

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

Instituto de Ciências Biomédicas

Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas

**ENTOMOFAUNA DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE MÉDICO-LEGAL EM
DOIS AMBIENTES DE ÁREA RURAL DE UBERLÂNDIA-MG.**

Lucas Silva de Faria

Uberlândia - MG

Julho – 2013

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

Instituto de Ciências Biomédicas

Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas

**ENTOMOFAUNA DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE MÉDICO-LEGAL EM
DOIS AMBIENTES DE ÁREA RURAL DE UBERLÂNDIA-MG.**

Dissertação apresentada ao Colegiado
do Programa de Pós-Graduação em
Imunologia e Parasitologia Aplicadas
como requisito parcial para obtenção
do título de Mestre.

Lucas Silva de Faria

Orientador: Prof. Dr. Júlio Mendes

Uberlândia - MG

Julho – 2013

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

F224e Faria, Lucas Silva de, 1988-
2013 Entomofauna de potencial interesse forense médico-legal em dois
ambientes de área rural de Uberlândia-MG / Lucas Silva de Faria. – 2013.
82 p. : il.

Orientador: Júlio Mendes.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia,
Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas.
Inclui bibliografia.

1. Imunologia - Teses. 2. Entomologia forense - Teses. 3. Díptero -
Teses. 4. Coleóptero - Teses. I. Mendes, Júlio. II. Universidade Federal
de Uberlândia. Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitolo-
gia Aplicadas. III. Título.

CDU: 612.017



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
Instituto de Ciências Biomédicas

Programa de Pós-graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas
E-Mail: coipa@ufu.br - Telefax: www.imunoparasito.ufu.br (034)3218-2333
Av. Pará 1720 - Campus Umuarama 38400-902 Uberlândia MG



Lucas Silva de Faria

“ENTOMOFAUNA DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE MÉDICO-LEGAL EM DOIS AMBIENTES DE ÁREA RURAL DE UBERLÂNDIA-MG”

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas da Universidade Federal de Uberlândia, para a obtenção do título de Mestre.

Área de concentração: Imunologia e Parasitologia Aplicadas.

Banca Examinadora:

Uberlândia, 17 de julho de 2013.

Margareth M. de C. Queiroz

Profª. Dra. Margareth Maria de Carvalho Queiroz – FIOCRUZ/IOC/RJ

Cecília Lomônaco de Paula

Profª. Dra. Cecília Lomônaco de Paula – ICBIM/UFU

Júlio Mendes

Prof. Dr. Júlio Mendes (orientador) – ICBIM/UFU

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pela manutenção da força de vontade, saúde e perseverança durante todos os momentos difíceis. Pela oportunidade de ter convivido em meio a pessoas que me fizeram crescer intelectualmente e moralmente.

À minha família, especialmente ao meu pai Rubens e mãe Maria Rita, pelo exemplo do trabalho e humildade acima de todas as coisas, pela honestidade, união e amor vivenciados durante todos esses anos de vida. E à minha irmã Luíza, pela companhia, amizade e bons momentos durante a infância e adolescência.

Aos meus irmãos/amigos Tolomelli, Bigode, Cícero, Goiandira, Bruno, João Paulo, Guilherme e Henrique pelo companheirismo, por terem feito parte integralmente da minha nova vida em Uberlândia, por terem sido amigos exemplares, irmãos de coração que compartilharam o mesmo teto, o alimento de cada dia, os momentos mais divertidos e as lembranças que ficarão pra sempre guardadas no meu coração.

Às companheiras de laboratório, em especial à Maria Lígia, Fernanda, Vanessa, Giseli, Laís, Cínthia, Manuela, Julie e Eloá. Por todos os momentos compartilhados, sempre repletos de alegria e descontração. Por terem participado ativamente do desenvolvimento de vários trabalhos e pela ajuda amiga nos momentos necessários.

Aos companheiros e amigos feitos durante o curso de Mestrado, em especial ao Célio, Mário, Priscila, Ana Luíza, Loiane, Daniela, Júlia e Natália, por terem sido pessoas companheiras nas dificuldades, por nunca terem negado ajuda nos momentos difíceis, por terem agido sempre de boa vontade e por compartilharmos momentos de alegrias.

Ao Professor Dr. Júlio Mendes, pela orientação, pelo exemplo de pesquisador ético, objetivo, dedicado e responsável, por ter disponibilizado tanto tempo e nos proporcionado grande aprendizado. À técnica Sheila, pelos momentos de trabalho, companheirismo e ajuda nos momentos mais difíceis, por ter sido uma segunda mãe, sempre disposta a ajudar e aconselhar no caminho do bem.

Aos membros que estiveram presentes na avaliação do trabalho, pela disposição e contribuição para o melhoramento do mesmo, em especial à Profa. Dra. Cecília Lomônaco de Paula, Profa. Dra. Margareth M. C. Queiroz, Profa. Dra. Solange Cristina Augusto e Profa. Dra. Júlia Maria Costa Cruz.

À Universidade Federal de Uberlândia, aos professores do Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas, aos técnicos administrativos e laboratoriais e à CAPES, por terem representado a base necessária para a concretização deste trabalho.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	7
2. OBJETIVOS.....	13
2.1 Objetivo Geral.....	13
2.2 Objetivos Específicos.....	13
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	14
3.1 Caracterização das Áreas Estudadas.....	14
3.2 Montagem do Experimento.....	15
3.3 Monitoramento do Processo de Decomposição e Coletas dos Imaturos e Imagos.....	17
3.4 Análises Faunística e Estatística.....	19
4. RESULTADOS.....	20
4.1 Condições Climáticas.....	20
4.2 Estágios de Decomposição.....	22
4.3 Análises Estatísticas.....	23
4.4 Índices Faunísticos.....	24
4.5 Insetos Atraídos.....	25
4.6 Insetos Emergidos.....	48
5. DISCUSSÃO.....	54
5.1 Influência dos Fatores Climáticos no Processo de Decomposição.....	54
5.2 Insetos Atraídos: Potenciais Indicadores Forenses, Ambientais e de Sazonalidade.....	55
5.3 Insetos Emergidos: Potenciais Indicadores Forenses, Ambientais e de Sazonalidade.....	61
6. CONCLUSÕES.....	64
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	65
8. ANEXOS.....	77

RESUMO

Estudos sobre a diversidade e a biologia de insetos colonizadores de carcaças de animais e cadáveres humanos em decomposição têm aumentado gradativamente e contribuído para o desenvolvimento da Entomologia Forense no Brasil. Estes estudos geram informações que, aliadas ao conhecimento dos diversos fatores abióticos e ambientais de cada região, podem ajudar na determinação do intervalo-pós-morte (IPM) e na obtenção de outras informações de importância na medicina legal. O presente trabalho visa obter dados referentes à entomofauna de potencial interesse forense em dois ambientes distintos de uma área rural, durante duas estações do ano predominantes em Uberlândia-MG. Os ambientes estudados foram áreas de pastagem e de floresta estacional semidecidual, ambos de grande extensão territorial e de importâncias econômica e ecológica na região. As coletas foram realizadas durante as estações seca e chuvosa de 2010. O estudo enfatizou a diversidade, a abundância relativa das espécies e o padrão de sucessão entomológica ao longo da decomposição de carcaças suínas (*Sus scrofa*, L.) expostas em cada ambiente e estação do ano. Foram utilizadas oito carcaças suínas (10±2 kg) em todo o experimento e foram coletados todos os insetos adultos e imaturos que estiveram presentes nas armadilhas ao longo do processo de decomposição das carcaças. Um total de 92.489 insetos adultos foi coletado nas armadilhas e 32.577 insetos emergiram em laboratório a partir das formas imaturas coletadas abaixo das carcaças. Dentre os insetos atraídos, a ordem Diptera foi a mais abundante (92,22%), seguida por Coleoptera (4,40%), Hemiptera (1,92%), Lepidoptera (0,91%) e Hymenoptera (0,55%). Dípteros e coleópteros foram os principais grupos considerados com importância forense pelo grande número de espécies que utilizaram as carcaças como substrato de criação. Várias destas espécies são consideradas potenciais indicadoras de IPM como: *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya putoria*, *Hemilucilia segmentaria*, *Ophyra aenescens*, *Peckia (Pattonella) intermutans*, *Hermetia illuscens*, *Dermestes maculatus* e *Necrobia rufipes*. As carcaças suínas atraíram uma grande diversidade de insetos e várias espécies foram consideradas indicadoras de ambiente e sazonalidade.

Palavras-chave: Entomologia Forense; Área Rural; Diptera; Coleoptera; IPM.

ABSTRACT

Studies on the diversity and biology of insects colonizing animal carcasses and human corpses decaying, have gradually increased and contributed to the development of forensic entomology in Brazil. These information associated with the various abiotic factors and environmental conditions of each region, can help in determining the postmortem interval (PMI) and obtain other information of importance in forensic medicine. This work aims to obtain data on the insect fauna of potential forensic interest in two different environments of a rural area during two seasons prevailing in Uberlândia-MG. The two environments studied were a pasture and fragment of semideciduous forest. Samples were collected during the dry and rainy seasons of 2010. The study emphasizes the diversity, relative abundance of species and entomological succession along the decomposition of pig carcasses (*Sus scrofa* L.) exposed in each environment and season. Eight pig carcasses (10±2 kg) were used in the experiment and adult and immature insects that were present in the traps were collected along the decomposition process of carcasses. A total of 92.489 adult insects were collected in traps and 32.577 insects emerged in the laboratory from immature forms collected. Among the insects attracted, the order Diptera was the most abundant (92,22%), followed by Coleoptera (4,40%), Hemiptera (1,92%), Lepidoptera (0,91%) and Hymenoptera (0,55%). Diptera and Coleoptera were the main groups considered of forensic importance by the large number of species that used the carcasses as breeding substrate. Several of these species are considered potential indicators of PMI as *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya putoria*, *Hemilucilia segmentaria*, *Ophyra aenescens*, *Peckia* (*Pattonella*) *intermutans*, *Hermetia illuscens*, *Dermestes maculates* and *Necrobia rufipes*. The pig carcasses attracted a wide variety of insects and several species were considered potential indicators of environment and seasonality.

Keywords: Forensic Entomology; Rural Area, Diptera; Coleoptera; PMI.

1. Introdução

Muitas espécies animais utilizam a matéria orgânica animal em decomposição como substrato alimentar temporário (OLIVEIRA-COSTA, 2003). Na ausência de vertebrados, os insetos necrófagos são os principais responsáveis pela decomposição de carcaças ou cadáveres expostos ao ar livre (CAMPOBASSO; DI VELLA; INTRONA, 2001; MARCHENKO, 2001). Utilizam a matéria orgânica em decomposição como fonte de proteínas para o desenvolvimento ovariano das fêmeas adultas ou para o desenvolvimento de suas larvas (MENDES, LINHARES, 1993).

Os insetos atraídos pela matéria orgânica em decomposição podem ser divididos em quatro categorias. Adultos e/ou imaturos de **necrófagos (1)** se alimentam dos tecidos em decomposição, como os dípteros (Sarcophagidae, Muscidae e Calliphoridae), coleópteros (Silphidae e Dermestidae) e lepidópteros (Tineidae e Pyralidae). Entre os **onívoros (2)**, estão himenópteros (formigas e vespas) e alguns coleópteros, que se alimentam tanto das carcaças quanto da fauna a elas associada. No terceiro grupo estão os **parasitas e predadores (3)**. Os parasitas utilizam as reservas dos colonizadores normais da carcaça para o seu próprio desenvolvimento e os predadores alimentam-se tanto de estágios imaturos quanto de imagos. São representantes desses grupos os coleópteros (Silphidae, Staphylinidae e Histeridae), dípteros (Calliphoridae e Muscidae), ácaros (Macrochelidae, Parasitidae e Parholapidae), himenópteros e dermápteros. Os **acidentais (4)**, se encontram na carcaça por acaso, como aranhas, centopéias, alguns lepidópteros, ácaros etc. (KEH, 1985).

Dentre os principais grupos de insetos relacionados ao processo de decomposição das carcaças animais e cadáveres humanos, destacam-se os representantes das ordens Diptera e Coleoptera, e ainda outros grupos que ocorrem em menor frequência como Lepidoptera, Hymenoptera, Hemiptera, Isoptera e Dermaptera (OLIVEIRA-COSTA, 2003).

A Entomologia Forense é a ciência que aplica o conhecimento sobre os insetos e outros artrópodes a procedimentos legais (CATTS; GOFF, 1992). LORD & STEVENSON (1986) a divide em três categorias: a **Urbana (1)**, envolvendo ações judiciais relacionando artrópodes ao ambiente doméstico; a de **Produtos Estocados (2)**, que envolve a contaminação por insetos em produtos comerciais em estoque; e a **Médico-legal (3)**, que trata do envolvimento dos artrópodes em eventos criminais como assassinatos, suicídios e estupros.

Por meio da análise da ocorrência dos insetos é possível obter informações que contribuem com investigações sobre tráfico de entorpecentes, maus tratos e morte violenta.

Tais informações podem ser úteis para o conhecimento da causa da morte, identidade do morto, local do crime e, principalmente, o intervalo pós-morte - IPM, que é o intervalo de tempo entre a morte e o momento em que o cadáver foi encontrado (OLIVEIRA-COSTA, 2003). Para a estimativa do IPM, é importante o conhecimento do tempo de duração de cada estágio de desenvolvimento dos insetos indicadores, associado a parâmetros abióticos, como temperatura e umidade dos variados ambientes (CATTS; GOFF, 1992). Dessa forma, sua aplicação na solução de casos criminais depende de estudos sobre taxonomia, biologia, ciclo de vida e ecologia desses insetos potenciais indicadores forenses (PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO, 2008).

Durante o processo de decomposição, as carcaças de animais/cadáveres passam por cinco estágios (BORNEMISSZA, 1957), cujas durações podem variar de acordo com cada ambiente e determinadas condições climáticas:

1. Estágio de decomposição inicial ou carcaça recente: a carcaça apresenta-se fresca externamente e em decomposição internamente pela atividade bacteriana, de protozoários e nematódeos presentes no animal antes de sua morte. O estágio dura desde a morte do animal até o início do inchaço;
2. Estágio de putrefação ou inchaço: a carcaça acumula gases produzidos internamente, acompanhada da liberação de odor de putrefação fresca e tem duração até o rompimento da pele;
3. Estágio de putrefação escura ou decomposição ativa: inicia-se com o rompimento da pele, geralmente do abdome, com o consequente escape de gases da putrefação. O período é marcado pela redução do volume da carcaça e pela desintegração progressiva dos tecidos internos. Ocorre intensa atividade larval e liberação de odor muito forte.
4. Estágio de fermentação ou decomposição avançada: ocorre um ressecamento da parte externa da carcaça, com poucos restos frescos e com pequena atividade larval.
5. Estágio final ou seco: período com baixa ou nenhuma atratividade para os insetos, caracterizado pela exposição de alguns ossos, enrijecimento da pele e decomposição total dos tecidos moles internos.

Os dípteros consistem em uma ordem bastante diversificada e muitos deles são atraídos a carcaças/cadáveres logo após a morte dos animais, estimulados pelos odores liberados pela decomposição orgânica (CAMPOBASSO; DI VELLA; INTRONA, 2001). As

principais famílias apontadas com potencial interesse forense são: Calliphoridae, Sarcophagidae e Muscidae, além de outras frequentemente associadas à decomposição de carcaças animais e cadáveres humanos como Fanniidae, Stratiomyidae, Phoridae, Sepsidae e Otitidae (CAMPOBASSO; DI VELLA; INTRONA, 2001; OLIVEIRA-COSTA; MELLO-PATIU; LOPES, 2001; OLIVEIRA-COSTA, 2003; PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO, 2008).

As espécies de Calliphoridae, exceto as da subfamília Mesembrenellinae, são moscas de coloração escura com reflexos metálicos azulados, esverdeados, violáceos ou cúpricos, principalmente na região do abdome, conhecidas popularmente por moscas varejeiras (BUZZI, 1994; LENKO; PAPAVERO, 1996). Os califorídeos são moscas ovíparas, cujas larvas possuem hábitos biontófagos ou necrófagos, podendo nutrir-se de matéria orgânica, vegetal ou animal, em decomposição. Podem provocar miíases obrigatórias ou facultativas e veicularem enteropatógenos como vírus, bactérias, helmintos etc. As miíases assumem grande importância na saúde animal e humana, com infestações na maioria das vezes, em regiões expostas do corpo de indivíduos com hábitos precários de higiene, baixo nível de instrução, pacientes com distúrbios psiquiátricos, etilistas, diabéticos ou imunodeprimidos (BAUMHOVER, 1966; FURLANETTO *et al.*, 1984; MARQUEZ; MATTOS; NASCIMENTO, 2007).

Os indivíduos pertencentes à família Sarcophagidae caracterizam-se pela coloração acinzentada ou amarronzada, pela presença de três faixas pretas dispostas longitudinalmente no mesonoto e pelo abdômen axadrezado com manchas prateadas e acinzentadas (CARVALHO; MELLO-PATIU, 2008). É um grupo altamente diverso, com cerca de 2600 espécies descritas (PAPE, 1996; BARROS; MELLO-PATIU; PUJOL-LUZ, 2008) e de difícil identificação. Por isso há um número restrito de especialistas e de estudos referentes a este grupo (SALVIANO *et al.*, 1996; CARVALHO; LINHARES, 2001; CARVALHO; MELLO-PATIU, 2008).

A família Muscidae apresenta distribuição cosmopolita com mais de 4000 espécies identificadas. Reune moscas geralmente pequenas, de coloração escura, amarronzada, verde e azul metálico (OLIVEIRA-COSTA, 2003). Possuem a capacidade de utilizar diferentes tipos de substratos para alimentação (D'ALMEIDA; ALMEIDA, 1998). Também é conhecida por ter espécies com potencial na veiculação de patógenos como enterobactérias e ovos de helmintos (GREENBERG; KLOWDEN, 1972; THYSSEN *et al.*, 2004 ; OLIVEIRA *et al.*, 2006).

Os Coleópteros destacam-se por ser a segunda ordem de maior interesse forense, representados principalmente pelas famílias Cleridae, Dermestidae, Histeridae, Scarabaeidae, Staphylinidae e Silphidae (OLIVEIRA-COSTA, 2003; PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO, 2008), além das famílias Cantharidae, Carabidae, Cerambycidae, Cholevidae, Nitidulidae, Trogostidae e Trogidae também associadas à matéria orgânica em decomposição (OLIVEIRA-COSTA, 2003). A ordem Coleoptera é caracterizada por ser a mais diversa ordem de insetos com cerca de 40% de todas as espécies descritas (LAWRENCE; BRITTON, 1991) e compreende indivíduos de hábitos fitófagos, predadores e necrófagos (GOMES, 2010). As espécies necrófagas ocorrem em estágios de decomposição mais avançados. E as espécies predadoras ocorrem simultaneamente com os dípteros, em virtude da alimentação de suas formas larvais (HANSKY, 1987; OLIVEIRA-COSTA, 2003). Representam a maior, e às vezes a única evidência entomológica durante os estágios de decomposição avançados (MISE; ALMEIDA; MOURA, 2007).

Pesquisas realizadas em vários países acumulam informações sobre os insetos associados ao processo de decomposição de carcaças de animais e cadáveres. Essas informações têm permitido a aplicação da Entomologia Forense Médico-Legal em vários deles (CATTS; GOFF, 1992; WOLFF *et al.*, 2001; MARTINEZ; DUQUE; WOLFF, 2007). A interferência da comunidade de insetos no processo de decomposição vem sendo investigada com maior frequência utilizando-se animais modelos (porcos, cachorros, gatos, ratos e pássaros) e mais raramente cadáveres humanos. Dentre os animais modelos, os suínos têm sido utilizados com frequência em trabalhos recentes, pelo fato de serem onívoros, apresentarem a flora intestinal, a pele e a taxa de decomposição, parecidos com os humanos (CAMPOBASSO; DI VELLA; INTRONA, 2001). A utilização de cadáveres humanos em pesquisas associadas à Entomologia Forense vem sendo aplicada principalmente na Universidade do Tennessee (EUA) no Anthropology Research Facility (ARF), que desde 1980 desenvolve pesquisas com vítimas de homicídios, cadáveres não identificados e doados para a aplicação da ciência (RODRIGUEZ; BASS, 1983; MANN; BASS; MEADOWS, 1990).

No Brasil, o marco inicial da Entomologia Forense está associado ao trabalho sobre a primeira coleção de insetos necrófagos e resultados de investigações, em grande parte, obtidas em estudos com cadáveres humanos e de pequenos animais (FREIRE, 1914 *apud* PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO, 2008). Trabalhos sistemáticos sobre Entomologia Forense abordando estudos sobre a diversidade, ecologia, taxonomia e sucessão da fauna

cadavérica foram desenvolvidos em maior escala após a década de 80 (SOUZA; LINHARES, 1997; MOURA; CARVALHO; MONTEIRO-FILHO, 1997; CARVALHO; MELLO-PATIU, 2008). Comparado a outros países, o Brasil apresenta condições climáticas diferentes e grande extensão territorial, gerando a necessidade de desenvolver pesquisas nas suas várias regiões e biomas com esta abordagem para aplicação na Entomologia Médico-Legal (OLIVEIRA-COSTA, 2003).

Mesmo com o aumento do número de trabalhos publicados sobre o tema no Brasil, ainda há várias questões que precisam ser abordadas, como a falta de integração entre os trabalhos acadêmicos e a casuística dos profissionais das polícias judiciárias, a falta de protocolos de padronização durante a coleta de evidências entomológicas e dos dados físicos do ambiente, da preservação, do transporte e da criação das formas imaturas, e a validação dos dados obtidos a partir de diferentes experimentos sobre a biologia dos insetos (PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO, 2008). A interação entre trabalhos acadêmicos e a aplicação dos conhecimentos podem resultar em contribuições importantes, principalmente na documentação da entomofauna associada ao processo de decomposição de cadáveres humanos (OLIVEIRA-COSTA, 2003; OLIVEIRA-COSTA; MELLO-PATIU, 2004; ANDRADE *et al.*, 2005; PUJOL-LUZ *et al.*, 2006).

PUJOL-LUZ; ARANTES; CONSTANTINO (2008) citam como metas e diretrizes da Entomologia Médico-Legal no Brasil, além dos estudos básicos sobre taxonomia, biologia e ecologia dos insetos de interesse forense, a necessidade da construção de um banco de dados com informações sobre a distribuição geográfica de cada espécie, sobre os padrões de sucessão da fauna cadavérica em cada região e da preparação de coleções de referência, para uso em rotinas de identificação de espécies.

O estudo da fauna cadavérica consiste na ferramenta forense mais importante da Entomologia Médico-Legal, contribuindo para a estimativa do IPM (CATTS; GOFF, 1992). Quando os insetos associados aos cadáveres se encontram na fase de ovo, larva, ou ainda danificados, as identificações ao nível de espécie podem ser comprometidas e consequentemente afetar a investigação criminal (OLIVEIRA-COSTA, 2003). Técnicas de análise molecular como a PCR (reação em cadeia da polimerase), têm sido utilizadas para minimizar as dificuldades com as identificações dos insetos necrófagos, através da amplificação de pequenos fragmentos de DNA extraídos das amostras presentes nos cadáveres (BENECKE, 1998; THYSSEN *et al.*, 2005).

Os insetos também podem gerar dados relevantes para a Entomotoxicologia, que aplica o estudo dos insetos necrófagos na identificação de drogas ou toxinas presentes em um tecido em decomposição (INTRONA; CAMPOBASSO; GOFF, 2001). Dessa forma, a análise dos indivíduos encontrados no cadáver, pode servir não apenas para a estimativa do IPM e como indicador forense, mas também na identificação de drogas ou substâncias estimulantes, soníferas e antidepressivas (BEYER; ENOS; STAJIC, 1980).

Recentemente, na região de Uberlândia-MG, foram estudados padrões de sucessão entomológica com carcaças de suínos (*Sus scrofa*) em decomposição em duas áreas distintas de cerrado (ROSA *et al.*, 2009; ROSA *et al.*, 2011) e com carcaças de roedores (*Rattus norvegicus*) na área urbana da cidade (BEUTER *et al.*, 2012). O conhecimento da fauna associada a carcaças requer estudos nos vários ambientes predominantes de uma região. Assim, estudos dessa natureza em área agropastoril, permitirão complementar o conhecimento sobre essa fauna em ambientes que apresentam grande representação territorial não só nesta região, mas em todo o país.

No presente trabalho procurou-se conhecer a entomofauna de interesse na Entomologia Médico-Legal em área rural, que é de grande importância econômica e de grande extensão territorial na região de Uberlândia-MG. Consiste em uma contribuição para a complementação de trabalhos realizados em outros ambientes naturais e antrópicos desta região. Dessa forma, será possível conhecer espécies indicadoras forenses de IPM, de localização e de sazonalidade para os ambientes estudados.

2. Objetivos

2.1 - Geral

O objetivo deste trabalho foi de realizar um levantamento da entomofauna associada ao processo de decomposição de carcaças suínas (*Sus scrofa*), em dois ambientes de área rural, compostos por pastagens e fragmentos de floresta estacional semidecidual (FES) em Uberlândia-MG.

2.2 - Específicos

- Verificar se os fatores abióticos influenciam a duração do processo de decomposição das carcaças de *Sus scrofa*;
- Comparar a riqueza de insetos e os padrões de sucessão entomológica nas carcaças durante o período chuvoso (verão) e seco (inverno) do ano;
- Acompanhar o processo de decomposição das carcaças em áreas de pastagens e de floresta estacional semidecidual nos diferentes períodos;
- Identificar as principais espécies de interesse forense nos dois ambientes de área rural de Uberlândia-MG e nos períodos do ano.

3. Material e Métodos

3.1 – Caracterização das áreas estudadas

Os experimentos foram desenvolvidos na Fazenda Experimental do Glória (FEG), situada a 12 km do centro da cidade de Uberlândia, MG e à cerca de 2 km da área urbana (Latitude 18°57' S e Longitude 48°12' O). A fazenda pertence à Universidade Federal de Uberlândia (UFU) e apresenta área de 685 hectares, destinados a atividades agropastoris e à preservação de uma reserva de floresta estacional semidecidual com cerca de 30 hectares (ARAÚJO & HARIDASSAN, 2005).

Os experimentos foram desenvolvidos em dois ambientes: pastagens marcadas pela presença de gramíneas forrageiras (*Brachiaria brizantha*, Grisebach), com incidência de luz solar direta sobre a vegetação ao nível do solo (Figura 1) e área de floresta estacional semidecidual (FES) com vegetação arbórea predominante, destinada à área de preservação permanente (APP) da fazenda. A floresta é composta de formações naturais heterogêneas, em transição gradativa com uma mata de galeria em seu limite inferior e transições abruptas com bordas artificiais compostas por pastagem em seu limite superior e lateral (LOPES *et al.*, 2011) (Figura 2).

A região de Uberlândia apresenta duas estações bem definidas: uma seca e mais fria, entre os meses de maio a setembro, e outra chuvosa e mais quente, entre outubro e março (ROSA; LIMA; ASSUNÇÃO, 1991). A precipitação pluvial anual e as médias diárias de temperatura oscilam em torno de 1.550 mm e 22°C, respectivamente (ROSA; LIMA; ASSUNÇÃO, 1991).



Figura 1 – Área de Pastagem da Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia – MG.



Figura 2 - Área de Floresta Estacional Semidecidual da Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

3.2 – Montagem do experimento

O estudo foi realizado em duas etapas; a primeira no período chuvoso (verão) e a segunda no período seco (inverno) do ano. Os locais de exposição das carcaças suínas (*Sus scrofa*) foram divididos em quatro pontos distintos, sendo dois pontos em cada ambiente estudado.

No ambiente de pastagem, foram expostas duas carcaças em pontos distintos, distantes aproximadamente 150 metros. Os dois locais de exposição foram denominados de **Ponto 1** para o experimento que representou o teste, e **Ponto 3** para o experimento que representou a réplica. No ambiente florestal, foram expostas duas carcaças em locais denominados de **Ponto 2** para o teste, e **Ponto 4** para a réplica do experimento (Figura 3).



Figura 3 – Pontos de coletas. A cruz verde representa os pontos do ambiente de pastagem, 1 e 3 e a cruz vermelha, representa os pontos do ambiente de mata, 2 e 4.

Durante as coletas foi mantido um termo-higrômetro em cada um dos dois ambientes de coleta e foram feitas coletas diárias da temperatura (atual, máxima e mínima) e umidade relativa do ar (atual, máxima e mínima) das duas áreas estudadas. Além dos dados referentes aos locais de coletas, os registros de precipitação pluvial e demais condições climáticas foram obtidos na Estação Meteorológica da Universidade Federal de Uberlândia (EMUFU), localizada na região urbana, situada a cerca de 6 km do local do experimento.

Os suínos foram adquiridos já abatidos em frigorífico/granja e suas carcaças foram colocadas em gaiolas de metal (80 x 60 x 40 cm) e levadas para os locais de exposição. Abaixo das gaiolas, foram colocadas bandejas com serragem, a fim de permitir as coletas diárias dos insetos imaturos e adultos não alados que abandonaram a carcaça após alimentação (Figura 4). Sobre as gaiolas, foram colocadas armadilhas com armação de metal de forma piramidal, com as dimensões de 1,80 m de altura e 1,40 m de largura em sua base. A armação foi coberta com organza branca para a retenção dos insetos adultos que visitaram a carcaça. Os insetos tiveram acesso às carcaças através de uma abertura de 30 cm de altura desde o solo até a base da parte coberta da armadilha e pelos espaços abertos nas grades da gaiola (Figuras 5 e 6).



Figura 4 – Detalhe da armadilha com a bandeja removível com serragem abaixo da carcaça, para a coleta das formas imaturas e insetos adultos de solo.



Figuras 5 e 6 - Armadilha piramidal sobre a carcaça suína (*Sus scrofa*, L.), em ambiente de mata na Fazenda Experimental do Glória, Uberlândia-MG.

3.3 - Monitoramento do processo de decomposição e coletas dos imaturos e imagos

As coletas eram realizadas diariamente entre às 13h00min e 14h00min, durante todo o processo de decomposição. Os insetos adultos foram retirados através da cobertura de organza com a remoção do tecido e com o auxílio de pinças entomológicas. Em seguida, foram mortos com éter etílico e mantidos separadamente em frascos com etanol 70% para posterior identificação. As formas imaturas foram coletadas juntamente com a serragem que foi trocada diariamente. A serragem coletada foi levada ao Laboratório de Entomologia Médica e Veterinária do Instituto de Ciências Biomédicas (ICBIM), da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), onde passou por uma triagem inicial para a retirada dos adultos não alados presentes nela. Em seguida, a serragem foi mantida em frascos no laboratório em temperatura

ambiente até a emergência dos imágos originários de imaturos nela presentes, que foram fixados em etanol 70% para posterior identificação.

Os insetos coletados foram identificados com o auxílio de chaves taxonômicas (MCALPINE 1981, 1987; CARVALHO; MOURA; RIBEIRO, 2002; CARVALHO & MELLO-PATIU, 2008; ALMEIDA & MISE, 2009; VAIRO, MELLO-PATIU; CARVALHO, 2011), através de comparações com os exemplares da coleção entomológica do Laboratório de Entomologia Médica e Veterinária – UFU e com a contribuição das pesquisadoras do Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro: Dra. Cátia Antunes de Mello-Patiu e Dra. Márcia Souto Couri, especialistas em taxonomia de dípteros das famílias Sarcophagidae e Muscidae, respectivamente.

O processo de decomposição dos suínos foi dividido em estágios de acordo com Bornemissza (1957), definido em: estágio I (fresco), estágio II (putrefação ou inchaço), estágio III (putrefação escura ou decomposição ativa), estágio IV (fermentação ou decomposição avançada) e estágio V (seco ou final) (Figuras 7-11). O encerramento de cada experimento ocorreu quando as carcaças já haviam passado pelos cinco estágios e não mais apresentavam atratividade para os insetos.



Figura 7 – Estágio Fresco (I).



Figura 8 – Estágio de Inchaço (II).



Figura 9 – Estágio de Decomposição Ativa (III).



Figura 10 – Estágio de Decomposição Avançada (IV).



Figura 11 – Estágio Seco (V).

3.4 – Análises Faunística e Estatística

Foram obtidas as frequências absolutas e relativas dos indivíduos coletados em cada ambiente e período do ano. A análise da diversidade das espécies atraídas pertencentes às principais famílias de interesse forense foi realizada através da utilização dos índices faunísticos de Shannon-Wiener e Pielou (ODUM, 1988).

O índice de Shannon mede o grau de incerteza em prever a que espécie pertencerá um indivíduo escolhido ao acaso em uma amostra com S espécies e N indivíduos. Quanto menor o valor do índice de Shannon, menor o grau de incerteza, e mais baixa é a diversidade da amostra (URAMOTO; WALDER; ZUCCHI, 2005). O índice é relativamente independente do tamanho da amostra e apresenta uma distribuição normal, contanto que N (tamanho da amostra) seja um número inteiro (ODUM, 1988). É calculado através da fórmula $H' = -\sum_{i=1}^S (p_i \ln p_i)$, onde p_i : frequência de cada espécie, para i variando de 1 a S (número de espécies).

O índice de uniformidade ou equitabilidade de Pielou (e) permite representar a uniformidade da distribuição dos indivíduos entre as espécies existentes. Apresenta valor de 0 (uniformidade mínima) a 1 (uniformidade máxima) e é definido por: $e = H' / \log S$, onde H' representa o valor do Índice de Shannon e S o número de espécies (ODUM, 1988).

A frequência absoluta dos principais grupos de importância forense em cada estação do ano e ambientes de estudo foi comparada com o teste de χ^2 (I.C. 95%), utilizando a abundância de insetos pertencentes às famílias da ordem Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae e Fanniidae e às famílias da ordem Coleoptera: Staphylinidae e Histeridae em cada estágio de decomposição (ZAR, 1999).

4. Resultados

4.1 – Condições climáticas

Os dados sobre as condições físicas dos ambientes em estudo mostram que as médias de temperatura, umidade relativa do ar e pluviosidade foram maiores durante o período chuvoso.

A área de pastagem apresentou temperaturas superiores à área de mata durante os dois períodos do ano. Por outro lado, as temperaturas mínimas mostraram-se inferiores na pastagem do que no ambiente de mata. Ainda sobre o ambiente de pastagem, foi verificada uma maior amplitude térmica quando comparado ao ambiente de mata, variando de 18,1°C a 37,4°C no período chuvoso e de 11,3°C a 36,9°C no período seco (Tabela 1).

O ambiente florestal apresentou maiores médias de umidade relativa do ar nos dois períodos de estudo, entretanto, as médias de umidade máxima foram maiores na pastagem durante o período chuvoso, provavelmente devido à ocorrência de precipitação diretamente sobre a vegetação herbácea e à falta da cobertura de árvores de grande porte.

Durante o período chuvoso, 48,5% dos dias apresentaram precipitação pluviométrica, enquanto que no período seco não ocorreu registro de precipitação em nenhum dos dias durante a realização do experimento (Tabela 1 e Figura 12). As maiores discrepâncias entre as condições físicas dos dois períodos de coletas foram observadas nas médias de umidade relativa do ar e na pluviosidade (Tabela 1 e Figura 12).

Tabela 1: Condições climáticas durante o período chuvoso e seco do ano de 2010, na Área 1 composta de pastagem e na Área 2 composta de mata semidecídua, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

	Período Chuvoso			Período Seco		
	Área 1 (Pastagem)	Área 2 (Mata)	Uberlândia ***	Área 1 (Pastagem)	Área 2 (Mata)	Uberlândia ***
Temperatura Média (°C)	31,4±3,6*	27,2±2,3*	24,7±3,2	33,6±3,2*	28,6±2,6*	23,2±4,6
Temperatura Máxima (°C)	37,4±2,7	28,8±2,0	29,7±1,8	36,9±3,3	30,7±3,3	29,2±2,3
Temperatura Mínima (°C)	18,1±1,2	19,9±0,8	20,8±0,9	11,3±3,9	13,3±3,4	17,5±2,5
Umidade Relativa (%)	37,1±14,7*	68,5±16,4*	68,3±16,3	17,7±5,2*	25,5±4,8*	38,6±14,4
Umidade Máxima (%)	96,4±14,4	93,6±5,0	85,6±8,0	20±16,0	66,6±9,5	56,9±11,3
Umidade Mínima (%)	26,2±3,4	54,7±14,4	46,2±11,5	13,9±2,1	20,4±4,1	22,3±5,8
Pluviosidade (mm)**	-	-	172,4	-	-	0

*- Médias das medidas obtidas no momento das coletas (Temperatura e Umidade Relativa atuais).

** - Pluviosidade acumulada durante todos os dias de coletas.

*** - Fonte: Estação Meteorológica da Universidade Federal de Uberlândia.

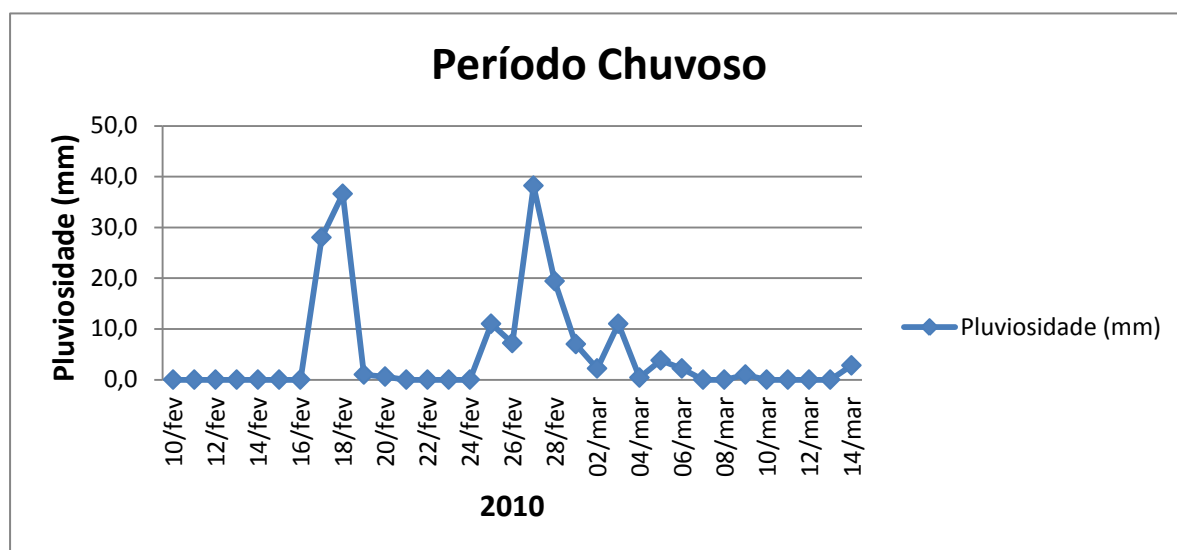


Figura 12 – Pluviosidade diária durante o experimento no período chuvoso do ano de 2010 em Uberlândia-MG. Fonte: Estação Meteorológica da UFU.

4.2 – Estágios de Decomposição:

Durante o período chuvoso, o tempo total de decomposição das carcaças nos diferentes ambientes foi de 33 dias, ao contrário do período seco, em que as carcaças apresentaram diferentes tempos de decomposição, sendo 65 dias no pasto e 51 dias na mata, com média de 58 dias. Não foi possível estabelecer com precisão a duração em horas do estágio fresco (I). Pois, quando as carcaças foram observadas 24 horas após o início do experimento, todas elas já se encontravam no estágio de inchaço (II). Dessa forma, todos os insetos capturados no primeiro dia após a montagem do experimento, foram considerados como pertencentes ao estágio fresco (I) (Tabela 2 e Figura 13).

De uma maneira geral, as réplicas das carcaças expostas em cada ambiente apresentaram pequenas variações nos tempos de decomposição em relação às respectivas carcaças testes. Houve variação no tempo de decomposição das carcaças de suínos comparando-se os dois períodos do ano. O período chuvoso apresentou um tempo de decomposição inferior ao período seco nos dois tipos de vegetação.

Tabela 2 – Duração dos estágios de decomposição (em dias) de carcaças suínas (*Sus scrofa* L.) nas áreas de pastagem e de mata, da Fazenda Experimental do Glória, durante os períodos chuvoso e seco de 2010.

Estágios	Período Chuvoso		Período Seco	
	Pastagem	Mata	Pastagem	Mata
I	1 dia	1 dia	1 dia	1 dia
II	1 dia	3 dias	4 dias	4 dias
III	4 dias	4 dias	6 dias	11 dias
IV	5 dias	3 dias	16 dias	10 dias
V	22 dias	22 dias	38 dias	25 dias
Total	33	33	65	51

I: Decomposição inicial; II: Inchaço; III: Decomposição Ativa; IV: Decomposição Avançada; V: Seco.

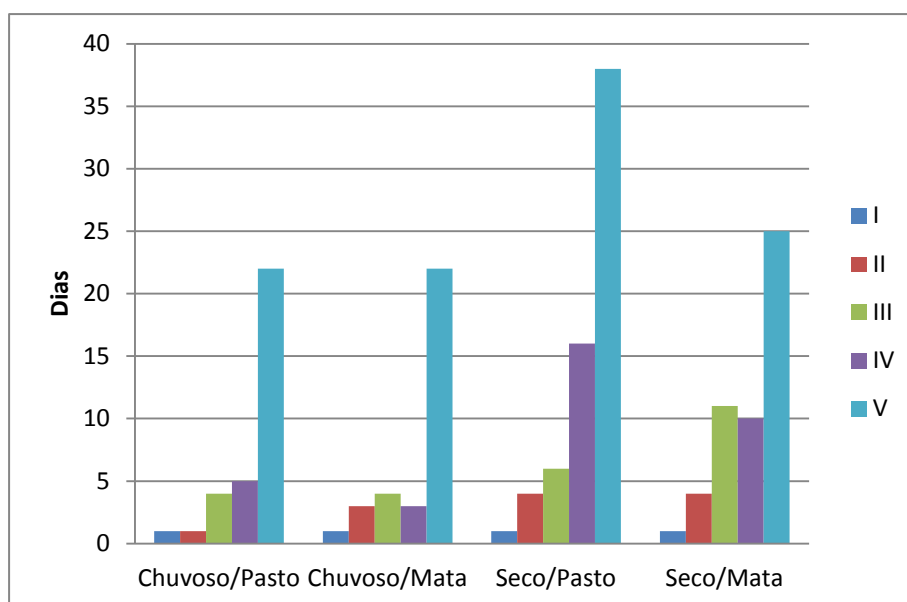


Figura 13 – Tempo de duração (em dias) dos estágios de decomposição de carcaças suínas (*Sus scrofa* L.) nas áreas de pastagem e de mata, da Fazenda Experimental do Glória, durante os períodos chuvoso e seco de 2010.

*- I: Decomposição inicial; II: Inchaço; III: Decomposição Ativa; IV: Decomposição Avançada; V: Seco.

4.3 – Análises Estatísticas

As frequências absolutas dos insetos atraídos pertencentes às principais famílias de interesse forense foram comparadas entre os dois ambientes de exposição e períodos do ano e se mostraram significativamente diferentes em todos os testes (Tabela 3).

Tabela 3 – Análise estatística das frequências absolutas das principais famílias de interesse forense em relação aos ambientes de exposição (pastagem e mata) e períodos do ano (chuvoso e seco) de 2010.

Ordens/Famílias	Pastagem X Mata		Período Chuvoso X Período Seco	
	χ^2	p	χ^2	p
Diptera				
Calliphoridae	2.136	***	2.754	***
Sarcophagidae	13.100	***	4.779	***
Muscidae	4.287	***	2.771	***
Fannidae	106,6	***	295,4	***
Coleoptera				
Histeridae	70,04	***	98,26	***
Staphylinidae	58,42	***	156,9	***

*** p < 0,001 – estatisticamente significativa (I.C. - 95%)

4.4 – Índices Faunísticos

Os índices faunísticos de Shannon e Pielou foram maiores durante o período chuvoso para a maioria das famílias de Diptera e Coleoptera, com exceção de Fanniidae e Anthomyiidae (Diptera), indicando maior diversidade e uniformidade entre as espécies neste período do ano. Durante o período chuvoso, o ambiente de mata apresentou maiores índices faunísticos para grande parte das famílias analisadas, menos para Calliphoridae dentre os dípteros e Scarabaeidae entre os coleópteros, que apresentaram índices superiores no ambiente de pastagem (Tabela 4).

No período seco, o maior número de famílias com índices faunísticos superiores ocorreu no ambiente de pastagem, sendo que apenas as famílias Calliphoridae, Sarcophagidae e Staphylinidae se mostraram mais diversas e uniformemente distribuídas no ambiente de mata (Tabela 4).

Tabela 4 – Índices Faunísticos de Shannon-Wiener (H') e Pielou (e) das espécies pertencentes às principais famílias de interesse forense, coletadas durante os períodos chuvoso e seco se 2010, em ambientes de pastagem e mata da Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias	Período Chuvoso		Período Seco	
	Pastagem	Mata	Pastagem	Mata
DIPTERA				
Calliphoridae	$H' = 0,5516$	$H' = 0,5041$	$H' = 0,2725$	$H' = 0,3627$
	$e = 0,2652$	$e = 0,2590$	$e = 0,1693$	$e = 0,1864$
Sarcophagidae	$H' = 1,7166$	$H' = 2,3032$	$H' = 1,0734$	$H' = 1,8151$
	$e = 0,4593$	$e = 0,6162$	$e = 0,2717$	$e = 0,4826$
Muscidae	$H' = 1,4077$	$H' = 2,1983$	$H' = 1,3388$	$H' = 1,1268$
	$e = 0,5198$	$e = 0,7606$	$e = 0,4829$	$e = 0,4064$
Fanniidae	$H' = 0,512$	$H' = 0,7149$	$H' = 1,2765$	$H' = 1,1705$
	$e = 0,466$	$e = 0,6507$	$e = 0,656$	$e = 0,8443$
Anthomyiidae	$H' = 0$	$H' = 0,6931$	$H' = 1,0889$	$H' = 0,8585$
	$e = 0$	$e = 1,0$	$e = 0,9912$	$e = 0,6193$
COLEOPTERA				
Histeridae	$H' = 1,5075$	$H' = 1,5066$	$H' = 1,3025$	$H' = 1,0566$
	$e = 0,7249$	$e = 0,6063$	$e = 0,6693$	$e = 0,543$
Scarabaeidae	$H' = 1,9575$	$H' = 1,4045$	$H' = 0$	$H' = 0$
	$e = 0,8909$	$e = 0,6392$	$e = 0$	$e = 0$
Staphylinidae	$H' = 1,0679$	$H' = 1,5728$	$H' = 1,0973$	$H' = 1,1734$
	$e = 0,596$	$e = 0,6132$	$e = 0,7916$	$e = 0,6549$

H' – Índice de Shannon-Wiener, e – Índice de Pielou.

4.5 – Insetos Atraídos

Foi coletado um total de 92.489 insetos adultos pertencentes a sete ordens: Diptera (92,22%), Coleoptera (4,40%), Hemiptera (1,92%), Lepidoptera (0,91%), Hymenoptera (0,55%), Odonata (0,002%) e Orthoptera (0,002%). De uma forma geral, durante todos os dias do processo de decomposição, o período seco apresentou maior abundância de insetos coletados com 58.454 (63,20%). Em relação aos ambientes, o maior número de espécimes coletados ocorreu na pastagem, em ambos os períodos do ano, com 23.302 (25,19%) indivíduos na estação chuvosa e 33.304 (36,01%) indivíduos na estação seca (Tabelas 5 e 6).

A ordem Diptera apresentou maior abundância em todos os períodos e ambientes de exposição, com 85.291 indivíduos pertencentes a 27 famílias e a pelo menos 124 espécies. A família Sarcophagidae apresentou maior abundância com 41.248 espécimes coletados (48,36%), seguida por Otitidae com 15.443 indivíduos (18,11%) e Muscidae com 9.696 indivíduos (11,37%). As demais famílias que também apresentaram grande abundância foram: Calliphoridae com 7.974 indivíduos (9,35%), Tachinidae com 4.179 indivíduos (4,90%) e Fanniidae com 2.003 indivíduos (2,35%) (Figura 13).

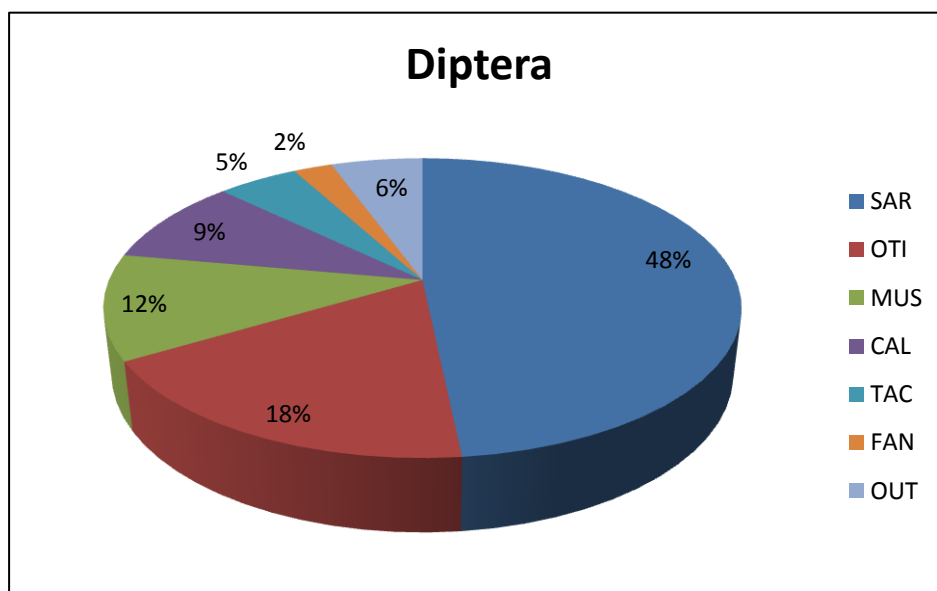


Figura 14 – Abundância relativa das famílias da ordem Diptera coletadas durante os períodos chuvoso e seco de 2010, em ambientes de pastagem e mata da Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG. SAR - Sarcophagidae; OTI – Otitidae; MUS – Muscidae; CAL – Calliphoridae; TAC – Tachinidae; FAN – Fanniidae; OUT – Outros. Total de indivíduos da ordem Diptera: n = 85.291.

O gênero *Oxysarcodexia* foi representado por 31.556 espécimes e foi o principal responsável pela maior abundância da família Sarcophagidae (76,50%). O gênero foi representado majoritariamente pela espécie *Oxysarcodexia thornax* (Walker) com 22.642 indivíduos (54,89%), presentes em todos os períodos, ambientes de exposição e estágios de decomposição. Este gênero também foi o que apresentou maior diversidade, representado por 17 espécies (Tabelas 5, 6 e 7). *Oxysarcodexia diana* (Lopes), *Tricharaea* (*Sarcophagula*) *occidua* (Fabricius), *Sarcodexia lambens* (Wiedemann), *Peckia* (*Euboettcheria*) *collusor* (Curran & Walley) e *Ravinia berforti* (Prado & Fonseca) também se fizeram presentes em grande número, durante todos experimentos e presentes em todos os estágios de decomposição (Tabelas 5, 6, 7 e 8).

Algumas espécies de Sarcophagidae foram exclusivas do ambiente de pastagem como *Blaesoxipha* (*Acridiophaga*) *caridei* (Brètes), *Dexosarcophaga transita* (Townsend), *Dexosarcophaga* (*Bezzisca*) *ampullula* (Engel), *Lepidodexia* (*Harpagopyga*) sp., *Malacophagomyia filamenta* (Dodge) e *Microcerella erythropyga* (Lopes). Deve-se ressaltar também, a ocorrência neste ambiente de dois morfos considerados espécies novas que serão submetidas ao processo de descrição por especialista do grupo (Tabelas 5 e 6). Outros indivíduos foram encontrados apenas no ambiente florestal como pertencentes às seguintes espécies: *Blaesoxipha* (*Achantodoteka*) *lanei* (Lopes), *Blaesoxipha* (*Acantodothea*) sp. 2, *Blaesoxipha* (*Sarcophaga*) *plinthropyga* (Wiedemann), *Nephochaetopteryx orbitalis* (Curran & Walley), *Oxysarcodexia culmiforceps* (Dodge), *Oxysarcodexia parva* (Lopes) e *Oxysarcodexia riograndensis* (Lopes) (Tabelas 5 e 6).

Ocorrências restritas também foram observadas em relação aos diferentes períodos do ano. *Blaesoxipha* (*Acantodothea*) sp. 2, *Dexosarcophaga* sp. 3, *Helicobia borgmeieri* (Lopes) e *Oxysarcodexia culmiforceps* foram encontradas apenas durante a estação chuvosa e com poucos indivíduos. Por outro lado, as espécies *Blaesoxipha* (*Acridiophaga*) *caridei*, *Blaesoxipha* (*Sarcophaga*) *plinthropyga*, *Dexosarcophaga transita*, *Lepidodexia* (*Harpagopyga*) sp., *Malacophagomyia filamenta*, *Oxysarcodexia fluminensis* (Lopes) e *Oxysarcodexia riograndensis* ocorreram apenas na estação seca, também com baixa abundância (Tabelas 5 e 6).

Do total de 7.881 espécimes (19,10%) de Sarcophagidae coletados no período chuvoso, 23 indivíduos ocorreram no estágio I de decomposição, 488 indivíduos no estágio II, 2.230 indivíduos no estágio III, 920 indivíduos no estágio IV, e o restante 3.896 indivíduos no estágio V. O período seco, que apresentou maior abundância de espécimes, com o total de

33.367 insetos (80,89%), a apresentou 41 indivíduos no estágio I, 1.355 indivíduos no estágio II, 9.824 indivíduos no estágio III, 11.936 no estágio IV e 10.211 indivíduos no estágio V. Outro fator importante a ser mencionado sobre os Sarcophagidae foi a maior frequência de exemplares no ambiente de pastagem, com 26.786 indivíduos (64,94%) (Tabelas 7 e 8).

Outro dado importante a ser mencionado em relação à família Sarcophagidae foi o registro inédito de pelo menos três espécies no Cerrado brasileiro. *Nephochaetopteryx orbitalis*, *Ravinia effrenata* (Walker) e *Malacophagomyia filamenta* nunca haviam sido relatadas neste bioma (Tabelas 5 e 6).

A família Muscidae, terceira mais abundante dentre os dípteros (11,37%), apresentou maior número de insetos atraídos durante o período seco com 7.193 indivíduos (74,19%) e no ambiente florestal com 6.114 indivíduos (63,06%). As maiores abundâncias dentro da família foram principalmente das espécies *Biopyrellia bipuncta* (Wiedeman) (45,66%), *Atherigona orientalis* (Schiner) (17,70%) e *Ophyra aenescens* (Wiedemann) (12,05%), que estiveram presentes em todos os estágios de decomposição (Tabelas 5 e 6).

Algumas espécies de muscídeos demonstraram restrição a determinado período do ano, como nos casos de *Cyrtoneurina* sp., *Hemichlora scordalus* (Walker) e *Morellia nigricosta* (Hough) que ocorreram exclusivamente no período chuvoso; enquanto *Myospila obsoleta* (Brauer & Bergenstamm) e *Sarcopromusca pruna* (Shannon & Del Ponte) se restringiram ao período seco. Outras espécies demonstraram preferência a um único ambiente, como *Cyrtoneuropsis multomaculata* (Stein), *Morellia nigricosta* e *Myospila obsoleta*, exclusivas no ambiente florestal. Neste ambiente, *Morellia dendropanacis* (Pamplona & Couri), *Cyrtoneuropsis similata* (Couri), *Cyrtoneurina geminata* (Stein) e *Biopyrellia bipuncta* apresentaram maior abundância nesse tipo de ambiente. O contrário foi observado para a espécie *Musca domestica* (Linnaeus), com um maior número de exemplares coletados no ambiente de pastagem (Tabelas 5 e 6).

Durante os dois períodos de exposição das carcaças, o terceiro estágio de decomposição foi o mais atrativo para os muscídeos, com 38,71% do total de indivíduos no período chuvoso e 51,22% no período seco. É importante ressaltar a ocorrência de *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus) apenas durante os dois últimos estágios de decomposição (Tabelas 7 e 8).

Ao contrário das famílias Sarcophagidae e Muscidae, a família Calliphoridae apresentou maior abundância de insetos no período chuvoso com 54,05% dos indivíduos coletados. Em relação aos ambientes, foi a pastagem que apresentou maior número de

espécimes com 62,25% do total coletado. O gênero *Chrysomya* dominou as amostras com 7.504 indivíduos (94,11%), e *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) foi a principal responsável pelo domínio do gênero representando 90,17% de todos os califorídeos coletados. Esta espécie foi encontrada em grande número em todos ambientes, períodos do ano e estágios de decomposição. *Chrysomya putoria* (Wiedemann), *Lucilia eximia* (Wiedemann) e *Cochliomyia macellaria* (Fabricius) ocorreram nos dois experimentos e períodos do ano e em todos os estágios de decomposição (Tabelas 5, 6, 7 e 8).

A espécie *Hemilucilia segmentaria* (Fabricius) foi encontrada apenas em áreas de mata e com preferência pelos estágios iniciais de decomposição. Por outro lado, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) foi encontrada em pequeno número nos estágios iniciais da decomposição, apenas no ambiente de pastagem durante o período chuvoso. *Chloropocta idiodea* (Robineau-Desvoidy) ocorreu em pequeno número e, em sua maioria, nos períodos finais de decomposição das carcaças (Tabelas 7 e 8), com maior ocorrência durante o período chuvoso em ambos ambientes de estudo. No período seco, esta espécie foi encontrada apenas na mata (Tabelas 5 e 6).

Os representantes da família Fanniidae tiveram abundâncias parecidas em relação aos períodos do ano, com ligeira superioridade ao período chuvoso, com 51,32% do total de indivíduos. Comparando-se os ambientes de exposição, foi evidente o maior número de espécimes coletados do ambiente de pastagem com 78,68% dos faniídeos. Destacaram-se as espécies *Fannia* (subgrupo *pusio*) (55,02%) e *Fannia yenhedi* (Albuquerque) (28,06%) como as mais abundantes em todos os períodos e ambientes de exposição. É importante mencionar também a ocorrência de *Fannia carvalhoi* (Couri), *Fannia tumidifemur* (Stein), *Fannia* sp. 1 e *Fannia* sp. 2 exclusivamente durante o período seco (Tabelas 5 e 6).

A ordem Coleoptera foi a segunda mais abundante dentre os insetos adultos atraídos com 4.069 espécimes divididos em 14 famílias com no mínimo 64 espécies. As maiores abundâncias foram observadas nas famílias Dermestidae (44,73%), Histeridae (19,12%), Cleridae (14,18%), Staphylinidae (14,03%), Crysomelidae (3,71%) e Scarabaeidae (2,11%) (Figura 15). A maior abundância dos coleópteros no período seco, com 64,64% dos indivíduos coletados, deve-se à predominância das famílias Cleridae, Dermestidae, Hydrophilidae, Lagriidae, Nititulidae e Silphidae que predominaram neste período.

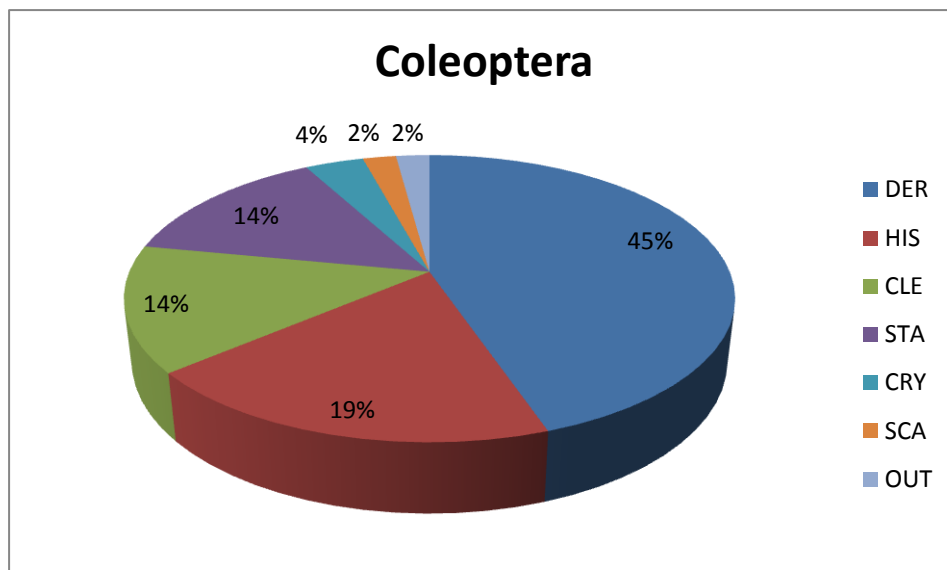


Figura 15 – Abundância relativa das famílias da ordem Coleoptera coletados durante os períodos chuvoso e seco de 2010, em ambientes de pastagem e mata da Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG. DER - Dermestidae; HIS – Histeridae; CLE – Cleridae; STA – Staphylinidae; CRY – Crysomelidae; SCA – Scarabaeidae; OUT – Outros. Total de indivíduos da ordem Coleoptera: n = 4.069.

Diferenças em relação aos ambientes também foram evidenciadas, com a maior abundância encontrada no ambiente de pastagem para a imensa maioria das famílias coletadas (58,41%), excetuando-se apenas a família Histeridae, que foi mais abundante no ambiente florestal.

Enquanto Staphylinidae e Histeridae foram representados por diversas espécies, Dermestidae, Cleridae e Silphidae foram representadas por apenas uma espécie cada. *Dermestes maculatus* (De Geer) foi o coleóptero mais abundante com 1.820 indivíduos (44,73%), apresentando maior número de indivíduos adultos coletados na área de pastagem do que na área de mata. *Hister cuvatus* (Erichson) foi a espécie atraída mais abundantemente no período chuvoso, representando 18,62% de todos os indivíduos atraídos pelas carcaças neste período. Além disso, ainda neste período, foi a mais abundante na área de mata, representando 29,57% dos indivíduos atraídos neste ambiente. *Philonthus* sp.1 (Staphylinidae) predominou nas amostras da área de pastagem, com 24,65% de todos os indivíduos coletados neste ambiente (Tabelas 5 e 6).

No período chuvoso, as famílias Staphylinidae e Histeridae ocorreram em maior abundância nos estágios IV e V de decomposição. No período seco, foi registrada maior abundância de indivíduos das famílias Dermestidae e Cleridae nos estágios III, IV e V de decomposição (Tabelas 7 e 8).

A ordem Hymenoptera apresentou menor número de indivíduos atraídos quando comparada às ordens Diptera e Coleoptera. Entretanto, mostrou grande diversidade de espécies pertencentes a 10 famílias. Formicidae destacou-se com 32,49% dos indivíduos coletados, seguida por Chrysididae (22,86%), Apidae (19,87%) e Vespidae (18,37%). *Camponottus crassus* (Mayr) (Formicidae) foi a espécie mais abundante, com 89 indivíduos (19,02%), restrita ao período seco e mais numerosa no ambiente de mata. Representantes das famílias Megachilidae e Andrenidae foram encontrados apenas no período chuvoso e membros das famílias Halictidae, Colletidae e Pteromalidae, foram capturados exclusivamente no período seco (Tabelas 5 e 6).

Lepidoptera ocorreu com pequeno número de indivíduos, mas com grande diversidade de espécies. Um total de 841 indivíduos adultos pertencentes a 48 espécies/morfos de Lepidoptera foram atraídos pelas carcaças. Os espécimes são principalmente das famílias Noctuidae (88,8%), Nymphalidae (10,2%), Hesperidae (0,6%) e Pieridae (0,2%). O período chuvoso apresentou maior abundância de indivíduos (94,5%), concentrados principalmente no ambiente de pastagem (59,3%). O período seco apresentou menor diversidade de espécies (16 espécies/morfos) e menor abundância (5,5%). O ambiente de mata apresentou maior diversidade, com 20 espécies exclusivas deste ambiente. O ambiente de pastagem apresentou 7 espécies exclusivas (Tabelas 5 e 6).

Tabela 5 - Frequências absoluta e relativa de insetos adultos coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) em ambientes de pastagem e de mata durante o período chuvoso de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Chuvoso				Total	
	Pastagem		Mata			
	F.A.	F.R.(%)	F.A.	F.R.(%)	F.A	F.R.(%)
DIPTERA						
Calliphoridae						
<i>Chloroprocta idiodea</i> (Townsend, 1935)	5	0,06	13	0,16	18	0,23
<i>Chrysomya albiceps</i> (Wiedemann, 1819)	2.847	35,70	932	11,69	3.779	47,39
<i>Chrysomya megacephala</i> (Fabricius, 1794)	192	2,41	48	0,60	240	3,01
<i>Chrysomya putoria</i> (Wiedemann, 1818)	30	0,38	11	0,14	41	0,51
<i>Cochliomyia hominivorax</i> (Coquerel, 1858)*#	2	0,03	0	0,0	2	0,03
<i>Cochliomyia macellaria</i> (Fabricius, 1775)	118	1,48	4	0,05	122	1,53
<i>Hemilucilia segmentaria</i> (Fabricius, 1805)##	0	0,0	8	0,10	8	0,10
<i>Lucilia cuprina</i> (Wiedemann, 1830)*#	4	0,05	0	0,0	4	0,05
<i>Lucilia eximia</i> (Wiedemann, 1819)	67	0,84	29	0,36	96	1,20
Total Calliphoridae	3.265	40,95	1.045	13,11	4.310	54,05
Sarcophagidae						
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) minensis</i> (Lopes & Downs, 1951)	20	0,05	4	0,01	24	0,06
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) rudis</i> (Aldrich, 1916)	175	0,42	9	0,02	184	0,45
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) sp.2*##</i>	0	0,0	1	0,00	1	0,00
<i>Dexosarcophaga carvalhoi</i> (Lopes, 1980)	35	0,08	6	0,01	41	0,10
<i>Dexosarcophaga paulistana</i> (Lopes, 1982)	0	0,0	1	0,00	1	0,00
<i>Dexosarcophaga sp. 3*#</i>	2	0,00	0	0,0	2	0,00
Espécie Nova #	1	0,00	0	0,0	1	0,00
<i>Helicobia aurescens</i> (Townsend, 1927)	18	0,04	7	0,02	25	0,06
<i>Helicobia borgmeieri</i> (Lopes, 1939)*	3	0,01	1	0,00	4	0,01
<i>Helicobia morionella</i> Aldrich, 1930	20	0,05	2	0,00	22	0,05
<i>Helicobia rapax</i> (Walker, 1849)	11	0,03	0	0,0	11	0,03
<i>Microcerella erythropyga</i> (Lopes, 1936)#	25	0,06	0	0,0	25	0,06
<i>Nephochaetopteryx cyaneiventris</i> (Lopes, 1936)	2	0,00	20	0,05	22	0,05
<i>Nephochaetopteryx orbitalis</i> (Curran & Walley, 1934)##	0	0,0	3	0,01	3	0,01
<i>Nephochaetopteryx pallidiventris</i> (Townsend, 1934)	0	0,0	7	0,02	7	0,02
<i>Oxysarcodexia admixta</i> (Lopes, 1933)	0	0,0	20	0,05	20	0,05
<i>Oxysarcodexia angrensis</i> (Lopes, 1933)	2	0,00	50	0,12	52	0,12
<i>Oxysarcodexia aura</i> (Hall, 1937)	1	0,00	0	0,00	1	0,00
<i>Oxysarcodexia avuncula</i> (Lopes, 1933)	13	0,03	106	0,26	119	0,29
<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i> (Lopes, 1946)	2	0,00	15	0,04	17	0,04
<i>Oxysarcodexia culmiforceps</i> Dodge, 1966*##	0	0,0	1	0,00	1	0,00
<i>Oxysarcodexia diana</i> (Lopes, 1933)	167	0,40	122	0,30	289	0,70
<i>Oxysarcodexia major</i> (Lopes, 1946)	0	0,0	3	0,01	3	0,01
<i>Oxysarcodexia meridionalis</i> (Engel, 1931)	1	0,00	0	0,0	1	0,00
<i>Oxysarcodexia paulistanensis</i> (Mattos, 1919)	31	0,08	2	0,00	33	0,08
<i>Oxysarcodexia parva</i> Lopes, 1946*##	0	0,0	2	0,00	2	0,00
<i>Oxysarcodexia simplicoides</i> (Lopes, 1933)	2	0,00	0	0,0	2	0,00
<i>Oxysarcodexia terminalis</i> (Wiedemann, 1830)	1	0,00	0	0,0	1	0,00

Continuação - Tabela 5

<i>Oxysarcodexia thornax</i> (Walker, 1849)	2.053	4,98	390	0,95	2.443	5,93
<i>Oxysarcodexia xon</i> (Dodge, 1968)	0	0,0	2	0,00	2	0,00
<i>Oxysarcodexia</i> spp. ♀♀	1.291	3,13	593	1,44	1.884	4,57
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>anguilla</i> (Curran & Walley, 1934)	8	0,02	13	0,03	21	0,05
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>collusor</i> (Curran & Walley, 1934)	30	0,07	53	0,13	83	0,10
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>florencioi</i> (Prado & Fonseca, 1932)	30	0,07	132	0,32	162	0,39
<i>Peckia</i> (<i>Pattonella</i>) <i>intermutans</i> (Walker, 1861)	4	0,01	14	0,03	18	0,04
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>chrysostoma</i> (Wiedemann, 1830)	1	0,00	0	0,0	1	0,00
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>pexata</i> (Wulp, 1895)	3	0,01	2	0,00	5	0,01
<i>Peckia</i> (<i>Squamatodes</i>) <i>ingens</i> (Walker, 1849)	1	0,00	2	0,00	3	0,00
<i>Peckia</i> (<i>Squamatodes</i>) <i>trivittata</i> (Curran, 1927)	63	0,15	0	0,0	63	0,15
<i>Ravinia advena</i> (Walker, 1853)	5	0,01	3	0,01	8	0,02
<i>Ravinia belforti</i> (Prado & Fonseca, 1932)	223	0,54	8	0,02	231	0,56
<i>Ravinia effrenata</i> (Walker, 1861)	2	0,00	1	0,00	3	0,01
<i>Sarcodexia lambens</i> (Wiedemann, 1830)	274	0,66	334	0,81	608	1,47
<i>Sarcophaga</i> (<i>Lipoptilocnema</i>) <i>crispula</i> (Lopes, 1938)	0	0,0	1	0,00	1	0,00
<i>Titanogrypa</i> (<i>Cucullomyia</i>) <i>larvicida</i> (Lopes, 1935)	15	0,04	0	0,0	15	0,04
<i>Tricharaea</i> (<i>Sarcophagula</i>) <i>occidua</i> (Fabricius, 1794)	1.313	3,18	95	0,23	1.408	3,41
Fêmeas não identificadas	4	0,01	4	0,01	8	0,02
Total Sarcophagidae	5.852	14,19	2.029	4,92	7.881	19,11
Muscidae						
<i>Atherigona orientalis</i> (Schiner, 1868)	444	4,58	63	0,65	507	5,23
<i>Biopyrellia bipuncta</i> (Wiedeman, 1830)	7	0,07	194	2,00	201	2,07
<i>Brontaea debilis</i> (Williston, 1896)	5	0,05	3	0,03	8	0,08
<i>Cyrtoneurina geminata</i> (Stein, 1904)	2	0,02	78	0,80	80	0,82
<i>Cyrtoneurina</i> sp.*	4	0,04	23	0,24	27	0,28
<i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> (Stein, 1904)##	0	0,0	1	0,01	1	0,01
<i>Cyrtoneuropsis pararescita</i> (Couri, 1995)	57	0,59	21	0,22	78	0,81
<i>Cyrtoneuropsis similata</i> (Couri, 1982)	6	0,06	128	1,32	134	1,38
<i>Graphomya maculata</i> (Scopoli, 1763)	3	0,03	0	0,0	3	0,03
<i>Hemichlora scordalus</i> (Walker, 1861)*	4	0,04	19	0,20	23	0,24
<i>Morellia dendropanacis</i> (Pamplona & Couri, 1995)	2	0,02	122	1,26	124	1,28
<i>Morellia humeralis</i> (Stein, 1918)	0	0,0	2	0,02	2	0,02
<i>Morellia nigrigosta</i> (Hough, 1900)*##	0	0,0	3	0,03	3	0,03
<i>Morellia paulistensis</i> Pamplona & Mendes, 1995	12	0,12	81	0,84	93	0,96
<i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758)	494	5,09	11	0,11	505	5,20
<i>Ophyra aenescens</i> (Wiedemann, 1830)	557	5,74	137	1,41	694	7,15
<i>Ophyra solitaria</i> (Albuquerque, 1958)	0	0,0	2	0,02	2	0,02
<i>Stomoxys calcitrans</i> (Linnaeus, 1758)	15	0,15	1	0,01	16	0,16
<i>Synthesiomyia nudiseta</i> (Wulp, 1883)	1	0,01	1	0,01	2	0,02
Total Muscidae	1.613	16,64	890	9,18	2.503	25,81
Fanniidae						
<i>Fannia pusio</i> (Wiedemann, 1830)	11	0,55	16	0,80	27	1,35

Continuação – Tabela 5

<i>Fannia</i> (subgroup <i>pusio</i>)	713	35,60	123	6,14	836	41,74
<i>Fannia yenhedi</i> (Albuquerque, 1957)	142	7,09	23	1,15	165	8,24
Total Fanniidae	866	43,24	162	8,09	1.028	51,33
Anthomyiidae						
<i>Anthomyia</i> sp.	0	0,0	3	5,36	3	5,36
<i>Pegomyia</i> sp.	1	1,79	3	5,36	4	7,15
Total Anthomyiidae	1	1,79	6	10,71	7	12,5
Phoridae						
<i>Megaselia scalaris</i> (Loew, 1866)	31	3,68	805	95,61	836	99,29
Phoridae sp.*##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
Total Phoridae	31	3,68	807	95,84	838	99,53
Sirphidae						
<i>Ornidia obesa</i> (Fabricius, 1775)	45	3,26	26	1,88	71	5,14
Sirphidae spp. (2 morfos)	1.077	78,04	47	3,41	1.124	81,45
Total Sirphidae	1.122	81,30	73	5,29	1.195	86,59
Stratiomyiidae						
<i>Hermetia illuscens</i> (Linnaeus, 1758)*	17	32,08	36	67,92	53	100
Outros Diptera						
Asilidae	3	18,75	0	0,0	3	18,75
Bombyliidae#	3	11,54	0	0,0	3	11,54
Chloropidae	154	50,33	29	9,48	183	59,81
Dolichopodidae##	0	0,0	21	95,45	21	95,45
Drosophilidae	5	55,56	3	33,3	8	88,86
Milichidae	465	96,67	15	3,12	480	99,79
Mycropezidae##	0	0,0	1	50,00	1	50,00
Neriidae	1	25,00	2	50,00	3	75,00
Otitidae spp. (4 morfos)	7.728	50,04	3.864	25,02	11.592	75,06
Piophilidae*#	4	100	0	0,0	4	100
Ropalomeridae	1	25,00	0	0,0	1	25,00
Sepsidae	148	14,50	508	49,76	656	64,26
Sphaeroceridae	16	29,09	30	54,55	46	83,64
Tachinidae	122	2,92	9	0,22	131	3,14
Tanypezidae	1	16,67	0	0,0	1	16,67
Tethinidae*	352	82,82	73	17,18	425	100
Total Diptera	21.770	25,52	9.604	11,26	31.374	36,78
COLEOPTERA						
Cleridae						
<i>Necrobia rufipes</i> (De Geer, 1774)	67	11,61	9	1,56	76	13,17
Coccinellidae						
Coccinellidae sp.*#	11	100	0	0,0	11	100
Chrysomelidae						
Chrysomelidae sp.	128	84,77	6	3,97	134	88,74
Curculionidae						
Curculionidae sp.*#	1	100	0	0,0	1	100
Dermestidae						
<i>Dermestes maculatus</i> (De Geer, 1774)	63	3,46	9	0,49	72	3,95
Histeridae						

Continuação – Tabela 5

<i>Trigona spinipens</i> sp.1*	2	2,15	11	11,83	13	13,98
<i>Trigona spinipens</i> sp. 2#	20	21,51	0	0,0	20	21,51
<i>Apis mellifera</i> (Linnaeus, 1758)	8	8,60	1	1,08	9	9,68
Apidae sp.1*#	1	1,08	0	0,0	1	1,08
Meliponini spp. (4 morfos)	4	4,30	11	11,83	15	16,13
Total Apidae	35	37,63	23	24,73	58	62,37
Chrysididae						
Chrysididae spp.	38	65,52	11	18,97	49	84,48
Formicidae						
<i>Atta</i> sp.1	0	0,0	3	1,97	3	1,97
<i>Camponotus</i> sp.2	0	0,0	2	1,32	2	1,32
<i>Camponotus vittatus</i> (Forel, 1904)	2	1,32	8	5,26	10	6,58
<i>Cylindromyrmex</i> sp.*##	0	0,0	1	0,66	1	0,66
<i>Linepithema humile</i> (Mayr, 1868)*	5	3,29	3	1,97	8	5,26
Total Formicidae	7	4,61	17	11,18	24	15,79
Ichneumonidae						
Ichneumonidae spp. (3 morfos)*	2	40,0	1	20,0	3	60,0
Megachilidae						
Megachilidae spp. (2 morfos)*	1	33,33	2	66,67	3	100
Sphecidae						
Typoxyloninae sp.1*#	1	11,11	0	0,0	1	11,11
Larrinae sp.1*##	0	0,0	1	11,11	1	11,11
Sphecidae sp.1#	5	55,56	0	0,0	5	55,56
Total Sphecidae	6	66,67	1	11,11	7	77,78
Vespidae						
Polistinae spp. (4 morfos)	37	42,05	2	2,27	39	44,32
Total Hymenoptera	126	24,61	58	11,33	184	35,94
LEPIDOPTERA						
Noctuidae						
Noctuidae spp. (16 morfos)	466	55,41	252	29,96	718	85,37
<i>Hypena</i> sp.1	0	0,0	3	0,36	3	0,36
<i>Thysania</i> sp.1	0	0,0	1	0,12	1	0,12
Total Noctuidae	466	55,41	256	30,44	722	85,85
Nymphalidae						
<i>Adelpha iphiclus</i> (Linnaeus, 1758)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Agrias claudina</i> (Godart, 1824)*##	0	0,0	6	0,72	6	0,72
<i>Archaeoprepona demophon</i> (Linnaeus, 1758)##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Archaeoprepona amphimachus</i> (Fabricius, 1775)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Callicore selima</i> (Guenée, 1872)*##	0	0,0	4	0,46	4	0,46
<i>Chlosyne lacinia</i> (E. Doubleday, 1847)*#	1	0,12	0	0,0	1	0,12
<i>Colobura dirce</i> (Linnaeus, 1758)*##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
<i>Eryphanis reevesii</i> (E. Doubleday, 1849)*##	0	0,0	4	0,46	4	0,46
<i>Eunica maja</i> (Fabricius, 1775)##	0	0,0	6	0,72	6	0,72
<i>Fountainea ryphea</i> (Cramer, 1775)*##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
<i>Hamadryas amphinome</i> (Linnaeus, 1767)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12

Continuação – Tabela 5

<i>Hamadryas laodamia</i> (Cramer, 1777)*##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
<i>Memphis moruus</i> (Fabricius, 1775)##	0	0,0	10	1,19	10	1,19
<i>Morpho helenor</i> (Cramer, 1776)##	0	0,0	14	1,66	14	1,66
<i>Morpho menelaus</i> (Linnaeus, 1758)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Opsiphanes invirae</i> (Hübner, 1808)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Prepona laertes</i> (Hübner, 1811)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Prepona pseudomphale</i> (Le Moult, 1932)##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
<i>Temenis laothoe</i> (Cramer, 1777)*##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Vanessa myrinna</i> (E. Doubleday, 1849)#	2	0,24	0	0,0	2	0,24
Total Nymphalidae	3	0,36	60	7,13	63	7,49
Hesperiidae						
<i>Astraptes fulgerator</i> (Walch, 1775)*##	1	0,12	0	0,0	1	0,12
<i>Epargyreus</i> sp.*	1	0,12	1	0,12	2	0,24
<i>Helioptes omrina</i> (A. Butler, 1870)#	1	0,12	0	0,0	1	0,12
Total Hesperiidae	3	0,36	1	0,12	4	0,48
Outros Lepidoptera						
Lepidoptera spp. (4 morfos)	2	0,24	4	0,48	6	0,72
Total Lepidoptera	471	55,94	324	38,48	795	94,41
Outros insetos						
Hemiptera	211	11,90	30	1,69	241	13,60
Odonata	0	0,0	1	50,0	1	50,0
Orthoptera	2	100	0	0,0	2	100
Total Geral	23.302	25,19	10.733	11,60	34.035	36,80

*- Espécies exclusivas do período chuvoso;

- Espécies exclusivas do ambiente de pastagem; ## - Espécies exclusivas do ambiente de mata.

Tabela 6 - Frequências absoluta e relativa de insetos adultos coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) em ambientes de pastagem e de mata durante o período seco de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Seco				Total	
	Pastagem		Mata			
	F.A.	F.R.(%)	F.A.	F.R.(%)	F.A	F.R.(%)
DIPTERA						
Calliphoridae						
Chloroprocta idiodea (Townsend, 1935)	0	0,0	1	0,01	1	0,01
Chrysomya albiceps (Wiedemann, 1819)	1.605	20,13	1.806	22,65	3.411	42,78
Chrysomya megacephala (Fabricius, 1794)	2	0,03	5	0,06	7	0,09
Chrysomya putoria (Wiedemann, 1818)	13	0,16	13	0,16	26	0,32
Cochliomyia macellaria (Fabricius, 1775)	49	0,61	109	1,37	158	1,98
Hemilucilia segmentaria (Fabricius, 1805)	0	0,0	5	0,06	5	0,06
Lucilia eximia (Wiedemann, 1819)	30	0,38	26	0,33	56	0,71
Total Calliphoridae	1.699	21,31	1.965	24,64	3.664	45,95
Sarcophagidae						
Blaesoxipha (Acanthodotheca) lanei (Lopes, 1938)**##	0	0,0	4	0,01	4	0,01
Blaesoxipha (Acanthodotheca) minensis (Lopes & Downs, 1951)	82	0,20	11	0,03	93	0,23
Blaesoxipha (Acanthodotheca) rudis (Aldrich, 1916)	4	0,01	6	0,01	10	0,02
Blaesoxipha (Acridiophaga) caridei (Brêtes, 1906)**#	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Blaesoxipha (Sarcophaga) plinthropyga (Wiedemann, 1830)**##	0	0,0	1	0,00	1	0,00
Blaesoxipha ?**#	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Dexosarcophaga carvalhoi (Lopes, 1980)	695	1,68	166	0,40	861	2,08
Dexosarcophaga paulistana (Lopes, 1982)	6	0,01	48	0,12	54	0,13
Dexosarcophaga transita (Townsend, 1917)**#	9	0,02	0	0,0	9	0,02
Dexosarcophaga (Bezzisca) ampullula (Engel, 1931)**#	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Espécie Nova #	7	0,02	0	0,0	7	0,02
Helicobia aurescens (Townsend, 1927)	16	0,04	22	0,05	38	0,09
Helicobia morionella (Aldrich, 1930)	15	0,04	5	0,01	20	0,05
Helicobia rapax (Walker, 1842)	32	0,08	31	0,08	63	0,16
Lepidodexia (Harpagopyga) sp. **#	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Malacophagomyia filamenta (Dodge, 1964)**#	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Microcerella erythropyga (Lopes, 1936)#	9	0,02	0	0,0	9	0,02
Nephoaetopteryx cyaneiventris (Lopes, 1936)	5	0,01	0	0,0	5	0,01
Nephoaetopteryx orbitalis (Curran & Walley, 1934)##	0	0,0	14	0,03	14	0,03
Nephoaetopteryx pallidiventris (Townsend, 1934)	1	0,00	0	0,0	1	0,00
Oxysarcodexia admixta (Lopes, 1933)	3	0,01	29	0,07	32	0,08
Oxysarcodexia angrensis (Lopes, 1933)	38	0,09	286	0,69	324	0,78
Oxysarcodexia aura (Hall, 1937)	22	0,05	2	0,00	24	0,05
Oxysarcodexia avuncula (Lopes, 1933)	176	0,43	363	0,88	539	1,31
Oxysarcodexia carvalhoi (Lopes, 1946)	8	0,02	111	0,27	119	0,29
Oxysarcodexia diana (Lopes, 1933)	368	0,89	621	1,51	989	3,29
Oxysarcodexia fluminensis Lopes, 1946**	18	0,04	8	0,02	26	0,06
Oxysarcodexia major Lopes, 1946	9	0,02	17	0,04	26	0,06

Continuação – Tabela 6

<i>Oxysarcodexia meridionalis</i> (Engel, 1931)	1	0,00	22	0,05	23	0,05
<i>Oxysarcodexia paulistanensis</i> (Mattos, 1919)	222	0,54	31	0,08	253	0,62
<i>Oxysarcodexia riograndensis</i> Lopes, 1946***	0	0,0	1	0,00	1	0,00
<i>Oxysarcodexia simplicoides</i> (Lopes, 1933)	16	0,04	18	0,04	34	0,08
<i>Oxysarcodexia terminalis</i> (Wiedemann, 1830)	7	0,02	1	0,00	8	0,02
<i>Oxysarcodexia thornax</i> (Walker, 1849)	14.622	35,45	5.577	13,52	20.199	48,97
<i>Oxysarcodexia xon</i> (Dodge, 1968)	0	0,0	2	0,00	2	0,00
<i>Oxysarcodexia</i> spp. ♀♀	2.066	5,01	2.020	4,90	4.086	9,91
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>anguilla</i> (Curran & Walley, 1934)	11	0,03	8	0,02	19	0,05
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>collusor</i> (Curran & Walley, 1934)	196	0,48	233	0,56	429	1,04
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>florencioi</i> (Prado & Fonseca, 1932)	21	0,05	219	0,53	240	0,58
<i>Peckia</i> (<i>Pattonella</i>) <i>intermutans</i> (Walker, 1861)	5	0,01	7	0,02	12	0,03
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>chrysostoma</i> (Wiedemann, 1830)	7	0,02	1	0,00	8	0,02
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>pexata</i> (Wulp, 1895)	3	0,01	4	0,01	7	0,02
<i>Peckia</i> (<i>Squamotodes</i>) <i>ingens</i> (Walker, 1849)	0	0,0	4	0,01	4	0,01
<i>Peckia</i> (<i>Squamotodes</i>) <i>trivittata</i> (Curran, 1927)	14	0,03	7	0,02	21	0,05
<i>Ravinia advena</i> (Walker, 1853)	16	0,04	10	0,02	26	0,06
<i>Ravinia belforti</i> (Prado & Fonseca, 1932)	263	0,64	146	0,35	409	0,99
<i>Ravinia effrenata</i> (Walker, 1861)	2	0,00	0	0,0	2	0,00
<i>Sarcodexia lambens</i> (Wiedemann, 1830)	263	0,64	937	2,27	1.200	2,91
<i>Sarcophaga</i> (<i>Lipoptilocnema</i>) <i>crispula</i> Lopes, 1938	2	0,00	1	0,00	3	0,01
<i>Tricharaea</i> (<i>Sarcophagula</i>) <i>occidua</i> (Fabricius, 1794)	1.298	3,15	1.206	2,92	2.504	6,07
Fêmeas não identificadas	371	0,90	233	0,56	604	1,46
Total Sarcophagidae	20.934	50,75	12.433	30,14	33.367	80,89
Muscidae						
<i>Atherigona orientalis</i> (Schiner, 1868)	944	9,74	265	2,73	1.209	12,47
<i>Biopyrellia bipuncta</i> (Wiedeman, 1830)	255	2,63	3.971	40,96	4.226	43,59
<i>Brontaea debilis</i> (Williston, 1896)	2	0,02	1	0,01	3	0,03
<i>Cyrtoneurina geminata</i> (Stein, 1904)	1	0,01	69	0,71	70	0,72
<i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> (Stein, 1904)##	0	0,0	1	0,01	1	0,01
<i>Cyrtoneuropsis paraescita</i> (Couri, 1995)	6	0,06	0	0,0	6	0,06
<i>Cyrtoneuropsis similata</i> (Couri, 1982)	2	0,02	52	0,54	54	0,56
<i>Graphomya maculata</i> (Scopoli, 1763)	3	0,03	2	0,02	5	0,05
<i>Morellia dendropanacis</i> Pamplona & Couri, 1995	2	0,02	458	4,72	460	4,74
<i>Morellia humeralis</i> (Stein, 1918)	8	0,08	238	2,45	246	2,53
<i>Morellia paulistensis</i> (Pamplona & Mendes, 1995)	35	0,36	96	0,99	131	1,35
<i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758)	214	2,21	59	0,61	273	2,82
<i>Myospila obsoleta</i> (Brauer & Bergenstamm, 1891)***	0	0,0	4	0,04	4	0,04
<i>Ophyra aenescens</i> (Wiedemann, 1830)	179	1,85	295	3,04	474	4,89
<i>Ophyra solitaria</i> (Albuquerque, 1958)	10	0,10	6	0,06	16	0,16
<i>Sarcopromusca pruna</i> (Shannon & Del Ponte, 1926)**	1	0,01	2	0,02	3	0,03

Continuação – Tabela 6

<i>Stomoxys calcitrans</i> (Linnaeus, 1758)	6	0,06	0	0,0	6	0,06
<i>Synthesiomyia nudiseta</i> (Wulp, 1883)	1	0,01	5	0,05	6	0,06
Total Muscidae	1.669	17,21	5.524	56,97	7.193	74,18
Fanniidae						
<i>Fannia carvalhoi</i> Couri, 2005***	13	0,65	8	0,40	21	1,05
<i>Fannia pusio</i> (Wiedemann, 1830)	206	10,28	59	2,95	265	13,23
<i>Fannia</i> (subgroup <i>pusio</i>)	155	7,74	111	5,54	421	13,28
<i>Fannia tumidifemur</i> (Stein, 1911)**	1	0,05	0	0,0	1	0,05
<i>Fannia yenhedi</i> (Albuquerque, 1957)	311	15,53	86	4,29	397	19,92
<i>Fannia</i> sp. 1***	15	0,75	0	0,0	15	0,75
<i>Fannia</i> sp. 2***	10	0,50	0	0,0	10	0,50
Total Fanniidae	710	35,45	265	13,23	975	48,68
Anthomyiidae						
<i>Anthomyia</i> sp.	4	7,14	5	8,93	9	16,07
<i>Craspedochaeta</i> sp. **	3	5,36	5	8,93	8	14,29
<i>Emmesomyia</i> sp. **	3	5,36	28	50,0	31	53,36
<i>Pegomyia</i> sp.	0	0,0	1	1,79	1	1,79
Total Anthomyiidae	10	17,86	39	69,64	49	87,5
Phoridae						
<i>Megaselia scalaris</i> (Loew, 1866)	1	0,12	3	0,36	4	0,48
Sirphidae						
<i>Ornidia obesa</i> (Fabricius, 1775)	1	0,07	3	0,22	4	0,29
Sirphidae spp. (2 morfos)	177	12,83	4	0,29	181	13,12
Total Sirphidae	178	12,90	7	0,51	185	13,41
Outros Diptera						
Asilidae	11	68,75	2	12,5	13	81,25
Bombyliidae	23	88,46	0	0,0	23	88,46
Chloropidae	60	19,61	63	11,76	123	31,37
Dolichopodidae	0	0,0	1	4,55	1	4,55
Drosophilidae	0	0,0	1	11,1	1	11,1
Lonchaeidae**	0	0,0	5	100	5	100
Milichidae	0	0,0	1	0,21	1	0,21
Mycropezidae	0	0,0	1	50,00	1	50,00
Neriidae	0	0,0	1	25,00	1	25,00
Otitidae spp. (4 morfos)	1.381	8,94	2.470	15,99	3.851	24,93
Ropalomeridae	0	0,0	3	75,00	3	75,00
Sepsidae	26	2,55	339	33,20	365	35,75
Sphaeroceridae	0	0,0	9	16,36	9	16,36
Tabanidae**	4	44,44	5	55,56	9	100
Tachinidae	3.759	89,95	289	6,92	4.048	96,87
Tanypezidae	0	0,0	5	83,33	5	83,33
Tephritidae**	2	9,09	20	90,91	22	100
Total Diptera	30.467	35,72	23.450	27,49	53.917	63,21
COLEOPTERA						
Cleridae						
<i>Necrobia rufipes</i> (De Geer, 1774)	477	82,67	24	4,16	501	86,83
Chrysomelidae						
Chrysomelidae sp.	9	5,96	8	5,30	17	11,26
Dermestidae						
<i>Dermestes maculatus</i> (De Geer, 1774)	1.038	57,03	710	39,01	1.748	96,04

Continuação – Tabela 6

Histeridae						
<i>Euspilotus</i> spp. (6 morfos)	81	10,41	97	12,47	178	22,88
<i>Hister curvatus</i> (Erichson, 1834)	4	0,51	4	0,51	8	1,02
<i>Holoptera</i> sp.**##	0	0,0	1	0,13	1	0,13
Total Histeridae	85	10,93	102	13,11	187	24,04
Hydrophilidae						
Hydrophilidae sp.**	4	66,67	2	33,33	6	100
Lagriidae						
<i>Lagria villosa</i> (Fabricius, 1781)**#	1	100	0	0,0	1	100
Nitidulidae						
Nitidulidae spp.(5 morfos)	0	0,0	8	61,54	8	61,54
Scarabaeidae						
<i>Ontophagus buculus</i> (Mannerheim, 1829)	2	2,33	0	0,0	2	2,33
Silphidae						
<i>Oxelytrum discicollae</i> (Brullé, 1840)	1	33,33	1	33,33	2	66,66
Staphylinidae						
<i>Aleochara</i> spp. (3 morfos)	18	3,15	67	11,73	85	14,88
<i>Philonthus flavolimbatus</i> (Erichson, 1840)**#	5	0,88	0	0,0	5	0,88
<i>Philonthus</i> spp.(2 morfos)	12	2,10	2	0,35	14	2,45
Staphylinidae spp.(4 morfos)	0	0,0	16	2,80	16	2,80
<i>Xanthopygus</i> spp.(2 morfos)	0	0,0	3	0,53	3	0,53
Total Staphylinidae	35	6,13	88	15,41	123	21,54
Tenebrionidae						
Tenebrionidae spp. (3 morfos)	1	25,00	0	0,0	1	25,00
Outros Coleoptera						
Coleoptera spp. (5 morfos)	2	5,26	32	84,21	34	89,47
Total Coleoptera	1.655	40,67	975	23,96	2.630	64,63
HYMENOPTERA						
Apidae						
<i>Trigona spinipens</i> sp. 2#	2	2,15	0	0,0	2	2,15
<i>Apis mellifera</i> (Linnaeus, 1758)	8	8,60	3	3,23	11	5,38
Apidae sp.2**##	0	0,0	1	1,07	1	1,07
Meliponini spp. (6 morfos)	7	7,53	14	15,05	21	22,58
Total Apidae	17	18,28	18	19,35	35	37,63
Chrysididae						
Chrysididae spp. (2 morfos)	13	12,15	45	42,06	58	54,21
Colletidae						
Colletidae spp. (4 morfos)**##	0	0,0	4	100	4	100
Formicidae						
<i>Atta</i> sp.1	3	1,97	9	5,92	12	7,89
<i>Camponotus crassus</i> (Mayr, 1862)**	10	2,14	79	51,97	89	58,55
<i>Camponotus</i> sp.2	0	0,0	4	2,63	4	2,63

Continuação – Tabela 6

<i>Camponotus vittatus</i> (Forel, 1904)	0	0,0	9	5,92	9	5,92
Formicidae sp.1***	0	0,0	12	7,89	12	7,89
Formicidae sp.3**	1	0,66	1	0,66	2	1,32
Total Formicidae	14	9,21	114	75,0	128	84,21
Halictidae						
Halictidae spp. (5 morfos)**	2	25,00	6	75,00	8	100
Ichneumonidae						
Ichneumonidae spp. (2 morfos)***	2	40,0	0	0,0	2	40,0
Pteromalidae						
Pteromalidae sp.**	41	97,62	1	2,38	42	100
Sphecidae						
<i>Trypoxylon figulus</i> (Linnaeus, 1758)***	0	0,0	1	11,11	1	11,11
Sphecidae sp.1#	1	11,11	0	0,0	1	11,11
Total Sphecidae	1	11,11	1	11,11	2	22,22
Vespidae						
<i>Agelaia pallipes</i> (Olivier, 1792)***	0	0,0	3	3,49	3	3,49
Tachytini***	0	0,0	1	1,16	1	1,16
Polistinae spp. (4 morfos)	11	12,79	29	33,72	40	46,51
Vespidae spp. (3 morfos)**	2	2,33	3	3,49	5	5,82
Total Vespidae	13	15,12	36	41,86	49	56,98
Total Hymenoptera	103	20,12	225	43,95	328	64,06
LEPIDOPTERA						
Noctuidae						
Noctuidae spp. (5 morfos)	2	0,24	19	2,26	25	2,97
Nymphalidae						
<i>Agrias claudina</i> (Godart, 1824)##	0	0,0	5	0,59	5	0,59
<i>Archaeoprepona demophon</i> (Linnaeus, 1758)##	0	0,0	4	0,48	4	0,48
<i>Eunica maja</i> (Fabricius, 1775)##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Heliconius erato phyllis</i> (Linnaeus, 1758)***	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Memphis moruus</i> (Fabricius, 1775)##	0	0,0	7	0,83	7	0,83
<i>Morpho helenor</i> (Cramer, 1776)##	0	0,0	2	0,24	2	0,24
<i>Prepona pseudomphale</i> (Le Moul, 1932)##	0	0,0	1	0,12	1	0,12
<i>Vanessa myrinna</i> (E. Doubleday, 1849) #	2	0,24	0	0,0	2	0,24
Total Nymphalidae	2	0,24	21	2,50	23	2,74
Hesperiidae						
<i>Heliopetes omrina</i> (A. Butler, 1870)#	1	0,12	0	0,0	1	0,12
Pieridae						
<i>Eurema albul</i> (Cramer, 1776)***	1	0,12	0	0,0	1	0,12
<i>Eurema elathea</i> (Cramer, 1777)***	1	0,12	0	0,0	1	0,12
Total Lepidoptera	6	0,71	40	4,75	46	5,47
Outros insetos						
Hemiptera	1.072	60,50	459	25,90	1.531	86,40
Odonata	1	50,0	0	0,0	1	50,0
Total Geral	33.304	36,01	25.150	27,19	58.454	63,20

** - Espécies exclusivas do período seco;

- Espécies exclusivas do ambiente de pastagem; ## - Espécies exclusivas do ambiente de mata.

Continuação – Tabela 7

<i>Peckia (Euboettcheria)</i>		XX	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>collusor</i>										
<i>Peckia (Euboettcheria)</i>		X	X	X	XX	X	X	X	XX	XX
<i>florencioi</i>										
<i>Peckia (Pattonella)</i>		X	X	X	X		X	X	X	X
<i>intermutans</i>										
<i>Peckia (Peckia)</i>		X								
<i>chrysostoma</i>										
<i>Peckia (Peckia) pexata</i>		X	X				X			
<i>Peckia (Squamatodes)</i>					X			X	X	
<i>ingens</i>										
<i>Peckia (Squamatodes)</i>	X	XX	XX	X	XX					
<i>trivittata</i>										
<i>Ravinia advena</i>		X		X	X			X		
<i>Ravinia belforti</i>		XX	XX	XX	XXX		X	X	X	X
<i>Ravinia effrenata</i>		X		X						X
<i>Sarcodexia lambens</i>	X	XX	XX	XX	XXX		XX	XX	XX	XXX
<i>Sarcophaga</i>								X		
<i>(Lipoptilocnema) crispula</i>										
<i>Titanogrypa (Cucullomyia)</i>		X	X		X					
<i>larvicida</i>										
<i>Tricharaea (Sarcophagula)</i>	X	XX	XXX	XXX	XXX		XX	XX	X	XX
<i>occidua</i>										
Fêmeas não identificadas		X			X		X	X	X	X
Muscidae										
<i>Atherigona orientalis</i>	X	XX	XXX	XX	XXX	X	X	XX	XX	XX
<i>Biopyrellia bipuncta</i>		X			X	XX	XX	XX	XX	XX
<i>Brontaea debilis</i>			X		X					X
<i>Cyrtoneurina geminata</i>				X	X		XX	XX	XX	XX
<i>Cyrtoneurina sp.</i>					X			X	X	XX
<i>Cyrtoneuropsis</i>										X
<i>multomaculata</i>										
<i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>	X		XX	X	XX	X	X	X	X	XX
<i>Cyrtoneuropsis similata</i>					X	X	X	XX	XX	XX
<i>Graphomya maculata</i>		X	X							
<i>Hemichlora scordalus</i>			X		X		XX	X	X	
<i>Morellia dendropanacis</i>					X		XX	X	XX	XX
<i>Morellia humeralis</i>							X	X		
<i>Morellia nigricosta</i>							X			X
<i>Morellia paulistensis</i>	X	X	X	X	X	XX	XX	X	XX	X
<i>Musca domestica</i>	X	XX	XXX	XX	XXX		X	X	X	
<i>Ophyra aenescens</i>		XX	XXX	XX	XX		XX	XXX	XX	X
<i>Ophyra solitaria</i>								X	X	
<i>Stomoxys calcitrans</i>				X	XX					X
<i>Synthesiomyia nudiseta</i>					X			X		
Fanniidae										
<i>Fannia pusio</i>	X				XX			XX	X	X
<i>Fannia (subgroup pusio)</i>	X	XX	XXX	XX	XXX		X	XX	XX	X
<i>Fannia yenhedi</i>		XX	XX	X	XXX		X	X	X	XX
Anthomyiidae										
<i>Anthomyia sp.</i>								X		
<i>Pegomyia sp.</i>					X			X		X
COLEOPTERA										
Cleridae										
<i>Necrobia rufipes</i>			X	XX	XX			X		X
Coccinellidae										
<i>Coccinellidae sp.</i>		X		X	X					
Chrysomelidae										
<i>Chrysomelidae sp.</i>			XX	XX	XX		X			X

Continuação – Tabela 7

Curculionidae						
Curculionidae sp.			X			
Dermeestidae						
<i>Dermeestes maculatus</i>		XX	XX	X	X	X
Histeridae						
<i>Euspilotus</i> sp. 1	X	X	X	XX	XX	XX
<i>Euspilotus</i> sp. 2		XX	X	X	XX	XX
<i>Euspilotus</i> sp. 3						X
<i>Euspilotus</i> sp. 4			X			
<i>Euspilotus</i> sp. 5					X	
<i>Euspilotus</i> sp. 6	X	X	XX	XX	XX	XX
<i>Hister curvatus</i>	X	X	XX	X	XX	XXX
<i>Hister</i> sp. 1						X
<i>Hister</i> sp. 2					X	X
Histeridae sp. 1			X		X	X
Histeridae sp. 2						X
Histeridae sp. 3			X			X
<i>Omalothes</i> sp.			X	X	X	XX
Nitidulidae						
Nitidulidae sp. 1			X			
Scarabaeidae						
<i>Deltotrilum</i> sp.	X		X	X	XX	X
<i>Dichotomius nissus</i>		X	X			X
<i>Dichotomius</i> sp. 1		X	X		X	
<i>Dichotomius</i> sp. 2			X			
<i>Dichotomius</i> sp. 3						X
<i>Eurysternus</i> sp. 1			X			X
<i>Eurysternus</i> sp. 2			X		X	X
<i>Ontophagus buculus</i>		X	X		X	
<i>Ontophagus</i> sp. 1					X	
<i>Ontophagus</i> sp. 2		X				
<i>Trichilum externepunctatum</i>		X	X		X	
Silphidae						
<i>Oxelytrum discicollis</i>			X			
Staphylinidae						
<i>Aleochara</i> sp. 1						X
<i>Aleochara</i> sp. 3		X	X	X		
<i>Cryptobium</i> sp.						X
<i>Eulissus chalybaeus</i>		X	XX			X
<i>Philonthus</i> sp. 1	X	XX	XXX	X	X	XX
<i>Philonthus</i> sp. 2			X			X
<i>Platydracus ochropygus</i>						X
Staphylinidae sp. 1					X	X
Staphylinidae sp. 2		X	XX	X	XX	XX
Staphylinidae sp. 3						X
Staphylinidae sp. 4						X
<i>Xanthopygus</i> sp. 1						X
<i>Xanthopygus</i> sp. 2	X	X	X	X	XX	XX
Tenebrionidae						
Tenebrionidae sp. 2			X	X		
Tenebrionidae sp. 3			X			
Trogidae						
<i>Omorgus suberosus</i>			X			X
<i>Omorgus</i> sp.		X				
Trogidae sp.					X	
Outros Coleoptera						
Coleoptera sp. 1			X			X
Coleoptera sp. 2						X

- X – (n = 1-9); XX – (n = 10-99); XXX – (n = 100-999); XXXX – (n = 1000-9999).

I – Estágio Fresco; II – Estágio de Inchaço; III – Estágio de Decomposição Ativa; IV – Estágio de Decomposição Avançada; V – Estágio Seco.

Tabela 8 - Frequência relativa de insetos adultos coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) nos diferentes estágios de decomposição, em ambientes de pastagem e de mata durante o período seco de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Seco									
	Pastagem					Mata				
	I	II	III	IV	V	I	II	III	IV	V
DIPTERA										
Calliphoridae										
<i>Chloroprocta idiodea</i>							X			
<i>Chrysomya albiceps</i>	X	XXX	XXX	XX	XX		XXX	XXXX	XX	XX
<i>Chrysomya megacephala</i>		X					X			
<i>Chrysomya putoria</i>		X	X	X				XX		X
<i>Cochliomyia hominivorax</i>										
<i>Cochliomyia macellaria</i>	X	XX	X	X			XX	XX	X	X
<i>Hemilucilia segmentaria</i>						X	X			
<i>Lucilia cuprina</i>										
<i>Lucilia eximia</i>		X	XX	XX	X	X	XX	XX		
Sarcophagidae										
<i>Blaesoxipha</i>									X	X
(<i>Acanthodothea</i>) <i>lanei</i>										
<i>Blaesoxipha</i>			X	X	XX		X	X	X	X
(<i>Acanthodothea</i>) <i>minensis</i>										
<i>Blaesoxipha</i>				X	X				X	X
(<i>Acanthodothea</i>) <i>rudis</i>										
<i>Blaesoxipha</i> (<i>Acridiophaga</i>)					X					
<i>caridei</i>										
<i>Blaesoxipha</i> ?				X						
<i>Blaesoxipha</i> (<i>Sarcophaga</i>)									X	
<i>plinthropyga</i>										
<i>Dexosarcophaga carvalhoi</i>	X	XX	XXX	XXX	XXX		X	XXX	XX	X
<i>Dexosarcophaga paulistana</i>				X	X			XX	X	X
<i>Dexosarcophaga transita</i>			X	X	X					
<i>Dexosarcophaga</i> (<i>Bezzisca</i>)			X							
<i>ampullula</i>										
Espécie nova				X	X					
<i>Helicobia aurescens</i>			X	X	X		X	XX	X	X
<i>Helicobia morionella</i>		X	X	X	X		X	X		X
<i>Helicobia rapax</i>		X	X	XX	XX	X	X	XX	X	
<i>Lepidodexia</i> (<i>Harpagopyga</i>)				X						
sp.										
<i>Malacophagomyia</i>					X					
<i>filamenta</i>										
<i>Microcerella erythropyga</i>				X	X					
<i>Nephochaetopteryx orbitalis</i>							X	X	X	
<i>Nephochaetopteryx</i>		X			X					
<i>cyaniventris</i>										
<i>Nephochaetopteryx</i>		X								
<i>pallidiventris</i>										
<i>Oxysarcodexia admixta</i>		X	X		X		X	XX	X	
<i>Oxysarcodexia angrensis</i>		X	XX	X	XX		XX	XXX	XX	XX
<i>Oxysarcodexia aura</i>		X	X	XX	X				X	X
<i>Oxysarcodexia avuncula</i>		X	XX	XX	XX	X	XX	XXX	XX	XX
<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i>		X	X	X	X		XX	XX	X	X
<i>Oxysarcodexia diana</i>		XX	XX	XXX	XXX		XX	XXX	XXX	XX
<i>Oxysarcodexia fluminensis</i>			X	X	XX		X	X	X	
<i>Oxysarcodexia major</i>			X	X	X	X	X	XX	X	X
<i>Oxysarcodexia meridionalis</i>				X			X	XX	X	X

Continuação – Tabela 8

<i>Oxysarcodexia paulistanensis</i>		X	XX	XXX	XX			XX	X	X
<i>Oxysarcodexia riograndensis</i>								X		
<i>Oxysarcodexia simplicoides</i>		X	X	X	X			XX	X	
<i>Oxysarcodexia terminalis</i>				X	X				X	
<i>Oxysarcodexia thornax</i>	X	XXX	XXXX	XXXX	XXXX	X	XXX	XXXX	XXXX	XXX
<i>Oxysarcodexia xon</i>								X	X	
<i>Oxysarcodexia</i> spp. ♀♀	X	XX	XXX	XXX	XXX	X	XXX	XXXX	XXX	XXX
<i>Peckia (Euboettcheria) anguilla</i>		X	X	X			X	X	X	
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i>		X	XX	XXX	XX	X	XX	XXX	XX	XX
<i>Peckia (Euboettcheria) florencioi</i>			X	X	X	X	XX	XXX	XX	X
<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>			X	X			X	X		X
<i>Peckia (Peckia) chrysostoma</i>			X	X					X	
<i>Peckia (Peckia) pexata</i>			X		X			X	X	X
<i>Peckia (Squamatodes) ingens</i>							X		X	
<i>Peckia (Squamatodes) trivittata</i>	X	X	X	X	X		X	X	X	
<i>Ravinia advena</i>			X	X	X			X	X	X
<i>Ravinia belforti</i>		X	XX	XX	XXX		X	XX	XX	XX
<i>Ravinia effrenata</i>				X	X					
<i>Sarcodexia lambens</i>	X	XX	XX	XX	XXX	X	XX	XXX	XXX	XX
<i>Sarcophaga (Lipoptilocnema) crispula</i>			X	X					X	
<i>Tricharaea (Sarcophagula) occidua</i>	X	XX	XX	XXX	XXXX		XX	XXX	XXX	XXX
Fêmeas não identificadas	X	XX	XX	XXX	XXX		XX	XXX	XX	X
Muscidae										
<i>Atherigona orientalis</i>	X	XXX	XXX	XXX			XX	XXX	XX	X
<i>Biopyrellia bipuncta</i>	X	XX	XXX	XX			XXXX	XXXX	XXX	XX
<i>Brontaea debilis</i>	X		X					X		
<i>Cyrtoneurina geminata</i>					X		XX	XX		X
<i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>								X		
<i>Cyrtoneuropsis paraescita</i>	X	X	X	X						
<i>Cyrtoneuropsis similata</i>				X			X	XX	X	
<i>Graphomya maculata</i>				X	X				X	
<i>Morellia dendropanacis</i>				X			XX	XXX	XX	XX
<i>Morellia humeralis</i>			X	X	X		XX	XXX	XX	X
<i>Morellia paulistensis</i>	X	X	XX				XX	XX		X
<i>Musca domestica</i>	X	XX	XX	XX			X	XX	XX	X
<i>Myospila obsoleta</i>								X		
<i>Ophyra aenescens</i>	XX	XX	XX	XX			X	XXX	XX	X
<i>Ophyra solitaria</i>			X	X				X	X	
<i>Sarcopromusca pruna</i>				X				X		
<i>Stomoxys calcitrans</i>					X					
<i>Synthesiomyia nudiseta</i>			X				X		X	
Fanniidae										
<i>Fannia carvalhoi</i>	X	X	X	X			X	X	X	X
<i>Fannia pusio</i>	XX	XX	XX	XX			X	XX	XX	XX
<i>Fannia</i> (subgroup <i>pusio</i>)	X	XX	XX	XX		X	X	XX	XX	XX
<i>Fannia tumidifemur</i>		X								
<i>Fannia yenhedi</i>	X	XXX	XX	XX			XX	XX	XX	XX

Continuação – Tabela 8

<i>Fannia</i> sp. 1	X	X		X				
<i>Fannia</i> sp. 2	X	X	X					
Anthomyiidae								
<i>Anthomyia</i> sp.			X			X		
<i>Craspedochaeta</i> sp.		X			X	X		X
<i>Emmesiomys</i> sp.		X	X	X	X	XX		
<i>Pegomyia</i> sp.						X		
COLEOPTERA								
Cleridae								
<i>Necrobia rufipes</i>		XX	XXX	XXX		X	X	XX
Crysolmelidae								
<i>Crysolmelidae</i> sp.		X	X	X	X		X	X
Dermestidae								
<i>Dermestes maculatus</i>	XX	XXX	XXX	XXX	X	XXX	XXX	XXX
Histeridae								
<i>Euspilotus</i> sp. 1	X	XX	X	X	X	XX	X	X
<i>Euspilotus</i> sp. 2	X	XX	X	X	X	XX	XX	X
<i>Euspilotus</i> sp. 3	X	X	X	X		X		
<i>Euspilotus</i> sp. 4		X	X					X
<i>Euspilotus</i> sp. 5	X							
<i>Euspilotus</i> sp. 6	X		X			X		X
<i>Hister curvatus</i>	X	X				X	X	
<i>Holoptera</i> sp.						X		
Hydrophilidae								
<i>Hydrophilidae</i> sp.1			X					X
Lagriidae								
<i>Lagria villosa</i>			X					
Nitidulidae								
<i>Nitidulidae</i> sp. 1								X
<i>Nitidulidae</i> sp. 2						X		
<i>Nitidulidae</i> sp. 3								X
<i>Nitidulidae</i> sp. 4							X	
<i>Nitidulidae</i> sp. 5							X	
Scarabaeidae								
<i>Ontophagus buculus</i>		X						
Silphidae								
<i>Oxelytrum discicolle</i>			X			X		
Staphylinidae								
<i>Aleochara</i> sp. 2		X			X	X	X	X
<i>Aleochara</i> sp. 3	X	X	X	X	X	XX	XX	X
<i>Philonthus flavolimbatus</i>		X	X					
<i>Philonthus</i> sp. 1	X	X	X			X		
<i>Staphylinidae</i> sp. 1						X		
<i>Staphylinidae</i> sp. 2						XX	X	
<i>Xanthopygus</i> sp. 2						X		
Tenebrionidae								
<i>Tenebrionidae</i> sp. 1	X							
Outros Coleoptera								
<i>Coleoptera</i> sp. 3						XX	X	XX
<i>Coleoptera</i> sp. 4				X				
<i>Coleoptera</i> sp. 5			X					

- X – (n = 1-9); XX – (n = 10-99); XXX – (n = 100-999); XXXX – (n = 1000-9999).

I – Estágio Fresco; II – Estágio de Inchaço; III – Estágio de Decomposição Ativa; IV – Estágio de Decomposição Avançada; V – Estágio Seco.

4.6 – Insetos Emergidos

As formas imaturas coletadas nas carcaças suínas resultaram na emergência de 32.577 insetos pertencentes a seis famílias da ordem Diptera, duas famílias da ordem Coleoptera e uma pertencente à ordem Hymenoptera. Dentre os dípteros foram identificadas 17 espécies que se criaram, representando a grande maioria dos insetos emergidos com 31.556 indivíduos (96,9%). Os coleópteros que se criaram são pertencentes às espécies *Necrobia rufipes* (0,2%) e *Dermestes maculatus* (2,0%). Himenópteros da família Pteromalidae (0,9%) também se criaram nas carcaças (Tabelas 9 e 10).

Calliphoridae representou 80,0% de todos os insetos que se criaram nas carcaças, seguidos por Muscidae (15,2%) e Dermestidae (2,0%) (Coleoptera). O período chuvoso apresentou maior abundância de emergência para todas as famílias de Diptera ($p < 0,001$). O ambiente de pastagem apresentou maior abundância para a maioria das famílias de insetos, com exceção de Muscidae, que ocorreu em maior número no ambiente de mata ($\chi^2_{0.05(1)} = 999.38$) (Tabelas 9 e 10).

Dentre os indivíduos pertencentes à família Calliphoridae, a espécie *Chrysomya albiceps* foi a mais abundante entre todos os insetos emergidos representando 76,1% do total e 95,1 % entre os califorídeos, distribuídos em grande número nos dois tipos de ambientes estudados. *Hemilucilia segmentaria*, a segunda espécie em abundância entre os Calliphoridae (4,4%), ocorreu apenas no ambiente florestal e durante o período chuvoso. *Chrysomya putoria* ocorreu em pequeno número e mais concentrada no ambiente de mata. O pico de coleta de larvas da família foi evidenciado nos estágios III e IV da decomposição das carcaças (Tabelas 9, 10, 11 e 12).

Muscidae, segunda família em abundância (15,2%), foi representada principalmente pelas espécies *Ophyra aenescens* e *Musca domestica*. A primeira foi a mais abundante entre os muscídeos, com ocorrência praticamente exclusiva no ambiente de mata durante a estação chuvosa. O contrário foi observado com *Musca domestica*, com a imensa maioria de indivíduos emergidos no ambiente de pastagem, durante o mesmo período. Assim como os califorídeos, as larvas da família Muscidae foram coletadas em grande número nos estágios III e IV do processo de decomposição (Tabelas 9, 10, 11 e 12).

Dentre os Coleoptera, Cleridae não apresentou preferência por uma das duas estações do ano ($\chi^2_{0.05(1)} = 1.579$; $p > 0,05$) e Dermestidae ocorreu em maior número na estação seca ($\chi^2_{0.05(1)} = 568.03$; $p < 0,001$) com um total de 620 indivíduos emergidos. *Dermestes maculatus*

e *Necrobia rufipes* ocorreram apenas nos últimos estágios de decomposição. Ambas as espécies estiveram presentes nos dois tipos de ambientes estudados (Tabelas 9 e 10).

Peckia (Patonella) intermutans (Walker) foi a espécie mais numerosa entre os Sarcophagidae emergidos, ocorrendo nos dois tipos de ambiente durante o período chuvoso e apenas na área de mata durante o período seco. Os outros membros da família que se criaram nas carcaças foram: *Peckia (Euboettcheria) collusor* presente apenas no ambiente de mata e *Sarcodexia lambens* com um único exemplar no ambiente florestal durante o período chuvoso (Tabelas 9 e 10).

A grande maioria dos representantes da família Fanniidae e as espécies *Megaselia scalaris* (Loew) (Phoridae) e *Hermetia illuscens* (Linnaeus) (Stratiomyidae) emergiram apenas durante o período chuvoso. Os Hymenoptera foram representados por dois morfos da família Pteromalidae e se criaram apenas no ambiente de pastagem durante o período seco (Tabelas 9 e 10).

Tabela 9- Frequências absoluta e relativa de insetos emergidos a partir das formas larvais coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) em ambientes de pastagem e de mata durante o período chuvoso de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Chuvoso				Total	
	Pastagem		Mata		F.A.	F.R.%
	F.A.	F.R.(%)	F.A.	F.R. (%)		
DIPTERA						
Calliphoridae						
Chrysomya albiceps	13.260	50,86	10.055	38,56	23.315	89,42
Chrysomya putoria	19	0,10	73	0,28	92	0,38
Hemilucilia segmentaria	0	0,0	1.158	4,44	1.158	4,44
Total Calliphoridae	13.279	50,92	11.286	43,28	24.565	94,2
Sarcophagidae						
Peckia (Euboettcheria) collusor	0	0,0	1	0,41	1	0,41
Peckia (Patonella) intermutans	169	69,83	62	25,62	231	95,45
Sarcodexia lambens	0	0,0	1	0,41	1	0,41
Total Sarcophagidae	169	69,83	64	26,45	233	96,28
Muscidae						
Biopyrellia bipuncta	0	0,0	8	0,16	8	0,16
Cyrtoneuropsis paraescita	4	0,08	1	0,02	5	0,10
Cyrtoneuropsis similata	0	0,0	4	0,08	4	0,08
Morellia dendropanacis	0	0,0	2	0,04	2	0,04
Musca domestica	1.323	26,97	1	0,02	1.324	26,99
Ophyra aenescens	2	0,04	3.547	72,31	3.549	72,35
Total Muscidae	1.329	27,09	3.563	72,64	4.892	99,73
Fanniidae						
Fannia (subgrupo pusio)	5	33,33	6	40,0	11	73,33
Fannia pusio	1	6,67	2	13,33	3	20,0
Total Fanniidae	6	40,0	8	53,33	14	93,33
Phoridae						
Megaselia scalaris	1	0,93	107	99,07	108	100
Stratyomiidae						
Hermetia illuscens	179	84,43	33	15,57	212	100
Total Diptera	14.963	47,42	15.061	47,73	30.024	95,15
COLEOPTERA						
Cleridae						
Necrobia rufipes	21	27,27	12	15,58	33	42,85
Dermestidae						
Dermestes maculatus	17	2,62	11	1,70	28	4,32
Total Coleoptera	38	5,24	23	3,17	61	8,41
Total Geral	15.001	46,05	15.084	46,30	30.085	92,35

Tabela 10- Frequências absoluta e relativa de insetos emergidos a partir das formas larvais coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) em ambientes de pastagem e de mata durante o período seco de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Seco				Total	
	Pastagem		Mata		F.A.	F.R. %
	F.A.	F.R.(%)	F.A.	F.R. (%)		
DIPTERA						
Calliphoridae						
<i>Chrysomya albiceps</i>	1.474	5,6	3	0,1	1.477	5,66
<i>Chrysomya putoria</i>	32	0,1	0	0,0	32	0,12
Total Calliphoridae	1.506	5,7	3	0,1	1.509	5,75
Sarcophagidae						
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i>	0	0,0	3	1,24	3	1,24
<i>Peckia (Patonella) intermutans</i>	0	0,0	6	2,48	6	2,48
Total Sarcophagidae	0	0,0	9	3,72	9	3,72
Muscidae						
<i>Biopyrellia bipuncta</i>	0	0,0	9	0,18	9	0,18
<i>Morellia dendropanacis</i>	0	0,0	3	0,06	3	0,06
<i>Ophyra aenescens</i>	1	0,41	0	0,0	1	0,41
Total Muscidae	1	0,41	12	0,24	13	0,65
Fanniidae						
<i>Fannia yenhedi</i>	1	6,67	0	0,0	1	6,67
Total Diptera	1.508	4,78	24	0,08	1.532	4,85
COLEOPTERA						
Cleridae						
<i>Necrobia rufipes</i>	38	49,35	6	7,79	44	57,14
Dermestidae						
<i>Dermestes maculatus</i>	377	58,18	243	37,5	620	95,68
Total Coleoptera	415	57,24	249	34,34	664	91,59
HYMENOPTERA						
Pteromalidae (2 morfos)	296	100	0	0,0	296	100
Total Geral	2.219	6,81	273	0,84	2.492	7,65

Tabela 11 – Frequência relativa de insetos emergidos a partir das formas larvais coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) nos diferentes estágios de decomposição, em ambientes de pastagem e de mata durante o período chuvoso de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Chuvoso									
	Pastagem					Mata				
	I	II	III	IV	V	I	II	III	IV	V
DIPTERA										
Calliphoridae										
<i>Chrysomya albiceps</i>			XXXXXX	XX				XXXXX	XXXXX	XX
<i>Chrysomya putoria</i>			XX					XX	XX	
<i>Hemilucilia segmentaria</i>								XXXXX	XX	
Sarcophagidae										
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i>								X		
<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>								XXX	X	
<i>Sarcodexia lambens</i>									X	
Muscidae										
<i>Biopyrellia bipuncta</i>									X	X
<i>Cyrtoneuropsis paraescita</i>					X					X
<i>Cyrtoneuropsis similata</i>										X
<i>Morellia dendropanacis</i>										X
<i>Musca domestica</i>			X	XXXXX					X	
<i>Ophyra aenescens</i>			X					XXXXX	XXX	X
Fanniidae										
<i>Fannia pusio</i>				X					X	
<i>Fannia (subgroup pusio)</i>			X						X	
COLEOPTERA										
Cleridae										
<i>Necrobia rufipes</i>			XX		X			X	X	X
Dermestidae										
<i>Dermestes maculatus</i>					XX				X	X

- X – (n = 1-9); XX – (n = 10-99); XXX – (n = 100-999); XXXX – (n = 1000-9999); XXXXXX – (n = 10000-99999).

I – Estágio Fresco; II – Estágio de Inchaço; III – Estágio de Decomposição Ativa; IV – Estágio de Decomposição Avançada; V – Estágio Seco.

Tabela 12 – Frequência relativa de insetos emergidos a partir das formas larvais coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) nos diferentes estágios de decomposição, em ambientes de pastagem e de mata durante o período seco de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Ordens/Famílias/Espécies	Período Seco									
	Pastagem					Mata				
	I	II	III	IV	V	I	II	III	IV	V
DIPTERA										
Calliphoridae										
<i>Chrysomya albiceps</i>			XXX	XXXX				X		
<i>Chrysomya putoria</i>			X	XX						
Sarcophagidae										
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i>								X		
<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>								X		
Muscidae										
<i>Biopyrellia bipuncta</i>							X	X	X	
<i>Morellia dendropanacis</i>							X	X	X	
<i>Ophyra aenescens</i>			X							
Fanniidae										
<i>Fannia yenhedi</i>			X							
COLEOPTERA										
Cleridae										
<i>Necrobia rufipes</i>			XX	XX	X			X	X	X
Dermestidae										
<i>Dermestes maculatus</i>			XX	XX	XXX			XX	XXX	XXX
HYMENOPTERA										
Pteromalidae			XXX	XX						

- X – (n = 1-9); XX – (n = 10-99); XXX – (n = 100-999); XXXX – (n = 1000-9999).

I – Estágio Fresco; II – Estágio de Inchaço; III – Estágio de Decomposição Ativa; IV – Estágio de Decomposição Avançada; V – Estágio Seco.

5. Discussão

5.1 – Influência dos fatores climáticos no processo de decomposição

A decomposição da matéria orgânica animal é influenciada diretamente pelas condições climáticas do ambiente em que se encontram as carcaças em putrefação. Variáveis como a temperatura, umidade relativa do ar, pluviosidade e presença ou ausência de luminosidade são os principais fatores abióticos que afetam este processo. Essas características físicas estão associadas diretamente com a região geográfica, o perfil vegetacional e o tipo de solo que os restos mortais são encontrados. Esses fatores externos, influenciam tanto na duração do processo de decomposição, quanto na entomofauna associada às carcaças (CAMPOBASSO; DIVELLA; INTRONA, 2001; BYRD & CASTNER, 2010). Os fatores bióticos como a ação de bactérias, fungos, artrópodes e grandes vertebrados também são de grande importância. Dentre estes, a ação dos insetos necrófagos vem sendo apontada como preponderante na decomposição de carcaças animais em decomposição (CATTS; GOFF, 1992; CARVALHO *et al.*, 2000; CARVALHO & LINHARES, 2001; ROSA *et al.*, 2011).

As médias de temperatura, umidade relativa do ar e pluviosidade foram superiores durante o período chuvoso nos dois tipos de vegetação e favoreceram uma decomposição mais acelerada das carcaças. Assim como em outros estudos realizados no Brasil, o período seco apresentou processo de decomposição mais lento (CARVALHO *et al.*, 2000; ROSA *et al.*, 2009; ROSA *et al.*, 2011). A baixa umidade relativa do ar e a ausência de precipitação pluviométrica durante o experimento no período seco promoveram uma desidratação rápida da carcaça, diminuindo assim a disponibilidade de recursos para as formas larvais, que são considerados os principais responsáveis pela degradação da carcaça. Dessa forma, o alto teor de umidade e as chuvas frequentes durante o período chuvoso mantiveram a matéria orgânica com alto teor de umidade, mantendo as condições favoráveis à colonização dos insetos necrófagos e acelerando o processo de decomposição (CAMPOBASSO; DIVELLA; INTRONA, 2001; FARIA *et al.*, 2013).

Discrepâncias em relação à duração do processo de decomposição nos dois ambientes de estudo também foram detectadas, principalmente durante o período seco. A duração semelhante do processo de decomposição, nos dois ambientes durante o período chuvoso, pode ser explicada pela prevalência de altas taxas de umidade relativa do ar, associadas com a

ocorrência de chuva neste período em ambas as áreas de exposição das carcaças. No período seco, o ambiente florestal apresentou tempo de decomposição das carcaças menor que no ambiente de pastagem, o que seria justificado principalmente pelos maiores índices de umidade e baixa incidência de luz solar na carcaça, proporcionados pela sombra formada pela cobertura vegetal. Na pastagem, houve maior incidência solar ao nível do solo e maior ventilação, promovendo uma desidratação mais rápida do substrato e, consequentemente, resultando na diminuição dos recursos alimentares para os insetos necrófagos e no retardo do processo de decomposição.

5.2 – Insetos atraídos: potenciais indicadores forenses, ambientais e de sazonalidade.

A estação seca apresentou maior abundância de insetos atraídos que a estação chuvosa. Este fato pode ser explicado pela maior duração do processo de decomposição das carcaças suínas neste período do ano, permitindo a atração dos insetos por mais tempo no ambiente. Os resultados obtidos por Carvalho & Linhares (2001), Ribeiro (2003) e Rosa *et al.* (2011) também demonstram maior abundância de insetos atraídos em períodos mais secos.

Dentre os membros da ordem Diptera atraídos, a família Sarcophagidae foi a que apresentou maior diversidade de espécies, seguida por Muscidae e Calliphoridae. Os trabalhos de Rosa *et al.* (2011) realizado em diferentes perfis fitofisionômicos de Cerrado nesta mesma região, e o de Barros; Mello-Patiu; Pujol-Luz (2008) no Distrito Federal em pastagens e de Moretti e colaboradores (2008) que utilizaram carcaças de roedores em Campinas-SP, também apresentaram um padrão semelhante em relação à diversidade de espécies nestas famílias. O contrário ocorreu com o trabalho de Carvalho & Linhares (2001) em Campinas-SP, no qual a família Muscidae foi a mais diversa. Muitos trabalhos apresentam uma fauna de sarcófagídeos com riqueza de espécies consideravelmente menor. Este dado pode ser explicado em parte, pela dificuldade na identificação de espécies desta família, influenciando no agrupamento de morfos similares em mesmas espécies. Outros fatores que poderiam estar relacionados com estas discrepâncias são a variação de ambientes estudados, a sazonalidade e o tipo de carcaças utilizadas (MORETTI *et al.*, 2008).

De acordo com Lopes (1973), o gênero *Oxysarcodexia* é caracteristicamente neotrópico e utiliza preferencialmente fezes para realizar as oviposturas. Ainda assim, este gênero foi o que apresentou maior número de espécies identificadas, maior abundância de

indivíduos atraídos e esteve presente em todos os estágios de decomposição, corroborando com os dados de Rosa *et al.* (2011). Mendes & Linhares (1993) e Archer & Elgar (2003) registraram a preferência deste grupo por fezes e vísceras de galinha para ovispostura, mas observaram também o amadurecimento ovariano de fêmeas coletadas em carcaças. *Oxysarcodexia thornax* também foi a espécie mais abundante nos trabalhos de Linhares (1981) em Campinas-SP, Barros; Mello-Patiu; Pujol-Luz (2008) em área de Cerrado do Distrito Federal, Barbosa *et al.* (2009) em área metropolitana do Rio de Janeiro-RJ e Rosa *et al.* (2011) em áreas de Cerrado de Uberlândia-MG. *Tricharaea* (S.) *occidua* foi a segunda espécie mais abundante nos dois períodos e ambientes; resultado semelhante também foi encontrado por Barbosa *et al.* (2009).

De acordo com Pape (1996), *Malacophagomyia filamenta* tem distribuição Neotropical com registros na Bolívia, Suriname e apenas nos estados do Pará e Rio de Janeiro no Brasil. As larvas desta espécie se desenvolvem em carcaças de moluscos (Gastropoda) (Lopes, 1936). Sua ocorrência com apenas um indivíduo atraído possivelmente foi acidental pela baixa atratividade ao tipo de substrato utilizado neste trabalho. *Nephochaetopteryx orbitalis* apresenta distribuição neotropical, na Guiana e no Brasil (PAPE, 1996), com registros nos estados do Rio de Janeiro (LOPES, 1936) e Pará (CARVALHO FILHO, 2012). No presente experimento, foi coletada apenas no ambiente de mata, demonstrando sua preferência por áreas naturais. A espécie *Ravinia effrenata* ocorre tanto na região Neártica, concentrada nos E.U.A. e México, como em regiões neotropicais, das Bahamas ao Peru (PAPE, 1996). No Brasil, sua ocorrência havia sido registrada apenas em Roraima (LOPES & LEITE, 1991).

Foram consideradas espécies potenciais indicadoras de ambiente e de sazonalidade aquelas que ocorreram exclusivamente num dado ambiente e/ou período do ano com abundância mínima maior ou igual a três indivíduos. Sendo assim, em relação à família Sarcophagidae, consideramos *Blaesoxipha* (*Acantodothea*) *lanei*, *Dexosarcophaga transita* e *Oxysarcodexia fluminensis* como indicadoras de período seco e *Helicobia borgmeieri* e *Titanogrypa* (*Cuculomyia*) *larvicida* como indicadores de período chuvoso. As espécies indicadoras de ambiente de mata seriam *Blaesoxipha* (*Acantodothea*) *lanei*, *Nephochaetopteryx orbitalis* e *Oxysarcodexia xon* (Dodge). Por outro lado, *Dexosarcophaga transita*, a nova espécie em processo de descrição, *Microcerella erythropyga* e *Titanogrypa* (*Cuculomyia*) *larvicida* seriam consideradas potenciais indicadoras de ambiente de pastagem.

A família Muscidae, assim como no trabalho de Rosa *et al.* (2011), foi a segunda família com maiores índices faunísticos e maior número de espécies identificadas. *Biopyrellia bipuncta* foi a espécie encontrada em maior abundância dentre os muscídeos, principalmente no ambiente de mata e durante o período seco, corroborando com os dados de Uribe; Wolff; Carvalho (2010) na Colômbia, que demonstraram a preferência desta espécie por ambientes naturais e por períodos secos do ano. O trabalho de Rosa *et al.* (2011) observaram a espécie *Ophyra aenescens* como a mais numerosa no Cerrado da região de Uberlândia-MG. O grande número de exemplares da espécie *Atherigona orientalis* coletados no ambiente de pastagem indica sua preferência por ambientes antrópicos, fato já verificado por Carvalho; Almeida; Jesus (1984) e Uribe; Wolff; Carvalho (2010).

As espécies *Cyrtoneurina* sp., *Hemichlora scordalus* e *Morellia nigricosta* foram consideradas como potenciais indicadoras forense para o período chuvoso. Já *Myospila obsoleta* e *Sarcopromusca pruna* foram consideradas potenciais indicadoras da estação seca do ano. Em relação aos ambientes estudados, *Morellia nigricosta* e *Myospila obsoleta* foram as únicas espécies consideradas como indicadoras de ambiente florestal.

Os califorídeos foram representados majoritariamente pelo gênero *Chrysomya*, assim como observado por BIAVATI; SANTANA; PUJOL-LUZ, (2010) e Rosa *et al.* (2011). Isto demonstra a grande importância deste grupo também em Uberlândia e ressalta seu poder de disseminação pela região, após sua introdução no continente americano (GUIMARÃES; PRADO; BURALLI, 1979; LINHARES, 1981). São espécies consideradas com alto grau de sinantropia e capacidade de adaptação às condições criadas pelo homem (NUORTEVA, 1963). *Chrysomya albiceps* foi a espécie mais numerosa dentre os califorídeos e esteve presente em todos os estágios de decomposição (CARVALHO & LINHARES, 2001; SOUZA; KIRST; KRUGER, 2008). Esta espécie é considerada de grande importância forense no Brasil e também se mostrou a mais abundante nos experimentos realizados em ambientes naturais de Cerrado em Uberlândia-MG (ROSA *et al.*, 2011) e em Brasília-DF (BIAVATI; SANTANA; PUJOL-LUZ, 2010).

Lucilia eximia, *Chrysomya putoria* e *Chrysomya megacephala* também são espécies pertencentes à família Calliphoridae, consideradas de grande importância em estimativas de intervalo pós-morte (IPM) (MOURA; CARVALHO; MONTEIRO-FILHO, 1997; CARVALHO *et al.*, 2000). Ambas as espécies estiveram presentes em todos os períodos do ano, ambientes e estágios de decomposição, corroborando os dados nas áreas de Cerrado da região (ROSA *et al.*, 2011).

Em trabalho realizado no início do século passado por Freire (1914) foi verificado que *Cochliomyia macellaria* (Fabricius) era a espécie a mais frequente colonizadora de cadáveres no Brasil. Neste trabalho, foi a segunda espécie mais abundante dentre os califorídeos atraídos, assim como nos trabalhos de Souza & Linhares (1997) em Campinas-SP e Rosa *et al.* (2011) também em Uberlândia-MG. No trabalho de Biavati (2010), também realizado no bioma Cerrado em Brasília-DF, foi apenas a quarta espécie mais abundante da família Calliphoridae. Estes dados reforçam a hipótese de que, após a introdução do gênero *Chrysomya* no país, esta espécie sofreu um decréscimo de abundância em alguns substratos, provavelmente pelo comportamento predatório e competição larval com as outras espécies deste gênero, principalmente *Chrysomya albiceps* (AGUIAR-COELHO; QUEIROZ; MILWARD-DE-AZEVEDO; 1995; ANDRADE *et al.*, 2002).

Cochliomyia hominivorax foi encontrada em pequeno número nos estágios iniciais da decomposição, apenas no ambiente de pastagem durante o período chuvoso. Essa espécie é de grande importância para a pecuária e para a saúde humana em áreas tropicais por provocar miíases primárias tanto em animais, quanto nos seres humanos (REY, 2008). Sua ocorrência no estágio inicial de decomposição na pastagem se justificaria pelo fato de estar associada a ambientes agropastoris e buscar substratos e matéria orgânica viva ou não decomposta para oviposição (GUIMARÃES & PAPAVERO, 1999).

Lucilia cuprina (Wiedemann) foi encontrada apenas nas áreas de pastagens durante os três estágios finais de decomposição, sinalizando sua importância em ambientes de criação de suínos e bovinos leiteiros (PINTO *et al.*, 2009). Dessa forma, foi a única espécie dentre os califorídeos considerada potencial indicadora do ambiente de pastagem. Outros autores têm registrado sua presença em ambientes com influência humana, tais como lixões e vegetais em decomposição (MARINONI *et al.*, 1999; LINHARES, 1981). *Hemilucilia segmentaria* ocorreu apenas no ambiente florestal e, portanto é considerada potencial indicadora para o mesmo ambiente. Este fato também foi observado em outros trabalhos no Brasil (GUIMARÃES, 1977; MELLO *et al.*, 2007; ROSA *et al.*, 2011).

A família Fanniidae também apresentou espécies potenciais indicadoras de sazonalidade, como no caso de *Fannia carvalhoi*, *Fannia* sp.1 e *Fannia* sp.2, que ocorreram apenas durante o período seco. As espécies *Fannia* sp.1 e *Fannia* sp.2 foram também consideradas indicadoras do ambiente de pastagem.

O trabalho destaca ainda, dentre os dípteros, algumas espécies que foram consideradas potenciais indicadoras do período chuvoso: *Hermetia illucens* e membros da família

Tethinidae. Outras espécies podem ser consideradas potenciais indicadoras do período seco, como os membros dos gêneros *Craspedochaeta* sp. e *Emmesiomysia* sp., ambos pertencentes à família Anthomyiidae, além das famílias Tabanidae e Tephritidae.

Os coleópteros atraídos pelas carcaças são percentences a 14 famílias. As famílias mais abundantes foram Dermestidae, Histeridae, Cleridae e Staphylinidae. Em outros estudos realizados em Pernambuco, São Paulo e Amazonas, o número de famílias associadas com carcaças de suínos foi menor (SOUZA, LINHARES, 1997; CRUZ, VASCONCELOS, 2006, MISE *et al.*, 2010). Dados similares foram obtidos em estudo realizado em Callao, Peru, no qual Innacone (2003) relatou Dermestidae como a família mais abundante (16,35%), seguida por Histeridae (1,48%) e Cleridae (0,45%). A grande riqueza de Staphylinidae e Histeridae também foi observada em estudos realizados com carcaças de suínos em Manaus, Amazonas (MISE *et al.*, 2010).

Histeridae e Staphylinidae foram as famílias que apresentaram maior riqueza e abundância, seguidas pela família Crysomelidae. Espécies de Staphylinidae também foram coletadas em grande número em trabalho desenvolvido com carcaças de suínos em Campinas (SOUZA, LINHARES, 1997). A maioria dos representantes de Staphylinidae alimenta-se de larvas de insetos ou outros pequenos invertebrados (MARINONI *et al.*, 2001). A família Chrysomelidae também esteve presente em grande abundância em estudos realizados em Ponta Grossa, Paraná (GANHO, MARINONI, 2003). Devido à carência de especialistas no Brasil, a identificação de Staphylinidae tem ficado restrita ao nível de família na maioria dos trabalhos de entomologia forense (MONTEIRO-FILHO, PENEREIRO, 1987; MOURA *et al.*, 1997, CARVALHO *et al.*, 2000; CARVALHO, LINHARES, 2001). Souza e Linhares (1997) e Rosa *et al.* (2001) encontraram espécies dos gêneros *Aleochara*, *Philonthus*, *Xanthopygus* e *Eulissus*. Representantes de todos esses gêneros também foram encontrados no presente trabalho.

Dermestes maculatus (Dermestidae) foi o coleóptero mais abundante, apresentando maior número de indivíduos adultos coletados na área de pastagem do que na área de mata. A grande abundância de *D. maculatus* no período seco já havia sido observada em área de Cerrado de Uberlândia por Rosa *et al.* (2011) em estudos com carcaças de suínos. A presença de grande número de indivíduos dessa espécie no período seco deve-se provavelmente à baixa umidade relativa favorável à espécie, que prefere ambientes secos e quentes (MISE; ALMEIDA; MOURA, 2007). *D. maculatus* já foi citada associada à esqueletização de

carcaças humanas, fato que ressalta sua importância na entomologia forense (SCRHOEDER *et al.*, 2002).

Embora Scarabaeidae seja uma família bastante rica e de alimentação variada (MARINONI *et al.*, 2001), esta família foi a sexta em ordem de abundância representada apenas pela espécie *Ontophagus buculus* (Mannerheim) no período seco. No período chuvoso foi representada por 12 espécies, todas com pequeno número de insetos atraídos, das quais *Deltochilum* sp. foi a mais abundante. Por outro lado, no trabalho de Rosa *et al.* (2011) nesta região, a família Scarabaeidae ocorreu com maior diversidade e abundância de indivíduos atraídos, representados principalmente pela espécie *Trichilum externepunctatum* (Borre).

Dentre os Coleoptera, algumas espécies foram consideradas potenciais indicadoras de sazonalidade. Membros das famílias Coccinellidae e Curculionidae e as espécies *Omalodes* sp., *Deltochilum* sp., *Dichotomius nissus* (Olivier), *Eurysternus* spp., *Trichilum externepunctatum* (Borre), *Eulissus chalybaeus* (Mannerheim) e *Omorgus suberosus* (Fabricius) foram consideradas potenciais indicadoras da estação chuvosa. Os representantes da família Hydrophilidae foram considerados indicadores da estação seca. Os indivíduos das famílias Coccinellidae e Curculionidae e *Philonthus flavolimbatus* (Erichson) foram considerados potenciais indicadores do ambiente de pastagem.

As espécies das ordens Hymenoptera e Lepidoptera não são comumente utilizadas na Entomologia Forense em cálculos de IPM. Estes dois táxons apresentaram grande diversidade de espécies e reforçam o seu importante papel ecológico no processo de decomposição de carcaças. A ordem Hymenoptera inclui abelhas, vespas e formigas, com mais de 100.000 espécies descritas e provavelmente mais de 250.000 distribuídas mundialmente (GAULD & BOLTON, 1988). Alguns himenópteros se alimentam de fluidos corporais de carcaças como fonte adicional de alimento, mas não são essencialmente necrófagas, sendo consideradas oportunistas. As formigas por sua vez, podem se alimentar de larvas e pupas de dípteros (HUNT, 1991). No presente estudo, membros do gênero *Camponotus* foram observados causando lesões cutâneas nas carcaças no início do processo de decomposição. Quando atuam como necrófagas, as formigas podem causar mutilações e outras lesões, que podem levar a interpretações errôneas durante a investigação forense (MORETTI; THYSEN, GODOY, 2007; CAMPOBASSO *et al.*, 2009). A ordem Lepidoptera se caracteriza por apresentar grande diversidade, com cerca de 160.000 espécies descritas (GRIMALDI & ENGEL, 2005). A associação do grupo com carcaças em decomposição tem sido relatada principalmente como fonte de exudatos alimentares para os indivíduos adultos. Algumas famílias estão

associadas à sucessão entomológica em cadáveres principalmente em estágios tardios de decomposição (OLIVEIRA-COSTA, 2003).

Segundo o Novo Código Florestal Brasileiro, Lei nº12.651/12, as Áreas de Preservação Permanente (APP's) devem ser protegidas com função ambiental de preservar os recursos hídricos, a paisagem, a estabilidade geológica, a biodiversidade, facilitar o fluxo gênico de fauna e flora, proteger o solo e assegurar o bem-estar das populações humanas. O presente trabalho apresenta registros de espécies que se mostraram exclusivas deste ambiente, inclusive registros de novas espécies de Sarcophagidae. Dessa forma, a presença de grande biodiversidade encontrada na área florestal da Fazenda Experimental do Glória, área de preservação permanente da propriedade, reforça a necessidade da preservação dessas áreas e aponta a importância de estudos continuados nestes ambientes para o melhor conhecimento dessa fauna de grande representatividade.

5.3 – Insetos emergidos: potenciais indicadores forenses, ambientais e de sazonalidade

O cálculo do intervalo pós-morte (IPM) é a principal ferramenta utilizada pela Entomologia Forense na resolução de casos criminais. Para a estimativa do IPM é importante conhecer o tempo de duração dos estágios de desenvolvimento das formas imaturas dos principais insetos considerados indicadores forense e o padrão de sucessão entomológica ao longo do processo de decomposição. Os insetos que utilizam a carcaça para o seu desenvolvimento são considerados como os potenciais indicadores forenses, representados principalmente pelas ordens Diptera e Coleoptera (CATTS; GOFF, 1992).

A fauna de Calliphoridae emergida a partir das larvas coletadas foi mais numerosa que a fauna atraída e capturada nas armadilhas. A grande abundância dos Calliphoridae emergidos, especialmente a espécie *Chrysomya albiceps*, também foi observada nos trabalhos de Souza & Linhares (1997) em Campinas; Rosa *et al.* (2009) no Cerrado de Uberlândia e de Biavati *et al.* (2010) em Brasília. Esta espécie possui distribuição mundial e tem sido apontada como indicadora forense em vários países (HORENSTEIN *et al.*, 2007; VANIN *et al.*, 2009; OLIVEIRA; VASCONCELOS, 2010). Em concordância com os dados de Rosa *et al.* (2009), *Chrysomya putoria* e *Hemilucilia segmentaria* também se criaram nas carcaças. O contrário foi observado em relação à espécie *Lucilia exima* que se criou apenas nas áreas naturais de Cerrado (ROSA *et al.*, 2009). *Hemilucilia segmentaria* se criou apenas no

ambiente de mata e durante o período chuvoso, podendo ser considerada potencial indicadora de ambiente natural e de sazonalidade.

Peckia (Pattonella) intermutans foi a espécie mais numerosa entre os Sarcophagidae emergidos. Esta é uma espécie necrófaga e vem sendo apontada em vários trabalhos como potencial indicador forense, além de ser encontrada tanto em áreas naturais quanto em ambientes antrópicos (SOUZA & LINHARES, 1997; MORETTI; THYSSEN, GODOY, 2007; ROSA *et al.*, 2009).

Ophyra aenescens foi a espécie da família Muscidae mais abundante dentre os insetos emergidos, concentrada principalmente nas áreas compostas por floresta estacional semidecidual. Esta espécie também se criou nas áreas naturais de Cerrado desta região (ROSA *et al.*, 2009). Dessa forma pode ser considerada como indicadora de ambiente natural para a região de Uberlândia-MG. *Musca domestica* foi a segunda espécie emergida entre os muscídeos, ocorrendo em sua imensa maioria no ambiente de pastagem. O alto grau de associação desta espécie com ambientes antrópicos já é bem conhecido (GREENBERG, 1971). Embora *Musca domestica* apresente hábitos coprófagos, vários trabalhos registraram esta espécie entre os indivíduos que conseguem se desenvolver em carcaças em decomposição (RIBEIRO, 2003; SALAZAR, 2006, ROSA *et al.*, 2009).

A ausência de Fanniidae durante a estação seca deve ser ressaltada, uma vez que sua abundância é fortemente influenciada pelas condições físicas do local (ROSA *et al.*, 2009).

Os indivíduos das famílias Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae e Fanniidae (Diptera) se criam nas carcaças principalmente durante os três primeiros estágios de decomposição. Com o avanço do processo de decomposição, as larvas desses dípteros abandonaram a carcaça para puparem e durante o quarto estágio de decomposição, foram substituídas por Phoridae (Diptera), Dermestidae e Cleridae (Coleoptera). A ocorrência das larvas de *Megaselia scalaris*, *Dermestes maculatus* e *Necrobia rufipes* na serragem durante os dois últimos estágios de decomposição, demonstram sua preferência pelo substrato orgânico com baixa umidade (SOUZA & LINHARES, 1997; CAMPOBASSO; DIVELLA; INTRONA, 2001; BARROS; MELLO-PATIU; PUJOL-LUZ, 2008; ROSA *et al.*, 2009). Por outro lado, a ocorrência das larvas de *Hermetia illuscens* na serragem durante os dois últimos estágios de decomposição pode ser explicada pelo fato que o seu desenvolvimento larval durar aproximadamente 22 dias (TOMBERLIN; SHEPPARD; JOYCE, 2002).

É importante ressaltar ainda a criação das espécies *Megaselia scalaris* e *Hermetia illuscens* apenas durante o período chuvoso, mostrando que as condições ambientais e o grau

de umidade do substrato são fatores importantes para o sucesso no desenvolvimento destas espécies no substrato estudado (ROSA *et al.*, 2009).

Outro fator importante a ser mencionado foi a criação de himenópteros parasitoides pertencentes à família Pteromalidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). Em trabalhos realizados por Silva *et al.* (2005) e Marchiori *et al.* (2007) em Itumbiara-GO, foi evidenciado o desenvolvimento de espécies desta família em pupários de dípteros das famílias Calliphoridae, Sarcophagidae e Fanniidae. A ocorrência destes parasitoides deu-se principalmente durante os estágios III e IV da decomposição das carcaças. Período este, o de maior concentração das larvas e pupas dos dípteros que emergiram durante o período seco no ambiente de pastagem.

É possível que algumas espécies que foram consideradas potenciais indicadoras forenses de ambiente natural neste estudo possam estar associadas a este tipo de ambiente, por apresentarem preferência a ambientes sombreados, e não necessariamente a ambientes naturais. Assim, devemos considerar, quando se discute neste trabalho o potencial de várias espécies como indicadoras de um dos ambientes ou dos períodos do ano estudados, que estes dados devem ser comparados com outros estudos a serem desenvolvidos nesta região. Dessa forma, será possível aumentar o grau de certeza em inferências sobre indicadores de sazonalidade e dos ambientes estudados.

6. Conclusões

- As condições climáticas, principalmente a umidade relativa do ar e a pluviosidade, interferiram diretamente na duração do processo de decomposição das carcaças de suínos (*Sus scrofa*).
- Carcaças em decomposição atraem uma entomofauna altamente diversa em ambientes antrópicos e naturais na região de Uberlândia-MG.
- O período chuvoso apresentou maior riqueza de espécies para a maioria das famílias das ordens Diptera e Coleoptera.
- Durante o período chuvoso, o ambiente de mata apresentou maior diversidade para a maioria das famílias analisadas. No período seco, foi o ambiente de pastagem que apresentou os maiores índices de diversidade com algumas exceções.
- O trabalho aponta várias espécies potenciais indicadoras forenses de IPM, de sazonalidade e de ambientes naturais e antrópicos na região de Uberlândia-MG.

7. Referências Bibliográficas

- AGUIAR-COELHO, V. M.; QUEIROZ, M. M. C.; MILWARD-DE-AZEVEDO, E. M. V. Associação entre larvas de *Chrysomya megacephala* (Fabricius), *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) e *Cochliomyia macellaria* (Fabricius) (Calliphoridae: Diptera) sob condições de laboratório. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, p. 983-990, 1995.
- ALMEIDA, L. M.; MISE, K. M. Diagnosis and key of the main families and species of South American Coleoptera of forensic importance. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 53, p. 227-244, 2009.
- ANDRADE, H. T. A.; VARELLA-FREIRE, A. A.; BATISTA, M. J. A.; MEDEIROS, J. F. Calliphoridae (Diptera) coletados em cadáveres humanos no Rio Grande do Norte. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 5, p. 855-946, 2005.
- ANDRADE, J. B.; ROCHA, F. A.; RODRIGUES, P.; ROSA, G. S.; FARIA, L. D. B.; ZUBEN, C. J. V. Larval dispersal and predation in experimental populations of *Chrysomya albiceps* and *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 1137-1140, 2002.
- ARAÚJO, G. M.; HARIDASSAN, M. Perfil nutricional de espécies lenhosas de duas florestas semidecíduas em Uberlândia, MG. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 28, n. 2, p. 295-303, 2005.
- ARCHER, M. S.; ELGAR, M. A. Effects of decomposition on carcass attendance in a guild of carrion-breeding flies. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 17, p. 263-271, 2003.
- BARBOSA, R. R. MELLO-PATIU, C. A.; MELLO, R. P.; QUEIROZ, M. M. C. New records of calyptrate dipterans (Fanniidae, Muscidae and Sarcophagidae) associated with the decomposition of domestic pigs in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 104(6): 923-926, 2009.

BARROS, R. M.; MELLO-PATIU, C. A.; PUJOL-LUZ, J. R. Sarcophagidae (Insecta, Diptera) associados à decomposição de carcaças de *Sus scrofa* Linnaeus (Suidae) em área de Cerrado do Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 52, n. 4, p. 606-609, 2008.

BAUMHOVER, A. H. Erradication of the screw worm fly. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 21, p. 105-113, 1966.

BENECKE, M. Random amplified polymorphic DNA (RAPD) typing of necrophagous insects (Diptera, Coleoptera) in criminal forensic studies: validation and use in practice. **Forensic Science International**, v. 98, p. 157-168, 1998.

BEUTER, L.; FERNANDES, P. A.; BARROS, P. B.; SOUZA, C. R.; MENDES, J. Insetos de potencial importância forense e na saúde pública em região urbana de Minas Gerais: Frequência relativa e variação sazonal de fauna atraída e criada em carcaças de roedores. **Revista de Patologia Tropical**, v. 41, p. 480-490, 2012.

BEYER, J. C., ENOS, W. F., STAJIC, M. Drug identification through analysis of maggots. **Journal of Forensic Science**, v. 25, p. 411-12, 1980.

BIAVATI, G. M.; SANTANA, F. H. A.; PUJOL-LUZ, J. R. A checklist of Calliphoridae blowflies (Insecta, Diptera) associated with a pig carrion in Central Brazil. **Journal of Forensic Sciences**, v. 55, n. 6, p. 1603-1606, 2010.

BORNEMISSZA, G. F. An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. **Australian Journal of Zoology**, v. 5, p. 1-12, 1957.

BUZZI, J. Z. **Coletânea de nomes populares de insetos do Brasil**, Curitiba: edição do autor, p. 230, 1994.

BYRD, J. H.; CASTNER, J. L. **Forensic entomology: the utility of arthropods in legal investigations**. New York: CRC Press, 2^a edição, p. 204, 2010.

CAMPOBASSO, C. P.; DI VELLA, G.; INTRONA, F. Factors affecting decomposition and Diptera colonization. **Forensic Science International**, v. 120, p. 18-27, 2001.

CAMPOBASSO, C. P.; MARCHETI, D.; INTRONA, F.; COLONNA, M. F. Postmortem artifacts made by ants and the effect of ant activity on decompositional rates. **American Journal of Forensic Medicine and Pathology**, v. 30, p. 84-87, 2009.

CARVALHO, C. J. B.; ALMEIDA, J. R.; JESUS, C. B. Dípteros sinantrópicos de Curitiba e arredores (Paraná, Brasil). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 28, p. 551-560, 1984.

CARVALHO, L. M. L.; LINHARES, A. X. Seasonality of insect succession and pig carcass decomposition in a natural forest area in Southeastern Brazil. **Journal of Forensic Sciences**, Philadelphia, v. 46, n. 3, p. 604-608, 2001.

CARVALHO, L. M. L.; THYSSEN, P. J.; LINHARES, A. X.; PALHARES, F. A. B. A checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in Southeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 95, p. 135-138, 2000.

CARVALHO, C. J. B.; MOURA, M. O.; RIBEIRO, P. B. Chave para adultos de dípteros (Muscidae, Fanniidae, Anthomyiidae) associados ao ambiente humano no Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 46, p. 107-114, 2002.

CARVALHO, C. J. B.; MELLO-PATIU, C. A. Keys to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 52, p. 390-406, 2008.

CARVALHO FILHO, F. S. **Revisão taxonômica e filogenia das espécies do gênero *Nephochaetopteryx* Townsend, 1934 (Diptera: Sarcophagidae)**. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Pará, Belém, 2012.

CATTS, E. P.; GOFF, M. L. Forensic entomology in criminal investigations, Department of Entomology. **Annual Revision Entomology**, Stanford, v. 37, p. 253-272, 1992.

CRUZ, T. M.; VASCONCELOS, S. D. Entomofauna de solo associada à decomposição de suíno em um fragmento de Mata Atlântica de Pernambuco, Brasil. **Biociências**, Porto Alegre, v.14, n. 2, p. 193-201, 2006.

D'ALMEIDA, J. M.; ALMEIDA, J. R.. Tropic niches in calyptrate Diptera in Rio de Janeiro, RJ. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 58(4), p. 563-570, 1998.

FARIA, L. S.; PASETO, M. L.; FRANCO, F. T.; PERDIGÃO, V. C.; CAPEL, G., MENDES, J. Insects breeding in pig carrion in two environments of a rural area of the State of Minas Gerais, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 43, p. 216-222, 2013.

FREIRE, O. Algumas notas para o estudo da fauna cadavérica da Bahia. **Gazeta Médica da Bahia**, v. 46, p.110-125, 1914.

FURLANETTO, S. M. P.; CAMPOS, M. L. C.; HARSI, C. M.; BURALLI, G. M.; ISHIHATA, G. K. Microrganismos enteropatogênicos em moscas africanas pertencentes ao gênero *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae) no Brasil. **Revista de Microbiologia**, v. 15, p. 170-174, 1984.

GANHO, N. G.; MARINONI, R. C. Fauna de Coleoptera no Parque Estadual de Vila Velha, Ponta Grossa, Paraná, Brasil. Abundância e riqueza das famílias capturadas através de armadilhas malaise. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 20, n. 4, 2003.

GAULD, I.D.; BOLTON, B. **The Hymenoptera**. New York: Oxford University, p. 331. 1988.

GOMES, L. **Entomologia Forense: novas tendências e tecnologias nas ciências criminais**. Rio de Janeiro: Technical Books Editora, 1ª edição, p. 524, 2010.

GUIMARÃES, J. H.; PAPAVERO, N. **Myiasis in man and animals in the Neotropical Region**. São Paulo: Editora Plêiade, 1ª edição, p. 102, 1999.

GUIMARÃES, J. H. A systematic revision of the Mesembrinellidae, stat. nov. (Diptera, Cyclorhapha). **Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo**, v. 29, p. 1-109, 1977.

GUIMARÃES, J. H.; PRADO, A. P.; BURALLI, G. M. Dispersal and distribution of three newly introduced species of *Chrysomya* (Robineau-Desvoidy) in Brazil (Diptera: Calliphoridae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v.23, p.245-255, 1979.

GREENBERG, B. **Flies and diseases: Ecology, classification and biotic associations**. Princeton: Princeton University Press, p. 856, 1971.

GREENBERG, B.; KLOWDEN, M. Enteric bacterial interactions in insects. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 25, p.1459-1466, 1972.

GRIMALDI, D.; ENGEL, M. S. **Evolution of the Insects**. New York: Cambridge University Press, p. 12, 2005.

HANSKY, I. Carrion fly community dynamics: patchiness, seasonality and coexistence. **Ecological Entomology**, v. 12, p. 257-266, 1987.

HORENSTEIN, M. B.; LINHARES, A. X.; ROSSO, B.; GARCÍA, M. D. Species composition and seasonal succession of saprophagous calliphorids in a rural area of Córdoba, Argentina. **Biological Research**, v. 40, p.163–171, 2007.

HUNT, J. H. Nourishment and the evolution of the social Vespidae. **The social biology of wasps**. In: Ross, G. K. & R. W. Matthews. (eds.), Comstock, Ithaca, p. 426–450, 1991.

INTRONA, F.; CAMPOBASSO, C. P.; GOFF, M. L. Entomotoxicology. **Forensic Science International**, v. 120, p. 42-47, 2001.

KEH, B. Scope and applications of forensic entomology. **Annual Review of Entomology**, v. 30, p. 137-154, 1985.

LAWRENCE, J. F.; BRITTON, E. B. Coleoptera. In: CSIRO (Ed.). **The insects of Australia**. Victoria: Melbourne University, 2^a edição, p. 543-683, 1991.

LENKO, K.; PAPAVERO, N. Insetos no Folclore, São Paulo: **Plêiade/FAPESP**, 2^a edição, p. 468, 1996.

LOPES, H. S. Sarcophagídeos neotropicas novos ou pouco conhecidos (Diptera). **Arquivos do Instituto de Biologia Vegetal**, v. 3, p. 71-90, 1936.

LOPES, H. S. Collecting and rearing sarcophagid flies (Diptera) in Brazil during forty years. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 45, p. 279-291, 1973.

LOPES, H. S.; LEITE, A. C. R. Notes on the male genitalia of species of *Ravinia* and *Chaetoravinia* (Diptera: Sarcophagidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 86, p. 95-101, 1991.

LOPES, S. F.; SCHIAVINI, I; PRADO JÚNIOR, J. A.; GUSSON, A. E.; SOUZA NETO, A. R.; VALE, V. S.; DIAS NETO, O. C. Caracterização ecológica e distribuição diamétrica da vegetação arbórea em um remanescente de floresta estacional semidecidual, na Fazenda Experimental do Glória, Uberlândia, MG. **Bioscience Journal**, v. 27, n. 2, p. 322-335, 2011.

LORD, W. D.; STEVENSON, J. R. **Directory of forensic entomologists**. Washington, D.C: Miscellaneous Publications Armed Forces Pest Management. Board, p. 42, 1986.

LINHARES, A. X. Synanthropy of Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera) in the city of Campinas, São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v.25(3), p.189-215, 1981.

MANN, R. W.; BASS, W. M.; MEADOWS, L. Time since death and decomposition of the human body: variables and observations in case and experimental field studies. **Journal of Forensic Science**, v. 35, p. 103-111, 1990.

MARCHENKO, M. I. Medicolegal relevance of cadaver entomofauna for the determination of time of death. **Forensic Science International**, v. 120, p. 89-109, 2001.

MARCHIORI, C. H.; SILVA FILHO, O. M.; BORGES, M. P.; ALVARENGA, V. A. Parasitóides de dípteros coletados usando armadilha pitfall em Itumbiara, Goiás. **Biotemas**, v. 20, n. 1, p. 115-118, 2007.

MARINONI, R. C.; GANHO, N. G.; MONNÉ, L. M.; MERMUDES, J. R. M. **Hábitos alimentares em Coleoptera (Insecta)**. Ribeirão Preto: Holos editora, p. 64, 2001.

MARQUEZ, A. T.; MATTOS, M. S.; NASCIMENTO, S. B. Miíases associadas com alguns fatores sócio-econômicos em cinco áreas urbanas do Estado do Rio de Janeiro. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 40, p. 175-180, 2007.

MARTINEZ, E.; DUQUE, P.; WOLFF, M. Succession pattern of carrion-feeding insects in Paramo, Colombia. **Forensic Science International**, v. 166, p. 182-189, 2007.

McALPINE, J. F. **Manual of Nearctic Diptera**. Ottawa: Biosystematics Research Centre, v. 1, p. 674, 1981.

McALPINE, J. F. **Manual of Nearctic Diptera**. Ottawa: Biosystematics Research Centre, v. 2, p. 657, 1987.

MELLO, R. S.; QUEIROZ, M. M. C.; VALGODE, M. A.; AGUIAR-COELHO, V. M. Population fluctuations of Calliphoridae species (Diptera, Calliphoridae) in the Biological Reserve of Tingu, state of Rio de Janeiro, Brazil. **Iheringia, Série Zoologia**, Rio Grande do Sul, v. 97, n. 4, p.1 - 5, 2007.

MENDES, J.; LINHARES, A. X. Atratividade por iscas e estágio de desenvolvimento ovariano em várias espécies sinantrópicas de Calliphoridae (Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 37, n. 1, p. 157-166, 1993.

MISE, K. M.; ALMEIDA, L. M.; MOURA, M. O. Levantamento da fauna de Coleoptera que habita a carcaça de *Sus scrofa* L., em Curitiba, Paraná. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 51, n. 3, p. 358-368, 2007.

MISE, K. M.; SOUZA, A. S. B.; CAMPOS, C. M.; KEPPLER, R. L. F.; ALMEIDA, L. M. Coleoptera associados a carcaças de porco em reserva florestal, Manaus, Amazonas, Brasil. **Biota Neotropica**, Campinas, v. 10, n. 1, 2010.

MONTEIRO-FILHO, E. K. L. A.; PENEREIRO, J. L. Estudo de decomposição e sucessão sobre uma carcaça animal numa área do estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, v. 47, n. 3, p. 289-295, 1987.

MORETTI, T. C.; THYSSEN, P. J.; GODOY, W. A. C.; SOLIS, D. R. Formigas coletadas durante investigações forenses no sudeste brasileiro. **Biológico**, v. 69, p. 465-467, 2007.

MORETTI, T. C.; RIBEIRO, O. B.; THYSSEN, P. J.; SOLIS, D. R. Insects on decomposing carcasses of small rodents in a secondary forest in Southeastern Brazil. **European Journal of Entomology**, v. 105, p. 691-696, 2008.

MOURA, M. O.; CARVALHO, C. J. B.; MONTEIRO-FILHO, E. L. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Paraná. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 92, p. 269-274, 1997.

NUORTEVA, P. Synanthropy of blowflies (Diptera, Calliphoridae) in Finland. **Annales Entomologici Fennici**, v. 29, p. 1-49, 1963.

ODUM, E. P. **Ecologia**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara, p. 434, 1988.

OLIVEIRA, V. C.; MELLO, R. P.; D' ALMEIDA, J. M.; Dípteros muscóides como vetores mecânicos de ovos de helmintos em jardim zoológico, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 36, n. 5, p. 614-620, 2002.

OLIVEIRA, V. C.; D' ALMEIDA, J. M.; ABALÉM DE SÁ, I. V.; MANDARINO, J. R.; SOLARI, C. A. Enterobactérias associadas a adultos de *Musca domestica* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae) e *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1754) (Diptera: Calliphoridae) no Jardim Zoológico, Rio de Janeiro. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 58, n. 4, p. 556-561, 2006.

OLIVEIRA-COSTA, J. ; MELLO-PATIU, C. A.; LOPES, S. M. Dípteros muscóides associados com cadáveres humanos na cena da morte no estado do Rio de Janeiro. **Boletim do Museu Nacional**, Rio de Janeiro, v. 464, p. 1-6, 2001.

OLIVEIRA-COSTA, J. **Entomologia forense: quando os insetos são vestígios**. Campinas: Millenium, 2^a edição, p. 257, 2003.

OLIVEIRA-COSTA, J.; MELLO-PATIU, C. A. Estimation of PMI in homicide investigation by the Rio de Janeiro Police. **Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology**, v. 5, p. 40-44, 2004.

OLIVEIRA, T. C.; VASCONCELOS, S. D. Insects (Diptera) associated with cadavers at the Institute of Legal Medicine in Pernambuco, Brazil: implications for forensic entomology. **Forensic Science International**, v. 198, p. 97–102, 2010.

PAPE, T. **Catalogue of Sarcophagidae of the World (Insecta, Diptera)**. Gainesville: Memoirs on Entomology, International, v. 8, p. 558, 1996.

PINTO, D. M.; COSTA, J. H.; FELCHICHER, F.; BERNARDI, E.; ZIMMER, C. R.; RIBEIRO, P. B. **Flutuação populacional de *Lucilia cuprina* (DIPTERA, CALLIPHORIDAE), em criação de suínos e gado leiteiro, no sul do Rio Grande do Sul, Brasil**. XVIII Congresso de Iniciação Científica; XI Encontro de Pós-Graduação, Universidade Federal de Pelotas, Brasil, 2009.

PUJOL-LUZ, J. R.; MARQUES, H.; URURAHY-RODRIGUES, A.; RAFAEL, J. A.; SANTANA, F. H.; ARANTES, L. C.; CONSTANTINO, R. A forensic entomology case from the Amazon rain forest of Brazil. **Journal of Forensic Sciences**, v. 51, p. 1151–1153, 2006.

PUJOL-LUZ, J. R.; ARANTES, L. C.; CONSTANTINO, R. Cem anos da Entomologia Forense no Brasil (1908-2008). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 52, n. 4, p. 485-492, 2008.

REY, L. **Parasitologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 4^a edição, p. 753, 2008.

RIBEIRO, N. M. **Decomposição e sucessão entomológica em carcaças de suínos expostas em área de Cerrado e Mata Ciliar no Sudeste brasileiro**. Dissertação de Mestrado – Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2003.

RODRIGUEZ, W. C.; BASS, W. M. Insect activity and its relationship to decay rates of human cadavers in east Tennessee. **Journal of Forensic Sciences**, v. 28, p. 423-432, 1983.

ROSA, R.; LIMA, S. C.; ASSUNÇÃO, W. L. Abordagem preliminar das condições climáticas de Uberlândia (MG). **Sociedade e Natureza**, v. 3, p. 91-108, 1991.

ROSA, T. A.; BABATA, M. L. Y.; SOUZA, C. M.; SOUSA, D.; MELLO-PATIU, C. A.; MENDES, J. Dipterans of forensic interest in two vegetation profiles of Cerrado in Uberlândia, State of Minas Gerais, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 6, p. 859-866, 2009.

ROSA, T. A.; BABATA, M. L. Y.; SOUZA, C. M.; SOUSA, D.; MELLO-PATIU, C. A.; VAZ-DE-MELO, F. Z.; MENDES, J. Arthropods associated with pig carrion in two vegetation profiles of Cerrado in the State of Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 3, p. 424-434, 2011.

SALAZAR, J. L. Insectos de importância forense em cadáveres de ratas, Carabobo – Venezuela. **Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica**, v. 23, p. 33-38, 2006.

SALVIANO, R. J. B.; MELLO, R. P.; BECK, L. C. N. H.; d'ALMEIDA, J. M. Aspectos bionômicos de *Squamatoides trivittatus* (Diptera: Sarcophagidae) sob condições de laboratório. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 249-254, 1996.

SCHROEDER, H.; KLOTZBACH, H.; OESTERHELWEG, L.; PÜSCHEL, P. Larder beetles (Coleoptera, Dermestidae) as an accelerating factor for decomposition of a human corpse. **Forensic Science International**, Lausanne, v. 127, p. 231-236, 2002.

SILVA, C. G.; SILVA, P. H.; SOUZA, B.; MARCHIORI, C. H. Hymenópteros parasitoides de califorídeos de interesse forense: novas ocorrências. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.72, n. 3, p. 383-386, 2005.

SOUZA, A. M., LINHARES A. X. Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in southeastern Brazil: relative abundance and seasonality. **Medical and Veterinary Entomology**, Oxford, v. 11, p. 8-12, 1997.

SOUZA, A. B.; KIRST, F. D.; KRÜGER, R. F. Insetos de Importância Forense do Rio Grande do Sul, sul do Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v.52, n.4, p.641-646, 2008.

THYSSEN, P. J.; MORETTI, T. C.; UETA, M. T.; RIBEIRO, O. B. O papel de insetos (Blattodea, Diptera e Hymenoptera) como possíveis vetores mecânicos de helmintos em ambiente domiciliar e peridomiciliar. **Caderno de Saúde Pública**, v. 20, n. 4, p. 1096-1102, 2004.

THYSSEN, P. J.; LESSINGER, A. C.; AZEREDO-ESPIN, A. M. L.; LINHARES, A. X. The value of PCR-RFLP molecular makers for the differentiation of immature stages of two necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae) of potential forensic importance. **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 4, p. 777-783, 2005.

TOMBERLIN, J. K.; SHEPPARD, D. C.; JOYCE, J. A. Selected life-history traits of black soldier flies (Diptera: Stratiomyidae) reared on three artificial diets. **Annals of Entomology Society**, v. 95, p. 379-386, 2002.

URAMOTO, K.; WALDER, J. M. M.; ZUCHI, R. A. Análise quantitativa e distribuição de populações de espécies de *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) no Campus Luiz de Queiroz , Piracicaba, SP. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 34-39, 2005.

URIBE, N.; WOLFF, M. CARVALHO, C. J. B. Synanthropy and ecological aspects of Muscidae (Diptera) in a tropical dry forest ecosystem in Colombia. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 54, n. 3, p. 462-470, 2010.

VAIRO, K. P.; MELLO-PATIU, C. A.; CARVALHO, C. J. B. Pictorial identification key for species of Sarcophagidae (Diptera) of potential forensic importance in southern Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, p. 333-347, 2011.

VANIN, S.; CAENAZZO, L.; ARSENI, A.; CECCHETTO, G.; CATTANEO, C.; TURCHETTO, M. Records of *Chrysomya albiceps* in Northern Italy: an ecological and forensic perspective. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 555–557, 2009.

WOLFF, M.; URIBE, A.; ORTIZ, A.; DUQUE, P. A preliminary study of forensic entomology in Medellín, Colombia. **Forensic Science International**, v. 120, p. 5, 2001.

ZAR, J. H. **Biostatistical analysis**. New Jersey: Prentice Hall INC, 4^a edição, p. 718, 1999.

8. Anexos

Tabela 13 - Frequências absoluta e relativa de insetos adultos coletados em carcaças de suínos (*Sus scrofa*, L.) em ambientes de pastagem e de mata durante os períodos chuvoso e seco de 2010, na Fazenda Experimental do Glória em Uberlândia-MG.

Famílias/Espécies	Período Chuvoso				Período Seco				Total	
	Pastagem		Mata		Pastagem		Mata			
	F.A.	F.R.	F.A.	F.R.	F.A.	F.R.	F.A.	F.R.	F.A.	F.R.
DIPTERA										
Calliphoridae										
<i>Chloroprocta idiodea</i>	5	0.06	13	0.16	0	0.0	1	0.01	19	0.24
<i>Chrysomya albiceps</i>	2.847	35.70	932	11.69	1.605	20.13	1.806	22.65	7.190	90.17
<i>Chrysomya megacephala</i>	192	2.41	48	0.60	2	0.03	5	0.06	247	3.10
<i>Chrysomya putoria</i>	30	0.38	11	0.14	13	0.16	13	0.16	67	0.84
<i>Cochliomyia hominivorax</i>	2	0.03	0	0.0	0	0.0	0	0.0	2	0.03
<i>Cochliomyia macellaria</i>	118	1.48	4	0.05	49	0.61	109	1.37	280	3.51
<i>Hemilucilia segmentaria</i>	0	0.0	8	0.10	0	0.0	5	0.06	13	0.16
<i>Lucilia cuprina</i>	4	0.05	0	0.0	0	0.0	0	0.0	4	0.05
<i>Lucilia eximia</i>	67	0.84	29	0.36	30	0.38	26	0.33	152	1.91
Total Calliphoridae	3.265	40.95	1.045	13.11	1.699	21.31	1.965	24.64	7.974	100
Sarcophagidae										
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) lanei</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	4	0.01	4	0.01
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) minensis</i>	20	0.05	4	0.01	82	0.20	11	0.03	117	0.28
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) rudis</i>	175	0.42	9	0.02	4	0.01	6	0.01	194	0.47
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) sp. 2</i>	0	0.0	1	0.00	0	0.0	0	0.0	1	0.00
<i>Blaesoxipha (Acridiophaga) caridei</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.00	0	0.0	1	0.00
<i>Blaesoxipha (Sarcophaga) plinthropyga</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	0.00	1	0.00
<i>Blaesoxipha ?</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.00	0	0.0	1	0.00
<i>Dexosarcophaga carvalhoi</i>	35	0.08	6	0.01	695	1.68	166	0.40	902	2.19
<i>Dexosarcophaga paulistana</i>	0	0.0	1	0.00	6	0.01	48	0.12	55	0.13
<i>Dexosarcophaga transita</i>	0	0.0	0	0.0	9	0.02	0	0.0	9	0.02
<i>Dexosarcophaga (Bezzisca) ampullula</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.00	0	0.0	1	0.00
<i>Dexosarcophaga sp. 3</i>	2	0.00	0	0.0	0	0.0	0	0.0	2	0.00
Espécie Nova	1	0.00	0	0.0	7	0.02	0	0.0	8	0.02

Continuação – Tabela 13										
<i>Helicobia aurescens</i>	18	0.04	7	0.02	16	0.04	22	0.05	63	0.15
<i>Helicobia borgmeieri</i>	3	0.01	1	0.00	0	0.0	0	0.0	4	0.01
<i>Helicobia morionella</i>	20	0.05	2	0.00	15	0.04	5	0.01	42	0.10
<i>Helicobia rapax</i>	11	0.03	0	0.0	32	0.08	31	0.08	74	0.18
<i>Lepidodexia (Harpagopyga) sp.</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.00	0	0.0	1	0.00
<i>Malacophagomyia filamenta</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.00	0	0.0	1	0.00
<i>Microcerella erythropyga</i>	25	0.06	0	0.0	9	0.02	0	0.0	34	0.08
<i>Nephochaetopteryx cyaneiventris</i>	2	0.00	20	0.05	5	0.01	0	0.0	27	0.07
<i>Nephochaetopteryx orbitalis</i>	0	0.0	3	0.01	0	0.0	14	0.03	17	0.04
<i>Nephochaetopteryx pallidiventris</i>	0	0.0	7	0.02	1	0.00	0	0.0	8	0.02
<i>Oxysarcodexia admixta</i>	0	0.0	20	0.05	3	0.01	29	0.07	52	0.13
<i>Oxysarcodexia angrensis</i>	2	0.00	50	0.12	38	0.09	286	0.69	376	0.91
<i>Oxysarcodexia aura</i>	1	0.00	0	0.00	22	0.05	2	0.00	25	0.06
<i>Oxysarcodexia avuncula</i>	13	0.03	106	0.26	176	0.43	363	0.88	658	1.60
<i>Oxysarcodexia carvalhoi</i>	2	0.00	15	0.04	8	0.02	111	0.27	136	0.33
<i>Oxysarcodexia culmiforceps</i>	0	0.0	1	0.00	0	0.0	0	0.0	1	0.00
<i>Oxysarcodexia diana</i>	167	0.40	122	0.30	368	0.89	621	1.51	1.278	3.10
<i>Oxysarcodexia fluminensis</i>	0	0.0	0	0.0	18	0.04	8	0.02	26	0.06
<i>Oxysarcodexia major</i>	0	0.0	3	0.01	9	0.02	17	0.04	29	0.07
<i>Oxysarcodexia meridionalis</i>	1	0.00	0	0.0	1	0.00	22	0.05	24	0.06
<i>Oxysarcodexia paulistanensis</i>	31	0.08	2	0.00	222	0.54	31	0.08	286	0.69
<i>Oxysarcodexia parva</i>	0	0.0	2	0.00	0	0.0	0	0.0	2	0.00
<i>Oxysarcodexia riograndensis</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	0.00	1	0.00
<i>Oxysarcodexia simplicoides</i>	2	0.00	0	0.0	16	0.04	18	0.04	36	0.09
<i>Oxysarcodexia terminalis</i>	1	0.00	0	0.0	7	0.02	1	0.00	9	0.02
<i>Oxysarcodexia thornax</i>	2.053	4.98	390	0.95	14.622	35.45	5.577	13.52	22.642	54.89
<i>Oxysarcodexia xon</i>	0	0.0	2	0.00	0	0.0	2	0.00	4	0.01
<i>Oxysarcodexia spp. ♀♀</i>	1.291	3.13	593	1.44	2.066	5.01	2.020	4.90	5.971	14.48
<i>Peckia (Euboettcheria) anguilla</i>	8	0.02	13	0.03	11	0.03	8	0.02	40	0.10
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i>	30	0.07	53	0.13	196	0.48	233	0.56	512	1.24

Continuação – Tabela 13										
<i>Peckia</i> (<i>Euboettcheria</i>) <i>florencioi</i>	30	0.07	132	0.32	21	0.05	219	0.53	402	0.97
<i>Peckia</i> (<i>Pattonella</i>) <i>intermutans</i>	4	0.01	14	0.03	5	0.01	7	0.02	30	0.07
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>chrysostoma</i>	1	0.00	0	0.0	7	0.02	1	0.00	9	0.02
<i>Peckia</i> (<i>Peckia</i>) <i>pexata</i>	3	0.01	2	0.00	3	0.01	4	0.01	12	0.03
<i>Peckia</i> (<i>Squamatodes</i>) <i>ingens</i>	1	0.00	2	0.00	0	0.0	4	0.01	7	0.02
<i>Peckia</i> (<i>Squamatodes</i>) <i>trivittata</i>	63	0.15	0	0.0	14	0.03	7	0.02	84	0.20
<i>Ravinia advena</i>	5	0.01	3	0.01	16	0.04	10	0.02	34	0.08
<i>Ravinia belforti</i>	223	0.54	8	0.02	263	0.64	146	0.35	640	1.55
<i>Ravinia effrenata</i>	2	0.00	1	0.00	2	0.00	0	0.0	5	0.01
<i>Sarcodexia lambens</i>	274	0.66	334	0.81	263	0.64	937	2.27	1.808	4.38
<i>Sarcophaga</i> (<i>Lipoptilocnema</i>) <i>crispula</i>	0	0.0	1	0.00	2	0.00	1	0.00	4	0.01
<i>Titanogrypa</i> (<i>Cucullomyia</i>) <i>larvicida</i>	15	0.04	0	0.0	0	0.0	0	0.0	15	0.04
<i>Tricharaea</i> (<i>Sarcophagula</i>) <i>occidua</i>	1.313	3.18	95	0.23	1.298	3.15	1.206	2.92	3.912	9.48
Fêmeas não identificadas	4	0.01	4	0.01	371	0.90	233	0.56	612	1.48
Total Sarcophagidae	5.852	14.19	2.029	4.92	20.934	50.75	12.433	30.14	41.248	100
Muscidae										
<i>Atherigona</i> <i>orientalis</i>	444	4.58	63	0.65	944	9.74	265	2.73	1.716	17.70
<i>Biopyrellia</i> <i>bipuncta</i>	7	0.07	194	2.00	255	2.63	3.971	40.96	4.427	45.66
<i>Brontaea debilis</i>	5	0.05	3	0.03	2	0.02	1	0.01	11	0.11
<i>Cyrtoneurina</i> <i>geminata</i>	2	0.02	78	0.80	1	0.01	69	0.71	150	1.55
<i>Cyrtoneurina</i> sp.	4	0.04	23	0.24	0	0.0	0	0.0	27	0.28
<i>Cyrtoneuropsis</i> <i>multomaculata</i>	0	0.0	1	0.01	0	0.0	1	0.01	2	0.02
<i>Cyrtoneuropsis</i> <i>paraescita</i>	57	0.59	21	0.22	6	0.06	0	0.0	84	0.87
<i>Cyrtoneuropsis</i> <i>similata</i>	6	0.06	128	1.32	2	0.02	52	0.54	188	1.94
<i>Graphomya</i> <i>maculata</i>	3	0.03	0	0.0	3	0.03	2	0.02	8	0.08
<i>Hemichlora</i> <i>scordalus</i>	4	0.04	19	0.20	0	0.0	0	0.0	23	0.24
<i>Morellia</i> <i>dendropanacis</i>	2	0.02	122	1.26	2	0.02	458	4.72	584	6.02
<i>Morellia humeralis</i>	0	0.0	2	0.02	8	0.08	238	2.45	248	2.56
<i>Morellia nigricosta</i>	0	0.0	3	0.03	0	0.0	0	0.0	3	0.03
<i>Morellia</i> <i>paulistensis</i>	12	0.12	81	0.84	35	0.36	96	0.99	224	2.31
<i>Musca domestica</i>	494	5.09	11	0.11	214	2.21	59	0.61	778	8.02

Continuação – Tabela 13										
<i>Myospila obsoleta</i>	0	0.0	0	0.0	0	0.0	4	0.04	4	0.04
<i>Ophyra aenescens</i>	557	5.74	137	1.41	179	1.85	295	3.04	1.168	12.05
<i>Ophyra solitaria</i>	0	0.0	2	0.02	10	0.10	6	0.06	18	0.19
<i>Sarcopromusca pruna</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.01	2	0.02	3	0.03
<i>Stomoxys calcitrans</i>	15	0.15	1	0.01	6	0.06	0	0.0	22	0.23
<i>Synthesiomyia nudiseta</i>	1	0.01	1	0.01	1	0.01	5	0.05	8	0.08
Total Muscidae	1.613	16.64	890	9.18	1.669	17.21	5.524	56.97	9.696	100
Fanniidae										
<i>Fannia carvalhoi</i>	0	0.0	0	0.0	13	0.65	8	0.40	21	1.05
<i>Fannia pusio</i>	11	0.55	16	0.80	206	10.28	59	2.95	292	14.58
<i>Fannia</i> (subgroup <i>pusio</i>)	713	35.60	123	6.14	155	7.74	111	5.54	1.102	54.97
<i>Fannia tumidifemur</i>	0	0.0	0	0.0	1	0.05	0	0.0	1	0.05
<i>Fannia yenhedi</i>	142	7.09	23	1.15	311	15.53	86	4.29	562	28.06
<i>Fannia</i> sp. 1	0	0.0	0	0.0	15	0.75	0	0.0	15	0.75
<i>Fannia</i> sp. 2	0	0.0	0	0.0	10	0.50	0	0.0	10	0.50
Total Fanniidae	866	43.24	162	8.09	710	35.45	265	13.23	2.003	100
Anthomyiidae										
<i>Anthomyia</i> sp.	0	0.0	3	5.36	4	7.14	5	8.93	12	21.43
<i>Craspedochaeta</i> sp.	0	0.0	0	0.0	3	5.36	5	8.93	8	14.29
<i>Emmesiomyia</i> sp.	0	0.0	0	0.0	3	5.36	28	50.0	31	55.36
<i>Pegomyia</i> sp.	1	1.79	3	5.36	0	0.0	1	1.79	5	8.93
Total Anthomyiidae	1	1.79	6	10.71	10	17.86	39	69.64	56	100
Phoridae										
<i>Megaselia scalaris</i>	31	3.68	805	95.61	1	0.12	3	0.36	840	99.76
Phoridae sp.	0	0.0	2	0.24	0	0.0	0	0.0	2	0.24
Total Phoridae	31	3.68	807	95.84	1	0.12	3	0.36	842	100
Sirphidae										
<i>Ornidia obesa</i>	45	3.26	26	1.88	1	0.07	3	0.22	75	5.53
Sirphidae spp. (2 morfos)	1.077	78.04	47	3.41	177	12.83	4	0.29	1.305	94.57
Total Sirphidae	1.122	81.30	73	5.29	178	12.90	7	0.51	1.380	100
Stratiomyiidae										
<i>Hermetia illuscens</i>	17	32.08	36	67.92	0	0.0	0	0.0	53	100
Outros Diptera										
Asilidae	3	18.75	0	0.0	11	68.75	2	12.5	16	100
Bombyliidae	3	11.54	0	0.0	23	88.46	0	0.0	26	100
Chloropidae	154	50.33	29	9.48	60	19.61	63	11.76	306	100
Dolichopodidae	0	0.0	21	95.45	0	0.0	1	4.55	22	100
Drosophilidae	5	55.56	3	33.3	0	0.0	1	11.1	9	100
Lonchaeidae	0	0.0	0	0.0	0	0.0	5	100	5	100
Milichidae	465	96.67	15	3.12	0	0.0	1	0.21	481	100
Mycropezidae	0	0.0	1	50.00	0	0.0	1	50.00	2	100
Neriidae	1	25.00	2	50.00	0	0.0	1	25.00	4	100
Otitidae spp. (4 morfos)	7.728	50.04	3.864	25.02	1.381	8.94	2.470	15.99	15.443	100
Piophilidae	4	100	0	0.0	0	0.0	0	0.0	4	100
Ropalomeridae	1	25.00	0	0.0	0	0.0	3	75.00	4	100

Continuação – Tabela 13										
Sepsidae	148	14.50	508	49.76	26	2.55	339	33.20	1.021	100
Sphaeroceridae	16	29.09	30	54.55	0	0.0	9	16.36	55	100
Tabanidae	0	0.0	0	0.0	4	44.44	5	55.56	9	100
Tachinidae	122	2.92	9	0.22	3.759	89.95	289	6.92	4.179	100
Tanypezidae	1	16.67	0	0.0	0	0.0	5	83.33	6	100
Tephritidae	0	0.0	0	0.0	2	9.09	20	90.91	22	100
Tethinidae	352	82.82	73	17.18	0	0.0	0	0.0	425	100
Total Diptera	21.770	25.52	9.603	11.26	30.467	35.72	23.451	27.49	85.291	100
COLEOPTERA										
Cleridae										
<i>Necrobia rufipes</i>	67	11.61	9	1.56	477	82.67	24	4.16	577	100
Coccinellidae										
Coccinellidae sp.	11	100	0	0.0	0	0.0	0	0.0	11	100
Chrysomelidae										
Chrysomelidae sp.	128	84.77	6	3.97	9	5.96	8	5.30	151	100
Curculionidae										
Curculionidae sp.	1	100	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	100
Dermestidae										
<i>Dermestes maculatus</i>	63	3.46	9	0.49	1.038	57.03	710	39.01	1.820	100
Histeridae										
<i>Euspilotus</i> spp. (6 morfos)	53	6.81	229	29.43	81	10.41	97	12.47	460	59.13
<i>Hister curvatus</i>	54	6.94	212	27.25	4	0.51	4	0.51	274	35.22
<i>Hister</i> spp.	0	0.0	3	0.39	0	0.0	0	0.0	3	0.39
<i>Holoptera</i> sp.	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	0.13	1	0.13
Histeridae spp.(3 morfos)	7	0.90	13	1.67	0	0.0	0	0.0	20	2.57
<i>Omalodes</i> sp.	2	0.26	18	2.31	0	0.0	0	0.0	20	2.57
Total Histeridae	116	14.91	475	61.05	85	10.93	102	13.11	778	100
Hydrophilidae										
Hydrophilidae sp.	0	0.0	0	0.0	4	66.67	2	33.33	6	100
Lagriidae										
<i>Lagria villosa</i>	0	0.0	0	0.0	1	100	0	0.0	1	100
Nitidulidae										
Nitidulidae spp.(5 morfos)	5	38.46	0	0.0	0	0.0	8	61.54	13	100
Scarabaeidae										
<i>Deltochilum</i> sp.	3	3.49	21	24.42	0	0.0	0	0.0	24	27.91
<i>Dichotomius nesus</i>	9	10.47	1	1.62	0	0.0	0	0.0	10	11.63
<i>Dichotomius</i> spp. (3 morfos)	11	12.79	2	2.33	0	0.0	0	0.0	13	15.12
<i>Eurysternus</i> spp.(2 morfos)	4	4.65	8	9.30	0	0.0	0	0.0	12	13.95
<i>Ontophagus buculus</i>	12	13.95	1	1.62	2	2.33	0	0.0	15	17.44

Continuação – Tabela 13										
<i>Ontophagus</i> spp. (2 morfos)	5	5.81	1	1.62	0	0.0	0	0.0	6	6.98
<i>Trichilum externepunctatum</i>	5	5.81	0	0.0	0	0.0	0	0.0	5	5.81
<i>Trichilum</i> sp.	0	0.0	1	1.62	0	0.0	0	0.0	1	1.62
Total Sacarabaeidae	49	56.98	35	40.70	2	2.33	0	0.0	86	100
Silphidae										
<i>Oxelytrum discicolle</i>	1	33.33	0	0.0	1	33.33	1	33.33	3	100
Staphylinidae										
<i>Aleochara</i> spp. (3 morfos)	7	1.23	3	0.53	18	3.15	67	11.73	95	16.64
<i>Cryptobium</i> sp.	0	0.0	1	0.18	0	0.0	0	0.0	1	0.18
<i>Eulissus chalybaeus</i>	50	8.76	8	1.40	0	0.0	0	0.0	58	10.16
<i>Philonthus flavolimbatus</i>	0	0.0	0	0.0	5	0.88	0	0.0	5	0.88
<i>Philonthus</i> spp.(2 morfos)	180	31.52	38	6.65	12	2.10	2	0.35	232	40.63
<i>Platydacus ochropygus</i>	0	0.0	2	0.35	0	0.0	0	0.0	2	0.35
Staphylinidae spp.(4 morfos)	22	3.85	35	6.13	0	0.0	16	2.80	73	12.78
<i>Xanthopygus</i> spp.(2 morfos)	13	2.28	89	15.59	0	0.0	3	0.53	105	18.39
Total Staphylinidae	272	47.64	176	30.82	35	6.13	88	15.41	571	100
Tenebrionidae										
Tenebrionidae spp.(3 morfos)	2	50.00	1	25.00	1	25.00	0	0.0	4	100
Trogidae										
<i>Omorgus suberosus</i>	5	62.50	1	12.50	0	0.0	0	0.0	6	75.00
<i>Omorgus</i> sp.	1	12.50	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	12.50
Trogidae sp.	0	0.0	1	12.50	0	0.0	0	0.0	1	12.50
Total Trogidae	6	75.00	2	25.00	0	0.0	0	0.0	8	100
Outros Coleoptera										
Coleoptera spp.(5 morfos)	1	2.63	3	7.89	2	5.26	32	84.21	38	100
Total Coleoptera	722	17.74	717	17.62	1.655	40.67	975	23.96	4.069	100
Outros Insetos										
Hemiptera	211	11.90	30	1.69	1.072	60.50	459	25.90	1.772	100
Hymenoptera	126	26.92	58	11.97	103	13.25	225	47.86	512	100
Lepidoptera	471	55.94	324	38.48	6	0.83	40	4.75	841	100
Odonata	0	0.0	1	50.00	1	50.00	0	0.0	2	100
Orthoptera	2	100	0	0.0	0	0.0	0	0.0	2	100
Total Geral	23.302	25.19	10.733	11.60	33.304	36.01	25.150	27.19	92.489	100
F.A. – Frequência Absoluta; F. R. – Frequência Relativa (%).										