.321 espécimes. Nesse aspecto particular há de se consignar que no experimento de inverno, diante do visível processo prematuro de dispersão das larvas para pupariação, as larvas deixaram as bandejas coletoras, e invariavelmente alterariam o resultado das análises. Providenciou-se então, diariamente, a coleta de pupas na região circunvizinha ao experimento. Mesmo com um incremento de 84% de emergências no experimento de inverno, surpreendentemente se mantiveram iguais as proporções de imaturos coletados em cada carcaça, de cada período: 51,7% do porco morto por tiro e 48,3% para o porco morto por intoxicação de cocaína. Com isso conclui-se que em média as larvas do experimento de verão completaram seu ciclo de desenvolvimento alimentando-se em média com 1,4 gramas do substrato, enquanto no experimento de inverno bastaram 0,78 gramas para completar seu ciclo. Experimentos de laboratório estimam em 2 gramas a quantidade média necessária para desenvolvimento de cada larva, apesar de que o mesmo estudo estima em 20 mg a massa corpórea necessária para cada larva completar seu ciclo de desenvolvimento (Paes *et al.*, 2000). Deve-se levar em conta na comparação desses resultados o fato de que em laboratório o processo não sofre, ou ao menos diferem daquilo que acontece em campo, principalmente quanto aos riscos de predação, competição ou interferências abióticas.

O predomínio de emergências da espécie *C. albiceps*, que já era expressivo no experimento de verão (com 95,2% em CI e 90,5% em TI), se acentuou ainda mais no experimento de inverno. Tal hegemonia dominou a decomposição da carcaça e demonstrou sua

capacidade na concorrência pelo substrato também no período de inverno (93,8% em CII e 98,8% em TII), demonstrando o incrível sucesso dessa espécie no processo de competição, prevalecendo-se principalmente de sua característica de predadora (Oliveira-Costa, 2007). Tais características se somam a outras estratégias de sobrevivência de espécies da família Calliphoridae, como aquele realizado por Levot *et al.* (1979) que também analisou esses aspectos ao estudar o sucesso ecológico de Calliphoridae, onde o comportamento de oviposição, a posição das espécies dessa família na seqüência natural de oviposição na carcaça e sua habilidade relativa em enfrentar a condição de superpopulação, que ocorre em substratos de natureza imprevisível (carcaça), são de grande importância no sucesso dos califorídeos adultos em obter porções significativas de proteína da carcaça. Esse fator está diretamente relacionado à habilidade reprodutiva dessas moscas e ao sucesso das larvas em explorar satisfatoriamente um recurso alimentar limitado. Estudos de Ulyett (1950) já concluíam que algumas estratégias adotadas por determinadas espécies, como a rapidez de crescimento larval, o tempo após oviposição ou larviposição no qual o crescimento mais rápido ocorre, a habilidade de formar pupas viáveis, mas com comparativamente baixo peso, e uma redução geral no tamanho dos indivíduos da população em favor de um aumento do número total de sobreviventes, garantiam o sucesso das populações.

Os estágios frescos em todos os modelos analisados, tanto no verão, quanto no inverno, se mantiveram no mesmo prazo (2 dias). Já a fase gasosa (inchaço) com 3 dias em TI e 2 dias em CI, foi significativamente mais reduzida que os 5 dias que levaram para romper a derme animal e passarem para a fase ativa (ou de fermentação) em TII e CII. Também a fase seca, sem a completa esqueletização dos animais, que demandaram 2 dias em TI e 3 dias em CI, exigiram 10 dias em TII e apenas 1 dia em CII. Concluída a decomposição seca e finalizando-se a esqueletização da carcaça, e com atividade necrófaga presente, essa se estendeu por 6 dias em TI, 5 dias em CI e apenas 2 dias em TII e 1 dia em CII. Logo as condições climáticas no experimento de inverno – apesar de retardar a atividade larval influenciada pelas baixas temperaturas, principalmente no período noturno, o que se estendia pela manhã – compensava em parte o processo de decomposição em relação ao verão, diante da baixa umidade. Outras variáveis somente podem ser atribuídas à presença do entorpecente, que nos dois experimentos agilizaram a decomposição do porco morto por cocaína.

No processo de colonização das carcaças parece não ter havido preferência pelo tipo de substrato nos dois experimentos (verão e inverno). Razão pela qual a composição de espécies foi basicamente a mesma para os dois tipos de carcaça, em cada período do ano analisado. Porém ao correlacionar as estações do ano, diante da sazonalidade de várias espécies, foi possível observar

a abundância de algumas espécies num dos períodos, que sequer apareceram com um único indivíduo na estação do ano oposta (p.ex., com *Chaetopsis* sp. presente no verão, inexistente no experimento de inverno, estação que marcou a presença abundante de *Euxesta* sp., não vista no verão, ou mesmo de Pteromalidae que colonizou a carcaça no inverno e não foi observada no verão).

O processo de sucessão ecológica em ambos os experimentos ficou marcado pela frequência de espécies de Calliphoridae nas fases iniciais (fresco, inchaço e ativo), sendo acompanhada quase que simultaneamente pelas espécies da família Anhomyiidae, Otitidae, Fanniidae, Piophilidae, Tachinidae, Muscidae e Sarcophagidae, sendo concomitante a participação de Coleoptera a partir do estágio ativo, reduzindo gradativamente as espécies Calliphoridae na fase seca. Assim o domínio de Coleoptera se deu nas fases terminais das carcaças, coletando-se como alados nessas fases somente espécies da família Sarcophagidae, Muscidae e Tachinidae. Situação essa verificada tanto no experimento de verão, quanto no de inverno, salvo por algumas nuances sazonais, que produziam variações nesse modelo.

Coleópteros estiveram presentes nos estágios finais de decomposição, embora alguns exemplares de histerídeos e estafilínídeos tenham sido encontrados em estágios anteriores predando as larvas de dípteros, que se encontravam abundantemente nas carcaças. A maior parte, porém, era constituída de espécies das famílias de escarabeídeos, silfídeos e principalmente dermestídeos. Assim, como já descrito por outros autores (Catts & Goff, 1992; Smith, 1986; Keh, 1985; Nuorteva, 1977), as quatro categorias de invertebrados presentes nesse tipo de comunidade também puderam ser reconhecidas nessa pesquisa nos diferentes tamanhos de substrato: espécies necrófagas, predadoras, onívoras e adventícias.

O processo de captura dos adultos que visitavam as carcaças revelou a grande diversidade de espécies, com potencial necrófago como sarcófagídeos ou mesmo califorídeos da espécie *C. macellaria*, que se apresentaram com relativa frequência, porém baixa taxa de emergência, quase nula, ou melhor alta taxa de mortalidade dos imaturos, a exemplo do que deve ter ocorrido com outras espécies. Esse comportamento já havia sido observado em trabalhos anteriores supondo-se que, provavelmente, as espécies introduzidas do gênero *Chrysomya*, em especial *C. albiceps*, estão competindo pelos mesmos recursos (Guimarães *et al.*, 1978; Mendes & Linhares, 1993).

3.6 - CONCLUSÕES

O substrato protéico contaminado por cocaína exerceu influência na taxa de desenvolvimento de algumas espécies analisadas, que tiveram seus ciclos de desenvolvimento reduzidos, quando correlacionados com os imaturos que se alimentaram do substrato isento do entorpecente, como *C. albiceps*: verão (Tabela 7) e inverno (Tabela 17) ; *F. scalaris*: verão (Tabela 9); Pteromalidae: inverno (Tabela 19) e *C. macellaria*: inverno (Tabela 20). Outras espécies analisadas não apresentaram esse padrão *C. putoria* verão (Tabela 8) e inverno (Tabela 18); *O. aenescens*: verão (Tabela 10); *S. calcitrans* verão (Tabela 11)

Quanto à abundância de imaturos criados nas carcaças e comparados pelo tipo de morte (cocaína ou tiro) foi significativo apenas no caso de Pteromalidae. Como a maioria dos Pteromalidae parasitóides de dípteros são parasitas de pupas (Marchiori *et al*, 2000/2004), acredita-se que o fato das larvas que colonizaram a carcaça intoxicada terem se tornado pupas mais precocemente, justificou-se a aceleração de emergência de adultos de Pteromalidae.

A decomposição mais acelerada das carcaças dos porcos mortos com cocaína, mesmo com massas semelhantes dos animais mortos com tiro, correspondendo a proporções da ordem de 15 dias para 16,5 dias no experimento de verão e de 11 dias para 20 dias no experimento de inverno, contribuem para demonstrar a influência da toxina no metabolismo das larvas decompositoras.

A riqueza de espécies encontradas nas carcaças, assim como a diversidade de espécies na mesma estação do ano foi basicamente a mesma. A diferença ocorre quando se comparam essas informações entre as estações, com diferentes espécies colonizadoras no verão e inverno. Também a frequência de adultos alados que colonizaram as carcaças no verão, com possibilidade de capturas, foi maior que no inverno (95% a mais), invertendo essa perspectiva quando se referem aos coleópteros, em maior número no inverno. No entanto a abundância das emergências de imaturos foi significativamente maior no inverno (84% a mais).

O padrão de sucessão ecológica nas carcaças examinadas não sofreu variação extrema, mas confirmou as impressões de Freire (1914), de que não há exclusivismo nas etapas, capazes de colocar em prática a rigidez proposta por Mégnin (1894), cujo seus remotos trabalhos, ainda influenciam pesquisadores contemporâneos (França, 2008). Com isso foi possível estabelecer níveis preferenciais relativos e aproximados para cada etapa da decomposição cadavérica, com destaque às famílias Calliphoridae, Fanniidae, Sarcophagidae, Anthomyiidae, Tachinidae e Otitidae nas fases iniciais e Coleoptera nas etapas derradeiras. Calliphoridae, Fanniidae e

Anthomyiidae foram famílias que tiveram seus representantes abandonando as carcaças nas etapas derradeiras, que ainda eram freqüentadas por Sarcophagidae, Tachinidae e Otitidae.

O experimento de verão confirmou aquilo que diversas pesquisas já concluíram, ou seja, de que as moscas necrófagas agem com extrema agilidade em ovipor nos substratos logo que esses se disponibilizam. Esse fenômeno é imprescindível para a contagem de tempo do IPM, ocasião em que *Lucilia eximia* em TI e *C. albiceps* em CI ovipuseram nos instantes iniciais da morte dos animais. Tal característica biológica contribui para definição do marco zero para contagem do tempo da morte. Não obstante no experimento de inverno esse fato não se deu de maneira tão imediata, quando em ambos os modelos de carcaça, a oviposição pioneira de *C. albiceps* demandou dois dias para ocorrer no porco TII e um dia em CII. Isso se evidenciou nitidamente durante os trabalhos de campo, onde, no processo de colonização, as carcaças no inverno foram significativamente menos visitadas, quando comparadas às colonizações das carcaças do verão, ao menos na fase inicial de decomposição. As tabelas de capturas de ambos os experimentos (Tabelas 5 e 15) mostram esta dinâmica, onde se vê que no primeiro dia de exposição das carcaças foram capturados 142 espécimes adultos nas armadilhas de CI e TI e apenas 14 nas armadilhas CII e TII. Ou seja, apenas 10% visitaram as carcaças no inverno, comparando-se com o movimento no verão. Esse fenômeno merece atenção dos entomólogos forenses, a fim de admitir em suas análises esta peculiaridade, que seguramente tem a ver com o inverno local, que apesar de quente e seco durante a maior parte do dia, preserva sua condição de clima frio durante a noite e nas primeiras horas da manhã, o que influencia o metabolismo e comportamento de oviposição dos insetos.



Figura 1. Aspecto geral do ambiente de coleta onde foram expostas as carcaças de suínos.



Figura 2. Detalhe da armadilha empregada no experimento de inverno, com emprego de um coletor metálico com bocal onde se adaptou um segmento de garrafa PET, facilitando a coleta de adultos valendo-se do efeito da fototaxia dos insetos.

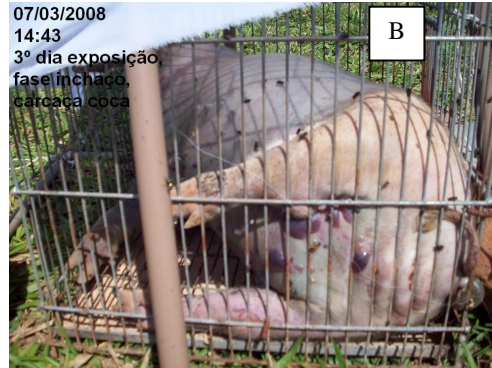


Figura 3: Fases de decomposição: (A) Fase fresca; (B) Fase inchaço ou gasosa; (C) Fase liquefação ou ativa; (D) Fase de decomposição seca; (E) Fase de restos ou esqueletização.

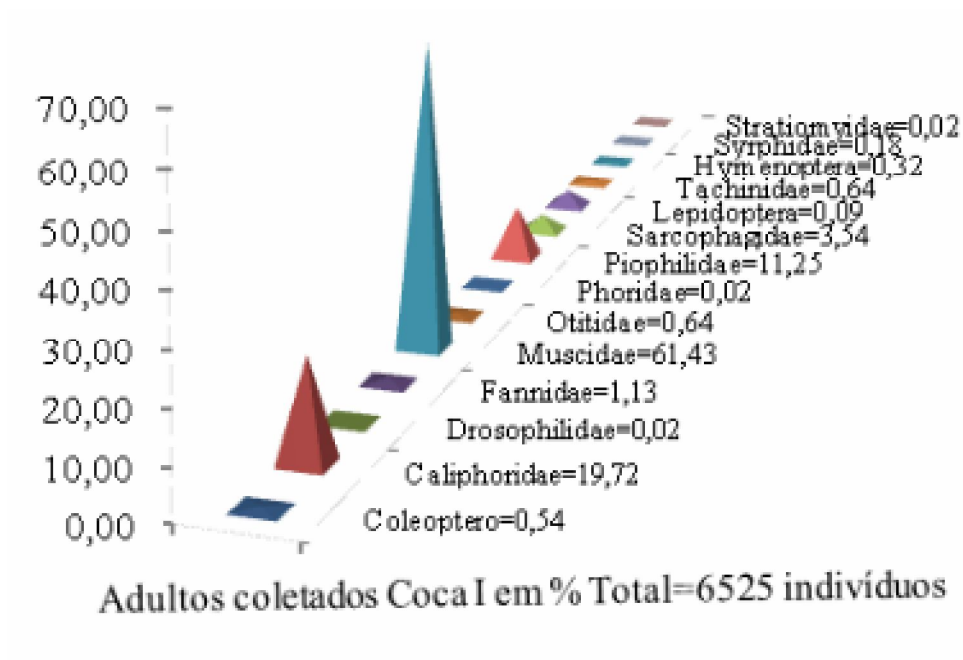


Figura 4. Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por overdose de cocaína no verão (março/2008).

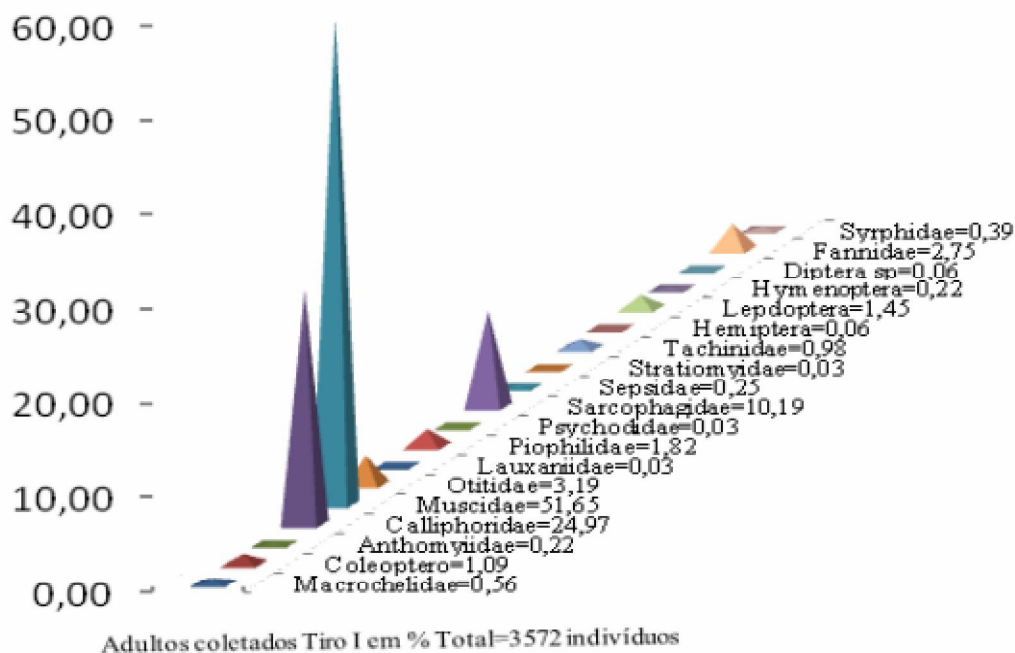


Figura 5. Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por disparo de arma de fogo no verão (março/2008).

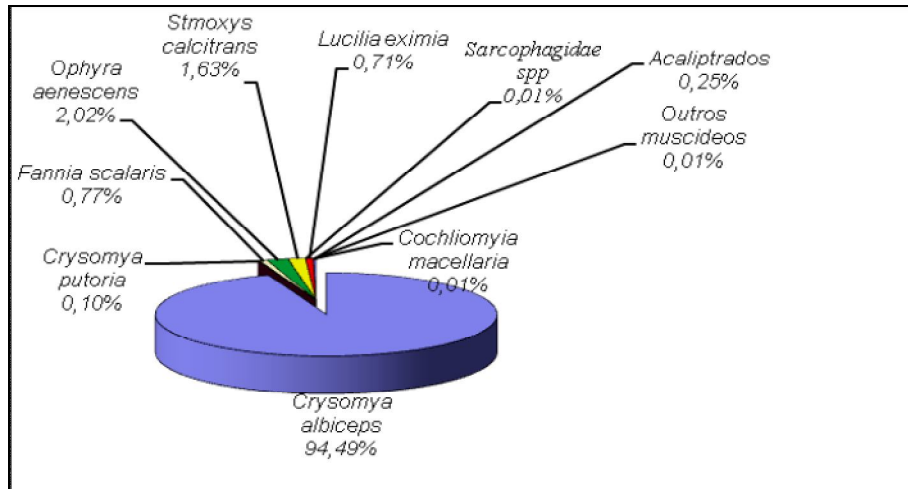


Figura 6. Frequência de imaturos (10038 indivíduos) que se criaram na carcaça morta overdose de cocaína no verão (março/2008).

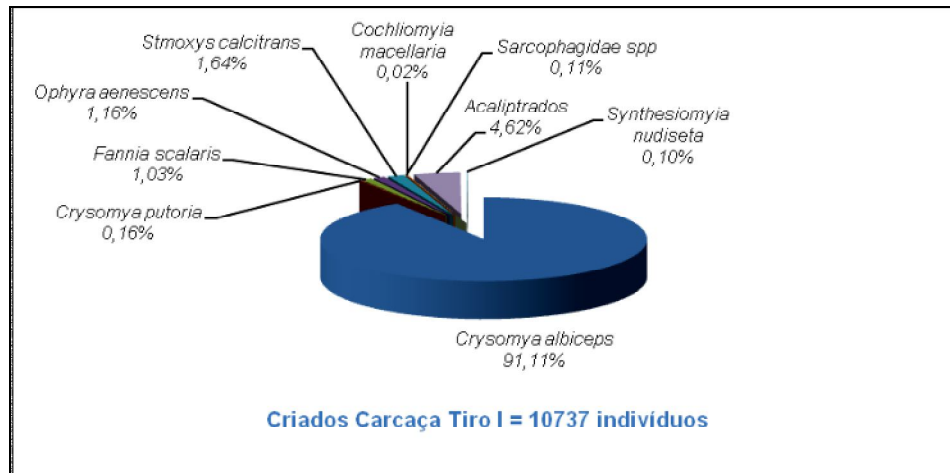


Figura 7. Frequência de imaturos (10737 indivíduos) que se criaram na carcaça morta por disparo de arma de fogo no verão (março/2008).

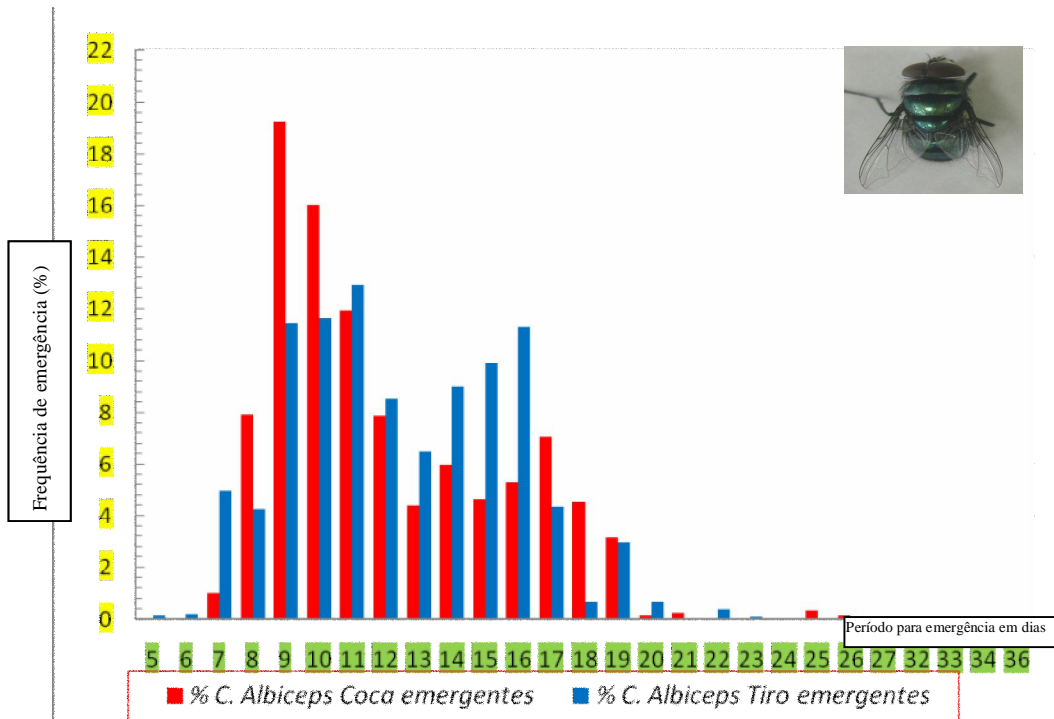


Figura 8. Frequência de emergência de *Chrysomya albiceps* proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).

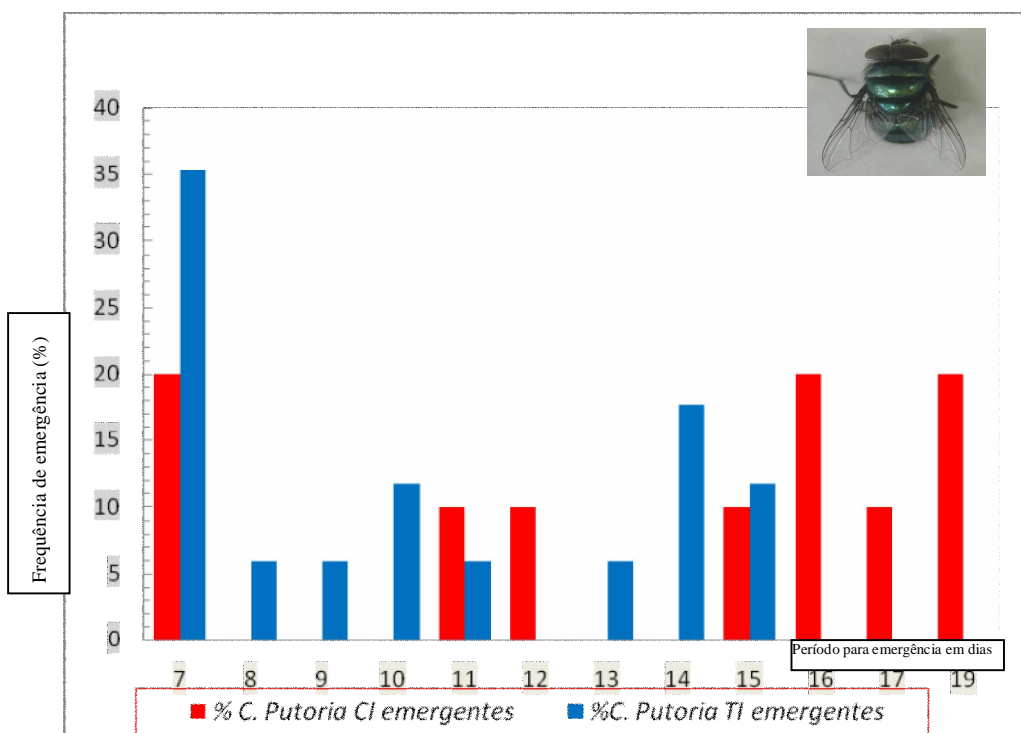


Figura 9. Frequência de emergência de *Chrysomya putoria* proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).

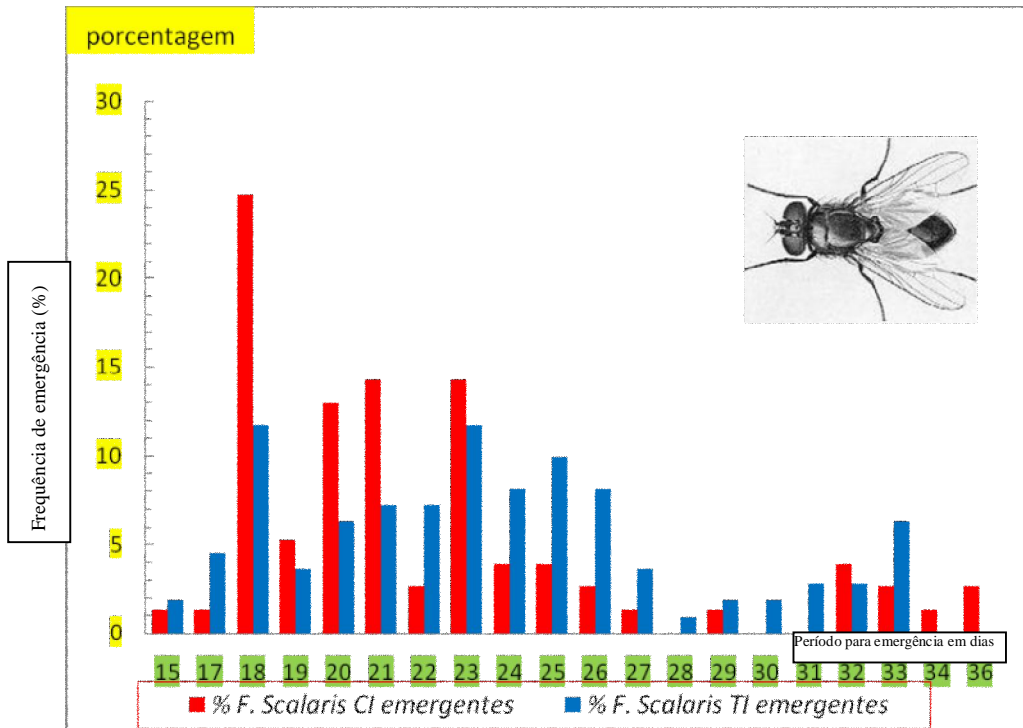


Figura 10. Frequência de emergência de *Fannia scalaris* proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).

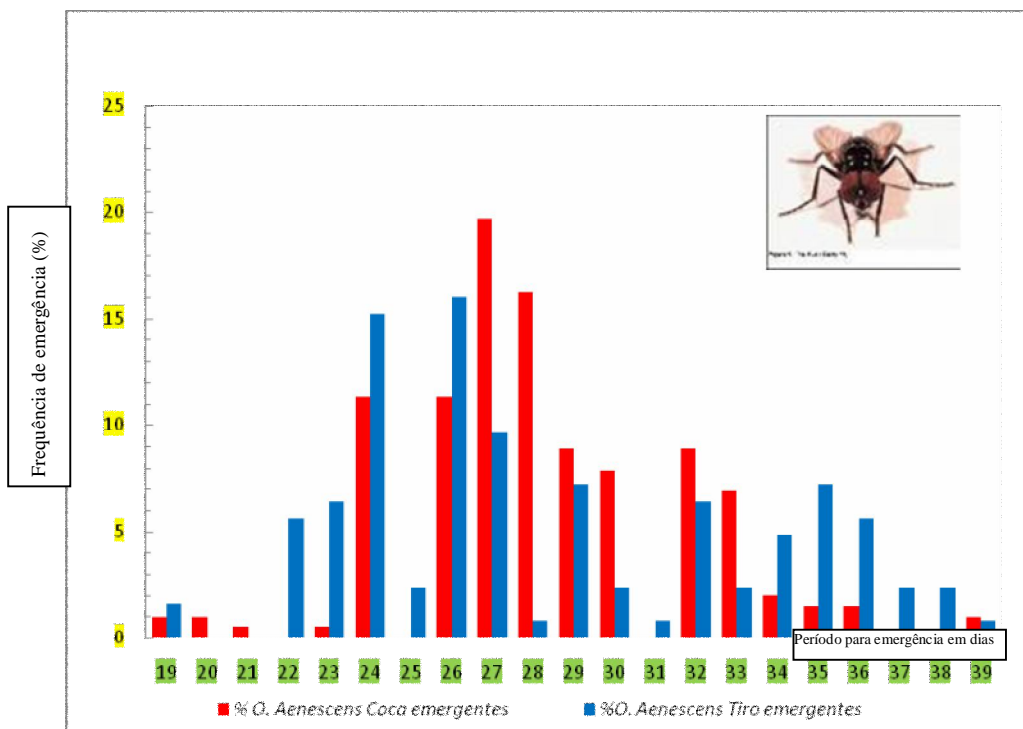


Figura 11. Frequência de emergência de *Ophyra aenescens* proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).

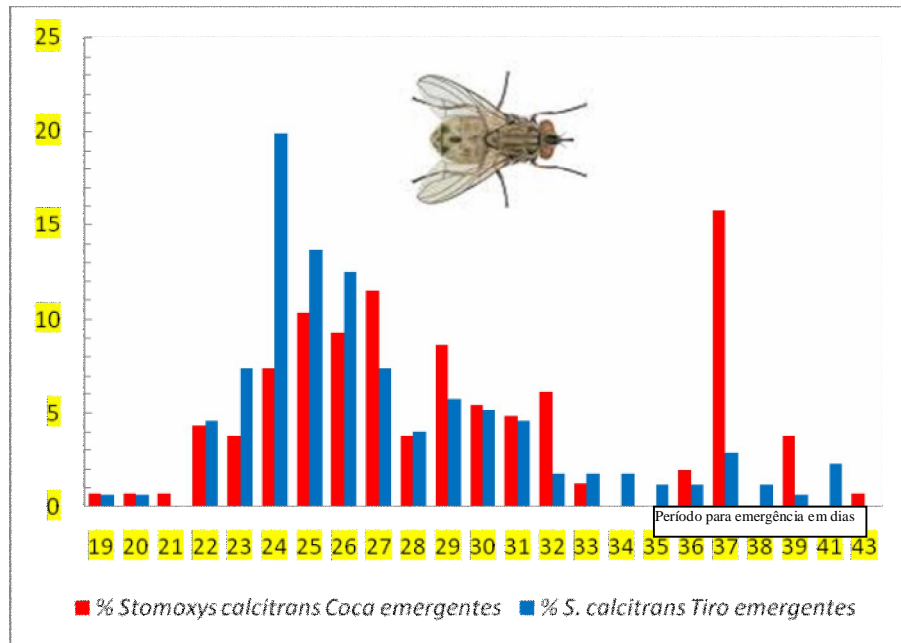


Figura 12. Frequência de emergência de *Stomoxys calcitrans* proveniente da coleta de imaturos nos porcos CI e TI durante o verão (mar/2008).

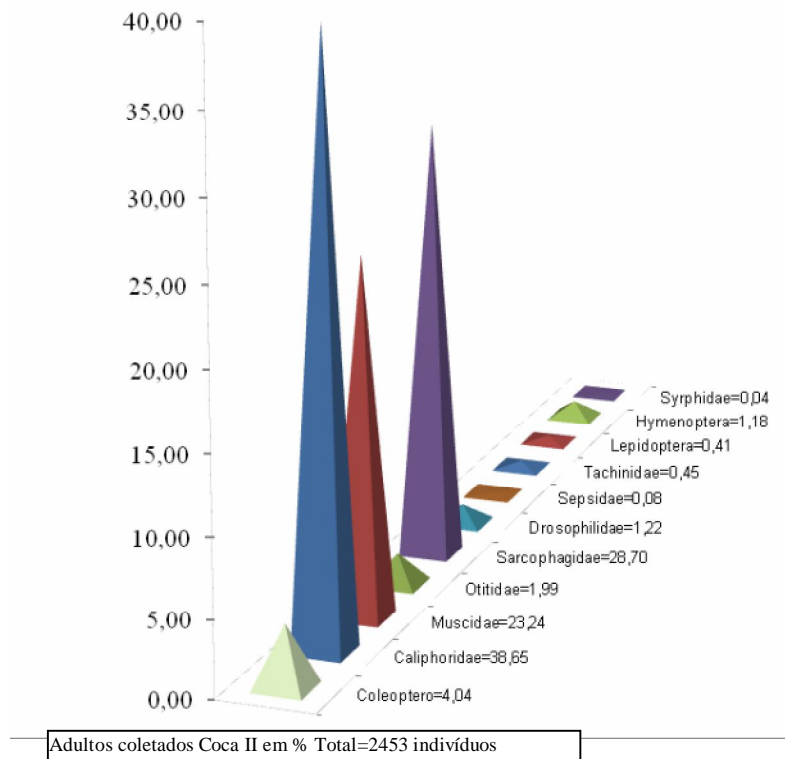


Figura 13. Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por *overdose* de cocaína no inverno (agosto/ 2008).

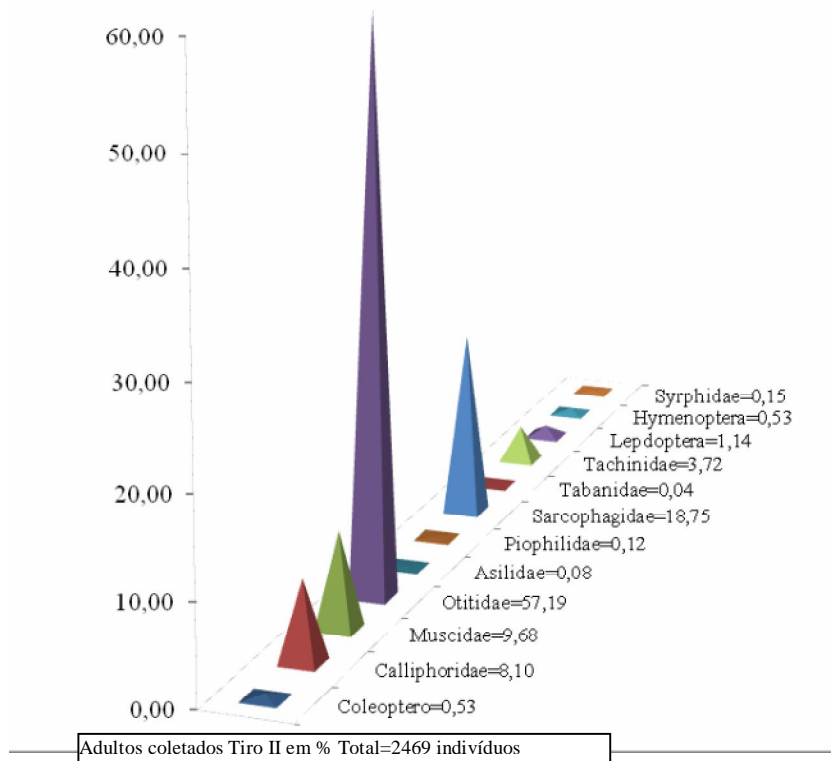


Figura 14. Frequência das famílias e ordens de insetos adultos que visitaram a carcaça morta por disparo de arma de fogo no inverno (agosto /2008).

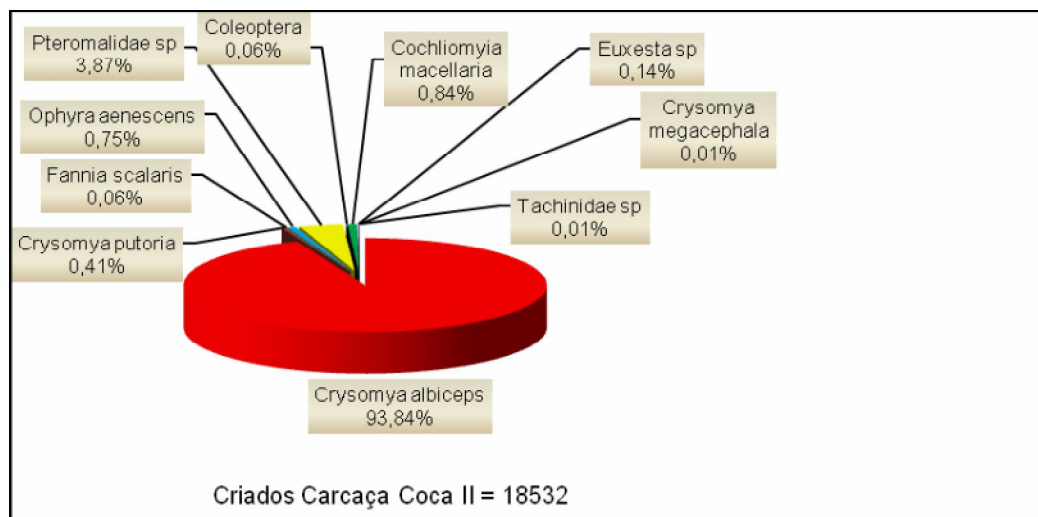


Figura 15. Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta por *overdose* de cocaína no inverno (agosto/2008) .

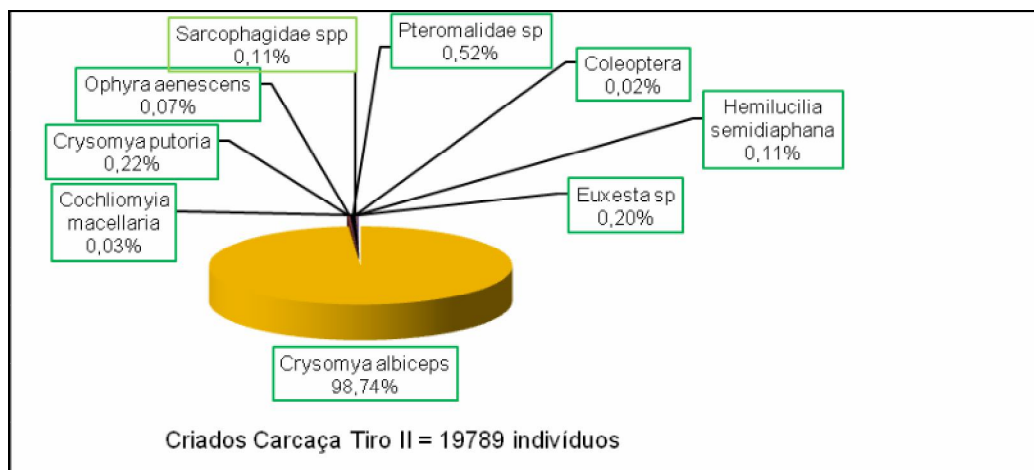


Figura 16. Frequência de imaturos que se criaram na carcaça morta por disparo de arma de fogo no inverno (agosto/ 2008).

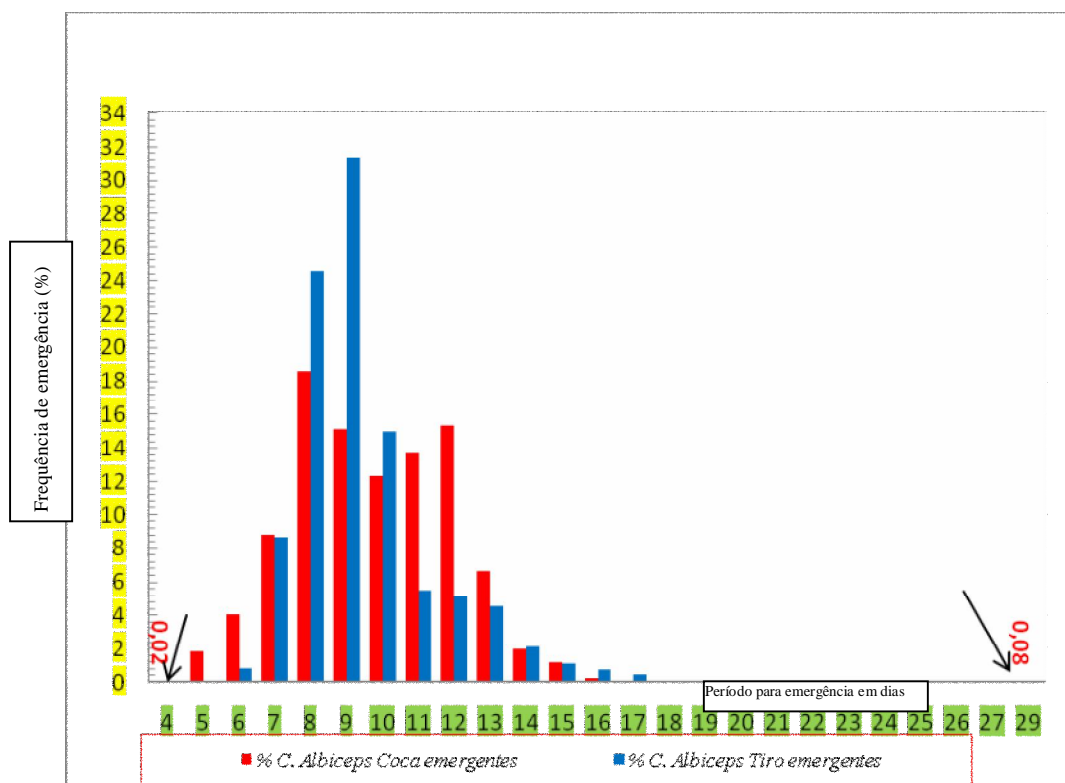


Figura 17. Frequência de emergência de imaturos de *Chrysomya albiceps* que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).

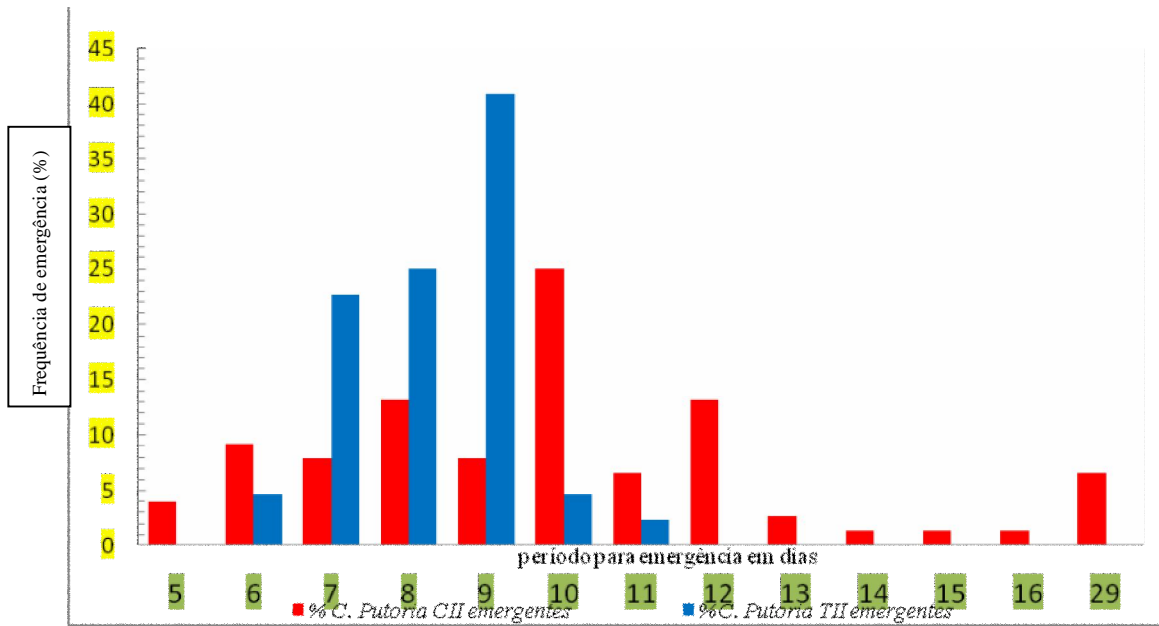


Figura 18. Frequência de emergência de imaturos de *Chrysomya putoria* que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).

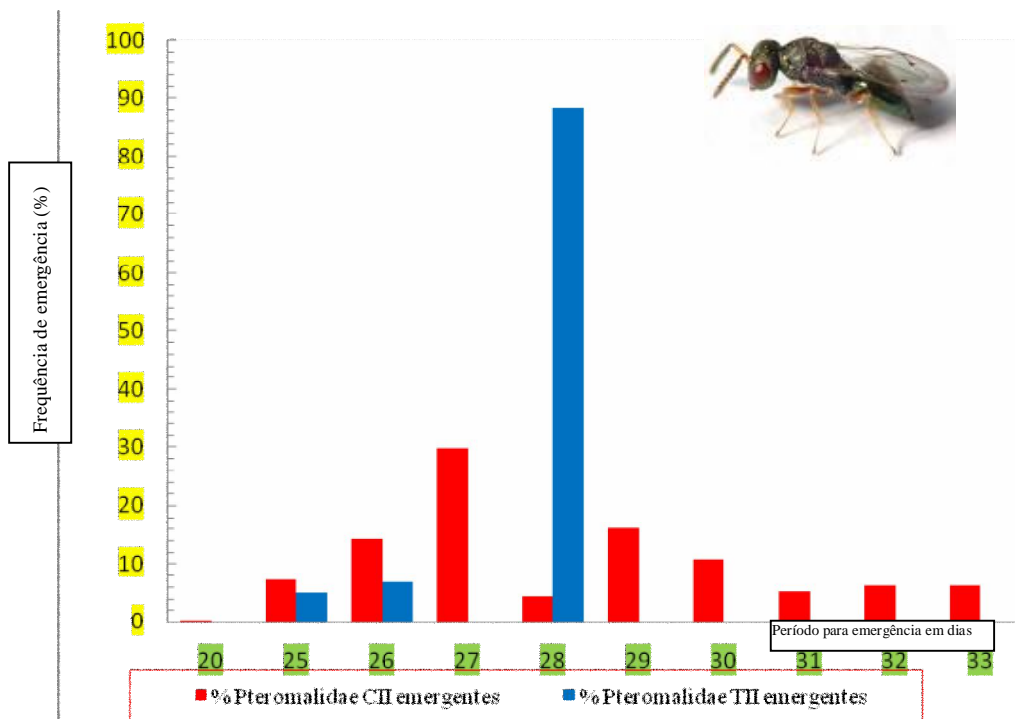


Figura 19. Frequência de emergência de imaturos de Pteromalidae que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).

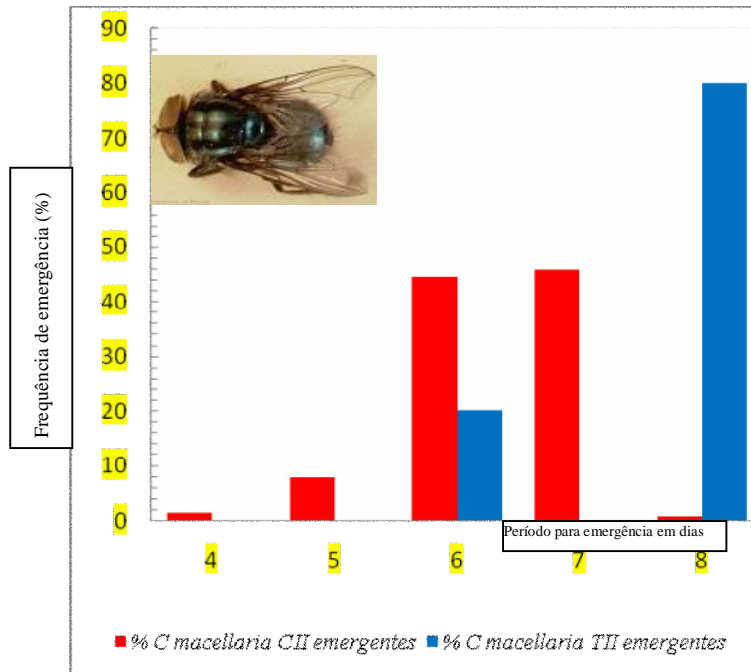


Figura 20. Frequência de emergência de imaturos de *C. macellaria* que se criaram nas carcaças dos porcos CII e TII, por período de desenvolvimento em dias, no inverno (ago/2008).

Tabela 1. Processo de sucessão ecológica observado em suínos mortos por overdose de cocaína e por disparo de arma de fogo no verão.

Fauna decompositora		Fases da decomposição									
Ordem/família	Espécie	fresco		inchaço		ativo		seco		resto	
		T	C	T	C	T	C	T	C	T	C
Coleoptera	<i>Necrobia rufipes</i>					X	X	X	X	X	X
	<i>Hister</i> sp.			X		X	X	X	X	X	
	<i>Dermestes</i> sp.					X		X	X	X	
	<i>Deltochilum furcatum</i>			X		X		X	X	X	
	<i>Oxyletrum discicolle</i>					X			X		
	<i>Omorgus suberosus</i>								X		
	Staphylinidae			X		X	X	X		X	X
	<i>Omalodes</i> sp.			X		X				X	
	Cleridae					X	X				
	spp.					X		X		X	
	Scarabaeidae						X			X	
	<i>Eulissus chalybaeus</i>									X	
Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>		X								
	<i>Cochliomyia macellaria</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
	<i>Chrysomya albiceps</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	
	<i>Chrysomya putoria</i>			X		X	X		X		
	<i>Chrysomya megacephala</i>	X		X			X				
	<i>Hemilucilia semidiaphana</i>			X							
Anthomyiidae	<i>Craspedochaeta punctipennis</i>			X		X					
	<i>Hylemyioide aurifacies</i>	X				X					
Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	X	X	X		X	X	X	X	X	X
	<i>Sarcodexia lambens</i>			X	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>	X			X		X				
	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>			X	X	X	X		X		
	spp.	X		X	X	X	X	X	X	X	X
Muscidae	<i>Musca domestica</i>	X		X	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Stomoxys calcitrans</i>	X	X			X			X	X	
	<i>Brontaea</i> sp.	X		X		X			X		
	<i>Ophyra aenescens</i>			X	X	X	X	X	X	X	X
Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>			X	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Fannia pusio</i>	X		X		X		X	X	X	
Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.			X		X	X	X	X	X	
Tachinidae		X		X		X	X	X		X	
Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>					X	X		X	X	
	<i>Allograpta obliqua</i>					X			X	X	

Tabela 2. Processo de sucessão ecológica observado em suínos mortos por overdose de cocaína e por disparo de arma de fogo no inverno (agosto/setembro/08).

Fauna decompositora		Fases da decomposição									
Ordem/família	Espécie	fresco		inchaço		ativo		seco		resto	
		T	C	T	C	T	C	T	C	T	C
Coleoptera	<i>Necrobia rufipes</i>				X	X	X	X	X		
	<i>Hister</i> sp.			X	X		X	X			
	<i>Dermestes maculatus</i>				X	X	X	X	X		X
	Staphylinidae			X	X						
	<i>Omalodes</i> sp.			X							
Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>				X						
	<i>Cochliomyia macellaria</i>			X	X		X	X			
	<i>Chrysomya albiceps</i>		X	X	X	X	X	X			
	<i>Chrysomya putoria</i>				X						
	<i>Chrysomya megacephala</i>			X	X		X				
Hymenoptera	Pteromalidae				X	X	X	X			
Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>		X	X	X	X	X	X	X	X	
	<i>Sarcodexia lambens</i>			X	X		X	X			
	<i>Oxysarcodexia avuncula</i>			X				X			
	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>			X	X			X			
	<i>Ravinia belforti</i>			X	X		X	X			
	spp.		X	X	X		X	X	X		
Muscidae	<i>Musca domestica</i>			X	X	X	X	X			
	<i>Sarcopromusca pruna</i>		X		X		X	X			
	<i>Ophyra aenescens</i>			X	X	X	X	X	X		
Otitidae	<i>Euxesta</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X		X	
Tachinidae	spp.			X	X	X	X	X		X	
Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>			X			X				
	<i>Allograpta obliqua</i>			X				X			
Piophilidae	<i>Piophila casei</i>			X							

4 - REGISTRO DO COMPORTAMENTO NECROFÁGICO DE *ORNIDIA OBESA* (DIPTERA: SYRPHIDAE: ERISTALINAE) NO SUDESTE DO BRASIL

Necrophagic behavior by Ornidia obesa (Diptera: Syrphidae: Eristalinae) on pig carcasses in Southeastern Brazil

Abstract. *Ornidia obesa* (Diptera: Syrphidae: Eristalinae) is usually neglected in the forensic entomology field, although adults are rather frequent on vertebrate carrion. During investigations on pig carcasses decomposition and insect succession carried out in Southeastern Brazil, we recorded the breeding of 218 specimens of this syrphid fly. This occurrence may suggest that vertebrate carcasses may work as breeding media for *O. obesa*, opening a new perspective for its use in forensic studies.

Key Words: flower fly, tribe Volucellini, vertebrate carrion, forensic entomology.

4.1- INTRODUCTION

Adult syrphid flies feed basically on pollen and nectar, being therefore important pollinators of many plant species (Gilbert, 1981). In contrast, their larvae present a wide variety of feeding habits, including saprophagy, phytophagy, predatism and scavenging (Thompson 1982, Roberts 1970).

The subfamily Eristalinae is particularly wide-ranging in this regard, comprising species that feed on fungi, vascular plants, decaying plant matter, nests of some hymenopterans and dung (Vockeroth & Thompson, 1987).

Ornidia (Lepeletier & Serville, 1828), recently revised by Carvalho Filho & Esposito (2009), is a syrphid genus with five recognized species. The genus can be considered Neotropical, but *Ornidia obesa* (Fabricius, 1775), is the most widespread species, being also found in the tropical region of the old world (Thompson 1991, Whittington & Rotheray 1997), since accidental introduction through anthropic activities.

Ornidia obesa, whose biology is not totally known, has being reported as mechanical vector of pathogenic bacteria, such as *Salmonella* and *Shigella* (Greenberg, 1971), which is particularly worrying when its synanthropic behavior is considered. Moreover, larvae of *O.*

obesa were recorded by Machado (1937) as the causative agent of pseudomyiasis in human, and of secondary myiasis in cattle (F.C. Thompson, *pers. comm.*).

Regarding its breeding media, *O. obesa* is known to frequently breed on synanthropic types of semi-liquid material, such as animal dung, human latrines, sewage and rotten fruits and vegetables (Sack 1921, Thompson 1991, Whittington & Rotheray 1997, Carvalho Filho & Esposito 2009). There is only one report on non-synanthropic breeding sites for this species: exuding sap on Guanacaste trees, *Enterolobium cyclocarpum* (Mimosoideae) (Rotheray et al. 2005). In spite of the well-known morphology (Whittington & Rotheray 1997, Rotheray et al. 2005), time of development for *O. obesa* immatures has not been sufficiently studied.

In the forensic entomology field, *O. obesa* is usually neglected although adults are rather frequent on vertebrate carrion (Moretti et al. 2008). Larvae, on the other hand, have never been reported on such a resource. Actually, there are no definitive investigations on the possible role of this syrphid within the sarcosaprophagous arthropod community, and the general tendency is to include syrphid flies in the category of predators (Keh, 1985).

Hence, in the present study we report on the breeding of *O. obesa* on pig carcasses exposed in two different areas of São Paulo state (Brazil), in an attempt to gather enough data to support the possible inclusion of this syrphid fly in the ecological category of necrophagic insects.

4.2- MATERIAL AND METHODS

Study site. Rural area of the Municipality of Pedregulho (20°15'25"S; 47°28'37"W), Northeast region of São Paulo state (Brazil), situated at 1,063 meters above sea level, with vegetation composed of Atlantic forest and *Cerrado* vegetation (IBGE, 2006). The climate is tropical and clearly seasonal, consisting of a warm rainy season, (October to March), and a dry season (April to September).

Experimental model, trap description, field and laboratory procedures. The experiment was conducted from March 5th to 20th, 2008. Two male pig carcasses (*S. scrofa*, Linnaeus) weighing around 15 kg were utilized. One of them had been shot three times with .38 gauge bullets, one in the head (resulting in instant death of the animal), the other two in the thorax and abdomen. The other pig had been killed by cocaine overdose (7 mg/Kg) via subcutaneous. These two circumstances are quite ordinary in cases of deceitful homicides and suicides, respectively. All procedures regarding killing and utilization of the pig carcasses in the present study followed the ethical determinations of the Brazilian College congress of Animal

Experimentation (COBEA) and the Ethical Committee of Animal Experimentation of São Paulo State University (UNESP) (protocol no. 78/08-CEEA).

Both carcasses were placed simultaneously and arranged 10 m apart. They were positioned inside metal frame cages, to prevent vertebrate scavengers from reaching the carcasses. An inverted-funnel-shaped frame (1.90 m of height and 0.81 m² of base), made of PVC and covered with organza, similar to the type used by Carvalho *et al.* (2000), was placed over each cage (**Figure 1**). A two-liter plastic bottle was installed on the top of the frame, through a cube-shaped box made of zinc (edge=18cm), with one face bearing a hole connected to an open ended cylinder (10cm of diameter), which allowed the bottle to fit the frame. The specimens were collected from the plastic bottle each 24 h and kept at -20⁰C for posterior identification. Underneath the cages, metal trays with sawdust were placed to collect maggots abandoning the carcasses for pupariation. The immature insects (3rd instar larvae, prepupae and pupae) were collected daily from the sawdust layer, placed in plastic vials containing sawdust and covered with organza. Date of collection was recorded. The vials were checked daily for the occurrence of emergence and the time from prepupae/pupae to emergence was recorded. The emerged insects were conserved at -20⁰C for posterior identification. Small amounts of carrion, occasionally attached to immatures, were kept in the vials. Weather conditions in the field and carcass temperatures were measured daily with a Celsius thermometer (model MM 5202-IncotermTM). Further meteorological data were obtained from Miguelópolis meteorological station.

The experiment was finished when emergence of adult insects at laboratory ceased. We used the classification of stages of decomposition proposed by Reed (1958) and Rodriguez & Bass (1983).

4.3- RESULTS

Adults (n=4). Two adult specimens of *O. obesa* were collected from the carcass killed by cocaine overdose on March 11th. From the carcass killed by shot, we have collected also two specimens: one on March 18th, and the other on March 20th. We could not obtain mouth and anus temperature for this carcass, because they were already in an advanced stage of decomposition. The circumstances of these collections are on **Table 1**.

Immatures (n=218). All immature specimens (post feeding and pupae) were collected from the carcass killed by shot on March 12th. Some 3rd instar larvae, washed away by rain and found in the tray, have also been collected. Circumstances (16h 00min): 8th day of *exposition*;

external temperature of the pig: 21.6⁰C; anus temperature: 19.9⁰C; mouth temperature: 21.7⁰C local temperature: 18.8⁰C; air humidity: 85%. The mouth temperature was not recorded, since the oral cavity was already fully decomposed. The carcass was in the decaying stage. The plastic vials and the sawdust had to be replaced on March 27th, after we realized that the original containers were very humid and undersized, which could damage the maggots and prevent their development. The emergence of *O. obesa* has occurred in three distinct waves: May 18th (n=113), May 19th (n=102) and May 31st (n=3). Development time from prepupae/pupae to adult was 67, 68 and 80 days, respectively.

Decomposition process. The carcass killed by overdose presented bigger amount of maggots and a faster decomposition (15 days). The carcass killed by shot was entirely decomposed in 16.5 days.

4.4- DISCUSSION

During the diary observations of the pig carcasses, some big-bodied larvae have been observed, but we wrongly recognized them as flesh fly maggots. The emergence of specimens of *O. obesa* in laboratory was unexpected. To the best of our Knowledge, this is the first report of *O. obesa* breeding on vertebrate carrion. However, a similar scenario occurred in the municipality of Ubatuba (23°26'02''S; 45°04'15''W), southeast region of São Paulo state, also in 2008. The city is surrounded by a dense Atlantic forest fragment and situated in a biogeographical zone of complex faunistic transition, due to the seasonal environmental variations in this region (Palácio, 1982). Two maggots of this syrphid fly were obtained from a male pig carcass (10kg) in the 15th day of exposition, already in the beginning of skeletonization (local temperature: 22⁰C; rainfall: 18mm) (J.A. Neves, *pers. comm.*). The finding of larvae of *O. obesa* on vertebrate carcasses may indicate the consumption of such a resource, suggesting a necrophagic behavior and indicating the possible usefulness of this syrphid fly in the forensic field. However, the real extent of the feasible flesh removal by this syrphid larvae awaits investigation, similarly to what happens e.g. with carrion wasps (O'Donnell, 1995). The predation by *O. obesa* on adult or immature members of the carrion visiting fauna, and the consequent reduction of blow fly and flesh fly larvae populations, is an unlikely possibility: mouthparts of both adult (adapted to collect nectar from plants) and larva (modified for filter-feeding) of *O. obesa* seem to be inadequate to tear solid tissues (Roberts, 1970). Adults were collected only in days of high relative humidity (or even rain), which could have added some moisture to the carcass, allowing the survivorship of their larvae.

Due to the lack of investigations on the developmental time for *O. obesa* larvae, it is impossible to compare the data obtained in the present study with previous investigations. The quite long time from prepupae/pupae to adult we have found is probably due to the inadequate conditions in which the immature forms were kept at the beginning.

According to Morse (1981), dominant Syrphidae on flowers may temporally displace other insects, mainly small-bodied ones. This scenario could also happen in carcasses, with the dislocation of Calliphoridae and Sarcophagidae, leading to changes in the carrion insect succession.

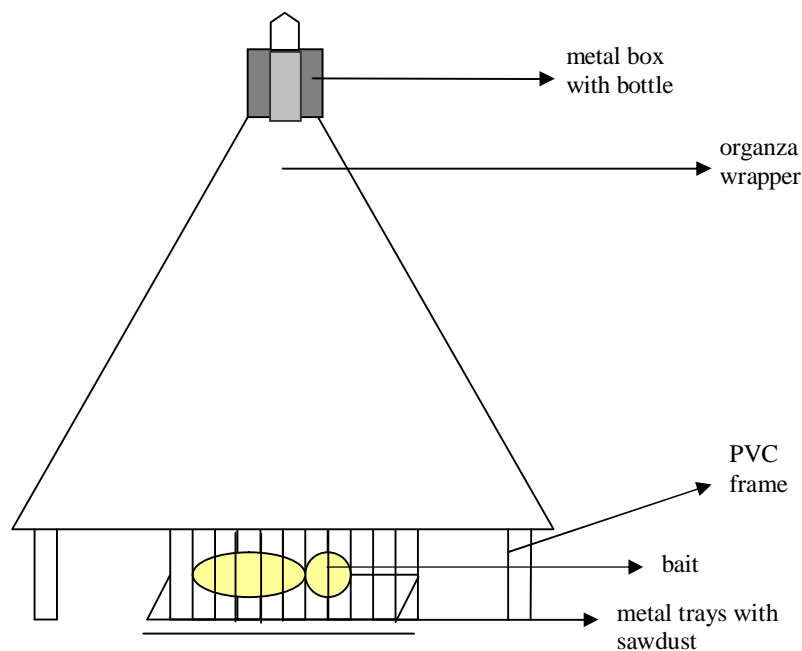


Figure 1. Schematic drawing of the trap.

Table 1. Circumstances of the collections of *O. obesa* adult specimens on pig carcasses.

Type of death	Day of exposition and time of observation	Stage of decomposition	Temperature (°C)				Relative humidity (%)
			Environmental	External of the carcass	Mouth	Anus	
cocaine	7 th 14h55min	decaying	26.1	25.9	34.9	27.2	80
shot	14 th 14h45min	dry	30.8	32.3	-	-	97
shot	16 th 14h50min	dry	23.0	24.0	-	-	75

5 - ESTUDO DE CASOS E PROTOCOLO DE PROCEDIMENTO DIANTE DO CORPO DE DELITO PARA PERITOS CRIMINAIS

Cases report and proceeding protocol from evidence for criminal expert

5.1 – Resumo:

Os insetos têm sido reconhecidamente úteis para determinar o intervalo pós-morte (IPM), entre outros métodos, dentro do campo das ciências forenses. Visando mostrar esse potencial, aqui são reproduzidos dois casos que ilustram como tal metodologia direcionou de forma significativamente oposta os processos investigativos em busca das verdadeiras questões acerca da causa e do tempo de óbito. Além disso, um protocolo de procedimento diante do corpo de delito para peritos criminais foi proposto, tendo em vista padronizar os procedimentos de coleta e armazenagem de material entomológico para uso legal.

5.2 – Introdução

A equipe pericial que trabalha em campo no atendimento de diversos locais de crime é normalmente composta por um perito criminal e um fotógrafo técnico-pericial, podendo ser incrementada com um desenhista técnico-pericial e um auxiliar de papiloscopia. Compete ainda ao perito criminal o exame perinecrocópico do corpo humano envolvido em morte violenta ou em morte suspeita, ainda no local onde foi encontrado sendo, portanto, o primeiro agente do Estado a proceder o exame do cadáver, buscando relacionar as circunstâncias em que o corpo foi encontrado e suas eventuais lesões, com a cena do crime. Complementa sua tarefa coligindo elementos testemunhas dos três momentos imediatos à consumação do crime: os atos preliminares, sua execução e os vestígios remanescentes da ação antijurídica. Uma análise criteriosa desses vestígios, sua coerente correlação e o recurso dos instrumentos disponíveis pela ciência para extrair informações, que escapam à vista desarmada, poderão fornecer os elementos de convicção indispensáveis ao julgador.

É nesse campo que a Entomologia Forense ganha espaço, porém a sistemática para sua execução deve se adequar às peculiaridades, limitações e dificuldades enfrentadas pela equipe pericial, sob pena do seu potencial investigativo ser ignorado. Destarte torna-se imprescindível construir protocolos de procedimentos periciais que cumpram as exigências científicas desde a coleta do material, preservação, meio de cultura, transporte e exames finais; mas que tais etapas sejam simplificadas e exequíveis para os Peritos envolvidos na ocorrência e que os resultados

sejam emitidos com a celeridade possível, a fim de permitir que os laudos periciais sejam expedidos dentro dos prazos legais.

5.3- Estudo de casos com aplicação prática da entomologia forense

5.3.1- Um caso de homicídio que caminhava para arquivamento como morte natural

Um caso com colonização de dípteros em cadáver em avançado estado de putrefação foi atendido em Franca, SP, onde uma mulher cardiopata e que residia sozinha foi encontrada nua ao lado de sua cama, em decúbito ventral, com estimativa de morte para 7 dias e sem vestígios de violência naquele ambiente, nem rompimento de obstáculos como portas e janelas. Exame necroscópico foi efetuado e não foram encontrados traumas que sugerissem violência, mesmo porque o estágio putrefativo daquele cadáver impedia quaisquer considerações a respeito de eventuais lesões superficiais. Caminhou o laudo médico-legal para provável causa *mortis* como decorrente de evento cardiovascular.

Não obstante o exame perinecroscópico procedido pelo Perito Criminal constatou a presença de massa larval que depois foram identificados como sendo dípteros da espécie *Chrysomya albiceps* na nuca da vítima, altura de sua região occipital (Figuras 21 e 22), concorrendo com outras partes do corpo mais eletivas, o que chamou a atenção do perito criminal relator (Msc. Alexandre Augusto da Costa), que fez constar o fenômeno em seu laudo pericial, alertando as Autoridades responsáveis pelo caso, quanto à possibilidade dali ser sede de lesão com extravasamento sanguíneo.

Um caso que já caminhava para arquivamento, ganhou novas diligências, inclusive com exumação do cadáver, esse último confirmando o laudo médico-legal da inexistência de traumatismos (Figura 23). No curso das investigações lograram êxito os investigadores em identificar um suspeito que teria invadido aquela residência no período estimado pelos peritos para a morte da vítima, que à luz das evidências confessou a tentativa de estupro. Ao tentar subjugar a vítima no chão golpeou sua nuca contra o piso áspero, ocasião em que teria a vítima desfalecida e o autor do delito empreendido fuga, antes, porém rearranjando o estado das coisas e trancafiando a porta com chave reserva. A imensurável contribuição proporcionada à Justiça nesse caso pelos conhecimentos entomológicos demonstra o potencial dessa ciência que ainda engatinha nos meios acadêmicos policiais-científicos.



Figura 21. Reproduz a posição da vítima ao lado da cama conforme foi encontrada.



Figura 22. Em detalhe, a massa larval na nuca, assinalada, competindo em igualdade de condições com outras regiões mais eletivas como os orifícios naturais da face.



Figura 23. Crânio da vítima depois de exumado, demonstrando ausência de traumatismos, que impossibilitou ao Legista a constatação da violência, mas comprovou que bastou um ferimento superficial para a biologia das moscas se manifestar e permitir aos Peritos desconfiar de que ali poderia ter se dado uma morte não-natural.

5.3.2- Um caso de provável homicídio, tido como favas contadas como sendo suicídio

Outro exemplo da aplicação da técnica de estimativa de intervalo pós-morte, ocorrido no município de Batatais em São Paulo, em novembro de 2008. Nessa ocasião foi encontrado o cadáver de um homem enforcado em ambiente rural, próximo a mata silvestre, em situação

atípica (Figura 24), seja pelo laço lateral ao pescoço (condição típica se dá pela retaguarda), seja pela baixa altura do conjunto laço/corda, que mantinha suas pernas dobradas ao apoiar-se no solo. Familiares davam conta de que havia deixado a casa sem retorno há 6 dias, conquanto que informes obtidos pela polícia junto a “amigos da vítima” sugeriam ter sido o mesmo visto há 4 dias. O exame do corpo se deu às 11h00 do dia 05 daquele mês. À época o clima era quente e úmido e a temperatura ambiente era de 28° C à sombra (a forca se deu num galho de árvore) cuja média se mantinha naquela semana. Neste caso o IPM se tornou uma informação importante, a fim de orientar as investigações, dada a possibilidade da ocorrência de homicídio, com dissimulação para suicídio.

O período provável da morte, teria se dado entre quatro e seis dias – dependendo das espécies envolvidas e a temperatura a que estiveram submetidas já que raramente a fase larval se dá em períodos inferiores há quatro dias – mantinha a possibilidade ao Perito entomólogo de que a fauna imatura presente naquele cadáver pertencia à primeira onda de colonização. O estágio avançado de putrefação do cadáver, em sua fase gasosa e outros sinais decorrentes desse estágio (com surgimento de bolhas epidérmicas, cabeça grande, olhos esbugalhados, língua profusa, abdômen volumoso, assim como pernas e braços de aspecto pneumático) impediam a análise pelas técnicas de cronotanatognose para morte mais recente (menos de 48 horas), pois o quadro ali observado apontava para morte em períodos acima de 72 horas. A colonização de dípteros e himenópteros era intensa. Ao menos um hematoma na testa foi observado. Outras lesões epidérmicas foram atribuídas a himenópteros que predavam aquele corpo.

Procedeu-se então da seguinte maneira:

a) As larvas mais desenvolvidas se concentravam nos orifícios naturais do crânio cadavérico, em particular olho direito, narinas e boca (Figura 25). Os ovos foram coletados junto ao couro cabeludo apoiado no tronco da árvore. Amostras de ambas foram coletadas com pinça entomológica e armazenadas em potes plásticos ventilados com organza, separados, devidamente etiquetados e servidos com carne bovina fresca, sobre serragem e com organza umedecida, tudo em temperatura ambiente.

b) A larva pertencia à família Calliphoridae.

c) A eclosão dos ovos foi percebida na manhã seguinte. Sua identificação concluiu tratar-se da espécie *Chrysomya albiceps*, que completou o ciclo de desenvolvimento até a forma adulta em três fluxos com 11, 12 e 13 dias, emergindo 228 indivíduos, cuja média se estabeleceu em 12 dias.

d) A espécie primitiva de larva emergiu coincidentemente 12 dias depois de coletada do cadáver, em fluxo único de 24 indivíduos e correspondia à espécie *Hemilucilia semidiaphana* (Figura 26).

e) Consultando a literatura para estabelecer a temperatura média de desenvolvimento em 12 dias para espécie *Chrysomya albiceps* chegou-se a 26/27° C (dados obtidos de Queiroz & Milward-de-Azevedo, 1991 e Queiroz *et al.*, 1997).

f) Como tal temperatura correspondia a um período de 16 dias de desenvolvimento médio para espécie *Hemilucilia semidiaphana* (Thyssen, 2005), foi possível estimar que a colonização dessa espécie naquele cadáver tivesse se dado entre a tarde do dia 01 de novembro e manhã do dia 02 de novembro.

g) Tal informação, constante de laudo pericial, exigiu dos policiais prolongamentos nas investigações, visto que os informes de que a vítima teria sido vista no dia 01 de novembro era admissível, podendo a natureza daquela ocorrência, que já havia sido tipificada como suicídio, convergir para homicídio doloso.



Figura 24. Posição atípica do cadáver e do laço com conotação de morte suspeita.



Figura 25. Apoio do cadáver garantindo à prole larval acesso ao terreno para pupariação (esquerda) e larvas concentradas nos orifícios naturais da face e ovos na raiz capilar, junto ao tronco da árvore (direita).

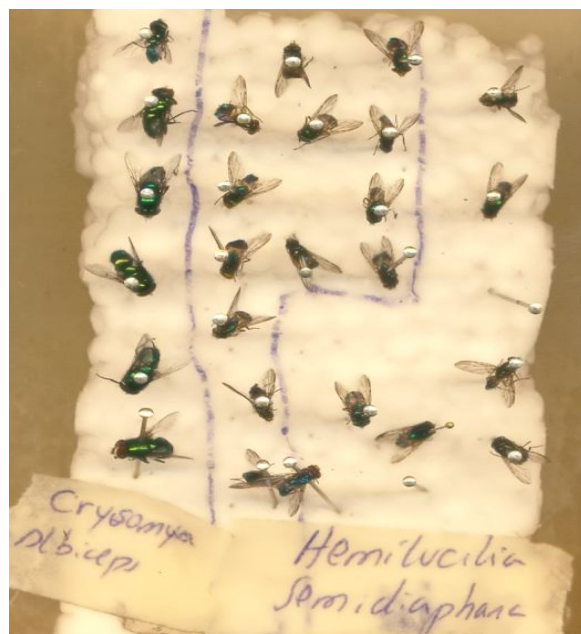


Figura 26. Adultos de *Chrysomya albiceps* e *Hemilucilia semidiaphana* que emergiram coletados em campo neste caso.

5.4 - PROTOCOLO DE PROCEDIMENTOS PARA EQUIPE PERICIAL

A atividade pericial responde por importante fase dos procedimentos jurídicos, respondendo pelos atendimentos de locais de crime (corpo de delito), em especial aqueles que deixam vestígios, cabendo ao perito criminal a materialização do fato delituoso através da elaboração do laudo pericial. Compete ainda ao perito criminal a constatação desses vestígios, sua interpretação e correlação com o ato antijurídico e a perscrutação do corpo de delito com objetivo de auxiliar a investigação policial, mediante emprego de instrumentos e procedimentos científicos adequados, que apontem a autoria do crime.

Para desempenho de suas tarefas, independente do estilo de trabalho empregado por cada perito criminal, um consenso fica estabelecido: de se tornar mais prático e ágil o exame, o que, invariavelmente, envolve instrumental de trabalho de fácil transporte e que não ocupe muito espaço na viatura que conduz a equipe pericial. Na maioria dos casos o Perito Criminal de campo responde pela coleta de amostras de interesse pericial, que serão posteriormente examinados pelos colegas de laboratório. Também na maioria das vezes os atendimentos aos locais de crime se dão em situações de emergência, onde as Autoridades cuidam da preservação dos vestígios e também requerem sua liberação com a maior brevidade possível, razão pela qual deve o Perito dispor em cada ato dos apetrechos de trabalho compatíveis com cada exame que irá realizar (Figura 27).

5.4.1- Do material mínimo necessário para coleta durante exame perinecrocópico (Figuras 28 e 29)

- a) Luvas.
- b) Pinça para coleta de larvas.
- c) Um pequeno puçá de fácil transporte, capaz de substituir a rede de captura ou puçá entomológico convencional, para captura de adultos, mais facilmente coletados quando pousam no cadáver.
- d) Recipientes plásticos, com tampa para acondicionamento de larvas e adultos (potes e ependorf).
- e) Algodão para ser umedecido e assim hidratar os espécimes apreendidos.
- f) “Câmara mortífera”, recipiente apropriado para imobilizar os adultos, com fundo em gesso vazado, contendo solução a base de éter, álcool ou acetato de etila.
- g) Termômetro digital ou analógico.
- h) Álcool 70% para conservação das espécies apreendidas, que não serão criadas.
- i) Fragmento de tecido ventilado (organza) para cobrir os potes e etiquetas para

registrar os dados (data, hora, local da coleta, temperatura ambiente).

5.4.2- Do material para criação de imaturos até a fase adulta e conservação dos insetos

- a) Serragem para pupário dos imaturos.
- b) Potes plásticos, com tampa vazada por organza ou similar, para cultura das larvas.
- c) Dietas para criação e manutenção dos imaturos em laboratório (carne moída, por exemplo).
- d) Potes plásticos para transferência dos adultos emergidos.
- e) Etiquetas para anotação dos dados (data) de coleta e emergência das espécies.
- e) Freezer para conservação dos insetos submetidos à identificação.

5.4.3- Do roteiro de trabalho por ocasião da chegada no local dos fatos

- a) Inteirado da natureza da ocorrência e da presunção de se deparar com um corpo de delito, onde a entomologia forense se faz necessária para orientar os trabalhos periciais, o perito deverá se munir dos equipamentos e materiais necessários para execução da sua atividade listados no item 5.3.1.
- b) Uma vez adotado o modelo de exame do local do crime mais apropriado ao seu estilo e peculiaridades do local (concêntrico: do mediato para o imediato; ou excêntrico: do imediato ao mediato, considerando imediato, por exemplo, em casos de homicídio o cadáver) e cumprindo as análises inerentes a cada tipo de levantamento de local de crime, como fotografias, croqui, coleta de vestígios diversos (digital, hematóides, sêmen, projéteis, armas). O perito deverá avaliar a necessidade, ou não, de se estimar o tempo decorrido entre o momento do fato que deu causa ao seu exame e o exame propriamente dito.
- c) Estabelecida tal necessidade e percebendo que o gradiente temporal é relativamente curta, até 24 horas do fato ocorrido, poderá se valer de diversos instrumentos e estimativas consagradas na literatura forense para obter esse dado (como por exemplo, a cronotanatognose). No entanto à medida que o tempo avança não haverá mais parâmetros que corroborem na estimativa de tempo, devendo-se então recorrer à análise da colonização por larvas e insetos presentes no local (de maneira geral ou num cadáver de forma particular), ou ainda, quando essa [a colonização] inexistente. Isso também pode servir de orientação aos trabalhos periciais, suspeitando-se nesse caso da ação de produtos repelentes, toxinas ou veneno.
- d) Nos casos em que se depara com a presença de cadáveres, ao realizar o exame

perinecrocópico, o perito criminal não se atém somente à eventual constatação das lesões externas no corpo, mas também faz parte de sua preocupação a relação dessas lesões e a posição do corpo com outros elementos coligidos no local, como armas, munição, zonas de chamuscamento ou de tatuagem decorrentes de disparo de arma de fogo, respingos e rastros de sangue, desordem do ambiente, etc.. Destarte o exame perinecrocópico se torna útil ao perito de campo à medida que consegue interpretar os vestígios testemunhas, relacionando-os com as “informações” fornecidas pelo corpo, tendo em vista que as lesões, por si só, serão sempre melhor examinadas pelo médico-legista no exame necrocópico.

- e) Não obstante a presença dos invertebrados decompositores no corpo de delito constitui importante fator de pesquisa, capaz de orientar as investigações quanto ao tempo decorrido entre o fato e a descoberta do ato ilícito ou suspeito, bem como a presença ou não de substâncias tóxicas ou entorpecentes.
- f) Providências preliminares em locais dessa natureza recomendam o reconhecimento completo do local, a fim de identificar seus vestígios, o levantamento fotográfico, as condições climáticas, o ambiente em se que deu (externo ou interno; urbano ou rural; úmido ou seco; sob sol, chuva, sombra ou alternadamente sob os mesmos; próximo a dejetos ou sob a ação de animais necrófagos de porte, como aves ou mamíferos), a temperatura ambiente e corporal, presença de vestimentas ou roupas de cama, lesões no corpo em casos em que se verifica a presença do cadáver.

5.4.4- Do tratamento dispensado aos vestígios entomológicos

- a) Munido de roteiro para coleta de dados acerca do ambiente, faz-se a coleta de adultos, de larvas, de ovos e de pupas, com anotação da temperatura ambiente, da região anal e da boca do cadáver, bem como de sua temperatura periférica e da temperatura do solo (diante da hipótese de já haver pupariação no local dos fatos), descrevendo-se o grau de desenvolvimento larval e de decomposição corpórea.
- b) Os diversos insetos adultos constituem elementos importantes para análise pericial, pois as espécies encontradas poderão indicar a presença de predadores e de gerações que se colonizaram naquele ambiente (principalmente em ambientes fechados). Sua captura pode demandar algum esforço adicional do entomologista, quando se tratar de alados; ou, em se tratando de coleópteros e outros insetos menos ágeis, mediante recurso da pinça. Sua preservação poderá ser realizada mediante agente anestésico (câmara mortífera) e fixação por meio de alfinete entomológico.

- c) Já as larvas presentes no local de crime poderão ser coletadas com uso de pinça, indicando-se as regiões do cadáver ou do local onde foram recolhidas. Exemplares dessas larvas deverão ser conservados em solução de álcool 70%, ou de AFA, armazenados em potes apropriados, conquanto que outra parte poderá ser cultivada em potes contendo alimento adequado, a fim de determinar o tempo decorrente de sua evolução depois da captura e a espécie a que pertence.
- d) Perscrutar as imediações atrás de pupas também se torna importante para determinação do IPM (ou do intervalo de tempo de eventos penais que não estejam relacionados com a presença de cadáveres), contribuindo assim para a certeza de gerações que colonizaram aquele ambiente.
- e) Nos corpos de delito com a presença de cadáver, e considerando a preferência pela oviposição junto aos orifícios existentes no corpo, sejam eles naturais ou decorrentes de lesões, a concentração da massa larval pode indicar eventuais lesões produzidas na vítima, representando um importante aliado no exame perinecrocópico. Da mesma maneira o desenvolvimento desproporcional das larvas em determinadas regiões eleitas por usuários de entorpecentes (narinas, braço, articulações) para fins de consumo ou aplicação, pode indicar a presença de alcalóides em cadáveres usuários de droga.
- f) A ausência desses mesmos vestígios [entomológicos] também pode orientar as investigações, visto que a presença de repelentes ambientais, ou presentes no corpo, capazes de desestimular a oviposição, pode indicar morte por envenenamento.
- g) O uso de armadilha sobre o terreno em que foi encontrado cadáver, onde poderia haver pupariação, pode representar outro aliado na captura de insetos que colonizaram o corpo e ser utilizada para capturar adultos emergentes e assim propiciar suas identificações. Para tanto se recorre a uma “urna entomológica” (Figuras 30 e 31) que pode ser depositado sobre esse ponto onde jazia o cadáver, cabendo a partir daí ao Perito ou a quem indicar, inspecionar diariamente a armadilha, a fim de constatar tais emergências de alados, que serão capturados, congelados e identificados por chaves taxonômicas.
- h) Os ovos coletados e criados até a fase adulta podem auxiliar na estimativa do IPM, quando submetidos às mesmas condições de temperatura e umidade em que já se encontrava o cadáver, e também se mantendo assim as larvas coletadas do cadáver. Procura-se nesse particular, buscar aquelas larvas que morfológicamente se apresentem com maior desenvolvimento, sugerindo corresponder à primeira onda de colonização cadavérica (larvas pioneiras); principalmente se a morte tiver ocorrido no máximo em

quatro dias, ou seja, num prazo onde ainda não se iniciou significativamente a dispersão larval, servindo assim os ovos e seus emergentes como “controle” para a estimativa, apoiando-se nos intervalos de desenvolvimento das diversas espécies constantes da literatura específica. Se a avaliação macroscópica do tempo de morte ultrapassar esse prazo (mais do que 4 dias), e já se encontrarem sítios de pupariação, o confronto pode ser feito com essas pupas, que também devem ser acompanhadas em laboratório.

- i) Não se descarta ainda a possibilidade de – em casos reais, a fim de oferecer melhores resultados a partir dos dados entomológicos, se as condições assim permitirem – reproduzir-se no mesmo ambiente em que foi encontrado um corpo, aplicar-se o modelo experimental com suíno, acompanhando assim a evolução de sua decomposição e comparar os estágios de desenvolvimento larval e de decomposição, cujos resultados, proporcionalmente, podem permitir que se atinja IPM também preciso.
- j) A aplicação do cálculo do IPM pelo GDA também constitui ferramenta útil na estimativa do intervalo pós-morte.



Figura 27. Apetrechos que compõem normalmente o material de trabalho do perito de campo, desde ferramentas convencionais como régua de nível e transferidor para cálculo de desnível, invólucros, luvas, lupa, trenas até reagentes para impressões dactiloscópicas, constatação e orientação para presença de sangue, como peróxido de hidrogênio, luminol e soro fisiológico. Carga para duas malas médias.



Figura 28. Material mínimo para trabalhos entomológicos de campo para perito criminal. Assinalado um puçá entomológico adaptado com organza a partir de uma peneira de tamanho médio. Também se observam os potes plásticos com tampa e fragmento de organza, ependorf, etiquetas adesivas, termômetro digital com haste que mede inclusive a temperatura anal no cadáver, pinça, algodão, luvas, frasco de vidro adaptado como “câmara mortífera” de alados e solução de álcool 70 e 93% ou éter.



Figura 29. Pote com tampa vazada e organza com algodão umedecido para transporte provisório das larvas coletadas.

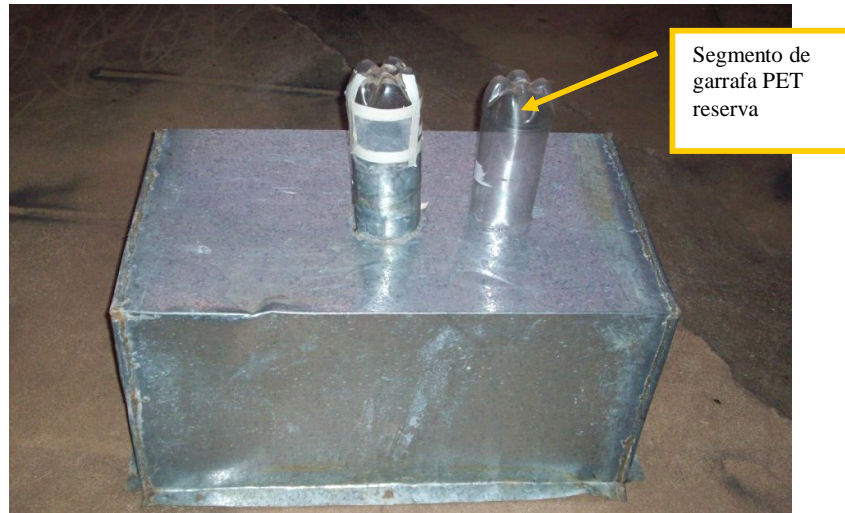


Figura 30. Modelo de urna entomológica com 80 cm na face maior e 45 cm de profundidade e largura. No centro o bocal para adaptar o coletor, que pode ser uma garrafa PET transparente, tendo outra secção de garrafa PET ao lado para imediata reposição. Quanto maior e abrangente a urna, maior capacidade de capturar insetos que dispersam para pupariação.



Figura 31. Detalhe da secção de garrafa PET adaptada como coletor de alados, observando-se a janela de ventilação com organza. A peça está encaixada no bocal da urna, que tem a mesma secção transversal.

6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALCÂNTARA, H.R. 1982. *Perícia Médica Judicial*. São Paulo: Guanabara Dois. 367p.
- AMENDOLA, M; CASTANHO, M.J.; NAAS, I.A.; SOUZA, A.L., 2004. *Análise matemática de condição de conforto térmico para avicultura usando a teoria dos conjuntos Fuzzy*. *Biomatemática* 14 UNICAMP, 87-92, 89p.
- AMENDT, J; KRETTEK, R; ZEHNER, R. 2004. *Forensic Entomology*. *Naturwissenschaften*, 91, p 52-65.
- BENECKE, M. & BARKSDALE. 2003. *Distinction of bloodstain patterns from fly Artifacts*. *Forensic Science International*. 137, 152–159. *Forensic Science International*, Volume 149, Issue 2, Pages 293-294. R.Ristenbatt, P.Pizzola, R.Shaler, L.Sorkin
- BENECKE, M. & R. LESSIG. 2001. *Child neglect and forensic entomology*. *Forensic Sci. Int.* 120: 155–159.
- BENECKE, M. & WELLS, J. 2000. *DNA techniques for forensic entomology*. In: J.H. Bird & J.L. Castner (eds.). *Forensic Entomology*. Washington DC: CRC Press. pp. 341-352.
- BORNEMISSZA, G.F. 1957. *An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna*. *J. Aust. Zool.*, 5: 1-12.
- BROUARDEL, P, 1902 *Les Empoisonnements – Criminels et Accidentels*. J. B. Ballière. 110-190p.
- BROWN, R.E., HAWKES, R.I., PARKER, M.A. & BYRD, J.H. 2000. *Entomological alteration of bloodstain evidence*. In: Byrd, J.H. & Castner, J.L. (eds). *Forensic entomology*. CRC Press, Washington, DC. pp.353-378.
- BYRD, LH & JL CASTNER. 2001. *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods on Legal Medicine*. CRC Press, Boca Raton, FL, EUA, 418 p.
- CARTER, D.; D. YELLOWLEES & M. TIBBETT. 2007. *Cadaver decomposition in terrestrial ecosystems*. *Naturwissenschaften* 94: 12–24.
- CARVALHO, H.V. 1992. *Compêndio de Medicina Legal*. 2º ed. São Paulo: Saraiva. 377p
- CARVALHO, C. J. B. DE & RIBEIRO, P. B., 2000. *Chave de identificação das espécies de Calliphoridae (Diptera) do sul do Brasil*. *Ver. Bras. Parasitol. Vet.*, 9, 2, 169-173p.
- CARVALHO FILHO, F.S. & ESPOSITO, M.C. 2009. *A review of the flower fly genus Ornidia Lapeletier & Serville (Diptera: Syrphidae) with the description of a new species from Brazil*. *Zootaxa* 2014: 59–64.
- CARVALHO, L.M.L., THYSSEN, P.J., LINHARES, A.X. & PALHARES, F.A.B. 2000. *A checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in Southeastern Brazil*. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95: 135-138.
- CARVALHO, L.M.L. & LINHARES, A.X. 2001. *Seasonality of insect succession and pig carcass decomposition in a natural Forest area in southeastern Brazil*. *Journal of Forensic Sciences* 46: 604-608.
- CARVALHO, L;M;L; LINHARES, A. X.; TRIGO, J. R. 2001, *Determination of drug levels and the effect of diazepam on the growth of necrophagous flies of forensic importance in southeastern Brazil*. *Forensic Science International* 120, 144-144 p.

- CARVALHO, L.M.L.; THYSSEN, P.J.; LINHARES, A.X. & PALHARES, F.A.B. 2000. *A checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in Southeastern Brazil*. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, 95: 135-138.
- CARVALHO, L.M.L.; THYSSEN, P.J.; GOFF, M.L. & LINHARES, A.X. 2004. *Observations on the succession patterns of necrophagous insects onto a pig carcass in an urban area of Southeastern Brazil*. Aggrawal's Int. J. For. Med. Toxicol., 5: 33-39.
- CATTS, E.P. & GOFF, M.L. 1992. *Forensic entomology in criminal investigations*. Annual Review of Entomology, 37: 253-272.
- CATTS, E.P. & HASKELL, N.H. 1990. *Entomology and death: a procedural guide*. Clemson, SC: Joyce's Print Shop. 180p.
- CAMPOBASSO, C. P.; G. VELLA & F. INTRONA. 2001. *Factors affecting decomposition and Diptera colonization*. Forensic Science International 120: 18–27 p.
- CAMPOBASSO, C. P.; GHERARDI, M; CALIGARA, M; SIRONI, L; INTRONA, F. 2004. *Drug analysis in blowfly larvae and in human tissues: a comparative study*. J Legal Med 118 : 210–214
- COSTA, L.R.S. 1998. *Estimativa do tempo de morte, através da análise do esfriamento corporal*. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo, Dissertação de Mestrado. 556p.
- CROCE, D. & CROCE-JR, D. 1995. *Manual de Medicina Legal. 2º ed*. São Paulo: Saraiva. 777p.
- DEAR, J.P., 1985. *A revision of the New World Chrysomini (Diptera: Calliphoridae)* Revista Brasileira de Zoologia 3: 109-169p.
- DENNO, R.F. & COTHRAN, W.R. 1976. *Competitive interactions and ecological rabbit carrion*. Ann. Entomol. Soc. Am., 69 (1): 109-113.
- ERZINÇLIOĞLU, Y.Z. 1983. *The application of entomology to Forensic Medicine*. Medicine Science and Law, 23: 57-63.
- FAVERO, F.1991. *Medicina legal. 12ª ed*. Villa Rica. 587-604.
- FRANÇA, G.V.F. 2008. *Medicina Legal. 8ª ed*. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan. 629p.
- FREIRE, D. 1908. *Factos da vida dos insetos. II. Fauna dos cadáveres*. Revista de Medicina
- FREIRE, O. 1914. *Algumas notas para o estudo da fauna cadavérica da Bahia*. Gazeta Médica da Bahia 46: 110–125. 149-162.
- GILBERT, F. S. 1981. *Foraging ecology of hoverflies: morphology of the mouthparts in relation to feeding on nectar and pollen in some common urban species*. Ecological Entomology 6:245-262.
- GOODBROOD, J.R. & GOFF, M.L. 1990. *Effects of larval population density on rates of development and interactions between two species of Chrysomya (Diptera: Calliphoridae) in the laboratory culture*. J. Med. Entomol., 27: 338-343
- GOFF, M.L. ; CHARBONNEAU S. & SULLIVAN, W. 1991. *Presence of fecal material in diapers as a potential source of error in estimations of postmortem interval using arthropod development rates*. Journal of Forensic Science, 36: 1603-1606.
- GOMES H. 1997. *Medicina Legal. Atualizador Hygino Hércules. 32º Ed*. Rio de Janeiro. Freitas Bastos.

- GOMES, L. & VON ZUBEN, C. J., 2004. *Insetos ajudando a desvendando crimes: Entomologia Forense*. Ciência Hoje 208:28-31.
- GOODMAN & GILMAN's 2003: *As bases farmacológicas da terapêutica*. 10.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
- GREENBERG, B. 1971 *Flies and diseases. Ecology, classification and biotic association*. Princeton: Princeton University, 856p.
- GUIMARÃES, J.H.; PRADO, A.P. & LINHARES, A.X., 1978. *Three newly introduced blowfly species in southern Brazil (Diptera, Calliphoridae)*. Revista Brasileira de Entomologia 22(1): 53-60.
- GUYTON, A.C. & J.C. HALL. 2006. *Tratado de Fisiologia Médica. 11º ed.*. Rio de Janeiro: Elsevier. 1264p.
- HADDAD, M.L., PARRA, J.R.P. & MORAES, R.C.B. 1999. *Métodos para estimar os limites térmicos inferior e superior de desenvolvimento de insetos*. Fealq, SP, Brasil. 29p
- HANSKI, I. 1987. *Nutritional ecology of dung-and carrion-feeding insects*, p.834-887. In F.J.R. Slaniki & J.G. Rodrigues (eds.), *Nutritional ecology of insects, mites, spiders and related invertebrates*. John Wiley & Sons, Ins. New York, 1016p.
- HARKEY, M. R. AND G. L. HENDERSON. 1989. *Hair analysis for drugs of abuse. Advances in Analytical Toxicology*. Baselt, R. C. Chicago, Year Book Medical Publishers. 2: 298-329.
- IBGE 2008. *Divisão Territorial do Brasil e Limites Territoriais*. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE).
- JIRÓN, L.F. & CARTIN, V.M. 1981. *Insect succession in the decomposition of a mammal in Costa Rica*. Journal of the New York Entomology Society 89: 158-165.
- KEH, B. 1985. *Scope and Applications of Forensic Entomology*. Annual Review of Entomology, 30: 137-154.
- KNIGHT, B. 1991. *Forensic Pathology*, Oxford University Press, New York: p. 518.
- LEVOT, G. W., K. R. BROWN & E. SHIPP. 1979. *Larval growth of some calliphorid and sarcophagid Diptera*. Bull. Entomol. Res. 69: 469-475. In Zuben, C. J.V. 1998. *Comportamento de oviposturas individuais, percentagem de eclosão e peso larval mínimo para pupação em populações de Crysomya megacephala (F.)*, An. Soc. Entomol. Bras. Vol 27 nº 4 Londrina Dec.1998
- LINCOLN, R.J., BOXSHALL, G.A. & CLARK, P.F. 1988. *A dictionary of ecology, evolution and systematics*. Cambridge Univ. Press, N. York. 298p
- LORD, W.D. & RODRIGUEZ, W.C. 1989. *Forensic entomology: the use of insects in the investigation of homicide and untimely death*. Prosecutor, 22: 41-48.
- LÜDERWALDT, H. G. 1911. *Os insetos necrófagos paulistas*. Revista do Museu Paulista 8: 414-433.
- MACHADO, O. 1937. *Parasitismo accidental pela larva de Volucella obesa*. Revista Fluminense de Medicina 2: 239-242.
- MARANHÃO, O.R. 2002. *Curso Básico de Medicina Legal. 8º ed*. São Paulo: Malheiros Editores. 202p.

- MARCHIORI, C. H.; SILVA, C. C.; CALDAS, E. R.; VIEIRA, C. I. S.; ALMEIDA, K. G. S.; TEIXEIRA, F. F. 2000. *Pachycrepoides vindemiae* (Hymenoptera: Pteromalidae) como parasita de *Ophyra aenescens* (Diptera: Muscidae) no Brasil. Rev. saúde pública;34(5):545-6.
- MARCHIORI, C. H. 2004. *Nasonia vitripennis* (Walker) (Hymenoptera: Pteromalidae) parasitóide de dípteros muscóides coletado em Itumbiara, Goiás. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. vol.56 no.3 Belo Horizonte.
- MC ALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWEL, G.E.; TESKEY, H.J.; VOCHEROTH, J.R.; WOOD, D.M., 1981a. *Manual of Nearctic Diptera*” vol 1. Ottawa: Research Branch, Agriculture Canada. 674p.
- MC ALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWEL, G.E.; TESKEY, H.J.; VOCHEROTH, J.R.; WOOD, D.M., 1981b. *Manual of Nearctic Diptera*” vol 2. Ottawa: Research Branch, Agriculture Canada. 675-1332p.
- MÉGNIN, J. 1894. *La Faune des cadáveres: application de l'entomologie a la médecine legale*. Paris: Encyclopedie Scientifique dos Aides, Memoires Masson. 234p.
- MELLO, R.P., 2003. *Chave para identificação das formas adultas das espécies da família Calliphoridae (Diptera, Brachycera, Cyclorhapha) encontradas no Brasil*. Entomologia Y Vectores, 10 (2) 255-268 p.
- MENDES, J; LINHARES, A. X, 1993. *Atratividade por iscas, sazonalidade e desenvolvimento ovariano em várias espécies de Muscidae (Diptera)*. Revista Brasileira de Entomologia, 37: 289-297p.
- MORETTI, T. C.; RIBEIRO, O. B. 2006. *Encontro do parasitóide Tachinaephagus zealandicus (Ashmead) (Hymenoptera: Encyrtidae) em pupas de Chrysomya megacephala (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae) em carcaça de rato*. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, v 58, p. 137-140.
- MORETTI, T.C., RIBEIRO, O.B., THYSSEN, P.J. & SOLIS, D.R. 2008. *Insects on decomposing carcasses of small rodents in a secondary Forest in Southeastern Brazil*. European Journal of Entomology 105: 691-696.
- MORSE, D. H. (1981) *Interactions among syrphid flies and bumblebees on flowers*. Ecology 62:81-88.
- MOURA, M. O; C.J.B. DE CARVALHO & E. L. A MONTEIRO FILHO. 1997. *A Preliminary Analysis Of Insects Of Medico-Legal Importance In Curitiba, State Of Paraná*. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 92: 269-274.
- MOURA, M. O. ; MONTEIROFILHO, E. L. A. ; CARVALHO, C. J. B . 2005. *Heterotrophic succession in carrion arthropod assemblages* . Brazilian Archives of Biology and Technology, Curitiba, v. 48, n. 3, p. 473-482.
- NIEBASOWSKI, 1914. In Freire, O. *Algumas notas para o estudo da fauna cadavérica na Bahia*, Gazeta Médica da Bahia vol XLVI (4), out 1914, cit. Item III-45 e 144p, ref 31.
- NORRIS, K. R. 1965. *The bionomics of blow flies*. Annual Review of Entomology 10: 47-68.
- NUORTEVA, P. 1977. *Sarcosaprophagous insects as forensic indicators*. In: C.G. Tedeschi, W.G. Eckert & L.G. Tedeschi [eds.]. *Forensic Medicine: a study in trauma and environmental hazards*. Vol. 2. Philadelphia: Saunders. pp. 1072-1095.
- O'DONNELL, S. 1995 *Necrophagy by Neotropical swarm-founding wasps (Hymenoptera: Vespidae, Epiponini)*. Biotropica 27: 133-136.
- OLIVEIRA-COSTA, J. 2003. *Entomologia Forense - quando os insetos são vestígios*. 1ª ed São Paulo: Millennium. 91-166.

- OLIVEIRA-COSTA, J. 2007. *Entomologia Forense - quando os insetos são vestígios*. 2ª ed São Paulo: Millennium. 167-264.
- PAES, M.J; BRITTO, L.G.;BRANCO, M.C.; MOYA-BORJA, G.E.; 2000, *Desenvolvimento pós-embrionário de Lucilia cuprina (Wied., 1830) (Diptera: Calliphoridae), criada em dieta a base de carne eqüina em diferentes estágios de putrefação* Parasitologia al día v.24 n.3-4.
- PALACIO, F.J. (1982) *Revisión zoogeográfica marina del sur del Brasil*. Boletim do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo 31: 69-92.
- PAYNE, J.A. 1965. *A summer carrion study of the baby pig Sus scrofa Linnaeus*. Ecol., 46: 592-602.
- PESSÔA, S. & F. LANE. 1941. *Coleópteros de interesse médico-legal. Ensaio monográfico sobre a família Scarabaeidae de S. Paulo e regiões vizinhas*. Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo 2: 389-504
- PUJOL-LUZ, J.R.; ARANTES, L.C. & CONSTANTINO, R. 2008a. *Cem anos da Entomologia forense no Brasil (1908-2008)*. Revista Brasileira de Entomologia, 52: 485-492.
- PUJOL-LUZ, J.; P. FRANCEZ; A. URURAHY-RODRIGUES & R. CONSTANTINO. 2008b. *The black-soldier fly, Hermetia illucens (Diptera, Stratiomyidae), used to estimate the postmortem interval in a case in Amapá State, Brazil*. Journal of Forensic Sciences 53: 476-478.
- QUEIROZ, M. M. C., MELLO, R. P. & LIMA, M. M. 1997. *Morphological aspects of the larval instars of Chrysomya albiceps (Diptera, Calliphoridae) reared in the laboratory*. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 92: 187-196.
- QUEIROZ M M C, MILWARD-DE-AZEVEDO W M V. 1991. *Técnicas de criação e alguns aspectos da biologia de Chrysomya albiceps (Wiedemann) (Diptera, Calliphoridae), em condições de laboratório*. Rev Bras Zool 8: 75-84.
- REED, H.B. 1958. *A study of dog carcass communities in Tennessee, with special reference to the insects*. Am. Midl. Nat., 59: 213-245.
- REIS, S.F.; TEIXEIRA, M.A.; VON ZUBEN, F.J.; GODOY, W.A.C.; VON ZUBEN, C.J. 1996 *Theoretical dynamics of experimental populations of introduced and native blowflies*. Journal of Medical Entomology, v.33, p.537-544.
- REPOGLE, J.; LORD, W.D.; BODOWLE, B.; MEINKING, T.L. & TAPLIN, D. 1994. *Identification of host DNA by amplified fragment length polymorphism (AMP-FLP) analysis of human crab louse excreta*. Journal of Medical Entomology 31: 686-690.
- RIBEIRO, N.M.D. 2003. *Comparação entre a decomposição e a sucessão entomológica em carcaças de suínos expostas em área de cerrado e mata ciliar, no Sudeste Brasileiro*. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo. Dissertação de Mestrado. 64p.
- ROBERTS, M. 1970. *The structure of the mouthparts of syrphid larvae (Diptera) in relation to feeding habits*. Acta Zoologica 51: 43-65.
- RODRIGUEZ, W.C. & BASS, W.M. 1983. *Insect activity and its relationship to decay rates of human cadavers in east Tennessee*. Journal of Forensic Sciences 28: 423-432.
- ROTHERAY, G.E., HANCOCK, E.G., MARCOS-GARCÍA, M.A. & ZUMBADO, M. 2005. *Early stages and breeding sites of three species of Neotropical Ornidia (Diptera, Syrphidae)*. Studia Dipterologica 12: 419-427.

- SACK, P. 1921. *Dr. L. Zürchers Dipteren-Ausbeute aus Paraguay: Syrphiden*. Archiv für Naturgeschichte (Abteilung A) 87: 127–149.
- SANTOS, A. 2003; 2008. *Tanatologia Forense*. Porto: Faculdade de Medicina da Universidade do Porto. Acesso em <http://medicina.med.up.pt/legal/TanatologiaF>.
- SIMONIN, C. 1996. *Medicina Legal Judicial*. 2ª ed. Barcelona: Editorial Jims. pp. 843-847.
- SMITH, K.G.V. 1986. *A manual of forensic entomology*. Oxford: University Printing House. 205p.
- SOUZA, A.M. & LINHARES, A.X. 1997. *Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in southeastern Brazil: relative abundance and seasonality*. Medical and Veterinary Entomology, 11: 8-12.
- TANTAWI, T.L. & GREENBERG, B. 1993. *The effect of killing and preservative solutions on estimates of maggot age in forensic cases*. Journal of Forensic Science 38: 702-707.
- TAVARES, M.C.H. 2003. *Sucessão faunística de populações de insetos associados à decomposição de carcaças de suínos expostas em diferentes altitudes e condições pluviométricas na reserva florestal da Serra do Japi, Jundiaí, SP*. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo. Tese de Doutorado. 121p
- THOMPSON, F.C. 1982. *Syrphidae*. In *Aquatic Biota of Mexico, Central America and the West Indies* (S.H. HURLBERT & A. VILLALOBOS-FIGUEROA, eds.). San Diego State University, California, p.464-465. (XV+ 529 p.)
- THOMPSON, F.C. 1991. *The Flower Fly genus Ornidia (Diptera: Syrphidae)*. Proceedings of the Entomological Society of Washington 93: 248–261.
- THYSSEN, P.J. 2000. *Decomposição e sucessão entomológica em carcaças de suínos (Sus scrofa L.) de tamanhos diferentes: estudos em ambiente de mata natural na região de Campinas – SP*. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.
- THYSSEN, P.J. 2005 *Caracterização das formas imaturas e determinação das exigências térmicas de duas espécies de calliphoridae (diptera) de importância forense*. Dissertação de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.
- TURCHETTO, M. & S. VANIN. 2004. *Forensic entomology and climatic change*. Forensic Science International 146: 195–199p.
- ULLYET, G C. 1950. *Competition for food and allied phenomena in sheep-blowfly populations*. Phill Trans R Soc Lond 234: 77-174.
- VOCKEROTH, J.R. & THOMPSON, F.C. 1987. *Family Syrphidae*. In *Manual of Nearctic Diptera* (J.F McAlpine, Ed.) Research Branch Agriculture Canada, Ottawa, vol. 2, p. 675-1332. Chapter 52, pp. 713-743., 28, vi + pp. 677-1332.
- VON ZUBEN, C.J; STANGENHAUS, G.; GODOY, W.A.C. 2000. *Competição larval em Chrysomya megacephala (F.) (Diptera: Calliphoridae): efeitos de diferentes níveis de agregação larval sobre estimativas de peso, fecundidade e investimento reprodutivo*. Revista Brasileira de Biologia, v.60, n.2, p.195-203, 2000.
- VON ZUBEN, C. J. 2001. *Zoologia aplicada: recentes avanços em estudos de entomologia forense*. Entomol. Vec., Rio de Janeiro, 8(2):173-183.
- WALL R; GREEN, C. H.; FRENCH, N & MORGAN, K. L.. 1992. *Development of an attractive target for the sheep blowfly Lucilia sericata*. Med. Vet. Entomol. 6: 67-74.

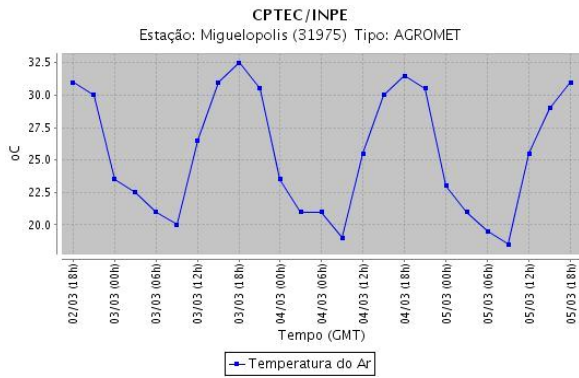
WELLS, J. D. & B. GREENBERG. 1992. *Interaction between Chrysomya rufifacies and Cochliomyia macellaria (Diptera: Calliphoridae): the possible consequences of an invasion*. Bulletin of Entomological Research 82: 133-137.

WHITTINGTON, A.E. & ROTHERAY, G.E. (1997) *Afrotropical distribution and larval description of Ornidia obesa (Fabricius, 1775) (Diptera; Syrphidae)*. Journal of African Zoology 111: 365-372.

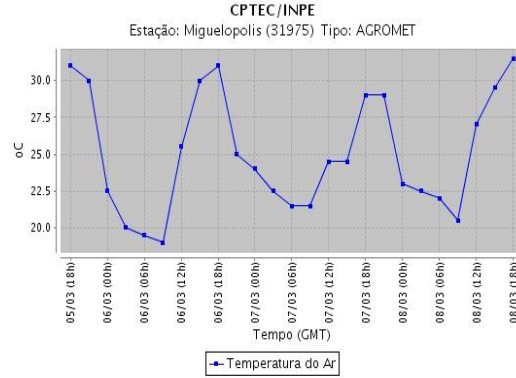
7 – APÊNDICES

7.1 – Dados climáticos e dados abióticos da região do experimento

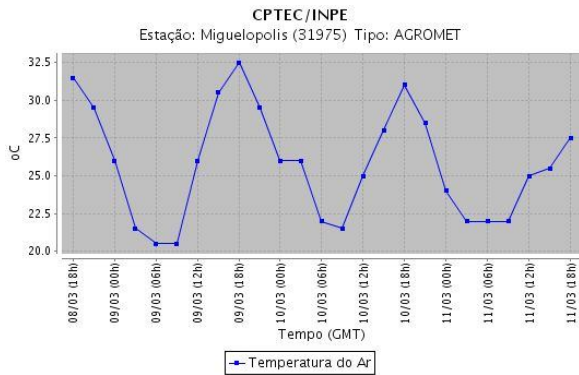
1 - Dados climáticos durante o período do experimento de verão (março/2008) - Temperatura



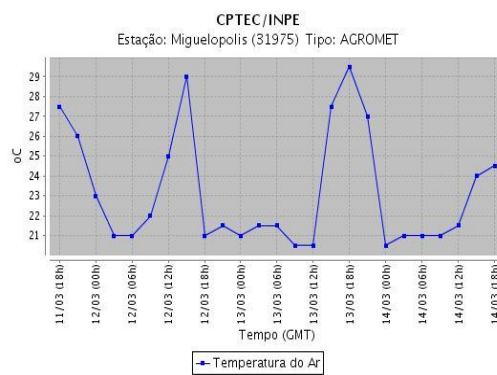
02/03 a 05/03/08



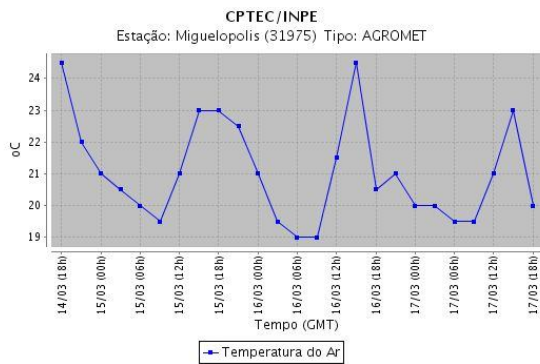
05/03 a 08/03/08



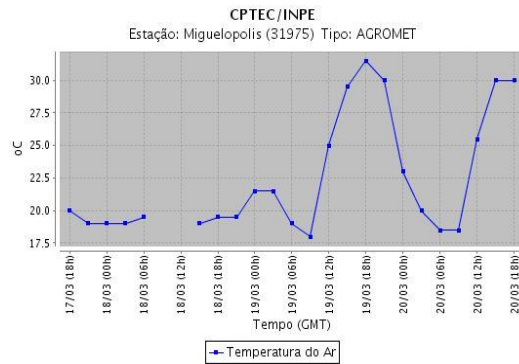
08/03 a 11/03/08



11/03 a 14/03/08

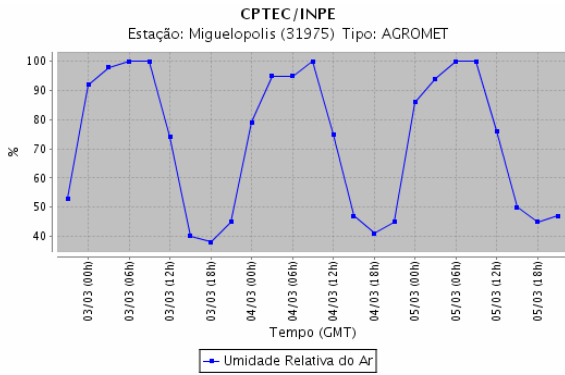


14/03 a 17/03/08

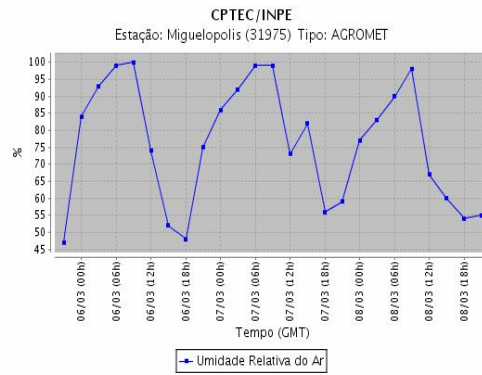


17/03 a 20/03/08

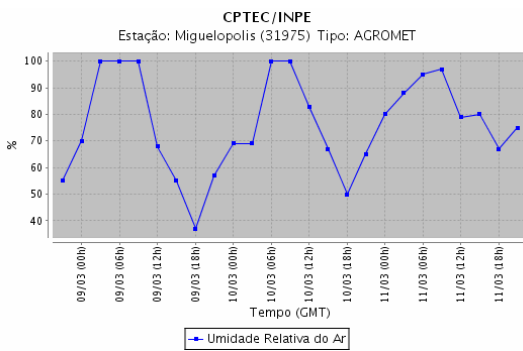
2 - Dados climáticos durante o período do experimento de verão (março/2008) - Umidade do ar:



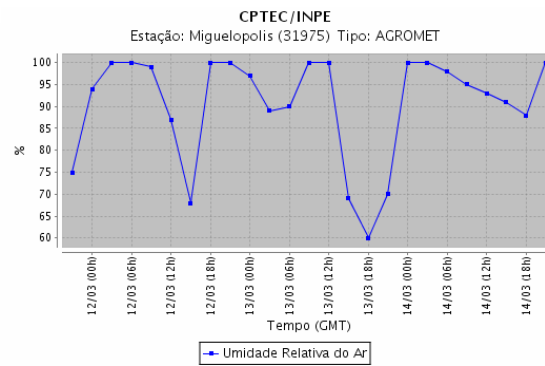
03/03 a 05/03/08



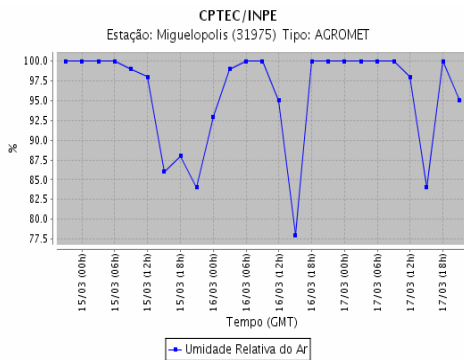
06/03 a 08/03/08



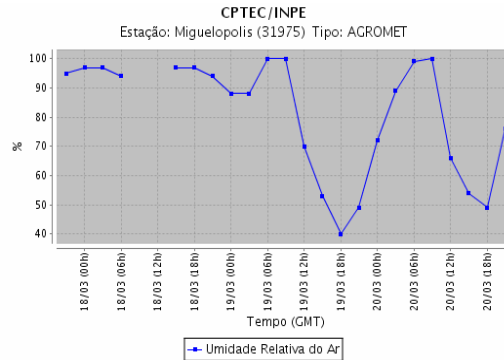
09/03 a 11/03/08



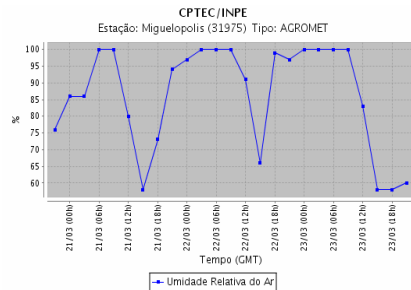
12/03 a 14/03/08



14/03 a 17/03/08



18/03 a 20/03/08



21/03/08 à 23/03/08

3 - Dados abióticos em relação ao suíno morto por disparo de arma de fogo durante o experimento de verão (março/2008):

*Legenda Umidade do ar (UR): Baixa = UR < 70%; Média = 70%<UR<80%; Alta = UR>80% (Amendola, 2004)

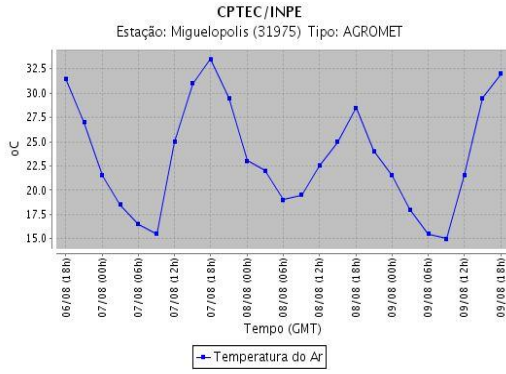
Dia de exposição	Hora da observação	Estágio da carcaça	Temp. ambiente °C	Temp. periférica do animal	Temp. boca	Temp. ânus	Umidade do ar*/medida de precipitação
1°	14h45	Fresco	34,5	38,5	40,8	40,4	Baixa
2°	14h00	Fresco	29,5	36,6	37,7	32,6	Baixa
3°	14h45	Inchaço	34,3	41,0	31,8	37,5	Baixa
4°	14h20	Inchaço	26,0	28,8	33,5	29,4	Baixa
5°	14h40	Inchaço	30,3	44,0	39,2	37,4	Baixa
6°	14h25	Ativo	29,9	36,8	29,9	37,1	Baixa
7°	14h25	Ativo	26,1	32,7	26,1	42,4*	Média
8°	16h00	Ativo	18,8	21,6	21,7*	19,9*	Chuva
9°	14h00	Ativo	28,8	31,2	29,5	28,3	Alta
10°	15h00	Seco	24,5	28,2	-	-	Média
11°	14h00	Seco	22,0	23,0	-	-	Chuva
12°	12h15	Resto	24,0	25,0	-	-	Alta
13°	14h15	Resto	29,5	30,0	-	-	Baixa
14°	14h45	Resto	30,8	32,3	-	-	Média
15°	14h35	Resto	30,5	31,5	-	-	Baixa
16°	14h50	Resto	23,0	24,0	-	-	Alta
17°	14h30	Resto	25,0	25,5	-	-	Média

4 - Dados abióticos em relação ao suíno morto por overdose de cocaína durante o experimento de verão (março/2008):

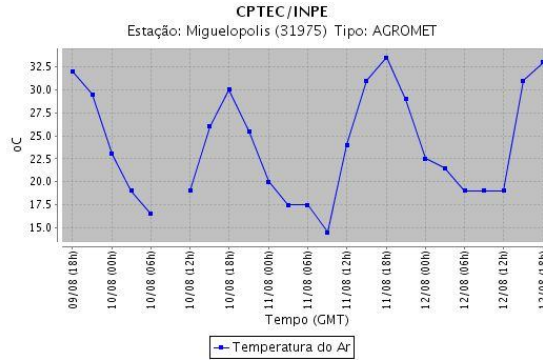
*Legenda Umidade do ar (UR): Baixa = UR < 70%; Média = 70%<UR<80%; Alta = UR>80%

Dia de exposição	Hora da observação	Estágio da carcaça	Temp. ambiente °C	Temp. periférica do animal	Temp. boca	Temp. ânus	Umidade do ar*/medida de precipitação
1°	16h00	Fresco	34,5	39,0	41,4	42,0	Baixa
2°	14h50	Fresco	28,7	30,6	32,8	31,3	Baixa
3°	16h00	Inchaço	41,9	39,0	29,6	38,8	Baixa
4°	14h45	Inchaço	29,0	31,3	27,6	28,3	Baixa
5°	16h00	Ativo	30,3	36,0	30,7	30,8	Baixa
6°	14h45	Ativo	30,0	28,9	29,2	28,3	Baixa
7°	14h55	Ativo	26,1	25,9	34,9	27,2	Média
8°	16h20	Seco	19,0	19,5	-	19,8	Chuva
9°	14h30	Seco	29,0	27,8	-	26,7	Alta
10°	15h30	Seco	23,9	25,0	-	-	Média
11°	14h20	Resto	22,0	23,0	-	-	Chuva
12°	12h30	Resto	23,2	23,7	-	-	Alta
13°	14h30	Resto	29,0	29,5	-	-	Baixa
14°	15h00	Resto	31,5	30,2	-	-	Média
15°	14h45	Resto	31,0	31,0	-	-	Baixa
16°	14h50	Resto	23,0	24,0	-	-	Alta

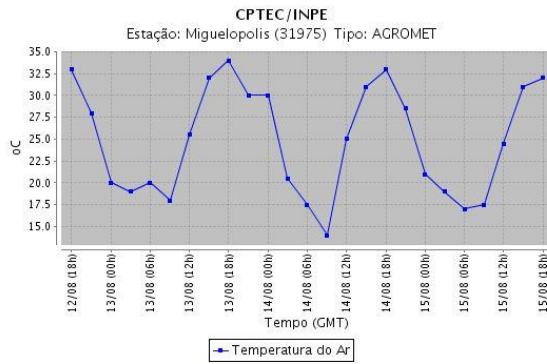
5 – Dados climáticos durante o período do experimento de inverno (ago/2008) - Temperatura:



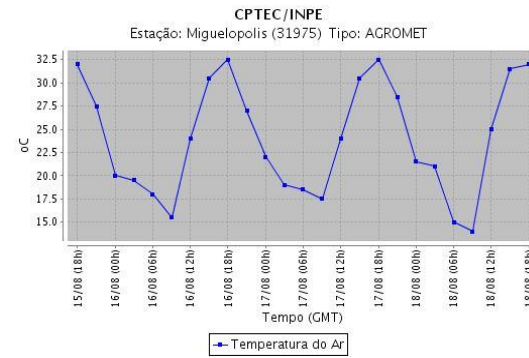
06/08 a 09/08/08



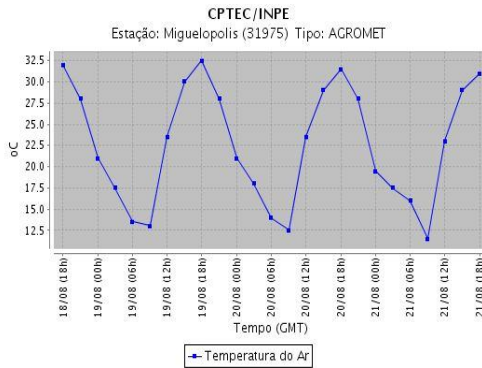
09/08 a 12/08/08



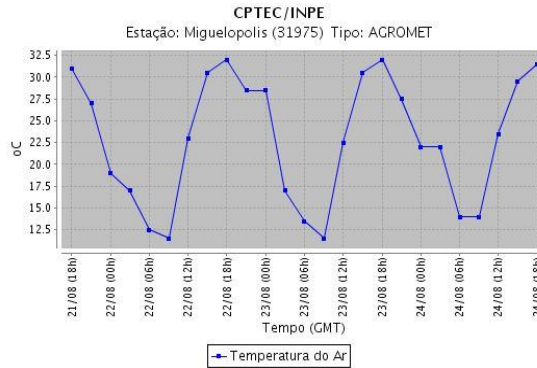
12/08/08 a 15/08/08



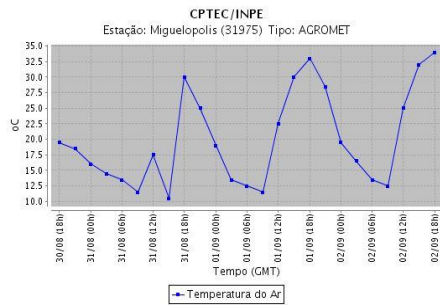
15/08/08 a 18/08/08



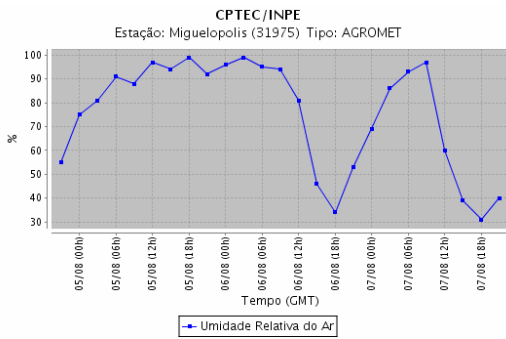
18/08 a 21/08/08



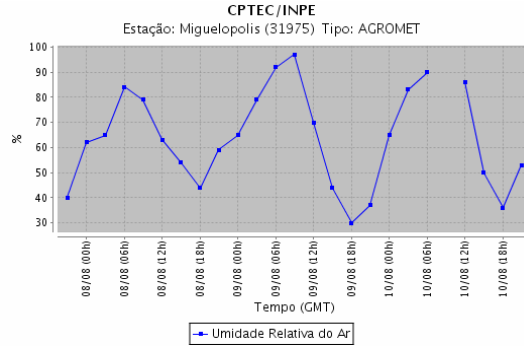
21/08 a 24/08/08



24/08 a 27/08/08

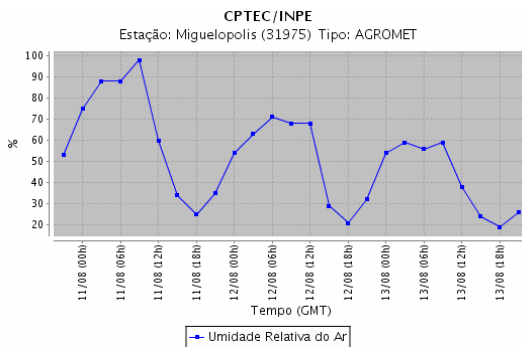


05/08 a 08/08/08

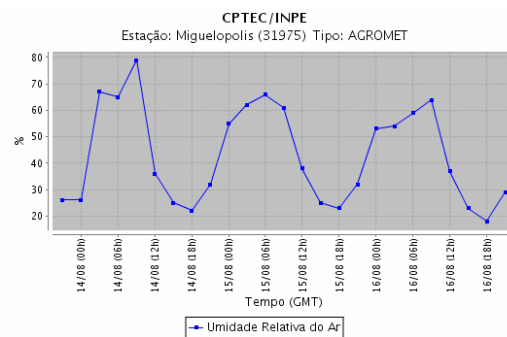


08/08 a 10/08/08

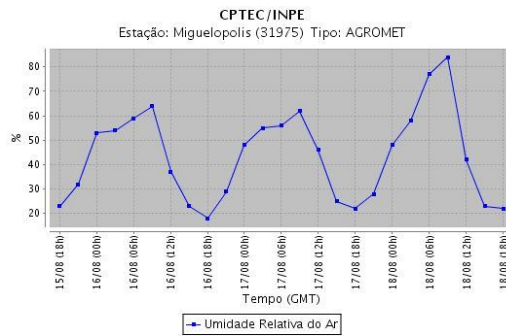
6 – Dados climáticos durante o período do experimento de inverno (ago/2008) - Umidade relativa do ar:



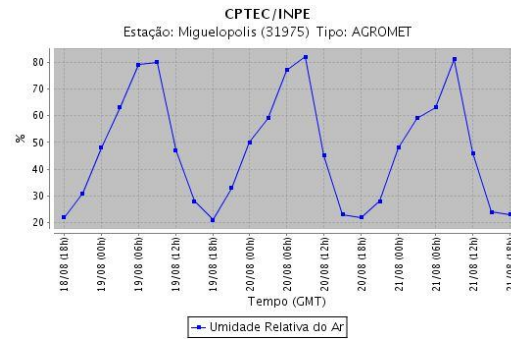
11/08 a 13/08/08



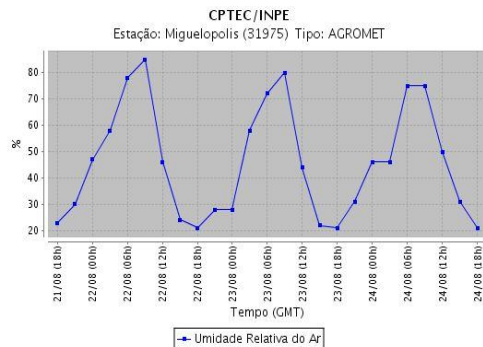
14/08 a 16/08/08



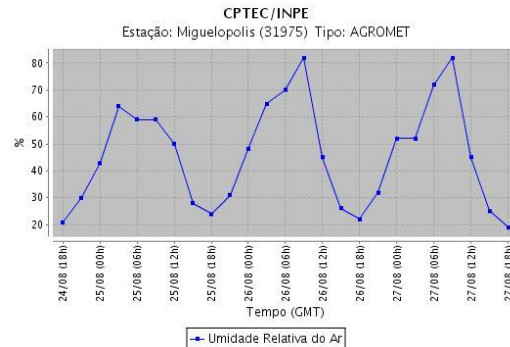
15/08 a 18/08/08



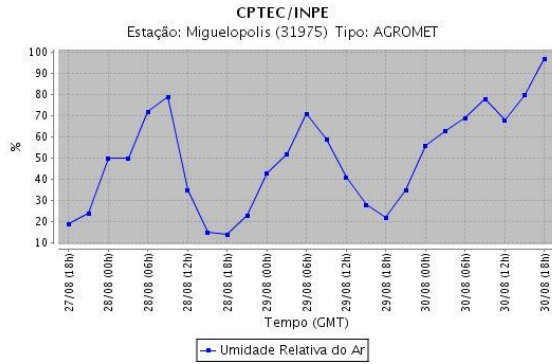
18/08 a 21/08/08



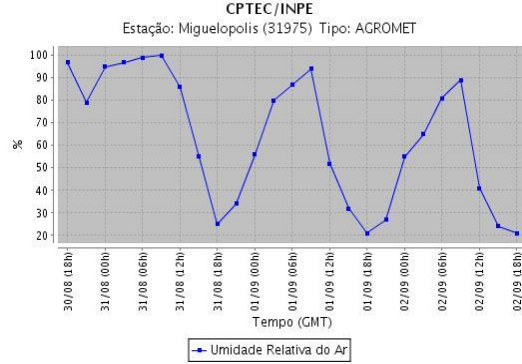
21/08 a 24/08/08



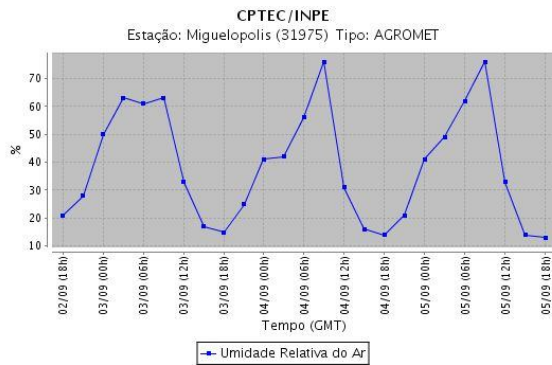
24/08 a 27/08/08



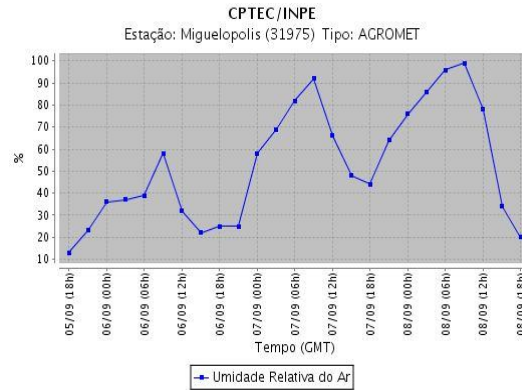
27/08 a 30/08/08



30/08 a 02/09/08



02/09 a 05/09/08



05/09 a 08/09/08

7 – Dados abióticos em relação ao suíno morto por disparo de arma de fogo durante o experimento de inverno (agosto/2008):

*Legenda Umidade do ar (UR): Baixa = UR < 70%; Média = 70%<UR<80%; Alta = UR>80%

Dia de exposição	Hora da observação	Estágio da carcaça	Temp. ambiente °C	Temp. periférica do animal	Temp. boca	Temp. ânus	Umidade do ar*
1°	14h45	Fresco	25,2	31,7	37,7	38,7	Baixa
2°	15h15	Fresco	25,1	26,9	24,5	26,1	Baixa
3°	15h00	Inchaço	32,2	29,6	32,1	27,1	Baixa
4°	14h15	Inchaço	31,1	29,7	22,0	26,9	Baixa
5°	17h30	Inchaço	24,0	25,0	25,5	37,8	Média
6°	16h30	Inchaço	27,5	27,6	29,5	27,5	Média
7°	14h10	Inchaço	29,7	37,4	30,2	29,8	Baixa
8°	09h45	Ativo	28,5	29,2	29,0	22,8	Baixa
9°	15h30	Ativo	30,6	27,0	27,2	25,2	Baixa
10°	11h30	Seco	28,4	27,3	25,0	28,8	Baixa
11°	11h15	Seco	27,4	42,5	35,4	27,4	Baixa
12°	15h15	Seco	30,8	33,4	31,5	32,1	Baixa
13°	14h30	Seco	29,0	34,8	28,6	30,1	Baixa
14°	15h30	Seco	30,3	40,2	29,0	32,7	Baixa
15°	15h00	Seco	35,0	38,3	31,3	33,9	Baixa
16°	14h25	Seco	36,5	39,1	30,4	31,8	Baixa
17°	14h30	Seco	28,8	38,3	28,4	31,1	Baixa
18°	15h30	Seco	27,5	32,4	27,4	30,3	Baixa
19°	13h45	Seco	27,0	28,6	28,1	29,2	Baixa
20°	15h00	Resto	32,1	38,5	-	-	Baixa
21°	15h30	Resto	33,3	34,2	-	-	Baixa

8 – Dados abióticos em relação ao suíno morto por overdose de cocaína durante o experimento de inverno (agosto/2008):

*Legenda Umidade do ar (UR): Baixa = UR < 70%; Média = 70%<UR<80%; Alta = UR>80%

Dia de exposição	Hora da observação	Estágio da carcaça	Temp. ambiente °C	Temp. periférica do animal	Temp. boca	Temp. ânus	Umidade do ar*
1°	16h00	Fresco	30,7	41,8	42,3	37,8	Baixa
2°	14h30	Fresco	34,2	37,7	33,9	33,8	Baixa
3°	15h15	Inchaço	30,0	33,1	32,7	33,0	Baixa
4°	14h45	Inchaço	17,7	18,9	24,7	25,0	Alta
5°	17h30	Inchaço	24,0	25,0	25,5	37,8	Média
6°	15h10	Inchaço	30,1	37,6	30,1	32,9	Baixa
7°	15h20	Inchaço	30,6	34,7	39,5	34,2	Baixa
8°	15h30	Ativo	29,0	28,2	40,3	33,4	Baixa
9°	15h00	Ativo	39,2	40,0	33,4	35,5	Baixa
10°	15h30	Ativo	30,8	35,0	31,6	37,4	Baixa
11°	16h30	Seco	28,7	28,8	29,3	29,1	Baixa
12°	15h20	Resto	27,2	28,9	-	-	Baixa

7.2 – Tabelas de frequência de imaturos criados e adultos coletados, de comparação do tipo de morte de imaturos criados.

Tabela 3 - Imaturos criados no experimento de verão (março/2008) em relação aos suínos T e C:

Dia coleta	Dia emergência	período	Carcaça	Família	Espécie	Frequência
13-mar	27-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
						1
6-mar	23-mar	17	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
9-mar	17-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	15
9-mar	18-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	39
9-mar	19-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
9-mar	21-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
10-mar	18-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
10-mar	19-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	115
10-mar	20-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	188
10-mar	21-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	107
10-mar	22-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	39
10-mar	23-mar	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	7
10-mar	24-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	11
10-mar	26-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	68
10-mar	27-mar	17	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	163
10-mar	28-mar	18	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	46
10-mar	31-mar	21	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
11-mar	19-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	28
11-mar	20-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	632
11-mar	21-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	592
11-mar	22-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	275
11-mar	23-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
11-mar	24-mar	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	102
11-mar	25-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	108
11-mar	26-mar	15	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	100
11-mar	27-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	163
11-mar	28-mar	17	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	49
11-mar	30-mar	19	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	18
11-mar	1-abr	21	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	7
11-mar	5-abr	25	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
11-mar	12-abr	32	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
11-mar	13-abr	33	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
12-mar	19-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	23
12-mar	20-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	346
12-mar	21-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	396
12-mar	6-abr	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	25
12-mar	22-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	253
12-mar	7-abr	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
12-mar	23-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	51
12-mar	8-abr	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
12-mar	24-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	62
12-mar	9-abr	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
12-mar	25-mar	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
12-mar	10-abr	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1

12-mar	26-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
12-mar	27-mar	15	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
13-mar	20-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	24
13-mar	21-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	223
13-mar	22-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	606
13-mar	23-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	433
13-mar	24-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	681
13-mar	25-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	614
13-mar	26-mar	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	276
13-mar	27-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	434
13-mar	28-mar	15	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	332
13-mar	29-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	267
13-mar	30-mar	17	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	453
13-mar	31-mar	18	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	383
13-mar	1-abr	19	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	278
13-mar	2-abr	20	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
13-mar	3-abr	21	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
13-mar	7-abr	25	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	28
13-mar	8-abr	26	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	13
13-mar	9-abr	27	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
13-mar	18-abr	36	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
14-mar	21-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	18
14-mar	22-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	67
14-mar	23-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
14-mar	24-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
14-mar	25-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
14-mar	26-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
14-mar	27-mar	13	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	15
14-mar	28-mar	14	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	9
14-mar	29-mar	15	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
14-mar	30-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
16-mar	23-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	24
16-mar	24-mar	8	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	70
16-mar	25-mar	9	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
16-mar	26-mar	10	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
16-mar	27-mar	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
18-mar	25-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
20-mar	25-mar	5	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	7
20-mar	26-mar	6	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
						9485
10-mar	26-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	20-mar	7	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
13-mar	7-abr	11	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	25-mar	12	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	29-mar	16	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	30-mar	17	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	1-abr	19	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
14-mar	29-mar	15	coca I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
						10
5-mar	23-mar	18	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	1
5-mar	26-mar	21	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	1

5-mar	28-mar	23	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	3
5-mar	30-mar	25	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	9
5-mar	2-abr	28	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	8
5-mar	6-abr	32	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	7
5-mar	7-abr	33	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	2
5-mar	8-abr	34	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	11
5-mar	9-abr	35	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	2
5-mar	10-abr	36	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	5
5-mar	11-abr	37	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	12
5-mar	12-abr	38	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	5
5-mar	13-abr	39	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	2
5-mar	14-abr	40	coca I	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	3
						71
9-mar	27-mar	18	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	16
9-mar	29-mar	19	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
9-mar	30-mar	20	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
9-mar	2-abr	23	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	5
9-mar	3-abr	24	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
9-mar	4-abr	25	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
10-mar	31-mar	21	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
10-mar	8-abr	29	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
11-mar	1-abr	21	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
11-mar	3-abr	23	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
11-mar	12-abr	32	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
11-mar	13-abr	33	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
11-mar	14-abr	34	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
11-mar	16-abr	36	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
12-mar	1-abr	20	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
12-mar	2-abr	21	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
12-mar	4-abr	23	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
12-mar	7-abr	26	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
13-mar	18-abr	36	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	3-abr	20	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
14-mar	7-abr	24	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	9-abr	26	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	10-abr	27	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	31-mar	15	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	3-abr	18	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
16-mar	7-abr	22	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
16-mar	8-abr	23	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
18-mar	6-abr	29	coca I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
						77
9-mar	23-mar	14	coca I	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	1
						1
9-mar	29-mar	20	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
9-mar	4-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	4
9-mar	12-abr	34	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
10-mar	31-mar	21	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
10-mar	3-abr	24	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	23
10-mar	5-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	18
10-mar	6-abr	27	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	25
10-mar	7-abr	28	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	26

10-mar	8-abr	29	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	18
10-mar	9-abr	30	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	16
10-mar	11-abr	32	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	15
10-mar	12-abr	33	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	14
10-mar	13-abr	34	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
10-mar	14-abr	35	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
10-mar	15-abr	36	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
10-mar	17-abr	38	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
11-mar	7-abr	27	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	14
11-mar	8-abr	28	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	5
11-mar	12-abr	32	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
12-mar	4-abr	23	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
12-mar	7-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
13-mar	1-abr	19	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
13-mar	10-abr	28	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
16-mar	13-mar	28	coca I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
						203
9-mar	9-abr	31	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
9-mar	14-abr	36	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
10-mar	16-abr	37	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
11-mar	22-abr	43	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
13-mar	13-abr	31	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	3
13-mar	14-abr	32	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	3
13-mar	15-abr	33	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
13-mar	18-abr	36	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
14-mar	14-abr	21	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	7-abr	24	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	8-abr	25	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	9-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	10-abr	27	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
14-mar	11-abr	28	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
14-mar	12-abr	29	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	4
14-mar	13-abr	30	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
16-mar	7-abr	22	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
16-mar	8-abr	23	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	6
16-mar	9-abr	24	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	11
16-mar	10-abr	25	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	14
16-mar	11-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	12
16-mar	12-abr	27	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	11
16-mar	13-abr	28	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	4
16-mar	14-abr	29	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	10
16-mar	15-abr	30	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
16-mar	16-abr	31	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	3
16-mar	17-abr	32	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
16-mar	18-abr	33	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
16-mar	22-abr	37	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	25
16-mar	24-abr	39	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	6
18-mar	6-abr	19	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	7-abr	20	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	9-abr	21	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	13-abr	25	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2

18-mar	14-abr	26	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
18-mar	15-abr	27	coca I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
						164
20-mar	29-mar	9	coca I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
						1
13-mar	31-mar	18	coca I	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	1
						1
10-mar	5-abr	26	coca I	Sarcophagidae	spp.	1
						1
5-mar	18-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
10-mar	17-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
						2
6-mar	17-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	40
6-mar	18-mar	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	293
6-mar	19-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	179
6-mar	20-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	57
6-mar	21-mar	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	45
6-mar	22-mar	16	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	79
6-mar	23-mar	17	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	40
6-mar	24-mar	18	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
6-mar	25-mar	19	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	254
6-mar	26-mar	20	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	31
9-mar	17-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
9-mar	18-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	52
9-mar	19-mar	10	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	64
9-mar	20-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	41
9-mar	21-mar	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
9-mar	22-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
10-mar	17-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
10-mar	18-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	13
10-mar	19-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	77
10-mar	20-mar	10	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	87
10-mar	21-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	71
10-mar	22-mar	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	28
10-mar	23-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
10-mar	24-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
10-mar	27-mar	17	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	137
10-mar	28-mar	18	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
10-mar	29-mar	19	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	32
10-mar	1-abr	22	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
10-mar	2-abr	23	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
11-mar	19-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	74
11-mar	20-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	768
11-mar	21-mar	10	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	686
11-mar	22-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	375
11-mar	23-mar	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	195
11-mar	24-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	167
11-mar	25-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	193
11-mar	26-mar	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	704
11-mar	27-mar	16	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	353
11-mar	28-mar	17	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	32

11-mar	29-mar	18	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	11
11-mar	31-mar	20	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	20
11-mar	1-abr	21	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
11-mar	2-abr	22	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
11-mar	3-abr	23	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
11-mar	4-abr	24	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
12-mar	3-abr	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	410
12-mar	4-abr	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
12-mar	5-abr	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	80
12-mar	7-abr	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
12-mar	9-abr	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
12-mar	25-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
12-mar	26-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	12
12-mar	27-mar	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	20
12-mar	28-mar	16	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
12-mar	30-mar	18	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	15
13-mar	2-abr	6	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
13-mar	4-abr	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
13-mar	2-abr	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
13-mar	5-abr	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	56
13-mar	24-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	11
13-mar	7-abr	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	175
13-mar	6-abr	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	479
13-mar	7-abr	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	127
13-mar	8-abr	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	144
13-mar	26-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
13-mar	10-abr	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
13-mar	10-abr	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	227
13-mar	11-abr	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	223
13-mar	27-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	378
13-mar	28-mar	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
13-mar	12-abr	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	199
13-mar	13-abr	16	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	201
13-mar	13-abr	16	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	468
13-mar	14-abr	17	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	218
13-mar	1-abr	19	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
13-mar	2-abr	20	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
13-mar	4-abr	22	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	25
13-mar	15-abr	33	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	18
13-mar	22-abr	40	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
14-mar	21-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	27
14-mar	22-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	185
14-mar	23-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	118
14-mar	24-mar	10	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	300
14-mar	25-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	80
14-mar	26-mar	12	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	32
14-mar	27-mar	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	25
14-mar	28-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	13
16-mar	23-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
16-mar	24-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	74
16-mar	25-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	22
18-mar	24-mar	6	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8

18-mar	25-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	9
18-mar	26-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
20-mar	25-mar	5	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	12
20-mar	26-mar	6	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
20-mar	27-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	27
20-mar	28-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
20-mar	25-abr	34	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
21-mar	26-mar	5	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
21-mar	27-mar	6	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
21-mar	28-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
21-mar	29-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
						9783
11-mar	19-mar	8	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
11-mar	20-mar	9	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
12-mar	3-abr	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	4
12-mar	27-mar	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	4-abr	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	7-abr	10	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	24-mar	11	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	11-abr	13	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	27-mar	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
13-mar	12-abr	14	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	3
13-mar	13-abr	15	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
14-mar	21-mar	7	tiro I	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
						17
6-mar	1-abr	26	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
9-mar	26-mar	17	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
9-mar	27-mar	18	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
9-mar	28-mar	19	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
9-mar	30-mar	21	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	7
9-mar	31-mar	22	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
9-mar	4-abr	26	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
9-mar	5-abr	27	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
9-mar	8-abr	30	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
9-mar	9-abr	31	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
9-mar	10-abr	32	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
9-mar	11-abr	33	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
10-mar	2-abr	23	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	7
10-mar	4-abr	25	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
11-mar	1-abr	21	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
11-mar	2-abr	22	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
11-mar	3-abr	23	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
11-mar	4-abr	24	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
11-mar	5-abr	25	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	8
11-mar	7-abr	27	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
11-mar	13-abr	33	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
12-mar	7-abr	26	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
12-mar	10-abr	29	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
12-mar	11-abr	30	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
12-mar	12-abr	31	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
13-mar	2-abr	20	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1

13-mar	8-abr	26	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	1-abr	18	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
14-mar	2-abr	19	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	10-abr	27	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	11-abr	28	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
14-mar	13-abr	29	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	31-mar	15	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	2-abr	17	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	3-abr	18	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
16-mar	4-abr	19	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
16-mar	5-abr	20	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
16-mar	7-abr	22	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
18-mar	9-abr	22	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
18-mar	10-abr	23	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
18-mar	11-abr	24	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	3
18-mar	12-abr	25	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
20-mar	4-abr	15	tiro I	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
						111
12-mar	11-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Brontaea normata</i>	1
						1
9-mar	30-mar	21	tiro I	Muscidae	<i>Brontaea Quadrstigma</i>	3
						3
9-mar	28-mar	19	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
9-mar	31-mar	22	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	7
9-mar	2-abr	24	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	11
9-mar	3-abr	25	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
9-mar	4-abr	26	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	20
9-mar	5-abr	27	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	10
9-mar	7-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	5
9-mar	10-abr	32	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	8
9-mar	11-abr	33	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
9-mar	12-abr	34	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	5
9-mar	13-abr	35	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	9
9-mar	14-abr	36	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	7
9-mar	15-abr	37	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
9-mar	16-abr	38	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
9-mar	17-abr	39	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
10-mar	2-abr	23	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
10-mar	4-abr	25	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
10-mar	6-abr	27	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
10-mar	8-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
10-mar	9-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
12-mar	11-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
12-mar	12-abr	31	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
12-mar	15-abr	34	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
14-mar	2-abr	19	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
14-mar	6-abr	23	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	5
14-mar	7-abr	24	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	8
14-mar	10-abr	27	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
14-mar	11-abr	28	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
14-mar	12-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
14-mar	13-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1

						125
10-mar	9-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
10-mar	10-abr	31	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
10-mar	13-abr	34	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
10-mar	14-abr	35	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
10-mar	15-abr	36	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
10-mar	17-abr	38	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
10-mar	22-abr	41	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	4
11-mar	2-abr	22	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
13-mar	16-abr	34	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
13-mar	17-abr	35	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	2-abr	19	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	6-abr	23	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	9
14-mar	7-abr	24	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	18
14-mar	8-abr	25	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	9
14-mar	9-abr	26	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	8
14-mar	12-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
16-mar	7-abr	22	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	6
16-mar	9-abr	24	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	16
16-mar	10-abr	25	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	15
16-mar	11-abr	26	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	12
16-mar	12-abr	27	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	12
16-mar	13-abr	28	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
16-mar	14-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	8
16-mar	15-abr	30	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	8
16-mar	16-abr	31	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	7
16-mar	17-abr	32	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	3
16-mar	18-abr	33	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	3
16-mar	22-abr	37	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	5
16-mar	24-abr	39	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	7-abr	20	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	9-abr	22	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	10-abr	23	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	4
18-mar	11-abr	24	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	13-abr	26	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
18-mar	14-abr	27	tiro I	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
						176
12-mar	12-abr	29	tiro I	Muscidae	<i>Synthesiomyia nudiseta</i>	10
12-mar	13-abr	33	tiro I	Muscidae	<i>Synthesiomyia nudiseta</i>	1
						11
12-mar	7-abr	26	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	3
12-mar	8-abr	27	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	19
12-mar	9-abr	28	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	14
12-mar	10-abr	29	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	14
12-mar	11-abr	30	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	12
12-mar	12-abr	31	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	10
12-mar	13-abr	32	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	1
12-mar	14-abr	33	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	10
12-mar	22-abr	41	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	5
12-mar	27-abr	46	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	91
13-mar	22-abr	40	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	9

13-mar	24-abr	42	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	7
13-mar	25-abr	43	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	43
13-mar	27-abr	45	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	24
						262
13-mar	24-abr	42	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	1-abr	16	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	2-abr	17	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	3-abr	18	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	2
18-mar	1-abr	14	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
20-mar	30-mar	10	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
21-mar	1-abr	11	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
						8
9-mar	31-mar	22	tiro I	Sarcophagidae	<i>Peckia (Pattonela) intermutans</i>	1
9-mar	30-mar	21	tiro I	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	3
9-mar	30-mar	21	tiro I	Sarcophagidae	spp.	1
						5
12-mar	18-mai	67	tiro I	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	113
12-mar	19-mai	68	tiro I	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	102
12-mar	31-mai	80	tiro I	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	3
						218

Tabela 4 – Frequência e comparação entre os imaturos criados nas carcaças do experimento de verão (março/2008) em relação a T e C

ESPÉCIE	Criados Carcaça Coca I = 10038 indivíduos		Criados Carcaça Tiro I = 10737 indivíduos	
	quantidade	%	quantidade	%
<i>Chrysomya albiceps</i>	9485	94,49	9783	91,11
<i>Chrysomya putoria</i>	10	0,1	17	0,16
<i>Fannia scalaris</i>	77	0,77	111	1,03
<i>Ophyra aenescens</i>	203	2,02	125	1,17
<i>Stomoxys calcitrans</i>	164	1,63	176	1,64
Sarcophagidae spp.	1	0,01	12	0,11
<i>Lucilia eximia</i>	71	0,71	0	0
<i>Cochliomyia macellaria</i>	1	0,01	2	0,02
Outros muscídeos	1	0,01	4	0,04
Acaliptrados	25	0,25	496	4,62
<i>Synthesiomyia nudiseta</i>	0	0	11	0,10
Total	10038	100	10737	100

Tabela 5 – Frequência de insetos adultos coletados nas carcaças no experimento de verão (março/2008) em relação a T e C:

Dia coleta	Carcaça	ordem	Família	Espécie ou subordem	Frequência
10-mar	coca I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	2
11-mar	coca I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	2
12-mar	coca I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	1
13-mar	coca I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	1
16-mar	coca I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	2
13-mar	coca I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	1
14-mar	coca I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	1
20-mar	coca I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	2
11-mar	coca I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	1
14-mar	coca I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Deltochilum furcatum</i>	1
14-mar	coca I	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Deltochilum furcatum</i>	1
9-mar	coca I	Coleoptera	Scarabaeidae	spp.	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Silphidae	<i>Oxyletrum discicolle</i>	2
9-mar	coca I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	2
10-mar	coca I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	4
16-mar	coca I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	3
21-mar	coca I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
12-mar	coca I	Coleoptera	Trogidae	<i>Omorgus suberosus</i>	3
					35
6-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
7-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
8-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
9-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	52
10-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	23
11-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	16
13-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
14-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	2
20-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
6-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
7-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
8-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
9-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	151
10-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	311
11-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	584
13-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	85
25-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	19
26-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
27-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
9-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	3
10-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	4
11-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	3
9-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
10-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2

11-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	3
20-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia</i> sp.	1
13-mar	coca I	Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia</i> sp.	1
					1287
10-mar	coca I	Diptera	Diptera	spp.	2
					2
12-mar	coca I	Diptera	Drosophilidae	<i>Drosophila Melanogaster</i>	1
					1
10-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	2
13-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	5
16-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	2
9-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia obscurinervis</i>	1
13-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia obscurinervis</i>	2
13-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	1
7-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
9-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	12
10-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	17
11-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	15
13-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	6
16-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	8
18-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
13-mar	coca I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia</i> sp.	1
					74
6-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Biopyrella bipuncta</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Biopyrella bipuncta</i>	3
10-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea Debilis</i>	1
13-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea</i> sp.	2
16-mar	coca I	Diptera	Muscidae	spp.	1
7-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	31
8-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	15
9-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	894
10-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	1651
11-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	1007
13-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	92
14-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	23
16-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	13
18-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	40
20-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	22
13-mar	coca I	Diptera	Muscidae	spp.	1
8-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	6
9-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	54
10-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	82
11-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	55
13-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
14-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
16-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
6-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
13-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
16-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
18-mar	coca I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	2
					4008

11-mar	coca I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	2
13-mar	coca I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	2
10-mar	coca I	Diptera	Otitidae	spp.	1
13-mar	coca I	Diptera	Otitidae	spp.	2
9-mar	coca I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	1
10-mar	coca I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	18
16-mar	coca I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	16
					42
16-mar	coca I	Diptera	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	1
					1
6-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	12
9-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	24
10-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	54
11-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	4
13-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	598
16-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	21
6-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	3
13-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	14
16-mar	coca I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	4
					734
6-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	4
9-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	16
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	16
11-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	11
12-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
13-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	11
14-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	7
16-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2
7-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	1
11-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	1
7-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	2
9-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	35
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	12
11-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	14
12-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	6
13-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	5
16-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	1
16-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga (Liopygia) ruficornis</i>	1
7-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	4
9-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	4
11-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	27
12-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	7
14-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	7
7-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	1
10-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	5
13-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	17
16-mar	coca I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	10
					231
6-mar	coca I	Diptera	Sepsidae	spp.	1

13-mar	coca I	Diptera	Sepsidae	spp.	2
16-mar	coca I	Diptera	Sepsidae	spp.	4
16-mar	coca I	Diptera	Sepsidae	spp.	21
					28
13-mar	coca I	Diptera	Stratiomyidae	<i>Hermetia illucens</i>	1
					1
13-mar	coca I	Diptera	Syrphidae	<i>Allograpta obliqua</i>	8
16-mar	coca I	Diptera	Syrphidae	<i>Allograpta obliqua</i>	1
11-mar	coca I	Diptera	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	2
13-mar	coca I	Diptera	Syrphidae	spp.	1
					12
10-mar	coca I	Diptera	Tachinidae	spp.	1
11-mar	coca I	Diptera	Tachinidae	spp.	1
10-mar	coca I	Diptera	Tachinidae	spp.	40
					42
10-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	spp.	1
11-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	spp.	3
16-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Apis meliphera</i>	1
10-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Bombus</i> sp.	1
10-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	1
11-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	1
13-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	1
16-mar	coca I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	4
10-mar	coca I	Hymenoptera	Hymenoptera	spp.	1
11-mar	coca I	Hymenoptera	Hymenoptera	spp.	1
10-mar	coca I	Hymenoptera	Vespidae	<i>Agelaia pallipes</i>	2
11-mar	coca I	Hymenoptera	Vespidae	<i>Agelaia pallipes</i>	1
13-mar	coca I	Hymenoptera	Vespidae	<i>Agelaia pallipes</i>	1
16-mar	coca I	Hymenoptera	Vespidae	<i>Agelaia pallipes</i>	1
10-mar	coca I	Hymenoptera	Vespidae	spp.	1
					21
10-mar	coca I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
11-mar	coca I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	2
13-mar	coca I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	2
13-mar	coca I	Lepidoptera	Noctuidae	spp.	1
					6
1-abr	tiro I	Acari/Mesostigmata	Macrochelidae	<i>Ninfas</i>	20
					20
10-mar	tiro I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	1
20-mar	tiro I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>	3
16-mar	tiro I	Coleoptera	Coleoptera	spp.	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Coleoptera	spp.	6
13-mar	tiro I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	1
18-mar	tiro I	Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes</i> sp.	3
13-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	3
18-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	4
20-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Hister</i> sp.	1
9-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	spp.	1
9-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Omalodes</i> sp.	1
18-mar	tiro I	Coleoptera	Histeridae	<i>Omalodes</i> sp.	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Scarabaeidae	spp.	3

7-mar	tiro I	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Deltochilum furcatum</i>	1
20-mar	tiro I	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Deltochilum furcatum</i>	1
12-mar	tiro I	Coleoptera	Silphidae	<i>Oxyletrum discicolle</i>	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Staphylinidae	<i>Eulissus chalibaesus</i>	1
9-mar	tiro I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
13-mar	tiro I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
20-mar	tiro I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
21-mar	tiro I	Coleoptera	Staphylinidae	spp.	1
					39
8-mar	tiro I	Diptera	Anthomyiidae	<i>Craspedochaeta Punctipennis</i>	2
11-mar	tiro I	Diptera	Anthomyiidae	<i>Craspedochaeta Punctipennis</i>	1
11-mar	tiro I	Diptera	Anthomyiidae	<i>Hylemyoide aurifacies</i>	1
14-mar	tiro I	Diptera	Anthomyiidae	<i>Hylemyoide aurifacies</i>	3
6-mar	tiro I	Diptera	Anthomyiidae	<i>Hylemyoide aurifacies</i>	2
					9
6-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	20
7-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	31
8-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	59
9-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	20
10-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	4
11-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	12
12-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	2
13-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	19
14-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
6-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	13
7-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	69
8-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	140
9-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	61
10-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	188
11-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	102
12-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	10
13-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	15
14-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
21-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
23-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	27
24-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	30
25-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	28
26-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	9
27-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	10
6-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	3
8-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	1
9-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	1
7-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	5
10-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
11-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
14-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
8-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Hemilucilia Semidiaphana</i>	1
7-mar	tiro I	Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	2
					892
14-mar	tiro I	Diptera	Diptera	spp.	2
					2
14-mar	tiro I	Diptera	Drosophilidae	spp.	1
					1

7-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	2
8-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	1
10-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia femoralis</i>	2
8-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia obscurinervis</i>	5
9-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia obscurinervis</i>	1
6-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	2
7-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	7
8-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	3
11-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	1
18-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia pusio</i>	1
7-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	12
8-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	10
9-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	28
10-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
13-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	8
14-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
16-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
18-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
20-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	2
21-mar	tiro I	Diptera	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	4
					98
21-mar	tiro I	Diptera	Lauxaniidae	<i>Camptoprosopella</i> sp.	1
					1
11-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Atherigena orientalis</i>	1
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea debilis</i>	1
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea normata</i>	1
6-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea Quadristigma</i>	6
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea Quadristigma</i>	3
6-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea debilis</i>	2
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea debilis</i>	2
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Brontaea normata</i>	5
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Haematobia irritans</i>	1
12-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Morelia violacea</i>	4
6-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	21
7-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	215
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	225
9-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	214
10-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	117
11-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	79
12-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	9
13-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	220
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	127
16-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	30
18-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	67
20-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	47
21-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	44
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	1
7-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	45
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	99
9-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	53
10-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	32
11-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	45
12-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	7

13-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	49
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	31
16-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	8
18-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
21-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
8-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra albuquerquei</i>	1
11-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra albuquerquei</i>	1
11-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Ophyra solitaria</i>	1
6-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
7-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
14-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	1
18-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	5
20-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	13
21-mar	tiro I	Diptera	Muscidae	<i>Stomoxys calcitrans</i>	6
					1845
7-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Ceroxys latiusculus</i>	1
11-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Ceroxys latiusculus</i>	1
8-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	spp.	4
9-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	spp.	1
14-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	spp.	3
21-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	spp.	2
8-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	1
10-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	1
11-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	26
12-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	1
13-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	7
14-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	63
20-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	2
21-mar	tiro I	Diptera	Otitidae	<i>Chaetopsis</i> sp.	1
					114
21-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	2
6-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	9
7-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	21
8-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	6
10-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	2
11-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	5
12-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	2
13-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	5
14-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	7
16-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	4
18-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
21-mar	tiro I	Diptera	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
					65
6-mar	tiro I	Diptera	Psychodidae	spp.	1
					1
5-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
6-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	3
7-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	13
8-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	6
9-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	10
10-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2
11-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	9
13-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2

14-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
20-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
5-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>	4
20-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	2
7-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	2
9-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	8
10-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	1
11-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	67
12-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	20
13-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	14
20-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	2
5-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	10
6-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	3
7-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	3
8-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	3
9-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	3
11-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	20
12-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	16
13-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	15
14-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	16
16-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	7
18-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	32
20-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	4
21-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	spp.	19
7-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	9
8-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	1
10-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	11
11-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	22
21-mar	tiro I	Diptera	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	2
					364
6-mar	tiro I	Diptera	Sepsidae	<i>Nemapoda minuta</i>	5
14-mar	tiro I	Diptera	Sepsidae	spp.	4
					9
21-mar	tiro I	Diptera	Stratiomyidae	<i>Sargus decorus</i>	1
					1
7-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Allograpta obliqua</i>	4
8-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Allograpta obliqua</i>	1
13-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Allograpta obliqua</i>	4
10-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	1
14-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	2
18-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	1
20-mar	tiro I	Diptera	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	1
					14
6-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	3
7-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	1
8-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	1
9-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	6
10-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	5
11-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	6
12-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	1
18-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	10
20-mar	tiro I	Diptera	Tachinidae	spp.	2
					35

14-mar	tiro I	Hemiptera	Hemiptera	spp.	1
9-mar	tiro I	Hemiptera	Reduviidae	spp.	1
					2
7-mar	tiro I	Hymenoptera	Apidae	<i>Apis meliphera</i>	1
8-mar	tiro I	Hymenoptera	Apidae	<i>Apis meliphera</i>	2
8-mar	tiro I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	2
9-mar	tiro I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	1
13-mar	tiro I	Hymenoptera	Apidae	<i>Melipona scuteleris</i>	1
7-mar	tiro I	Hymenoptera	Vespidae	<i>Agelaia pallipes</i>	1
					8
6-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	6
7-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	3
8-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
9-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
10-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
11-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	3
12-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
13-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	4
14-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	5
18-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	19
20-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
21-mar	tiro I	Lepidoptera	Lepidoptera	spp.	1
10-mar	tiro I	Lepidoptera	Noctuidae	spp.	3
14-mar	tiro I	Lepidoptera	Noctuidae	spp.	2
21-mar	tiro I	Lepidoptera	Noctuidae	spp.	1
					52

Tabela 6 – Frequência e comparação entre os insetos adultos coletados nas carcaças no verão (março/2008) CI e TI:

Adultos coletados Tiro I em % Total=3572 indivíduos			Adultos coletados Coca I em % Total=6525 indivíduos		
Ordem/Família	%	Quant.	Ordem/Família	%	Quant.
Macrochelidae	0,56	20			
Coleoptero	1,09	39	Coleoptero	0,54	35
Anthomyiidae	0,25	9			
Calliphoridae	24,97	892	Calliphoridae	19,72	1287
Muscidae	51,65	1845	Muscidae	61,43	4008
Otitidae	3,19	114	Otitidae	0,64	42
Lauxaniidae	0,03	1			
Piophilidae	1,82	65	Piophilidae	11,25	734
Psychodidae	0,03	1			
Sarcophagidae	10,19	364	Sarcophagidae	3,54	231
Sepsidae	0,25	9	Sepsidae	0,43	28
Stratiomyidae	0,03	1	Stratiomyidae	0,02	1
Tachinidae	0,98	35	Tachinidae	0,64	42
Hemiptera	0,06	2	Drosophilidae	0,02	1
Lepidoptera	1,45	52	Lepidoptera	0,09	6
Hymenoptera	0,22	8	Hymenoptera	0,32	21
Díptera	0,06	2	Díptera	0,03	2
Fanniidae	2,75	98	Phoridae	0,02	1
Drosophilidae	0,03	1	Fanniidae	1,13	74
Syrphidae	0,39	14	Syrphidae	0,18	12
	100,00	3572		100,00	6525

Tabela 7 – Frequência de imaturos de *Chrysomya albiceps* criada nos porcos CI e TI em março de 2008

<i>Chrysomya albiceps</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Calliphoridae (<i>Chrysomya albiceps</i>) Frequência dos imaturos criados entre os dias 6 e 21 de março/08 nos porcos coca I (CI) e tiro I (TI)																									
	dia 6		9		10		11		12		13		14		16		18		20		21		total e % de emergências			
	porco TI 1ª postura	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	%	CI
5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	7	1	0	13	0,13	7	0,07
6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0	0	0	8	0	1	1	1	0	18	0,18	1	0,01	
7	0	0	0	1	0	0	0	410	23	3	24	27	18	4	24	9	3	27	0	5	0	486	4,97	92	0,97	
8	0	6	15	13	2	74	28	4	346	56	223	185	67	74	70	2	0	2	0	2	0	418	4,27	751	7,92	
9	0	52	39	77	115	768	632	80	396	0	606	118	22	22	14	0	0	0	0	0	0	1117	11,4	1824	19,2	
10	0	64	22	87	188	686	592	0	278	0	433	300	8	0	2	0	0	0	0	0	0	1137	11,6	1523	16,1	
11	40	41	0	71	107	375	275	3	59	654	681	80	4	0	5	0	0	0	0	0	0	1264	12,9	1131	11,9	
12	293	3	5	28	39	195	22	0	65	282	614	32	2	0	0	0	0	0	0	0	0	833	8,52	747	7,88	
13	179	5	0	5	7	167	102	5	15	250	276	25	15	0	0	0	0	0	0	0	0	636	6,5	415	4,38	
14	57	0	0	4	11	193	108	12	6	601	434	13	9	0	0	0	0	0	0	0	0	880	9	568	5,99	
15	45	0	0	0	0	704	100	20	5	201	332	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	970	9,92	439	4,63	
16	79	0	0	0	68	353	163	5	0	669	267	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1106	11,3	499	5,26	
17	40	0	4	137	163	32	49	0	0	218	453	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	427	4,36	669	7,05	
18	22	0	0	1	46	11	0	15	0	18	383	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	67	0,68	429	4,52	
19	254	0	0	32	0	0	18	0	0	1	278	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	287	2,93	296	3,12	
20	31	0	0	0	0	20	0	0	0	14	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	65	0,66	14	0,15	
21	0	0	0	0	3	4	7	0	0	0	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0,04	24	0,25	
22	0	0	0	8	0	6	0	0	0	25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	39	0,4	0	0	
23	0	0	0	3	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0,08	0	0	
24	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,01	0	0	
25	0	0	0	0	0	0	6	0	0	1	28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,01	34	0,36	
26	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0,14	
27	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0,06	0	0
32	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,01	
33	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,01	
34	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	6	0,06	0	0	
36	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,01	
TOTAL	1040	171	85	467	749	3594	2104	554	1193	3001	5080	780	148	100	115	19	3	48	8	9	0	9783	100	9485	100	

Tabela 8 – Frequência de imaturos de *Chrysomya putoria* criados nos porcos CI e TI em março de 2008

<i>Chrysomya putoria</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Calliphoridae (<i>Chrysomya putoria</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca I (CI) e tiro I (TI)													
	dia = 10		11		12		13		14		total e % de emergências			
	porco = TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	%	CI	%
7	0	0	0	0	4	0	1	2	1	0	6	35,294	2	20
8	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	5,8825	0	0
9	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	5,8825	0	0
10	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2	11,764	0	0
11	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	5,8825	1	10
12	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	10
13	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	5,8825	0	0
14	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	3	17,647	0	0
15	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	2	11,765	1	10
16	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	20
17	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	10
19	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	20
TOTAL	0	1	2	0	6	0	8	8	1	1	17	100	10	100

Tabela 9 – Frequência de imaturos de *Fannia scalaris* criados nos porcos CI e TI em março de 2008.

<i>Fannia Scalaris</i> Período em dias (Emergência- Coleta)	Fanniidae (<i>Fannia Scalaris</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca I (CI) e tiro I (TI)																									
	Dias = 6		9		10		11		12		13		14		16		18		20		25		total e % de emergências por período			
	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	%	CI	%
15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	2	1,8018	1	1,2987
17	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	5	4,5045	1	1,2987
18	0	0	6	16	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	3	3	0	0	0	0	0	0	13	11,711	19	24,675
19	0	0	2	4	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	4	3,6036	4	5,1948
20	0	0	0	3	0	0	0	0	0	3	1	0	0	4	6	0	0	0	0	0	0	0	7	6,3063	10	12,987
21	0	0	7	0	0	4	1	4	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	7,2072	11	14,285
22	0	0	2	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	8	7,2072	2	2,5974
23	0	0	0	5	7	0	4	3	0	2	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	13	11,711	11	14,285
24	0	0	0	2	0	0	6	0	0	0	0	0	0	1	0	0	3	0	0	0	0	0	9	8,1081	3	3,8961
25	0	0	0	3	2	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	11	9,9099	3	3,8961
26	1	0	1	0	0	0	0	0	6	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	9	8,1081	2	2,5974
27	0	0	2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	3,6036	1	1,2987
28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,9009	0	0
29	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1,8018	1	1,2987
30	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1,8018	0	0
31	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,7027	0	0
32	0	0	3	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,7027	3	3,8961
33	0	0	6	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	6,3063	2	2,5974
34	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1,2987
36	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2,5974
TOTAL	1	0	35	33	9	5	25	14	10	9	2	1	8	7	13	7	7	0	1	0	0	1	111	100	77	100

Tabela 10 – Frequência de imaturos de *Ophyra aenescens* criados nos porcos CI e TI em março de 2008

Período em dias (Emergência -Coleta)	Muscidae (<i>Ophyra Aenescens</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca I (CI) e tiro I (TI)																	
	Dias = 9		10		11		12		13		14		16		total e % de emergências por período			
	Porco=TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	%	CI	%
19	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	2	1,6	2	0,985
20	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,98
21	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,49
22	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	5,6	0	0
23	0	0	3	0	0	0	0	1	0	0	5	0	0	0	8	6,4	1	0,49
24	11	0	0	23	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0	19	15,2	23	11,33
25	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,4	0	0
26	20	4	0	18	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	20	16	23	11,33
27	10	0	1	25	0	14	0	0	0	0	1	0	0	0	12	9,6	40	19,7
28	0	0	0	26	0	5	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0,8	33	16,25
29	5	0	2	18	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	9	7,2	18	8,88
30	0	0	1	16	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	3	2,4	16	7,88
31	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0,8	0	0
32	8	0	0	15	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	8	6,4	18	8,88
33	3	0	0	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,4	14	6,894
34	5	1	0	3	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	6	4,8	4	1,97
35	9	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	7,2	3	1,478
36	7	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	5,6	3	1,478
37	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,4	0	0
38	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,4	0	0
39	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,8	2	0,985
TOTAL	94	7	9	168	0	22	3	2	0	3	19	0	0	1	125	100	203	100

Tabela 11 – Frequência de imaturos de *Stomoxys calcitrans* criados nos porcos CI e TI em março de 2008

<i>Stomoxys calcitrans</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Muscidae (<i>Stomoxys calcitrans</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca I (CI) e tiro I (TI)																		
	Dias = 9		10		11		13		14		16		18		total e % de emergências por período				
	Porco=TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	CI	TI	%	CI	%	
19	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0,57	1	0,61
20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0,57	1	0,61
21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0,61
22	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	6	7	1	0	8	4,55	7	4,27
23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0	0	6	4	0	13	7,39	6	3,7
24	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	1	16	11	1	0	35	19,87	12	7,39
25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	1	15	14	0	2	24	13,64	17	10,3
26	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	1	12	12	2	2	22	12,5	15	9,2
27	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	12	11	1	1	13	7,39	19	11,5
28	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	7	4	0	0	7	3,98	6	3,7
29	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	4	8	10	0	0	10	5,68	14	8,6
30	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	2	8	7	0	0	9	5,11	9	5,4
31	0	1	1	0	0	0	0	3	0	1	7	3	0	0	8	4,55	8	4,8	
32	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	3	7	0	0	3	1,7	10	6,1	
33	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	3	1	0	0	3	1,7	2	1,2	
34	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	3	1,7	0	0	
35	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	2	1,14	0	0	
36	0	1	2	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	2	1,14	3	1,9	
37	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	5	25	0	0	5	2,84	26	15,8
38	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1,14	0	0	
39	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	6	0	0	1	0,57	6	3,7
41	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2,27	0	0	
43	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,61
TOTAL	0	2	12	1	1	1	3	9	47	19	103	124	10	8	176	100	164	100	

Tabela 12 – Frequência de outros acaliptrados imaturos criados no experimento de verão (mar/2008)

Dia coleta	Dia emergência	Carcaça	Família	Espécie	Frequência
16-mar	29-mar	cocal	Ephydriidae	<i>Rhysophora aspersa</i>	2
18-mar	30-mar	cocal	Ephydriidae	<i>Rhysophora aspersa</i>	1
25-mar	1-abr	cocal	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	2
13-mar	31-mar	cocal	Piophilidae	<i>Piophila</i> sp.	1
18-mar	26-mar	cocal	Psychodidae	spp.	1
18-mar	30-mar	cocal	Psychodidae	spp.	2
18-mar	29-mar	cocal	Psychodidae	spp.	5
18-mar	8-abr	cocal	Psychodidae	spp.	2
18-mar	1-abr	cocal	Psychodidae	spp.	1
18-mar	28-mar	cocal	Psychodidae	spp.	1
18-mar	2-abr	cocal	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	3
18-mar	5-abr	cocal	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	1
16-mar	28-mar	cocal	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	1
14-mar	29-mar	cocal	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	2
<i>Total acaliptrados criados em CI</i>					25
12-mar	7-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	3
12-mar	8-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	19
12-mar	9-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	14
12-mar	10-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	14
12-mar	11-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	12
12-mar	12-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	10
12-mar	13-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	1
12-mar	14-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	10
12-mar	22-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	5
12-mar	27-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	91
13-mar	22-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	9
13-mar	24-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	7
13-mar	25-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	43
13-mar	27-abr	tiro I	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>	24
13-mar	24-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	1-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	2-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
16-mar	3-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	2
18-mar	1-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
20-mar	30-mar	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
21-mar	1-abr	tiro I	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	1
14-mar	30-mar	tiro I	Psychodidae	spp.	1
18-mar	1-abr	tiro I	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	2
18-mar	30-mar	tiro I	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	1
18-mar	29-mar	tiro I	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	2
14-mar	30-mar	tiro I	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	1
18-mar	1-abr	tiro I	Sphaeracidae	<i>Leptocera limosa</i>	1
<i>Total acaliptrados criados em TI</i>					281

Tabela 13 – Frequência de imaturos criados nas carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII

Dia coleta	Dia emergência	período	Carcaça	Família	Espécie	Frequência
6-set	10-set	4	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	2
4-set	9-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
6-set	11-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
7-set	12-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	8
3-set	9-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
4-set	10-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	66
3-set	10-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	67
4-set	11-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	4
3-set	11-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
						155
5-set	9-set	4	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
6-set	10-set	4	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
5-set	10-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	46
6-set	11-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	218
7-set	12-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	53
4-set	10-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
5-set	11-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	540
6-set	12-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	147
7-set	13-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	15
3-set	10-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
4-set	11-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	40
5-set	12-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1146
6-set	13-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	340
7-set	14-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
3-set	11-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	25
4-set	12-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	218
5-set	13-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2894
6-set	14-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	94
3-set	12-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
4-set	13-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	292
5-set	14-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2329
6-set	15-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4
4-set	14-set	10	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	41
5-set	15-set	10	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2107
6-set	16-set	10	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
4-set	15-set	11	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
5-set	16-set	11	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2384
5-set	17-set	12	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2669
5-set	18-set	13	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1157
5-set	19-set	14	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	341
29-ago	14-set	15	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	3
5-set	20-set	15	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	209
29-ago	15-set	16	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
5-set	21-set	16	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	34
29-ago	16-set	17	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
5-set	22-set	17	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	5
5-set	23-set	18	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
5-set	4-out	29	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14

						17391
4-set	11-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	2
						2
5-set	10-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
6-set	11-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
7-set	12-set	5	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
4-set	10-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	11-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
6-set	12-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	4
7-set	13-set	6	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	12-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
6-set	13-set	7	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	5
4-set	12-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	13-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	8
6-set	14-set	8	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
4-set	13-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	14-set	9	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	5
5-set	15-set	10	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	19
5-set	16-set	11	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	4
6-set	17-set	11	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	17-set	12	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	10
5-set	18-set	13	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
5-set	19-set	14	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	20-set	15	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	21-set	16	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
5-set	4-out	29	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	5
						76
5-set	1-out	26	coca II	Coleoptera	<i>Dermestes maculatus</i>	2
5-set	2-out	27	coca II	Coleoptera	<i>Dermestes maculatus</i>	1
3-set	27-set	24	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	1
6-set	30-set	24	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	2
6-set	1-out	25	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	1
5-set	1-out	26	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	1
6-set	4-out	28	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	1
6-set	8-out	32	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	2
6-set	11-out	35	coca II	Coleoptera	<i>Hister</i> sp.	1
						12
7-set	27-set	20	coca II	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	1
5-set	16-out	41	coca II	Fanniidae	<i>Fannia scalaris</i>	11
						12
7-set	27/set	20	coca II	Pteromalidae	spp.	2
6-set	1-out	25	coca II	Pteromalidae	spp.	52
5-set	1/out	26	coca II	Pteromalidae	spp.	102
5-set	2-out	27	coca II	Pteromalidae	spp.	162
6-set	3-out	27	coca II	Pteromalidae	spp.	51
6-set	4-out	28	coca II	Pteromalidae	spp.	31
5-set	4/out	29	coca II	Pteromalidae	spp.	40
6-set	5-out	29	coca II	Pteromalidae	spp.	75
5-set	5/out	30	coca II	Pteromalidae	spp.	69
6-set	6-out	30	coca II	Pteromalidae	spp.	8
4-set	5-out	31	coca II	Pteromalidae	spp.	30
5-set	6-out	31	coca II	Pteromalidae	spp.	7

3-set	5/out	32	coca II	Pteromalidae	spp.	3
6-set	8-out	32	coca II	Pteromalidae	spp.	41
5-set	8/out	33	coca II	Pteromalidae	spp.	45
						718
5-set	27-set	22	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
5-set	30-set	25	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	5
5-set	2-out	27	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
5-set	3-out	28	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	76
5-set	4-out	29	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	33
5-set	5-out	30	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	15
5-set	6-out	31	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
5-set	8-out	33	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	7
						139
3-set	3-out	30	coca II	Otitidae	<i>Euxesta</i> sp.	26
						26
5-set	4-out	29	coca II	Tachinidae	spp.	1
						1
17-ago	23-ago	6	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
15-ago	23-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	4
						5
20-ago	25-ago	5	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
16-ago	22-ago	6	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	160
15-ago	22-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	165
16-ago	23-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1197
17-ago	24-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	324
18-ago	25-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
15-ago	23-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1867
16-ago	24-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2040
17-ago	25-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	893
18-ago	26-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
15-ago	24-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	4659
16-ago	25-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1396
17-ago	26-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	85
19-ago	28-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
15-ago	25-ago	10	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1407
16-ago	26-ago	10	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1507
17-ago	27-ago	10	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	21
15-ago	26-ago	11	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	596
16-ago	27-ago	11	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	438
18-ago	29-ago	11	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	35
15-ago	27-ago	12	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	576
16-ago	28-ago	12	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	418
15-ago	28-ago	13	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	425
16-ago	29-ago	13	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	456
10-ago	24-ago	14	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
15-ago	29-ago	14	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	201
16-ago	30-ago	14	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	201
10-ago	25-ago	15	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	19
15-ago	30-ago	15	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	128
16-ago	31-ago	15	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	63
10-ago	26-ago	16	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	36
15-ago	31-ago	16	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	73

16-ago	1-set	16	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	28
10-ago	27-ago	17	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
15-ago	1-set	17	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	61
16-ago	2-set	17	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	16
10-ago	28-ago	18	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
15-ago	2-set	18	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	11
16-ago	4-set	19	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
10-ago	30-ago	20	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	11
24-ago	13-set	20	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
10-ago	1-set	22	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	8
15-ago	10-set	26	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
						19539
16-ago	22-ago	6	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
16-ago	23-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	4
17-ago	24-ago	7	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	6
16-ago	24-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	4
17-ago	25-ago	8	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	7
15-ago	24-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	13
16-ago	25-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
17-ago	26-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	3
15-ago	25-ago	10	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	2
15-ago	26-ago	11	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
						44
15-ago	24-ago	9	tiro II	Calliphoridae	<i>Hemilucilia Semidiaphana</i>	1
11-ago	24-ago	13	tiro II	Calliphoridae	<i>Hemilucilia Semidiaphana</i>	1
15-ago	28-ago	13	tiro II	Calliphoridae	<i>Hemilucilia Semidiaphana</i>	19
14-ago	26-ago	14	tiro II	Calliphoridae	<i>Hemilucilia Semidiaphana</i>	1
						22
16-ago	11-set	26	tiro II	Coleoptera	<i>Hister sp.</i>	1
16-ago	13-set	28	tiro II	Coleoptera	<i>Hister sp.</i>	1
16-ago	17-set	32	tiro II	Coleoptera	<i>Hister sp.</i>	1
						3
19-ago	13-set	25	tiro II	Pteromalidae	spp.	5
16-ago	11/set	26	tiro II	Pteromalidae	spp.	7
16-ago	13-set	28	tiro II	Pteromalidae	spp.	91
						103
15-ago	7-set	23	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
16-ago	11/set	26	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
15-ago	11-set	27	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
15-ago	12-set	28	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
15-ago	13-set	29	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	4
17-ago	15/set	29	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
15-ago	14-set	30	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
25-ago	15-set	31	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
						13
17-ago	24-set	38	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	2
17-ago	25-set	39	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	37
						39
18-ago	25-ago	7	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
17-ago	27-ago	10	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	19
15-ago	9-set	25	tiro II	Sarcophagidae	<i>Peckia (Squamatodes) ingens</i>	1
						21

Tabela 14 – Frequência e comparação entre os imaturos criados nas carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII

ESPÉCIE	Criados Carcaça Coca II = 18532		Criados Carcaça Tiro II = 19789 indivíduos	
	quantidade	%	quantidade	%
<i>Chrysomya albiceps</i>	17391	93,84	19539	98,73
<i>Chrysomya putoria</i>	76	0,41	44	0,22
<i>Fannia scalaris</i>	12	0,06	0	0
<i>Ophyra aenescens</i>	139	0,75	13	0,06
Pteromalidae	718	3,88	103	0,52
Coleoptera	12	0,06	3	0,02
Sarcophagidae	0	0,00	21	0,11
<i>Hemilucilia semidiaphana</i>	0	0,00	22	0,11
<i>Cochliomyia macellaria</i>	155	0,84	5	0,03
<i>Euxesta sp.</i>	26	0,14	39	0,2
<i>Chrysomya megacephala</i>	2	0,01	0	0
Tachinidae	1	0,01	0	0
Total	18532	100,00	19789	100,00

Tabela 15 – Frequência de insetos adultos coletados ao visitarem as carcaças do experimento de inverno (agosto/2008) CII e TII

Dia coleta	Carcaça	Família ou ordem	Espécie ou subordem	Frequência
29/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	205
30/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
31/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
1/set	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	124
2/set	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	60
3/set	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	17
4/set	coca II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	3
28/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
29/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	131
30/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
31/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	18
1/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	112
2/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	144
3/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	34
4/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	14
5/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
29/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	2
30/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	7
31/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	1
1/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	16
2/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	17
3/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	33
1/set	coca II	Calliphoridae	<i>Chrysomya putoria</i>	1
30/ago	coca II	Calliphoridae	<i>Lucilia eximia</i>	1
				948
30/ago	coca II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	5
30/ago	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	6
31/ago	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	6
31/ago	coca II	Coleoptero	<i>Hister</i> sp.	2
1/set	coca II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	3
1/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	3
2/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	4
2/set	coca II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	1
3/set	coca II	Coleoptero/ Staphylinidae	spp.	4
3/set	coca II	Coleoptero	<i>Hister</i> sp.	5
4/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	12
4/set	coca II	Coleoptero/ Staphylinidae	spp.	3
4/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	9
5/set	coca II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	3
6/set	coca II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	4
7/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	23
7/set	coca II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	6
				99
7/set	coca II	Drosophilidae	spp.	30
				30
29/ago	coca II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	2
29/ago	coca II	Hymenoptera/Apidae	spp.	1
29/ago	coca II	Hymenoptera/Vespidae	spp.	3

1/set	coca II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	4
1/set	coca II	Hymenoptera	<i>Apis mellifera</i>	2
1/set	coca II	Hymenoptera/Vespidae	spp.	1
1/set	coca II	Hymenoptera/Apidae	spp.	2
2/set	coca II	Hymenoptera/Pteromalidae	spp.	2
2/set	coca II	Hymenoptera	<i>Apis mellifera</i>	1
2/set	coca II	Hymenoptera/Apidae	spp.	3
2/set	coca II	Hymenoptera/Vespidae	spp.	2
3/set	coca II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	1
3/set	coca II	Hymenoptera/Apidae	spp.	1
4/set	coca II	Hymenoptera/Pteromalidae	spp.	3
5/set	coca II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	1
				29
27/ago	coca II	Lepidoptera/Noctudae	spp.	2
28/ago	coca II	Lepidoptera/Noctudae	sp.	1
4/set	coca II	Lepidoptera/Noctudae	sp.	2
5/set	coca II	Lepidoptera/Noctudae	sp.	4
6/set	coca II	Lepidoptera/Noctudae	sp.	1
				10
2/set	coca II	Muscidae	<i>Hydrotaea nicholsoni</i>	1
29/ago	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	27
30/ago	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	2
31/ago	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	4
1/set	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	135
2/set	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	169
3/set	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	53
4/set	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	1
5/set	coca II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	2
29/ago	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	6
30/ago	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	19
31/ago	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	18
1/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	31
2/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	37
3/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	42
4/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	7
5/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
6/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
6/set	coca II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
28/ago	coca II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	1
1/set	coca II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	1
2/set	coca II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	5
3/set	coca II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	1
4/set	coca II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	1
30/ago	coca II	Muscidae	<i>Synthesiomyia nudiseta</i>	1
				570
28/ago	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	1
29/ago	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	17
1/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	10
2/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	10
3/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	4
3/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	4
4/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	2
5/set	coca II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	1

				49
28/ago	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	7
28/ago	coca II	Sarcophagidae	spp.	2
30/ago	coca II	Sarcophagidae	spp.	1
30/ago	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2
31/ago	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	5
1/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	66
1/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	3
1/set	coca II	Sarcophagidae	spp.	1
2/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	112
2/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	9
2/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	1
3/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	13
3/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	368
3/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	2
3/set	coca II	Sarcophagidae	spp.	2
4/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	94
4/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	9
4/set	coca II	Sarcophagidae	spp.	1
6/set	coca II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	5
6/set	coca II	Sarcophagidae	spp.	1
				704
3/set	coca II	Sepsidae	spp.	2
				2
5/set	coca II	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	1
				1
29/ago	coca II	Tachinidae	spp.	1
1/set	coca II	Tachinidae	spp.	1
2/set	coca II	Tachinidae	spp.	4
3/set	coca II	Tachinidae	spp.	1
4/set	coca II	Tachinidae	spp.	3
5/set	coca II	Tachinidae	spp.	1
				11
18/ago	tiro II	Asilidae	spp.	2
				2
10/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	5
11/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	2
12/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
23/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
24/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Cochliomyia macellaria</i>	1
10/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
11/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
12/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	17
13/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	6
14/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
15/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	43
17/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	99
22/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	1
23/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	2
24/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	12
9/ago	tiro II	Calliphoridae	<i>Chrysomya megacephala</i>	1
				200

15/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	1
15/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	1
16/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Hister sp.</i>	1
18/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	1
20/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Hister sp.</i>	1
20/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Necrobia rufipes</i>	1
20/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	3
24/ago	tiro II	Coleoptero	<i>Dermestes maculatus</i>	4
				13
10/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	1
11/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Melipona scutellaris</i>	1
13/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Apis mellifera</i>	1
15/ago	tiro II	Hymenoptera/Pteromalidae	spp.	1
15/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	1
15/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Agelaia pallipes</i>	1
17/ago	tiro II	Hymenoptera/Pteromalidae	spp.	1
17/ago	tiro II	Hymenoptera/Formicidae	spp.	1
17/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	2
18/ago	tiro II	Hymenoptera	spp.	1
19/ago	tiro II	Hymenoptera/Pteromalidae	spp.	1
22/ago	tiro II	Hymenoptera	<i>Trigona spinipes</i>	1
				13
13/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
15/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
17/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	17
18/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	5
19/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
21/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
22/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
25/ago	tiro II	Lepidoptera/Noctuidae	spp.	1
				28
12/ago	tiro II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	12
15/ago	tiro II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	25
17/ago	tiro II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	22
22/ago	tiro II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	98
24/ago	tiro II	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	39
10/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	2
11/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	6
12/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	15
13/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
14/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	11
15/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	3
17/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
20/ago	tiro II	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i>	1
18/ago	tiro II	Muscidae	<i>Sarcopromusca pruna</i>	1
				239
8/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	1
9/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	5
10/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	40
11/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	352
12/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	74
13/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	77
14/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	148

15/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	202
17/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	160
18/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	15
19/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	71
20/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	47
21/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	34
22/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	47
23/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	8
24/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	120
26/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	7
27/ago	tiro II	Otitidae	<i>Euxesta sp.</i>	4
				1412
11/ago	tiro II	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>	3
				3
9/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
9/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	1
10/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	1
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	100
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Tricharae (Sarcophagula) sp.</i>	2
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	3
11/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia avuncula</i>	1
12/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	22
12/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
13/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	3
14/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	10
15/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	25
18/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	83
18/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	3
18/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	8
18/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	1
18/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Tricharae (Sarcophagula) sp</i>	2
19/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Ravinia belforti</i>	2
19/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
19/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	21
20/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	26
20/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Sarcodexia lambens</i>	1
21/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	40
21/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Tricharaea (Sarcophagula) sp.</i>	2
22/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	26
22/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
23/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	6
24/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	27
24/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia avuncula</i>	1
26/ago	tiro II	Sarcophagidae	spp.	1
26/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	33
27/ago	tiro II	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia thornax</i>	5
				463
10/ago	tiro II	Syrphidae	<i>Allegrapta obliqua</i>	1
24/ago	tiro II	Syrphidae	<i>Allegrapta obliqua</i>	1
10/ago	tiro II	Syrphidae	<i>Ornidia obesa</i>	1
				3

15/ago	tiro II	Tabanidae	spp.	1
				1
10/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	7
11/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	5
15/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	6
17/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	2
18/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	7
19/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	7
20/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	21
21/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	13
22/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	15
24/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	3
26/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	3
27/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	1
29/ago	tiro II	Tachinidae	spp.	2
				92

Tabela 16 – Frequência e comparação entre os adultos capturados nas carcaças CII e TII (experimentos de inverno/2008)

ESPÉCIE	Criados Carcaça Coca II = 18532		Criados Carcaça Tiro II = 19789 indivíduos	
	quantidade	%	quantidade	%
<i>Chrysomya albiceps</i>	17391	93,84	19539	98,73
<i>Chrysomya putoria</i>	76	0,41	44	0,22
<i>Fannia scalaris</i>	12	0,06	0	0
<i>Ophyra aenescens</i>	139	0,75	13	0,06
Pteromalidae	718	3,88	103	0,52
Coleoptera	12	0,06	3	0,02
Sarcophagidae	0	0,00	21	0,11
<i>Hemilucilia semidiaphana</i>	0	0,00	22	0,11
<i>Cochliomyia macellaria</i>	155	0,84	5	0,03
<i>Euxesta</i> sp	26	0,14	39	0,2
<i>Chrysomya megacephala</i>	2	0,01	0	0
Tachinidae	1	0,01	0	0
<i>Total</i>	18532	100,00	19789	100,00

Tabela 17 – Frequência dos imaturos de *Chrysomya albiceps* criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.

<i>Chrysomya albiceps</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Calliphoridae (<i>Chrysomya albiceps</i>) Frequência dos imaturos coletados entre os dias 10 (1ª postura) e 25 de agosto/08 no porco Tiro II (TII) e entre 29/8 (1ª postura) e 07/09 no porco coca II (CII)																		
	dia coleta	10/ ago	15/ ago	16/ ago	17/ ago	18/ ago	19/ ago	20/ ago	24/ ago	29/ ago	3/ set	4/ set	5/set	6/ set	7/set	total e % de emergências			
	porco TII 1ª postura									CII - 1ª	CII	CII	CII	CII	CII	TII	%	CII	%
4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1	0	0	0	4	0,023
5	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	46	218	53	1	0,005	317	1,823	
6	0	0	160	0	0	0	0	0	0	0	4	540	147	15	160	0,819	706	4,06	
7	0	165	1197	324	8	0	0	0	0	1	40	1146	340	1	1694	8,67	1528	8,786	
8	0	1867	2040	893	1	0	0	0	0	25	218	2894	94	0	4801	24,571	3231	18,578	
9	0	4659	1396	85	1	0	0	0	0	2	292	2329	4	0	6141	31,429	2627	15,106	
10	0	1407	1507	21	0	0	0	0	0	0	41	2107	2	0	2935	15,021	2150	12,363	
11	0	596	438	0	35	0	0	0	0	0	3	2384	0	0	1069	5,471	2387	13,725	
12	0	576	418	0	0	0	0	0	0	0	0	2669	0	0	994	5,087	2669	15,347	
13	0	425	456	0	0	0	0	0	0	0	0	1157	0	0	881	4,509	1157	6,653	
14	1	201	201	0	0	0	0	0	0	0	0	341	0	0	403	2,063	341	1,961	
15	19	128	63	0	0	0	0	0	0	0	0	209	0	0	210	1,075	209	1,202	
16	36	73	28	0	0	0	0	0	3	0	0	34	0	0	137	0,701	37	0,213	
17	2	61	16	0	0	0	0	0	5	0	0	5	0	0	79	0,404	10	0,057	
18	1	11	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0	0	12	0,062	4	0,023	
19	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,005	0	0	
20	11	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	12	0,062	0	0	
21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
22	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	0,041	0	0	
23	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
24	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
26	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,005	0	0	
27	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
29	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0	0	0	14	0,0805	
TOTAL	78	10170	7921	1323	45	0	1	1	10	28	598	15880	806	69	19539	100	17391	100	

Tabela 18 – Frequência de imaturos de *Chrysomya putoria* criados nos porcos CII e TII em agosto e setembro 2008.

<i>Chrysomya putoria</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Calliphoridae (<i>Chrysomya putoria</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca II (CII) e Tiro II (TII)										
	dia coleta= 15/ago	16/ago	17/ago	4/set	5/set	6/set	7/set	total e % de emergências			
	porco = TII	TII	TII	CII	CII	CII	CII	TII	%	CII	%
5	0	0	0	0	1	1	1	0	0	3	3,95
6	0	2	0	1	1	4	1	2	4,55	7	9,21
7	0	4	6	0	1	5	0	10	22,72	6	7,9
8	0	4	7	1	8	1	0	11	25	10	13,16
9	13	2	3	1	5	0	0	18	40,91	6	7,9
10	2	0	0	0	19	0	0	2	4,55	19	25
11	1	0	0	0	4	1	0	1	2,27	5	6,58
12	0	0	0	0	10	0	0	0	0	10	13,16
13	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	2,63
14	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1,31
15	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1,31
16	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1,31
29	0	0	0	0	5	0	0	0	0	5	6,58
TOTAL	16	12	16	3	59	12	2	44	100	76	100

Tabela 19 – Frequência de imaturos de Pteromalidae criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.

Pteromalidae (Hymenoptera) Período em dias (Emergência-Coleta)	Pteromalidae (Hymenoptera) criada nas carcaças de porcos CII e TII										
	16/ago	19/ago	3/set	4/set	5/set	6/set	7/set	total e % de emergências			
	TII	TII	CII	CII	CII	CII	CII	TII	%	CII	%
20	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0,28
25	0	5	0	0	0	52	0	5	4,86	52	7,24
26	7	0	0	0	102	0	0	7	6,8	102	14,21
27	0	0	0	0	162	51	0	0	0	213	29,66
28	91	0	0	0	0	31	0	91	88,34	31	4,32
29	0	0	0	0	40	75	0	0	0	115	16,02
30	0	0	0	0	69	8	0	0	0	77	10,72
31	0	0	0	30	7	0	0	0	0	37	5,15
32	0	0	3	0	0	41	0	0	0	44	6,13
33	0	0	0	0	45	0	0	0	0	45	6,27
TOTAL	98	5	3	30	425	258	2	103	100	718	100

Tabela 20 – Frequência de imaturos de *Cochliomyia macellaria* criados nos porcos CII e TII em agosto/setembro de 2008.

<i>Cochliomyia macellaria</i> Período em dias (Emergência-Coleta)	Calliphoridae (<i>Cochliomyia macellaria</i>) Frequência dos imaturos criados nos porcos coca II (CII) e Tiro II (TII)									
	Dia da coleta = 15/ago	17/ago	3/set	4/set	6/set	7/set	total e % de emergências por período			
	Porco=TII	TII	CII	CII	CII	CII	TII	%	CII	%
4	0	0	0	0	2	0	0	0	2	1,29
5	0	0	0	3	1	8	0	0	12	7,74
6	0	1	3	66	0	0	1	20	69	44,52
7	0	0	67	4	0	0	0	0	71	45,8
8	4	0	1	0	0	0	4	80	1	0,65
TOTAL	4	1	71	73	3	8	5	100	155	100