

KARINE PINTO E VAIRO

SARCOPHAGIDAE (DIPTERA) DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE DE
CURITIBA, PARANÁ: chave pictórica para as espécies e morfologia dos
estágios imaturos de *Sarcodexia lambens* (Wiedemann)

CURITIBA

2011

KARINE PINTO E VAIRO

**SARCOPHAGIDAE (DIPTERA) DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE DE
CURITIBA, PARANÁ: chave pictórica para as espécies e morfologia dos
estágios imaturos de *Sarcodexia lambens* (Wiedemann)**

Dissertação apresentada a Coordenação do
Curso de Pós-Graduação em Ciências
Biológicas, área de concentração em
Entomologia, da Universidade Federal do
Paraná, como requisito parcial à obtenção do
grau de Mestre em Ciências.

Orientador: Prof. Dr. Claudio José Barros de
Carvalho

Co- Orientadoras: Prof. Dr^a. Cátia Antunes de
Mello-Patiu

Prof. Dr^a. Margareth Maria de Carvalho
Queiroz

CURITIBA

2011

KARINE PINTO E VAIRO

“SARCOPHAGIDAE (DIPTERA) DE POTENCIAL INTERESSE FORENSE DE CURITIBA, PARANÁ: chave pictórica para as espécies e morfologia dos estágios imaturos de *Sarcodexia lambens* (Wiedemann)”

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de “Mestre em Ciências Biológicas”, no Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração em Entomologia, da Universidade Federal do Paraná, pela Comissão formada pelos professores:



Prof. Dr. Cláudio José Barros de Carvalho (Orientador)
(UFPR)



Profa. Dra. Patrícia Jacqueline Thyssen
(UNICAMP/SP)



Prof. Dr. Mauricio Osvaldo Moura
(UFPR)

Curitiba, 23 de fevereiro de 2011.

“Passo a passo degrau subiste,
Pessoas especiais, sem adjetivos,
Apoiaram tua vontade e teus objetivos,
Você acreditou, se fez acreditar,
Nos momentos difíceis ou indefinidos,
Fez com que o possível acontecesse.
Agora, finalizas um conteúdo,
Brilhando sempre,
Minha pequena e notável menina.”

Francisco Vairo

AGRADECIMENTOS

Primeiramente gostaria de agradecer ao Prof. Dr. Claudio José Barros de Carvalho por ter me iniciado na entomologia, pelo suporte e pela participação essencial na minha formação acadêmica.

A Prof. Dr^a. Cátia Antunes de Mello-Patiu pelos ensinamentos acerca dos sarcófagídeos e pela atenção concedida na resolução de dúvidas e confirmação da identificação.

A Prof. Dr^a. Margareth Maria de Carvalho Queiroz pela disponibilidade, pelo apoio e auxílio com o estudo de imaturos.

Ao Prof. Dr. Maurício Osvaldo Moura pelas conversas e pela atenção concedida no último ano.

Ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia da Universidade Federal do Paraná pela oportunidade e ao CNPq pela bolsa.

Ao Projeto TAXon line - Rede Paranaense de Coleções Biológicas e principalmente ao Vítor Antônio Nardino pelas fotografias deste trabalho.

Ao Rodrigo Rocha Barbosa pela ajuda com a criação.

A Paloma Martins Mendonça pelas micrografias realizadas na Fundação Oswaldo Cruz.

Ao Lorean Cobra Straker pelas micrografias realizadas na Universidade Federal do Rio de Janeiro.

A Beatriz Ern da Silveira e Rafael Cedro Sandoval pelo auxílio na preparação do experimento e participação nas coletas diárias.

Aos “amigos da forense”: Melise Lecheta, Kleber Makoto Mise e Rodrigo César Correa, pela parceria e discussões acadêmicas ou não.

Aos colegas do Laboratório de Biodiversidade e Biogeografia de Diptera pelos três anos de convívio, especialmente: Diana Lucia Grisales Ochoa e Kirstern Lica Follmann Haseyama pela paciência, ajuda e risadas.

Aos colegas da turma de mestrado 2009/2011 e principalmente as amigas que se iniciaram: Carla Piccoli, Daiara Manfio, David Luz, Daniel Moura, Débora Rebechi, Fernando Leivas, Frederico Kirst, Laércio Peixoto do Amaral Neto, Lígia Morais Barizon de Souza e Selene Cirio Leite.

Aos amigos que sempre se fazem presente: Daniel Pamplona, Fábio Gaio, Flávio Osório, Iverson Woyceichoski, Ligia Battezzatti, Larissa Trojan, Marianne Grube e Paula Furiatti.

Ao Eduardo Colley pelo carinho e compreensão.

Aos parentes da família Vairo por terem me acolhido no Rio de Janeiro durante os estudos, principalmente a nona Antonietta Vairo.

Aos avós, Guilhermina Pinto e Manuel Pinto (*in memoriam*), tio e primos da família Pinto pelo amor que demonstram.

Aos meus pais Francisco e Fátima Vairo, por acreditarem em mim mais que eu mesma, pelo incentivo e por serem os melhores exemplos.

Ao meu irmão Filippo Pinto e Vairo que mesmo longe está sempre presente, pelos conselhos e amizade.

E a todos que contribuíram de alguma forma com este trabalho.

RESUMO GERAL

A identificação correta da espécie é essencial para trabalhos de biologia ecologia e demais áreas. No caso de Sarcophagidae, uma família de importância forense, a identificação dos espécimes é considerada complexa tanto nos adultos como nos estágios imaturos. Nos adultos, um estudo detalhado da terminalia masculina somado a alguns caracteres diagnósticos externos pode determinar a espécie em questão, já nos imaturos, um estudo apurado dos caracteres externos somado com a análise do esqueleto cefálico mostra diferenças interespecíficas. Através de um experimento utilizando como substrato de coleta um porco em decomposição na região de Curitiba, foram coletadas e identificadas 22 espécies e posteriormente foi elaborada uma chave de identificação com fotos dos caracteres. Os principais caracteres utilizados na separação das espécies foram: plumosidade da arista, presença de cerdas na veia R_1 e R_{4+5} , número de cerdas escutelares, presença de ctenídios no fêmur médio, presença de uma cerda longa na tíbia média, coloração do epândrio e sintergosternito 7+8, formato do cerco, edeago e vesica e tamanho do basifalo e distifalo. As coletas e posterior identificação resultaram ainda em 11 novos registros de espécies para o estado do Paraná. A problemática na identificação dos espécimes da família estende-se também aos imaturos. A melhor forma atual de se proceder à identificação de estágios imaturos de Sarcophagidae é criar os espécimes em laboratório até a emergência do adulto. Porém, algumas espécies não têm sua biologia bem esclarecida, e muitas vezes não se obtém êxito na criação impossibilitando a identificação do material. A Microscopia Eletrônica de Varredura surge então, como uma ferramenta auxiliar na observação de características externas que não seriam possíveis somente com a microscopia ótica. Porém, o estudo do esqueleto cefálico é indispensável para separação a nível específico. *Sarcodexia lambens* (Wiedemann) é uma espécie amplamente distribuída no Brasil, causadora de miíases, além de ser um importante indicador forense no estado do Rio de Janeiro. Como as larvas de caliptrados em geral, as larvas de *S. lambens* têm 12 segmentos, sendo um pseudocéfalo, três torácicos e oito abdominais. Os espiráculos posteriores se localizam dentro de uma cavidade e os espiráculos anteriores podem ter de 11 a 13 aberturas espiraculares. Possuem um par de antenas e palpos maxilares com cinco sensilas. De acordo com o desenvolvimento, o formato dos espinhos intersegmentares muda, os escleritos do esqueleto cefálico se modificam e a esclerotinização também nos traz informações relevantes para diferenciação das espécies. Para o desenvolvimento da entomologia forense no país é necessário se investir em pesquisa base, ou seja, estudos taxonômicos das espécies envolvidas com o processo de decomposição de corpos.

ABSTRACT

The correct identification of species is essential for studies of biology and ecology. In case of Sarcophagidae, a family of forensic importance, identification of specimens is complex in both adults and immature stages. In adults, only a detailed study of the male terminalia can determine the species, as in immature, a refined study of external characters coupled with the analysis of the cephalopharyngeal skeleton shows interspecific differences. Through an experiment using one pig carcass in the region of Curitiba, 22 species of Sarcophagidae were collected and a identification key with pictures of the characters was made. To group or split the species were used the following characters: setose arista, proclinate fronto-orbital setae, wing vein R1 and R4+R5 setose or bare, number of scutellar setae, mid femurs with or without ctenidium, mid tibia with strong setae or not, epandrium and syntergosternite 7+8 colour, cercus, phallus and vesica form and basiphallus and distiphallus size. The sampling and subsequent identification still resulted in 11 new species records for the state of Parana. The problems in identification of specimens of the family, which also extends to the immature. The best way to proceed the identification of immature stages of Sarcophagidae is to rear the specimens in laboratory until adult emergence. However, some species don't have their biology well understood and often not achieved success in rearing, so sometimes it's impossible to identify the material. The scanning electron microscopy arises as an auxiliary tool for the observation of external features that would't be possible only with the optical microscope. However, the study of the cephalopharyngeal skeleton is essential to the species level. *Sarcodexia lambens* is a species widely distributed in Brazil, causing myiasis and is a important forensic indicator for the state of Rio de Janeiro. As the larvae of Calyptratae in general, the larvae of *S. lambens* have 12 segments, with a pseudocephalon, three thoracic and eight abdominal. The posterior spiracles are located within a cavity and the anterior spiracles can have 11-13 spiracular openings. They have a pair of antennae and maxillary palps with five sensilla. According to the development, the intersegmental spines changes, cephalic sclerites of the cephalopharyngeal skeleton are modified and sclerotization also provides information relevant to species differentiation. For the development of forensic entomology in the country, there is a need to invest in basic research, meaning, the taxonomic studies of the species involved in the degradation of organic matter.

ÍNDICE

Capítulo I. Chave pictórica para os machos das espécies de Sarcophagidae encontradas em carcaças de <i>Sus scrofa</i> (Linnaeus).....	1
1. Introdução.....	2
1.1 Sarcophagidae	2
1.2 Entomologia Forense	3
2. Objetivos	5
3. Material e Métodos	5
3.1 Local	5
3.2 Modelo animal, armadilha e coletas	6
3.3 Identificação	8
3.4 Fotografias das estruturas apontadas na chave.....	8
4. Resultados e Discussão	9
5. Considerações Finais	28
6. Referências Bibliográficas	29
Capítulo II. Morfologia dos estágios imaturos de <i>Sarcodexia lambens</i> (Wiedemann)	33
1. Introdução	34
2. Material e Métodos	35
2.1 Estabelecimento da Colônia	35
2.2 Obtenção das larvas	36
2.3 Microscopia Óptica	37
2.4 Microscopia Eletrônica de Varredura	37
2.5 Descrição, medidas, fotografias e desenhos	38
3. Resultados	39
3.1 Descrição da larvas de primeiro instar.....	39
3.2 Descrição da larvas de segundo instar	40
3.3 Descrição da larvas de terceiro instar	42
3.4 Comprimento das larvas	43
3.4 Descrição do pupário.....	44
4. Discussão	51
5. Conclusões	56
6. Referências Bibliográficas	57

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

FIGURA 1 – Armadilha localizada em um capão no Centro Politécnico (UFPR) para captura dos insetos.....	6
FIGURA 2 – Aspecto da carcaça de suíno exposta no primeiro dia de coleta (21/07/2009).....	7
FIGURA 3 – Aspecto da carcaça de suíno exposta no último dia de coleta (16/10/2009).....	7
FIGURA 4 – Espécime de <i>Oxysarcodexia paulistanensis</i> (Mattos, 1919) montado com a genitália exposta.....	8
FIGURA 5 – Esquema geral da terminália dos gêneros <i>Oxysarcodexia</i> , <i>Peckia</i> e <i>Sarcophaga</i>	14
FIGURA 6-7 – Cabeça em vista lateral. 1. <i>Microcerella halli</i> ; 2. <i>Peckia (Euboetcheria) australis</i>	15
FIGURA 8-9 – Cabeça e terminália masculina em vista lateral de <i>Microcerella halli</i>	15
FIGURA 10-11 – Cabeça e terminália masculina em vista lateral de <i>Microcerella (Xanthobrachynoma) analis</i>	16
FIGURA 12 – Asa em vista dorsal de <i>Helicobia aurescens</i>	16
FIGURA 13-14 – Terminália em vista lateral de <i>Titanogrypa (Sarconeiva) fimbriata</i>	17
FIGURA 15-16 – Cabeça em vista dorsal e terminália em vista lateral de <i>Helicobia aurescens</i>	17
FIGURA 17-18- Cabeça em vista dorsal e terminália em vista lateral de <i>Nephochaetopteryx cyaniventris</i>	18
FIGURA 19 - Fêmur médio em vista posterior de <i>Oxysarcodexia admixta</i>	18
FIGURA 20-21 – Terminália em vista lateral e um espécime de <i>Oxysarcodexia culmiforceps</i>	19

FIGURA 22-23 – Terminália em vista lateral de <i>Oxysarcodexia admixta</i>	19
FIGURA 24-25 – Terminália em vista lateral de <i>Oxysarcodexia riograndensis</i>	20
FIGURA 26-27 – Terminália em vista lateral de <i>Oxysarcodexia thornax</i>	20
FIGURA 28-29 – Terminália em vista lateral de <i>Oxysarcodexia parva</i>	21
FIGURA 30-31 - Terminália em vista lateral de <i>Oxysarcodexia paulistanensis</i>	21
FIGURA 39-40 – Terminália em vista lateral de <i>Lipoptilocnema lanei</i>	24
FIGURA 41-42 – Terminália em vista lateral e cabeça vista lateral de <i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i>	24
FIGURA 43-44 - Escutelo vista dorsal de <i>Peckia (Patonella) intermutans</i> e <i>Peckia (Euboettcheria) australis</i>	25
FIGURA 45-46 Terminália em vista lateral (pré-gonito) de <i>Peckia (Patonella) resona</i> e <i>Peckia (Euboettcheria) florencioi</i>	25
FIGURA 47-48 Terminália em vista lateral de <i>Peckia (Patonella) resona</i> e <i>Peckia (Patonella) intermutans</i>	26
FIGURA 49-51 – Terminália em vista lateral de <i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i> , <i>Peckia (Euboettcheria) florencioi</i> e <i>Peckia (Euboettcheria) australis</i> respectivamente.....	26

CAPÍTULO II

FIGURA 1 – Armadilha contendo carcaças de ratos em decomposição, colocada próximo ao Pavilhão Lauro Travassos do Instituto Oswaldo Cruz IOC/FIOCRUZ, RJ.....	35
--	----

FIGURA 2 – Sala de criação de Dípteros Muscóides do Laboratório de Transmissores de Leishmanioses – SEMEF, IOC/FIOCRUZ.....	36
FIGURA 3 – Micrografias de larvas de primeiro instar de <i>Sarcodexia lambens</i>	45
FIGURA 4 – Micrografias de larvas de segundo instar de <i>Sarcodexia lambens</i>	46
FIGURA 5 – Micrografias de larvas de terceiro instar de <i>Sarcodexia lambens</i>	47

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

TABELA 1 - Lista das espécies de Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae) coletadas em carcaças de porco doméstico em Curitiba, Paraná, Brazil, de julho de 2009 a outubro 2009, comparada registros de outros autores para o estado do Paraná.....	27
---	----

CAPÍTULO II

TABELA 2 – Cálculo da média, desvio padrão e intervalo de variação dos instares larvais.....	43
--	----

PREFÁCIO

O processo de decomposição animal é produto de diversos fatores, dentre eles, fatores bióticos (fauna associada) e abióticos (variáveis climáticas). Na fauna associada, destacam-se os animais necrófagos que usualmente compreendem grupos diversos. Com a ausência dos necrófagos de grande porte, os insetos são os principais responsáveis pelo processo sendo representados principalmente pelas ordens Diptera e Coleoptera. Dentre os Diptera, Sarcophagidae é uma das principais famílias de dípteros muscóides envolvidas no processo de decomposição de carcaças (Campobasso *et al.* 2001).

A utilização de insetos em práticas forenses tem sido frequente (Oliveira-Costa & Mello-Patiu 2004; Pujol-Luz *et al.* 2006) e as informações sobre as características biológicas das espécies passam a ser elementos fundamentais. Neste contexto, Sarcophagidae é um grupo de grande importância forense no Brasil (Oliveira-Costa 2008) e especificamente na região de Curitiba (Paraná), já que aparecem em grande quantidade em todas as etapas do processo de decomposição (Moura *et al.* 1997; 2005).

Entre as famílias de dípteros muscóides importantes na entomologia forense, Sarcophagidae é a que apresenta menor quantidade de trabalhos de biologia e ecologia, principalmente devido à dificuldade na identificação das espécies.

Nos adultos, os caracteres diagnósticos externos, em sua maioria, não são suficientes para diferenciar as espécies, sendo necessário então, um estudo detalhado das terminálias masculina e feminina. Nos estágios imaturos, essa dificuldade também ocorre, já que somente um estudo apurado dos caracteres externos e do esqueleto cefálico mostra diferenças interespecíficas.

Estudos taxonômicos e de identificação de adultos em geral e principalmente na subfamília Sarcophaginae são incipientes na literatura, tendo como último trabalho a chave de identificação dos principais gêneros da América do Sul (de Carvalho & Mello-Patiu 2008). Estudos morfológicos de larvas são ainda mais escassos, e no Brasil, os últimos trabalhos realizados foram de Lopes (1943, 1982) e Leite & Lopes (1987,1989). No entanto, além das chaves tradicionais, é preciso buscar novas formas de identificar os

espécimes de Sarcophagidae. Alguns trabalhos já foram feitos utilizando a microscopia eletrônica como ferramenta para identificação de imaturos ou para descrições taxonômicas (Leite & Lopes 1989; Sukontason *et al.* 2003; Sukontason *et al.* 2006; Mendonça *et al.* 2008).

Grande parte da bibliografia a respeito dos imaturos de Sarcophagidae limita-se à estudos morfológicos de Miltogramminae na busca de caracteres que possam auxiliar análises filogenéticas (Szpila & Pape 2007; Szpila & Pape 2008).

A melhor forma, atualmente, de se proceder à identificação de estágios imaturos de Sarcophagidae é criar os espécimes imaturos em laboratório até a emergência do adulto. Porém, algumas espécies não têm sua biologia bem esclarecida, e muitas vezes não se obtém êxito na criação, o que impossibilita a identificação do material. Ainda, em casos criminais, a determinação rápida do IPM é crucial para a investigação. Frequentemente, não há tempo hábil para a criação das larvas até o estágio adulto e os exemplares podem morrer antes que a identificação em nível específico ocorra, acarretando a perda de evidências criminais importantes (Litjens *et al.* 2001; Schroeder *et al.* 2003). Logo, estudos que envolvam morfologia de adultos e imaturos buscando a confecção de uma chave pictórica de identificação se tornam essenciais para a utilização da evidência entomológica em casos criminais.

Considerando a problemática taxonômica envolvendo Sarcophagidae, este trabalho enfoca a morfologia das espécies que atuam na decomposição de corpos de animais na região de Curitiba, Paraná. Para isso, esta dissertação está dividida em dois capítulos: o primeiro visa à elaboração de uma chave de identificação para machos das espécies com fotos ilustrando os caracteres levantados, tornando assim possível a identificação por pesquisadores não-taxonomistas e peritos criminais; já no segundo capítulo, é apresentada a descrição de *Sarcodexia lambens* (Wiedemann), uma espécie relacionada a cadáveres, utilizando ferramentas como a microscopia eletrônica de varredura (MEV) para a visualização de caracteres externos e a microscopia óptica (MOC) para o estudo do esqueleto cefálico. Esses caracteres apontados na diagnose poderão ser utilizados tanto na identificação desta espécie como em uma futura chave de identificação para imaturos decompositores de Curitiba

Referências Bibliográficas:

Campobasso, C.P; Di Vella, G; Introna, F. 2001 Factors affecting decomposition and Diptera colonization. **Forensic Science International 120**: 18–27.

de Carvalho, C. J. B; Mello-Patiu, C. A. 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. **Revista Brasileira de Entomologia 52**: 390-406.

Lopes, H. S. 1943. Contribuição ao conhecimento das larvas dos Sarcophagidae com especial referência ao esqueleto cefálico (Diptera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 38**: 127-163.

Lopes, H. S. L. 1982. The importance of the mandible and clypeal arch of the first instar larvae in the classification of the Sarcophagidae (Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia 26**: 293-326.

Leite, A. C. R; Lopes, H. S. 1987. Third Contribution to the Knowledge of the Raviniini (Diptera: Sarcophagidae), based on observations of the larvae, using scanning electron microscope. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 82**: 407-413.

Leite, A. C. R; Lopes, H. S. 1989. Scanning electron microscopy of the first instar larvae of *Sarcodexia lambens* e *Peckia chrysostoma* (Diptera: Sarcophagidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 84**: 303-307.

Litjens, P.; Lessinger, A. C.; Azeredo-Espin, A. M. L. 2001. Characterization of the screwworm flies *Cochliomyia hominivorax* and *Cochliomyia macellaria* by PCRFLP of mitochondrial DNA. **Medical and Veterinary Entomology 15**: 183-188.

Mendonça, P. M; Santos –Mallet, J.R.; Mello, R. P; Gomes, L.; Queiroz, M. M. C. 2008. Identification of fly eggs using electron microscopy for forensic investigations. **Micron 39**: 802-807.

Oliveira-Costa, J, Mello-Patiu, C. A. 2004. Estimation of PMI in homicide investigation by the Rio de Janeiro Police Department in Brazil. **Journal of Forensic Medicine and Toxicology**: 40-44.

Oliveira-Costa J. 2008. **Entomologia Forense: Quando os insetos são vestígios**. Millenium. xxii+ 420p

Pujol-Luz, J. R.; Marques, H.; Ururahy-Rodrigues, A.; Rafael, J. A; Santana, F. H. A; Arantes, L. C.; Constantino, R. 2006. A Forensic Entomology Case from the Amazon Rain Forest of Brazil. **Journal of Forensic Science 51**: 1-3.

Schroeder, H.; Klotzbach, H.; Elias S.; Augustin, C. & Pueschel, K. 2003. Use of PCR-RFLP for differentiation of calliphorid larvae (Diptera, Calliphoridae) on human corpses. **Forensic Science International** **132**: 76-81.

Sukontason, K.; Sukontason K. L.; Piangjai, S. 2003. Scanning Electron Microcopy of Third –Instar Sarcophagid (Diptera: Sarcophagidae) recovered from a mummified human corpse in Thailand. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo** **45**: 95-98.

Sukontason, K. L.; Kanchai, C.; Piangjai, S.; Boonsriwong, W.; Bunchu, N.; Sripakdee, D.; Chaiwong, D.; Kuntalue, B.; Siriwattananarungsee, S.; Sukontason, K. 2006. Morphological comparison between *Chrysomya rufifacies* (Macquart) and *Chrysomya villeneuvei* Patton (Diptera: Calliphoridae) puparia, forensically important blow flies. **Forensic Science International** **164**: 230- 234.

Szpila, K, Pape, T. 2008. Morphological diversity of first instar larvae in *Miltogramma* subgenus *Pediasomyia* (Diptera: Sarcophagidae, Miltogramminae). **Zoologischer Anzeiger** **247**: 259–273

Szpila, K, Pape, T. 2007. Rediscovery, redescription and reclassification of *Beludzhia phylloteliptera* (Diptera: Sarcophagidae: Miltogramminae). **European Journal of Entomology** **104**: 119–137.

Capítulo I

Chave pictórica para os machos das espécies de Sarcophagidae encontradas
em carcaças de *Sus scrofa* (Linnaeus)

1. INTRODUÇÃO

1.1 Sarcophagidae

Sarcophagidae possui aproximadamente 2510 espécies (Pape 1996). Embora a família seja distribuída mundialmente, a diversidade é notavelmente concentrada as regiões próximas ao equador. Entre estas regiões, a fauna Neotropical é a mais diversa com mais de 800 espécies descritas (Pape 1996). É um grupo biologicamente diverso que agrupa espécies com diferentes hábitos: coprófagas, predadoras, necrófagas, e ainda causadoras de miíases em vertebrados (Pape 1996). A família é dividida em três subfamílias: Miltogramminae, Paramacronychiinae e Sarcophaginae.

A maioria dos Sarcophagidae adultos tem tamanho de médio á grande (8-14 mm) e são, geralmente, acinzentados com três listras pretas no mesonoto, possuem cerdas no mero, subescutelo pouco desenvolvido e abdômen com pontuações ou manchas (de Carvalho & Mello-Patiu 2008). As fêmeas deste grupo são geralmente vivíparas ou ovovivíparas (McAlpine 1987). O ciclo de vida compreende larva de primeiro, segundo e terceiro instar, pupa e adulto (Gullan & Cranston 2008), sendo as larvas diferenciadas pelo número de fendas no espiráculo, peritrema, tamanho e morfologia geral do corpo. As larvas de Sarcophagidae podem ser diferenciadas das demais famílias de interesse forense pelo esqueleto cefálico bem esclerotizado e pela posição do espiráculo posterior localizado em uma cavidade (Lopes 1943). Os trabalhos realizados abordando estágios imaturos de Sarcophagidae são escassos na literatura.

Sarcophaginae aloca as espécies de interesse forense (Pape 1996). Essa subfamília é monofilética e inclui aproximadamente 1800 espécies descritas em 51 gêneros (Giroux *et al.* 2010). Segundo Carvalho & Mello-Patiu (2008), já foram registradas espécies dos seguintes gêneros de interesse forense para América do Sul: *Microcerella* (Macquart), *Tricharaea* (*Sarcophagula*) (Wulp), *Oxysarcodexia* (Townsend), *Ravinia* (Robineau-Desvoidy), *Peckia* (*Squamatoides*) (Curran), *Peckia* (*Euboettcheria*) (Townsend), *Peckia* (*Pattonella*) (Enderlein), *Peckia* (*Peckia*) (Robineau-Desvoidy), *Helicobia* (Coquillet), *Sarcodexia* (Townsend), *Engelimya* (Lopes), *Sarcophaga* (*Liopygia*)

(Enderlein), (*Sarcophaga* (*Bercaea*) (Robineau-Desvoidy), *Titanogrypa* (*Cuculomyia*) (Townsend), *Blaesoxipha* (*Gigantotheca*) (Townsend).

Especificamente para o estado do Paraná, as informações disponíveis são oriundas de estudos de sinantropia (Ferreira 1979) e realizados com carcaças de ratos na região de Curitiba por Moura *et al.* (1997, 2005).

1.2 Entomologia Forense

A entomologia forense é a aplicação de insetos e outros artrópodes com o objetivo de descobrir informações úteis para uma investigação criminal (Smith 1986, Catts & Goff 1992).

O primeiro caso documentado da utilização da entomologia forense para a resolução de um crime foi na China no século 13 (Benecke 2001). No entanto, o caso em que os insetos foram usados para estimar o intervalo pós-morte ocorreu na França pelo Doutor Bergeret em 1855 (Benecke 2001). Mégnin (1894) publicou um dos mais famosos trabalhos na área: “La faune des Cadavres”, que descreveu a fauna cadavérica além de afirmar que há um padrão de sucessão de insetos previsível nos cadáveres.

No Brasil, os estudos se iniciaram em 1908 com os trabalhos de Edgard Roquette Pinto e Oscar Freire nos estados do Rio de Janeiro e Bahia que baseados em investigações em cadáveres e pequenos animais discordavam de algumas idéias de Mégnin (Pujol-Luz *et al.* 2008).

As pesquisas nesta área crescem gradativamente já que tem aplicações práticas na atividade de um perito criminal, facilitando a resolução de casos. Muitos artrópodes podem ser atraídos por cadáveres: moscas (Diptera), besouros (Coleoptera) e suas larvas, ácaros, isópodos e opiliões. Esses animais se alimentam, vivem e se desenvolvem no cadáver, dependendo de suas preferências quanto ao estágio de decomposição (Benecke 2001). Cada uma das espécies apresenta um determinado tipo de desenvolvimento que pode ser alterado por condições climáticas como temperatura e umidade (Wolff *et al.* 2001).

De acordo com Carvalho *et al.* (2000), os insetos da ordem Diptera em especial os muscóides, são os primeiros a chegarem aos cadáveres, podendo ovipor logo após encontrá-lo (Smith 1986). As larvas destas famílias podem se desenvolver em tecido em decomposição, sendo responsáveis por 90% da degradação da massa corpórea (Salviano *et al.* 1996).

Cerca de dez famílias dos maiores grupos de insetos, Diptera e Coleoptera, foram identificadas associados a carcaças. Devido à maior quantidade, os Calliphoridae e Muscidae são os principais responsáveis pela decomposição do cadáver e os primeiros a colonizá-lo (após 2 a 3 horas de exposição), seguidas da família Sarcophagidae (Campobasso *et al.* 2001).

Quando um corpo é encontrado com mais de 72 horas do óbito, análises morfológicas e temperatura corpórea podem não ser suficientes para saber quando a morte ocorreu (Anderson 2004). Assim, nestes casos, os insetos podem ajudar na datação do intervalo pós-morte.

A idade dos estágios imaturos encontrados em um cadáver pode estimar a data da morte de um dia até meses, dependendo das espécies envolvidas e das condições climáticas do local (Amendt *et al.* 2004). Através do estudo de sucessão e hábito ecológico da espécie em questão, pode-se saber quando ocorreu o óbito ou quanto tempo o cadáver ficou exposto ao ambiente (Megnin 1894). Há dois métodos para determinar quando ocorreu o óbito utilizando evidências entomológicas (Catts & Goff 1992). O primeiro é baseado no desenvolvimento dos dípteros imaturos e o segundo é analisando a colonização/sucessão dos insetos decompositores que atuam na carcaça. (Anderson 2005). O segundo método, aplicado a corpos em avançado estado de decomposição, depende de um estudo prévio acerca da sucessão ecológica e comportamento das espécies envolvidas neste processo em zonas geográficas específicas.

Diversos trabalhos relacionam a biologia de espécies de interesse forense com a estimativa do intervalo pós-morte (Ames & Turner 2003, Huntington *et al.* 2007). Conseqüentemente, há relatos de casos em que a entomologia forense foi determinante para conclusão de investigações criminais (Benecke 1998, Anderson 2004, Oliveira-Costa & Mello Patiu 2004, Pujol-Luz *et al.* 2006).

Dentro do aspecto médico-legal, pode-se também, fazer uma análise toxicológica das larvas necrófagas para identificar a presença de drogas ou de outro agente tóxico (Goff 1991), pode-se indicar o deslocamento do cadáver (Goff 1991) e até mesmo negligência à seres humanos e animais (Benecke & Lessing 2001, Benecke *et al.* 2004, Anderson & Huitson 2004).

2. OBJETIVOS

Estudar a fauna de Sarcophagidae (Diptera) adultos e machos atraídos por carcaça de suíno (*Sus scrofa*) (Linnaeus) no município de Curitiba, Paraná.

Os objetivos específicos são:

- Elaborar uma chave pictórica para identificação dos machos das espécies de Sarcophagidae coletadas na região em condições acima citadas.
- Apresentar os caracteres diagnósticos das espécies, principalmente aqueles indicados na chave, através de fotografias, com ênfase na terminália masculina.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local

Curitiba encontra-se na porção centro-sul do Paraná, a uma altitude de 945 metros acima do nível do mar, apresentando temperatura média anual de 16,5°C (Maack 1981). O experimento foi realizado em um capão do Centro Politécnico da Universidade Federal do Paraná, localizado a 25°25'S e 49°14'W, em Curitiba, PR (Mise *et al.* 2007). Esta área representa um remanescente de floresta ombrófila mista ou floresta de Araucária e apresenta ação antrópica por estar próxima a rodovia BR-277.

3.2 Modelo animal, armadilha e coletas

Foi utilizada uma carcaça de suíno de aproximadamente 25 kg sacrificado por uma facada no coração.

A armadilha consiste em uma gaiola forrada por tecido escaldado para auxiliar a captura dos insetos adultos (Fig.1). Foram realizadas coletas diárias às nove horas da manhã no período de 21 de julho a 16 de outubro de 2009 (Figs. 2 e 3). A coleta foi feita de maneira ativa utilizando câmaras mortíferas contendo acetato de etila, até que a carcaça não fosse mais colonizada pelos dípteros.

Depois de sacrificados com acetato de etila, os sarcófagídeos adultos machos foram montados com a genitália exposta (Lopes 1973) (Fig.4) e depositados na coleção Pe. Jesus Santiago Moure da Universidade Federal do Paraná.



Figura 1. Armadilha localizada em um capão no Centro Politécnico (UFPR) para captura dos insetos.



Figura 2. Aspecto da carcaça de suíno exposta no primeiro dia de coleta (21/07/2009).



Figura 3. Aspecto da carcaça de suíno exposta no último dia de coleta (16/10/2009).



Figura 4. Macho de *Oxysarcodexia paulistanensis* (Mattos, 1919) com a genitália exposta.

3.3 Identificação

Para a identificação dos gêneros, utilizou-se a chave de Carvalho & Mello-Patiu (2008). Para a identificação a nível específico foi consultada, a coleção do Museu Nacional do Rio de Janeiro e a identificação foi confirmada pela Dr^a. Cátia Antunes de Mello-Patiu, especialista no grupo.

A classificação utilizada foi a de Pape (1996) e a terminologia para os caracteres externos gerais e da terminália foi a de Cumming & Wood (2009) e de Silva e Mello-Patiu (2010) para caracteres do edeago.

3.4 Fotografias das estruturas apontadas na chave

As fotografias foram obtidas com auxílio do Projeto Táxon Line – Rede Paranaense de Coleções Biológicas e tiradas com auxílio de Lupa Leica MZ16, Câmara Leica DFC 500 e Software Auto –Montage Pro (Syncropy). As imagens foram editadas utilizando o programa Photo Shop.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram identificadas 22 espécies de 10 gêneros.

Foram encontrados novos registros para o estado do Paraná (Tab.1) com base nos estudos anteriores realizados na região (Ferreira, 1979; Moura *et al.* 1997; Moura *et al.* 2005) e dados do catálogo da família (Pape 1996).

O esquema geral da terminália masculina, representando os principais caracteres utilizados na chave de identificação é apresentado na figura 5.

Os caracteres de cada espécie e os aspectos morfológicos estão detalhados nas figuras 6 -51 indicadas na chave.

Chave pictórica para as espécies de Sarcophagidae de Curitiba, Paraná.

1. Arista com plumosidade curta e restrita a parte basal (Fig. 6).....2
- 1'. Arista com plumosidade longa, geralmente ocupando além da parte basal (Fig. 7).....3
2. Cabeça com polinosidade prateada (Fig. 8); terminália com epândrio castanho-amarelado, sintergosternito 7+8 castanho escuro e pouco brilhante, cercos com ápice escuro e com pouca pilosidade (Fig.9).....*Microcerella halli* (Engel)
Distribuição: Neotropical – Argentina, Bolívia, Brasil (Ceará, Minas Gerais, Rio Grande do Sul e São Paulo).
- 2'. Cabeça sem polinosidade (Fig. 10); terminália com epândrio amarelo claro, sintergosternito 7+ 8 preto com aspecto brilhante, cercos pretos com pilosidade densa e longa (Fig. 11).....*Microcerella analis* (Townsend)
Distribuição: Neotropical - Brasil (Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo)
3. Nervura R₁ setosa dorsalmente (Fig. 12).....4
- 3'. Nervura R₁ nua dorsalmente.....6
4. Espécimes com 10 mm ou mais; edeago com ápice do distifalo membranoso e conspicuamente espinhoso (Fig. 13), surstilo afilado com o ápice repleto de espinhos (Fig. 14).....*Titanogrypa (Sarconeiva) fimbriata* (Aldrich)

Distribuição: Neotropical – Argentina (Salta), Brasil (Bahia, Rio de Janeiro, Santa Catarina), Dominica, República Dominicana, Jamaica, México (Jalisco), Peru.

4'. Espécimes menores que 10 mm; edeago com ápice do distifalo esclerotizado e sem espinhos e surstilo sem ápice espinhoso.....5

5. Sem cerdas frontorbitais proclinadas (Fig. 15); terminália castanho-avermelhada, cerco dorsalmente reto e sem espinhos apicais, distifalo arredondado riniforme (Fig. 16).....*Helicobia aurescens* (Townsend)

Distribuição Neotropical- Argentina (Catamarca, Corrientes, Misiones), Brasil (Rio de Janeiro, São Paulo).

5'. Duas cerdas frontorbitais proclinadas (Fig. 17); terminália castanho-negrecida, cerco dorsalmente dobrado para trás e com espinhos apicais, distifalo alargado não riniforme (Fig. 18).....*Nephochaetopteryx cyaneiventris* (Lopes)

Distribuição: Neotropical – Brasil (São Paulo)

6. Fêmur médio com ctenídio na face postero-ventral (Fig. 19).....7

6'. Fêmur médio sem ctenídio na face postero-ventral.....13

7. Cerco cuneiforme; sintergosternito 7+8 sem mancha; edeago com vesica de diferentes formatos.....8

7'. Cerco não-cuneiforme; sintergosternito 7+8 manchado apresentando polinosidade dourada (Fig. 20); vesica com uma membrana translúcida; 5º tergito com uma mancha amarela lateralmente (Fig. 21).....*Oxysarcodexia culmiforceps* (Dodge)

Distribuição: Neotropical- Argentina, Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo), Paraguai.

8. Vesica reduzida com dois pequenos lóbulos laterais providos de espinhos, ápice do distifalo três vezes mais largo que o basifalo (Figs. 22 e 23)..... *Oxysarcodexia admixta* (Lopes)

Distribuição: Argentina (Misiones), Brasil (Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Santa Catarina, São Paulo).

8'. Vesica bastante desenvolvida.....9

9. Vesica, em vista lateral, com dois lóbulos espinhosos apicalmente, margem anterior do distifalo serrilhada com a projeção superior mais longa que as demais (Figs. 24 e 25).....*Oxysarcodexia riograndensis* (Lopes)

Distribuição: Neotropical – Argentina (Jujuy), Brasil (Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo)

9'. Vesica não bilobada apicalmente, margem anterior do distifalo distinta da anterior.....10

10. Edeago com projeção digitiforme na parte posterior do distifalo, vesica laminar e serrilhada (Figs. 26 e 27).....*Oxysarcodexia thornax* (Wiedemann)

Distribuição: Neotropical – Argentina (Catamarca, Jujuy, Misiones), Bolívia, Brasil (Amazonas, Ceará, Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Pará, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo), Equador, Guiana, Paraguai, Peru.

10'. Edeago sem projeção na parte posterior do distifalo, vesica com forma variada.....11

11. Cerco com ápice bruscamente expandido, em vista lateral, vesica com lobos terminais arredondados (Figs. 28 e 29).....*Oxysarcodexia parva* (Lopes)

Distribuição: Neotropical – Argentina (Jujuy, Misiones), Brasil (Ceará, Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo).

11'. Cerco sem o ápice bruscamente expandido, vesica com lobos terminais de forma variada.....12

12. Vesica, em vista lateral, com três lóbulos espinhosos apicalmente (Figs. 30 e 31).....*Oxysarcodexia paulistanensis* (Mattos)

Distribuição: Neotropical- Argentina (Buenos Aires, Córdoba, Entre Rios), Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, São Paulo), Chile (Santiago).

12'. Vesica, em vista lateral, com dois lóbulos, o superior similar a uma fita longa e espinhosa (Figs. 32 e 33).....*Oxysarcodexia xanthosoma* (Aldrich)

Distribuição: Neotropical- Argentina (Misiones), Brasil (Amazonas, Ceará, Espírito Santo, Mato Grosso, Minas Gerais, Pará, Rio de Janeiro, São Paulo), Colombia, Costa Rica, Equador, El Salvador, Guatemala, Guiana, México (Jalisco, Veracruz), Panamá, Peru.

13. Tíbia média com longa cerda mediana anterior que ultrapassa o ápice da tíbia (Fig. 34); cerco apicalmente truncado, edeago pequeno e bífido, em vista frontal (Fig. 35).....*Sarcodexia lambens* (Wiedemann)

Distribuição: Neotropical- Argentina (Misiones, Tucumán), Bahamas (Grande Bahama, New Providence), Bolívia, Brasil (Ceará, Mato Grosso, Rio de Janeiro,

Santa Catarina, São Paulo), Chile (Tarapacá), Colômbia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guiana, Haiti, Jamaica, México (Jalisco, Nuevo León, Tamaulipas), Panamá, Paraguai, Peru, Porto Rico, St. Vincent, Trinidad & Tobago (Tobago).

13'. Tíbia média sem cerda longa mediana anterior ultrapassando o ápice; cerco geralmente com ápice afilado, edeago variável.....14

14. R₄₊₅ com cerdas dorsalmente (Fig. 36); Trocânter posterior com fileiras de espinhos.....15

14'. R₄₊₅ sem cerdas dorsalmente; Trocânter posterior sem fileira de espinhos.....16

15. Cerco com tufo de cerdas na parte superior, vesica pequena e simples; parede pós-alar setosa, 5º esternito sem projeção voltada para trás (Fig. 37).....*Udamopyga percita* (Lopes)

Distribuição: Neotropical- Brasil (Rio de Janeiro, São Paulo).

15'. Cerco com cerdas distribuídas uniformemente (Fig. 38), vesica desenvolvida e conspicuamente projetada para frente; parede pós-alar nua e 5º esternito com projeção voltada para trás.....*Boettcheria aurífera* (Lopes)

Distribuição: Neotropical- Brasil (Santa Catarina, São Paulo).

16. Cerco com a parte superior dobrada para trás formando uma projeção conspicuamente setosa, edeago com lóbulo espinhoso na parte posterior do ápice do distifalo (juxta) (Figs. 39 e 40)..... *Sarcophaga (Lipoptilocnema) lanei* (Townsend)

Distribuição: Neotropical- Argentina (Salta), Brasil (Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo)

16'. Cerco sem projeção superior e edeago sem a juxta espinhosa como descritos acima.....17

17. Edeago com juxta proeminente, distintamente separada do distifalo e voltada para frente e vesica levemente côncava (Fig. 41), gena com polinosidade prateada (Fig. 42).....*Sarcophaga (Bercaea) africa* (Wiedemann)

Distribuição: Neotropical – Argentina (Buenos Aires), Brasil (Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul), Costa Rica, Cuba, México, Paraguai.

17'. Edeago com juxta nunca distintamente separada do distifalo e vesica variável, gena com polinosidade amarela.....18

18. Três cerdas escutelares (com a apical) (Fig. 43); pré-gonito alargado (Fig. 44); distifalo com ápice conspicuamente alargado.....19
- 18'. Quatro cerdas escutelares (com a apical) (Fig. 45); pré-gonito afilado (Fig. 46); distifalo com ápice não alargado.....20
19. Surstilo afilado; ápice do cerco com uma projeção anterior pontiaguda; ápice do distifalo achatado ântero-posteriormente (Fig. 47).....*Peckia (Patonella) resona* (Lopes)
Distribuição: Neotropical- Argentina (Corrientes), Brasil (Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo).
- 19'. Surstilo arredondado; ápice do cerco com uma projeção anterior arredondada; ápice do distifalo em forma de cotilédone (Fig. 48).....*Peckia (Patonella) intermutans* (Walker)
Distribuição: Neotropical – Brasil (Ceará, Goiás, Mato Grosso, Pará, Rio de Janeiro, Santa Catarina, São Paulo), Costa Rica, Equador, Guatemala, Guiana, Honduras, México (Jalisco), Panamá, Paraguai, Peru, St. Lucia, Trinidad & Tobago (Tobago, Trinidad).
20. Cerco com tufo de cerdas pré-apicais e expandido na parte superior com intensa pilosidade; edeago curto (Fig. 49).....*Peckia (Euboettcheria) collusor* (Curran & Walley)
Distribuição: Neotropical – Argentina, Bolívia, Brasil (Bahia, Ceará, Mato Grosso, Paraná, Rio de Janeiro, Santa Catarina), Costa Rica, Guiana, Panamá, Trinidad & Tobago (Trinidad).
- 20'. Cerco com pilosidade diferente da anterior; edeago curto ou longo.....21
21. Cercos com fortes espinhos na metade apical anterior, com cerdas concentradas na parte posterior, edeago curto e levemente alargado (Fig. 50).....*Peckia (Euboettcheria) florencioi* (Mattos)
Distribuição: Neotropical- Argentina (Misiones, São Luis), Brasil (Mato Grosso, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo)
- 21'. Cerco sem espinhos, com cerdas esparsamente distribuídas ao longo do comprimento, edeago afilado e muito longo (Fig.51).....*Peckia (Euboettcheria) australis* (Fabricius)
Distribuição: Neotropical- Argentina (Misiones), Brasil (Mato Grosso, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo), Paraguai.

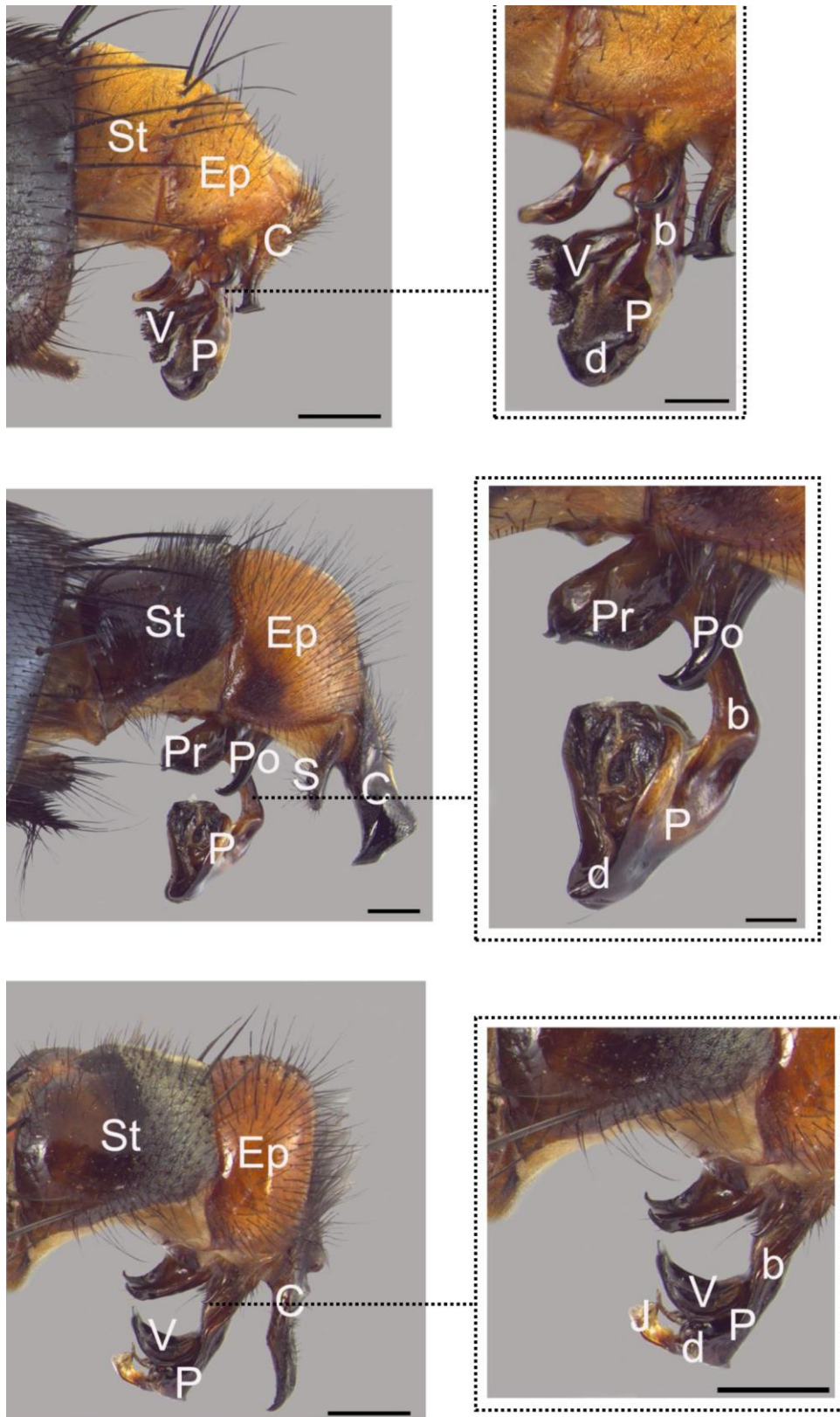
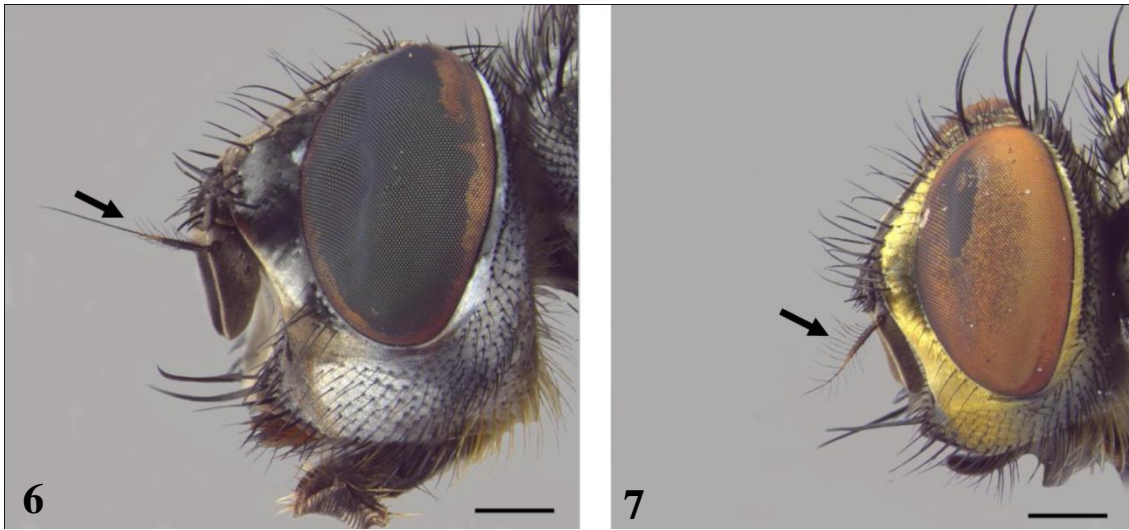
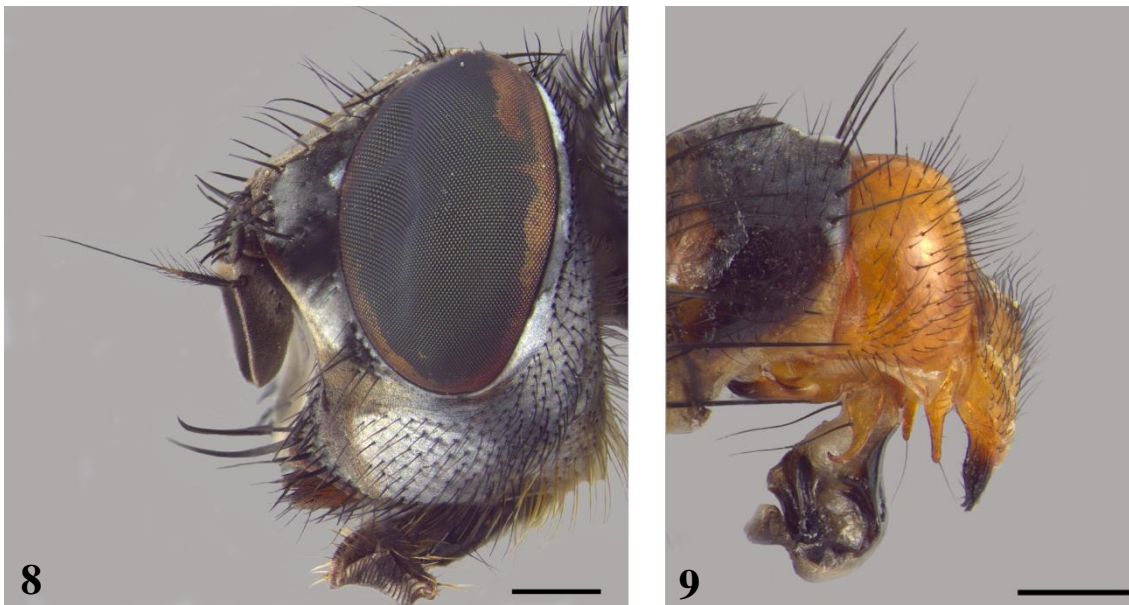


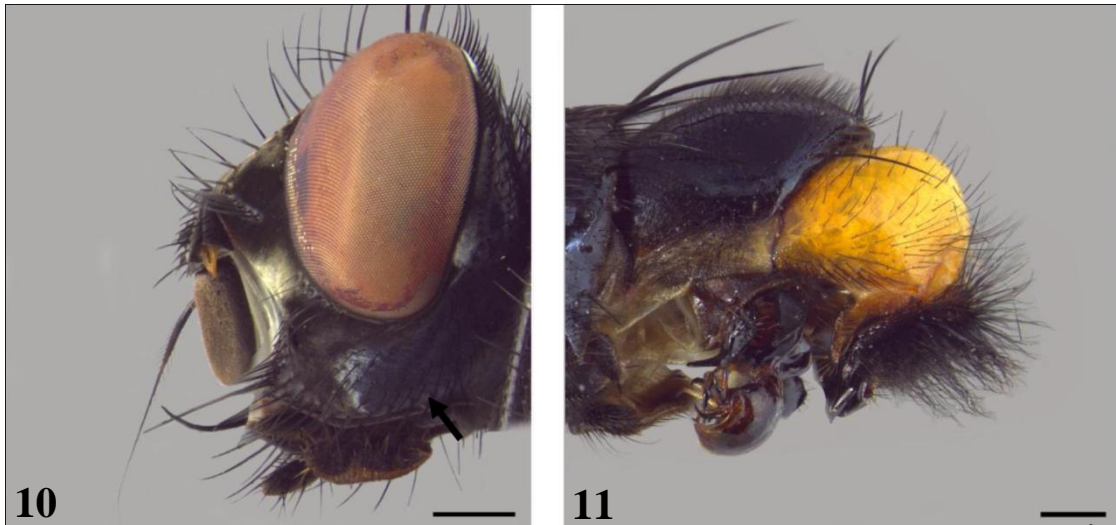
Figura 5. Esquema geral da terminália dos gêneros *Oxysarcodexia*, *Peckia* e *Sarcophaga* respectivamente. Abreviaturas: b- basifalo; d- distifalo; C – cerco; Ep- epândrio; J- juxta; P- edeago; Po – pós-gonito; Pr- Pré-gonito; S- surstilo; St- sintergosternito 7+8; V- vesica. Escala: 0,5 mm.



Figuras 6-7. Cabeça em vista lateral. *Microcerella halli* e *Peckia (Euboetcheria) australis*. Escala: 0,5 mm



Figuras 8-9. Cabeça e terminália masculina em vista lateral de *Microcerella halli*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 10 -11. Cabeça e terminália masculina em vista lateral de *Microcerella (Xanthobrachynoma) analis*. Escala: 0,5 mm.

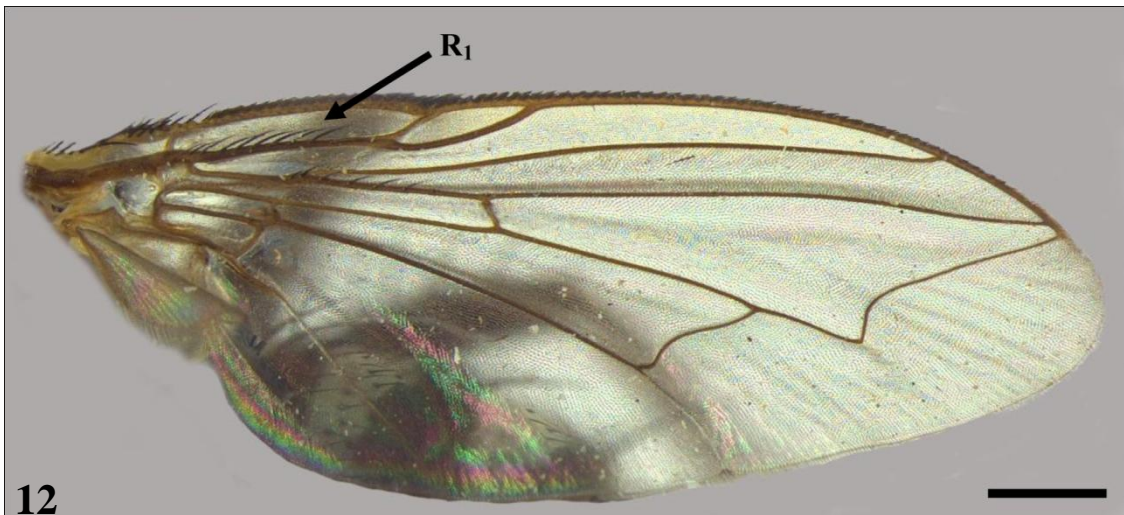
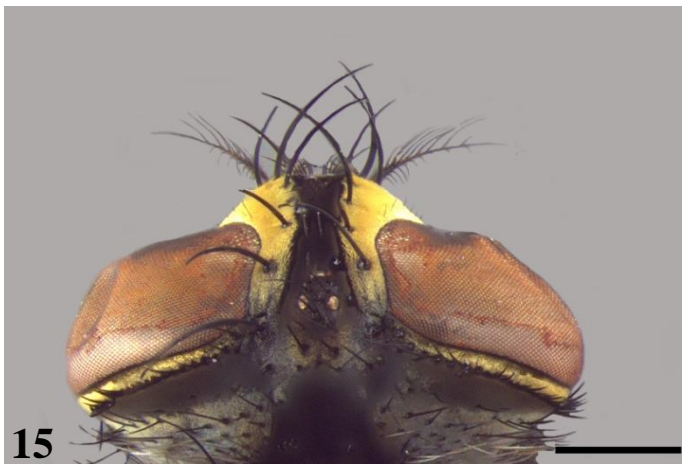


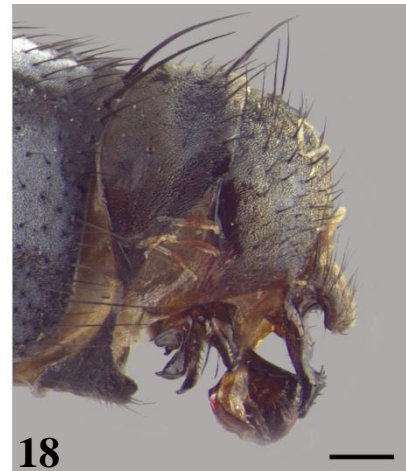
Figura 12. Asa em vista dorsal de *Helicobia aurescens*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 13-14. Terminália em vista lateral de *Titanogrypa* (*Sarconeiva*) *fimbriata*. Escala: 0,5 mm.



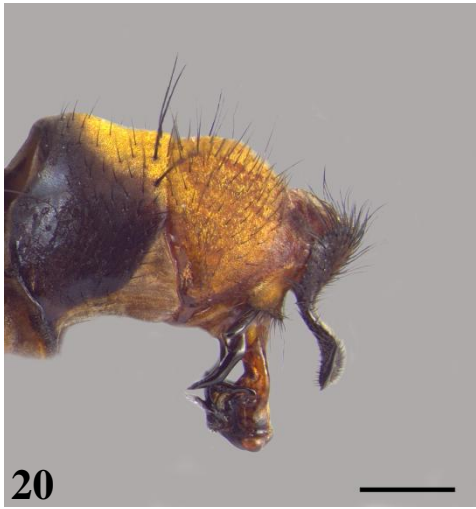
Figuras 15-16. Cabeça em vista dorsal e terminália em vista lateral de *Helicobia* *aurescens*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 17-18. Cabeça em vista dorsal e terminália em vista lateral de *Nephochaetopteryx cyaniventris*. Escala: 0,5 mm.



Figura 19. Fêmur médio em vista posterior de *Oxysarcodexia admixta*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 20-21. Terminália em vista lateral e um espécime de *Oxysarcodexia culmiforceps*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 22-23. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia admixta*. Escala: 0,5 mm.



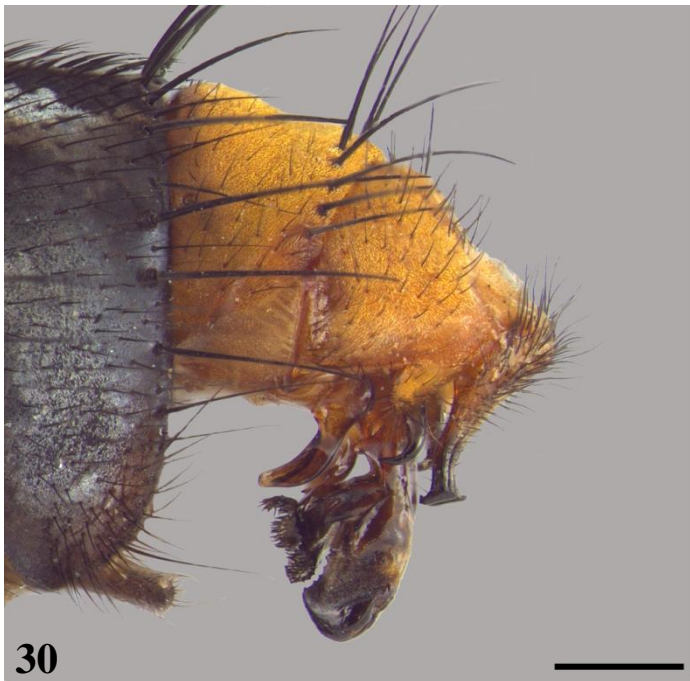
Figuras 24-25. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia riograndensis*. Escala: 0,5 mm.



Figura 26-27. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia thornax*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 28-29. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia parva*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 30-31. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia paulistanensis*. Escala: 0,5 mm.



Figuras 32-33. Terminália em vista lateral de *Oxysarcodexia xanthosoma*.
Escala: 0,5 mm.



Figuras 34-35. Tíbia média vista posterior e terminália em vista lateral de *Sarcodexia lambens*. Escala: 0,5 mm.



Figura 36. Asa em vista dorsal de *Udamopyga percita*. Escala: 0,5 mm



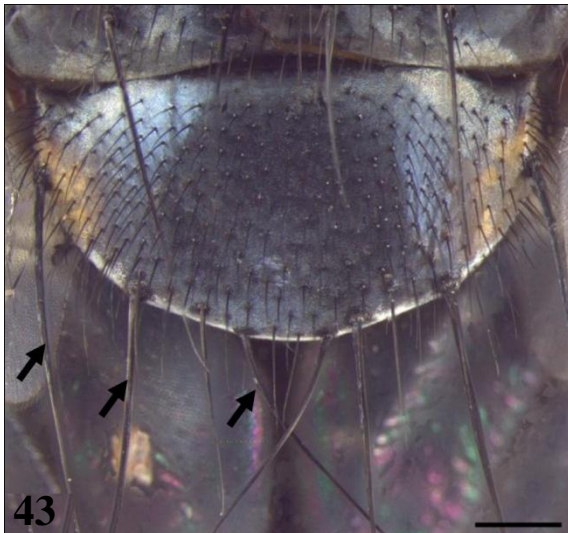
Figuras 37-38. Terminália em vista lateral de *Udamopyga percita* e *Boettcheria aurifera*. Escala: 0,5 mm



Figuras 39-40. Terminália em vista lateral de *Lipoptilocnema lanei*. Escala: 0,5 mm



Figuras 41-42. Terminália em vista lateral e cabeça vista lateral de *Sarcophaga (Bercaea) africa*. Escala: 0,5 mm



Figuras 43-44. Escutelo vista dorsal de *Peckia (Patonella) intermutans* e *Peckia (Euboettcheria) australis*. Escala: 0,5 mm



Figuras 45-46. Terminália em vista lateral (pré-gonito) de *Peckia (Patonella) intermutans* e *Peckia (Euboettcheria) florencioi*. Escala: 0,5 mm



Figuras 47-48. Terminália em vista lateral de *Peckia (Patonella) resona* e *Peckia (Patonella) intermutans*. Escala: 0,5 mm



Figuras 49-51. Terminália em vista lateral de *Peckia (Euboettcheria) collusor* e *Peckia (Euboettcheria) florencioi* e *Peckia (Euboettcheria) australis*. Escala: 0,5 mm

Tabela 1. Lista das espécies de Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae) coletadas em carcaças de porco doméstico em Curitiba, Paraná, Brasil, de julho de 2009 a outubro 2009, comparada com registros de outros autores para o estado do Paraná (espécies em negrito = novos registros).

Espécies	Ferreira 1979	Pape 1996	Moura et al. 1997	Moura et al. 2005
Boettcheria aurifera (Lopes 1950)	-	-	-	-
<i>Helicobia aurescens</i> (Townsend 1927)	X	-	-	X
Microcerella analis (Townsend 1927)	-	-	-	-
<i>Microcerella halli</i> (Engel 1931)	X	-	-	X
Nephoaetopteryx cyaneiventris (Lopes 1936)	-	-	-	-
Oxysarcodexia admixta (Lopes 1933)	-	-	-	-
<i>Oxysarcodexia culmiforceps</i> (Dodge 1966)	X	X	-	-
Oxysarcodexia parva (Lopes 1946)	-	-	-	-
<i>Oxysarcodexia paulistanensis</i> (Mattos 1919)	X	X	X	X
<i>Oxysarcodexia riograndensis</i> (Lopes 1946)	X	-	-	-
<i>Oxysarcodexia thornax</i> (Wiedemann 1830)	X	X	-	-
Oxysarcodexia xanthosoma (Aldrich 1916)	-	-	-	-
Peckia (Euboettcheria) australis (Fabricius 1805)	-	-	-	-
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i> (Curran & Walley 1934)	-	X	-	-
<i>Peckia (Euboettcheria) florencioi</i> (Mattos 1919)	X	-	-	-
Peckia (Pattonella) intermutans (Walker 1861)	-	-	-	-
<i>Peckia (Pattonella) resona</i> (Lopes 1935)	X	-	X	X
<i>Sarcodexia lambens</i> (Wiedemann 1830)	X	-	-	X
<i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i> (Wiedemann 1824)	X	-	-	-
Sarcophaga (Lipoptilocnema) lanei (Townsend 1934)	-	-	-	-
Titanogrypa (Sarconeiva) fimbriata (Aldrich 1916)	-	-	-	-
Udamopyga percita (Lopes 1938)	-	-	-	-

Este trabalho fornece uma ferramenta eficaz e de baixo custo para identificar as espécies que possuem potencial importância forense na região de Curitiba, Paraná. Esta chave de identificação pode ser extrapolada para outras localidades, pois as espécies ocorrem em outras regiões do Brasil.

Sarconeiva fimbriata e *Udamopyga percita* são parasitóides de moluscos (Lopes, 1940) e como foi coletado apenas um espécime de cada espécie provavelmente a coleta foi acidental. Porém, a coleta resultou em novos registros para o estado.

Alguns levantamentos de fauna já realizados no país demonstram a diversidade na fauna de Sarcophagidae entre regiões (Monteiro-Filho & Penereiro, 1987; Salviano *et al.* 1996; Barbosa *et al.* 2009). Sendo assim, chaves taxonômicas regionais se tornam a solução para a problemática na identificação de adultos de Sarcophagidae.

5. Considerações Finais

A falta de ferramentas na identificação de grupos complexos como Sarcophagidae, gera um entrave nas pesquisas aplicadas, já que a correta identificação da espécie é essencial para estudos de biologia, etologia, ecologia, controle e forense.

As chaves de identificação disponíveis na literatura, muitas vezes possuem ilustrações que dificultam a interpretação de caracteres por pesquisadores não-taxonomistas e outros profissionais. Então, para que as pesquisas aplicadas possam avançar, é necessário que antes haja um investimento em estudos taxonômicos e morfológicos de grupos de difícil identificação. Como ainda a forma mais barata e rápida de se chegar a identificação a nível específico é através de chaves dicotômicas, estas, devem ser elaboradas de uma forma didática como a proposta neste trabalho.

6. Referências bibliográficas

Amendt, J; Krettek, R; Zehner, R . 2004. Review Forensic Entomology. **Naturwissenschaften** **91**: 51-65.

Ames, C. Turner, B. 2003. Low temperature episodes in development of blowflies: implications for postmortem interval estimation. **Medical and Veterinary Entomology** **17**: 178-186.

Anderson, G. S. & Huitson, N. R. 2004. Myiasis in pet animals in British Columbia: The potential of forensic entomology for determining duration off possible neglect. **Canadian Veterinary Medical Association** **45**: 993-998.

Anderson, G. S. 2005. Forensic Entomology. In James S H, Nordby J J, p. 135-164. **Forensic Science – An Introduction to Scientific and Investigative Techniques**. xxxi + 778p.

Barbosa, R.R; Mello-Patiu, C. A.; Mello, R. P.; Queiroz, M.M.C. 2009. New records of calyptrate dipterans (Fanniidae, Muscidae and Sarcophagidae) associated with the decomposition of domestic pigs in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **104**: 923-926.

Benecke, M. 1998. Six Forensic Entomology Cases: Description and Commentary. **Journal of Forensic Science** **43**: 797- 805.

Benecke, M. 2001. A brief history of forensic entomology. **Forensic. Science International** **120**: 2-14.

Benecke, M; Lessing, R. 2001. Child neglect and forensic entomology. **Forensic Science International** **120**: 155-159.

Benecke M; Josephi E; Zweihoff R. 2004. Neglect of the Elderly: Forensic Entomology Cases and Considerations. **Forensic Science International** **146**: 195-199.

Carvalho, L. M. L., Thysen, P .J., Linhares, A .X. & Palhares, F. A. B. 2000. A Checklist of Arthropods Associated with Pig Carrion and Human Corpses in Southeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **95**:135-138.

Catts, E. P; Goff, M. L. 1992. Forensic Entomology in Criminal investigations. **Annals Review of Entomology** **37**: 253-272.

Compobasso, C. P; Vella G. D; Introna F. 2001. Factors affecting decomposition and Diptera colonization. **Forensic Science International**. **120**: 18-27.

Cumming, J. M. & Wood D. M . 2009. Adult Morphology and Terminology, p. 9-50. *In*: B. V. Brown; A. Borkent ; J.M. Cumming; D M Wood; N. E. Woodley; M.A. Zumbado (ed.). **Manual of Central American Diptera**. xi + 714p.

de Carvalho, C. J. B.; Mello-Patiu, C. A. 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. **Revista Brasileira de Entomologia** **52**: 390-406.

Dekeirsschietter, J.; Verheggen F. J.; Gohy, M; Hubrecht, F.; Bourguignon, L.; Lognay, G, Haubruge, E. 2009. Cadaveric volatile compounds released by decaying pig carcasses (*Sus domesticus* L.) in different biotopes. **Forensic Science International** **189**: 46-53.

Ferreira, M. J. M. 1979. Sinantropia de Dipteros Muscoideos de Curitiba. II: Sarcophagidae. **Revista Brasileira de Biologia** **39**: 773-781.

Giroux, M; Pape, T.; Wheeler, T. A. 2010. Towards a phylogeny of the flesh flies (Diptera: Sarcophagidae): morphology and phylogenetic implications of the acrophallus in the subfamily Sarcophaginae. **Zoological Journal of the Linnean Society** **158**: 740-778.

Goff, M.L. 1991. Comparison of insects species associated with decomposing remains recovered inside of dwellings and outdoors on the island of Oahu. **Journal of Forensic Science**. **36**: 748- 753.

Gullan P. J & Cranston P.S. 2008. **Os Insetos: Um Resumo de Entomologia**. 3ª edição, Editora Roca. XIV + 440p.

Huntington, E. T.; Higley L., Baxendale, F. P. 2007. Maggot Development During Morgue Storage and Its Effect on Estimating the Post-Mortem Interval. **Journal of Forensic Science** **52**: 453-458.

Introna, F., Campobasso, C. P.; Goff, M. L. 2001. Entomotoxicology. **Forensic Science International** **120**: 42-47.

Lopes, H. S. 1943. Contribuição ao conhecimento das larvas dos Sarcophagidae com especial referência ao esqueleto cefálico (Diptera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **38**: 127-163.

Lopes, H. S. 1973. Collecting and rearing Sarcophagid flies (Diptera) in Brazil during forty years. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** **45**:279-291.

Maack, R. 1981. **Geografia física do Estado do Paraná**. Segunda Edição. Rio de Janeiro. Ed. José Olympio. 450 p.

Mégnin, P. 1894. Faune des cadavres. **Application de L' entomologie a La Médecine Légale**. G. Masson Editeurs, Paris, 214 p.

McAlpine, J.F; Peterson, B.V; Shewell G. E; Teskey, H. J.; Vockeroth, J. R, Wood, D. M. 1987. **Manual of Nearctic Diptera**. Ottawa, Research Branch Agriculture. vi + 674p.

Mise K.M; de Almeida L. M; Moura M. O. 2007. Levantamento da fauna de Coleoptera que habita a carcaça de *Sus scrofa* L. em Curitiba, Paraná. **Revista Brasileira de Entomologia 51**: 358-368.

Monteiro-Filho, E. K.L.A.; Penereiro, J.L. 1987. Estudo da decomposição e sucessão sobre uma carcaça animal numa área do estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia 47**: 289-295.

Moura, M. O; Carvalho, C. J. B; Monteiro-Filho, E. L. A. 1997. A Preliminary analysis of Insects of Medical - Legal Importance in Curitiba, State of Paraná. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 92(2)**: 269-274.

Moura, M.O; Carvalho, C.J.B; Monteiro-Filho, E.L.A. 2005. Estrutura de Comunidades Necrófagas: efeitos da partilha de recursos na diversidade. **Revista Brasileira de Zoologia 22**: 1134- 1140.

Oliveira-Costa, J; Mello-Patiu, C. A. 2004. Estimation of PMI in homicide investigation by the Rio de Janeiro Police Department in Brazil. **Journal of Forensic Medicine and Toxicology**: 40-44.

Oliveira T.C; Vasconcelos S. D. 2010. Insects (Diptera) associated with cadavers at the Institute of Legal Medicine in Pernambuco, Brazil: Implications for forensic entomology. **Forensic Science International 198**: 97-102.

Pape, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the World (Insecta: Diptera). **Memoirs on Entomology International 8**. Associated Publishers. 558 p.

Pujol-Luz, J .R.; Marques, H .;Uruahy-Rodrigues, A.; Rafael, J.A; Santana, F.H.A; Arantes, L.C.; Constantino, R. 2006. A Forensic Entomology Case from the Amazon Rain Forest of Brazil. **Journal of Forensic Science 51**: 1-3.

Pujol-Luz, J. R, Arantes, L. C; Constantino R . 2008 Cem anos da Entomologia Forense no Brasil (1908-2008). **Revista Brasileira de Entomologia 52**: 485-492.

Salviano, R. J. B; Mello, R. P; Beck, L.C.N.H, Ferreira. 1996. Calliphoridae (Diptera) associated with human corpses in Rio de Janeiro, RJ, Brazil. **Entomologia y Vectores 3**: 145-146.

Silva, K. P; Mello-Patiu, C. A. 2010 New species of *Dexosarcophaga* Townsend from Panama with an illustrated key to species of the subgenus *Bezzisca* (Diptera: Sarcophagidae). **Journal Natural History 44**): 89-106.

Smith, K. G. V. 1986. **A manual of Forensic Entomology**. Cornell Univ. Press Ithaca, NY, 205 p.

Wolff, M.; Uribe, A.; Ortiz, A.; Duque, P. 2001. A preliminary study of forensic entomology in Medellín, Colombia. **Forensic Science International 120**: 53-59.

Capítulo II

Morfologia dos estágios imaturos de *Sarcodexia lambens* (Wiedemann)

1. INTRODUÇÃO

Sarcodexia lambens (Wiedemann, 1830) tem distribuição Neártica e Neotropical. Na região Neotropical é amplamente distribuída, sendo que no Brasil foi registrada nos estados do Ceará, Mato Grosso, Rio de Janeiro, Santa Catarina, São Paulo e Paraná (Pape 1996).

No Brasil, esta espécie já foi relacionada a carcaças (Moura *et al.* 2005; Barbosa *et al.* 2010,) e a cadáveres humanos no Rio de Janeiro (Oliveira-Costa 2008) e Pernambuco (Oliveira & Vasconcelos 2010), conseqüentemente, é importante à entomologia forense. É também causadora de miíases em humanos e animais (Leão *et al.* 1996).

Alguns estudos morfológicos de adultos e imaturos de *Sarcodexia lambens* já foram realizados. A genitália masculina foi revisada através da microscopia eletrônica por Leite & Lopes (1989a). Os ovos foram descritos utilizando microscopia eletrônica por Lopes & Leite (1989). As larvas de primeiro instar foram descritas externamente por Leite & Lopes (1989b) e Lopes (1982) que descreveu as larvas de primeiro instar, baseando-se somente no esqueleto cefálico.

Com base na importância de *Sarcodexia lambens* para a entomologia forense e pela ausência de melhor detalhamento dos aspectos morfológicos de imaturos, este trabalho tem como objetivo principal:

Descrever os instares larvais e pupas de *Sarcodexia lambens* utilizando como ferramenta a microscopia ótica e microscopia eletrônica de varredura.

Os objetivos específicos são:

- Caracterizar o tegumento, distribuição de espinhos, pseudocéfalo, espiráculos anteriores e posteriores e esqueleto cefálico dos três instares larvais.
- Descrever a morfologia externa dos pupários através da microscopia eletrônica de varredura.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Estabelecimento da Colônia

Para a coleta dos espécimes foi utilizada uma armadilha (Fig. 1), contendo como iscas carcaças de ratos (*Rattus norvegicus*) em estágio inicial de decomposição. A colônia foi estabelecida no Laboratório de Transmissores de Leishmanioses – Setor Entomologia Médica e Forense - SEMEF (Fig. 2). Para a criação dos adultos foram utilizadas gaiolas de madeira (30 cm x 30 cm) revestidas nos lados e no topo por tecido de náilon (escaline), com uma abertura frontal (aproximadamente 9 cm de diâmetro) feita com tecido escuro para facilitar o manuseio. Como fonte de alimento para os adultos utilizou-se sacarose e água.



Figura 1. Armadilha para coleta de dípteros contendo carcaças de ratos em decomposição, colocada próximo ao Pavilhão Lauro Travassos do Instituto Oswaldo Cruz IOC/FIOCRUZ, RJ.



Figura 2. Sala de criação de Dípteros Muscóides do Laboratório de Transmissores de Leishmanioses – SEMEF, IOC/FIOCRUZ.

2.2 Obtenção das larvas

Para a obtenção das larvas, utilizou-se como substrato de larviposição carne bovina moída em estágio inicial de putrefação.

Assim que houve a larviposição, as larvas foram retiradas da carne sob lupa e com auxílio de um pincel fino umedecido, estas foram transferidas para recipientes de plástico com capacidade de 500 mL, contendo 2g de carne moída em estágio inicial de decomposição para cada larva.

Estes potes foram inseridos em recipientes maiores com capacidade para 1000 mL (transparentes para facilitar a observação e identificados com data, número de exemplares e instar), contendo vermiculita para pupação das larvas errantes.

2.3 Microscopia óptica

Para o estudo morfológico, as larvas foram sacrificadas em água quente (70 a 80 °C) para que o tegumento não ficasse retraído. Em média, 20 larvas foram fixadas em etanol a 70% para serem analisadas. As larvas de primeiro instar foram sacrificadas aproximadamente uma hora após a larviposição.

Posteriormente, o desenvolvimento foi acompanhado para que larvas de segundo (24 horas) e terceiro instar (48 horas) pudessem ser fixadas. Foram analisadas as fendas do espiráculo posterior para confirmação do instar.

As larvas de cada instar foram clarificadas, utilizando KOH 10% à temperatura ambiente por aproximadamente 12 horas para o primeiro instar, aproximadamente 24 horas para as de segundo e quatro dias em média para as de terceiro. Posteriormente foram submersas em ácido acético a 5% por 15 minutos e lavadas (três vezes) em água destilada por 30 minutos.

As larvas foram colocadas entre lâminas escavadas e lamínulas contendo glicerina e o esqueleto cefálico foi destacado para facilitar a observação de sua estrutura e escleritos.

2.4 Microscopia Eletrônica de Varredura

Foram sacrificadas em média, 20 larvas de primeiro, segundo e terceiro instar foram sacrificadas em água quente (70 - 80 °C), posteriormente foram lavadas com solução salina e fixadas em uma solução de glutaraldeído a 2,5%, em tampão cacodilato de sódio 0,1M, pH 7,2 durante uma hora. Depois a pós-fixação foi realizada em tetróxido de ósmio a 1% no mesmo tampão. A desidratação foi feita em séries crescentes de etanol e depois as amostras foram submetidas ao método de secagem pelo ponto crítico, utilizando CO₂ super-seco em aparelho de Balzers.

Posteriormente, as amostras foram montadas em fita condutora de carbono, em suportes metálicos e cobertos por ouro, para permitir a visualização no microscópio eletrônico de varredura.

As análises do material foram realizadas na Plataforma de Microscopia do Instituto Oswaldo Cruz- IOC/FIOCRUZ, no Centro de Microscopia da

Universidade Federal do Paraná – UFPR e no Laboratório de Ultraestrutura Celular Hertha Meyer (LUCHM) da Universidade Federal do Rio de Janeiro.

2.5 Descrição, medidas, fotografias e desenhos

Para a confecção da descrição de larvas foi utilizada terminologia de Lopes (1973, 1982) para descrição do esqueleto cefálico, e Queiroz *et al.* (1997) para caracteres externos.

Para a realização da medida do comprimento de cada instar, foram utilizadas 20 larvas, três vezes cada. A medida foi feita com o auxílio de um paquímetro digital e foi calculada a média e desvio padrão.

Os desenhos foram feitos utilizando microscópio ótico com câmara clara acoplada.

As fotografias foram obtidas com auxílio do Projeto Táxon Line – Rede Paranaense de Coleções Biológicas e tiradas com auxílio de Lupa Leica MZ16, Câmara Leica DFC 500 e Software Auto –Montage Pro (Syncropy).

Os desenhos e fotos foram editados utilizando o programa Adobe Photo ShopCS4® e os desenhos em CorelDraw X5®.

3. RESULTADOS

As larvas de *Sarcodexia lambens* seguem o padrão das larvas de outras famílias de dípteros caliptrados: larvas cilíndricas, com parte anterior mais estreita que a posterior, com 12 segmentos totais, sendo um pseudocéfalo bilobado, apresentando em cada lobo a antena, palpo maxilar e órgão ventral, três segmentos torácicos (TI – TIII) e oito segmentos abdominais (AI-AVIII) (Fig. 3 - A). As proporções e os principais caracteres dos instares são variáveis, sendo descritos separadamente abaixo.

3.1 Descrição da larva de primeiro instar

Comprimento médio: $2,55 \pm 0,38$ mm (incluindo a região cefálica)

Coloração: branco-leitoso

Material examinado: 15 larvas provenientes da criação no Laboratório de Transmissores de Leishmanioses, LTL - SEMEF, IOC, FIOCRUZ.

Pseudocéfalo: pouco desenvolvido, membranoso em toda a extensão, bilobado e com poucos sulcos (Fig. 3 - B). Os espinhos do colar cefálico são grandes e evidentes (Fig. 3 - B). A antena fica localizada dorsalmente, podendo ser verificados também os palpos maxilares com cinco papilas, inúmeros órgãos com função sensorial, as sensilas tricóides presentes (Fig. 3-C), podendo apresentar zero ou três cerdas nos exemplares analisados.

Esqueleto cefálico: tamanho reduzido, formado por poucos escleritos e muito esclerotinado (Fig. 6- A). Esclerito labial formado por um par de estruturas simétricas articuladas na base (maxilas). Maxila com extremidade distal alongada, curvada para baixo com uma região membranosa na parte médio-apical, cobrindo a maior parte da mandíbula (Fig. 7 - A). Esclerito dental individualizado, mais longo que largo em vista lateral. Esclerito hipostomal afixado ao faringeal e quando visto ventralmente, em forma de H (Fig. 6 -B) Esclerito infrafaríngeo pouco visível. Esclerito faríngeo bem esclerotinado (Fig. 7 - A). Corno dorsal um pouco maior que o ventral. Arco clipeal alcançando o fragma clipeal.

Segmentos torácicos: T1 - TIII com banda de espinhos anterior com pequenos espinhos distribuídos esparsamente, com a primeira fileira direcionada ao pseudocéfalo; com exceção da primeira, as outras fileiras de espinhos aparecem em direção à parte posterior do corpo da larva; fileiras de espinhos variadas, todos de tamanho similar, com a base larga estreitando-se somente no ápice (Fig. 3 - D). Espinhos em duplas, trios ou em grupos de quatro, estes dispostos separadamente do próximo grupo. Em vista ventral aparecem mais próximos. Tegumento liso, aparentemente sem elevações, cristas ou tubérculos.

Segmentos abdominais: A1 a AVII com bandas de espinhos no limite dos segmentos. Nos sete segmentos com as fileiras de espinhos similares, espinhos alongados e afilados, diferentes dos espinhos que aparecem nos segmentos torácicos (Fig. 3 – E). Não há como determinar quantas fileiras de espinhos existem, pois estão distribuídos de maneira aleatória. Maioria dos espinhos disposta em direção ao último segmento abdominal. O Último segmento abdominal ventralmente com duas projeções com espinhos na superfície. Cavidade presente no último segmento onde se localizam o peritrema e as aberturas espiraculares, este último apresentando uma fenda espiracular (Fig. 3 –F).

Tubérculos e processos: reduzidos e restritos ao último segmento localizados em torno da placa peritremal.

Espiráculo anterior: Ausente.

3.2 Descrição da larva de segundo instar

Comprimento médio: 7,01 ± 0,44 (incluindo a região cefálica)

Coloração: branco-leitoso

Material examinado: 15 larvas provenientes da criação do LTL-SEMEF, IOC, FIOCRUZ.

Pseudocéfalo: Apresenta sulcos no tegumento. Espinhos do colar cefálico evidentes. Antena e palpo maxilar conspícuos, localizados em cada um dos lobos cefálicos. Antenas com base circular com alguns sulcos e ápice arredondado e liso (Fig. 4 – A). Palpos maxilares com cinco sensilas

coelocônicas (Fig. 4 - B). Órgão ventral de aspecto globular com um grande espinho na parte superior (Fig. 4 - C). Maxilas com estrias no comprimento (Fig. 4 - D). Ventralmente, há regiões que apresentam grande número de sensilas.

Esqueleto cefálico: Maxila fortemente esclerotizada com extremidade distal alongada, mandíbulas não aparentes (Fig. 6 – C). Esclerito dental curvado, aparecendo como uma estrutura separada do esclerito labial, como também do anel esclerotizado ventral e do esclerito sub-hipostomal (Fig. 7 - C). Esclerito hipostomal unido ao faringeal e quando visto ventralmente, apresenta forma de H (Fig. 7 – D). O esclerito faringeal apresenta regiões de maior ou menor esclerotização (Fig. 6 – C). O arco clipeal é pouco esclerotizado e não alcança o fragma clipeal (Fig 7 - C). O corno dorsal é bífido e mais longo que o corno ventral.

Segmentos torácicos: O primeiro segmento torácico (TI) com espinhos distribuídos igualmente, podendo ser com ponta simples, dupla ou em grupos de dois, três ou quatro, a maioria em direção a parte posterior da larva (Fig. 4 - E); há presença de espiráculo anterior no primeiro segmento torácico (TI) ou segundo segmento da larva, estes com 11,12 ou 13 aberturas (Fig. 4 – D); TI, TII e TIII aparecem com distribuição similar de espinhos no limite entre os segmentos, todos de tamanho similar, sendo que estes apresentam a base larga, estreitando-se somente no ápice. O tegumento aparentemente não apresenta elevações, cristas ou tubérculos.

Segmentos abdominais: AI a AVII com espinhos mais espaçados do que nos segmentos torácicos no limite dos segmentos. Nos sete segmentos as fileiras de espinhos são similares, com espinhos achatados e paralelos ao tegumento. Não há como determinar quantas fileiras de espinhos existem, pois estão distribuídos de maneira aleatória. A maioria dos espinhos está disposta em direção ao segmento anal. Ventralmente, o último segmento abdominal apresenta duas projeções com espinhos na superfície. No interior da cavidade, há um par de espiráculos posteriores com duas aberturas cada (característica das larvas de segundo instar) e o peritrema é incompleto (Fig. 4 - F).

Tubérculos e processos: Restritos ao último segmento e localizados em torno da placa peritremal.

Espiráculo anterior: Presente com 11, 12 e 13 aberturas.

3.3 Descrição da larva de terceiro instar

Comprimento médio: 10,97± 0,56 (incluindo a região cefálica)

Coloração: branco-leitoso

Material examinado: 15 larvas provenientes da criação no LTL - SEMEF, IOC, FIOCRUZ.

Pseudocéfalo: Desenvolvido, com muitos sulcos no tegumento. Os espinhos do colar cefálico são grandes e evidentes (Fig. 5 - A). Com antenas e palpos maxilares conspícuos localizados em cada um dos lobos cefálicos. Antenas com base circular com alguns sulcos e ápice arredondado e liso. Palpos maxilares com cinco sensilas coelocônicas. Órgão ventral com aspecto globular com um grande espinho na parte superior. As maxilas aparecem com aspecto liso (Fig. 5 - B). Ventralmente existem regiões que apresentam grande número de sensilas.

Esqueleto cefálico: Esqueleto totalmente formado (Fig.6 - E). Maxilas curvas, robustas e com a parte apical menos esclerotizada (Fig. 6 - E). Parte posterior larga afinando em direção a anterior. Esclerito dentado e anel quitinoso ventral bem constituídos; ventralmente, o esclerito sub-hipostomal apresenta duas placas com orifício interno. O esclerito hipostomal aparece desconectado do faringeal (Fig 7 - E). O esclerito faringeal apresenta algumas partes menos esclerotizadas; o corno dorsal é bífido e corno ventral é único com áreas menos pigmentadas. O arco clipeal não atinge o fragma clipeal.

Segmentos torácicos: T1 com espinhos distribuídos igualmente, podendo ser com ponta simples, dupla ou em grupos de dois, três ou quatro e a maioria em direção a parte posterior da larva; há presença de espiráculos anteriores no T1 ou segundo segmento da larva, estes com 11,12 ou 13 aberturas (Fig. 5 - C); T1, TII e TIII aparecem com distribuição similar de espinhos no limite entre os segmentos, todos de tamanho similar, sendo com a base larga estreitando-se somente no ápice. Tegumento um pouco rugoso, aparentemente sem elevações, cristas ou tubérculos.

Segmentos abdominais: AI a AVII com bandas de espinhos no limite dos segmentos. Nos sete segmentos, os espinhos são robustos e paralelos ao tegumento (Fig. 5 - D). Não há como determinar quantas fileiras de espinhos

existem, pois estão distribuídos de maneira aleatória. A maioria dos espinhos está disposta em direção ao último segmento abdominal. No último segmento abdominal há internamente um par de espiráculos posteriores com três aberturas espiraculares cada. Os espinhos dos tubérculos reduzidos são longos e afilados (Fig. 5 - E) e o peritrema é incompleto (Fig. 5 – F).

Tubérculos e processos: Restritos ao último segmento e localizados em torno da placa peritremal.

Espiráculo anterior: Presente com 11, 12 ou 13 aberturas.

3.4 Comprimento das larvas

Para o cálculo do comprimento das larvas foi feita a análise dos dados pelo teste de análise de variância (ANOVA), estes não demonstraram diferenças significativas entre as medidas. Então, foi realizada somente a avaliação das médias e dos desvios padrão.

Tabela 1. Cálculo da média, desvio padrão e intervalo de variação dos instares larvais (contando a região cefálica).

INSTARES LARVAIS	TAMANHO (mm)	
	Média ± Desvio Padrão	IV*
Primeiro	2,55 ± 0,38	1,69 – 3,17
Segundo	7,01 ± 0,44	6,35 – 8,07
Terceiro	10,97± 0,56	10,01 – 11,91

*Intervalo de Variação

3.5 Descrição do pupário

O pupário é similar a de outros dípteros caliptrados sendo cilíndrica e com o tegumento muito esclerotizado.

O segmento cefálico parece estar retraído junto ao primeiro segmento torácico (Fig. 8 - A). As bandas de espinhos dos segmentos torácicos são similares sendo uma fileira única com espinhos robustos na base e afilados no ápice (Fig 8 - C). Já nos segmentos abdominais as bandas de espinhos aparecem em duas fileiras sendo que o formato destes não diferem dos anteriores (Fig 8 - D). Todos os segmentos têm estrias longitudinais bem evidentes (Fig. 8 – B). Espiráculos anteriores compostos de 13 aberturas espiraculares em todos os espécimes examinados (Fig. 8 - E). Não há estruturas distintas aparentes. No último segmento abdominal assim como nas larvas de terceiro instar, os tubérculos são reduzidos. Os espiráculos posteriores aparecem com três fendas espiraculares evidentes e peritrema incompleto (Fig. 8 - F).

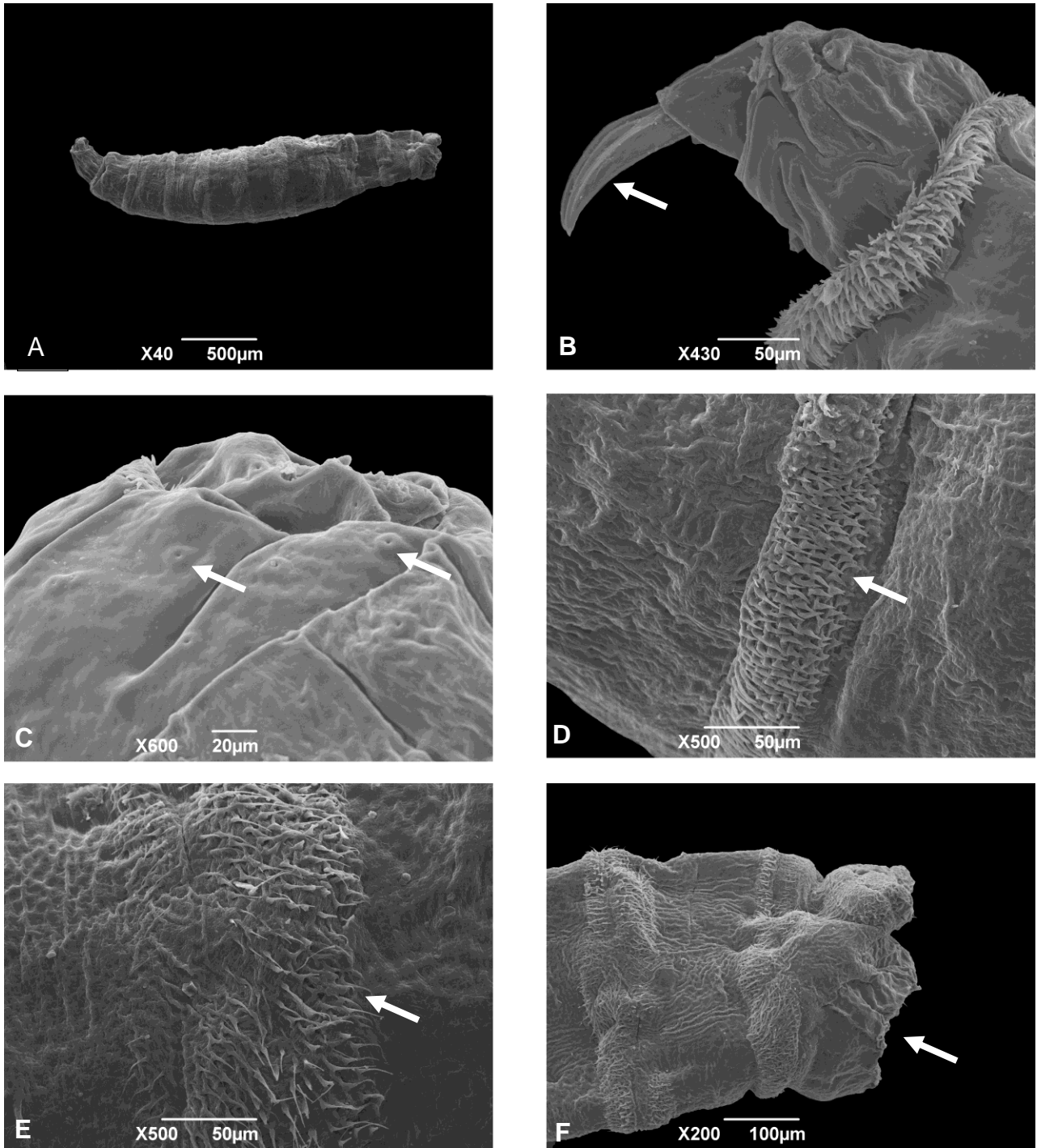


Figura 3. Micrografias de larvas de primeiro instar de *Sarcodexia lambens*. A: larva com 12 segmentos; B- Vista lateral do pseudocéfalo com maxilas de superfície lisa; C: Vista ventral da região cefálica com sensilas; D: espinhos do segmento torácico; E: espinhos do segmento abdominal; F: cavidade do oitavo segmento abdominal.

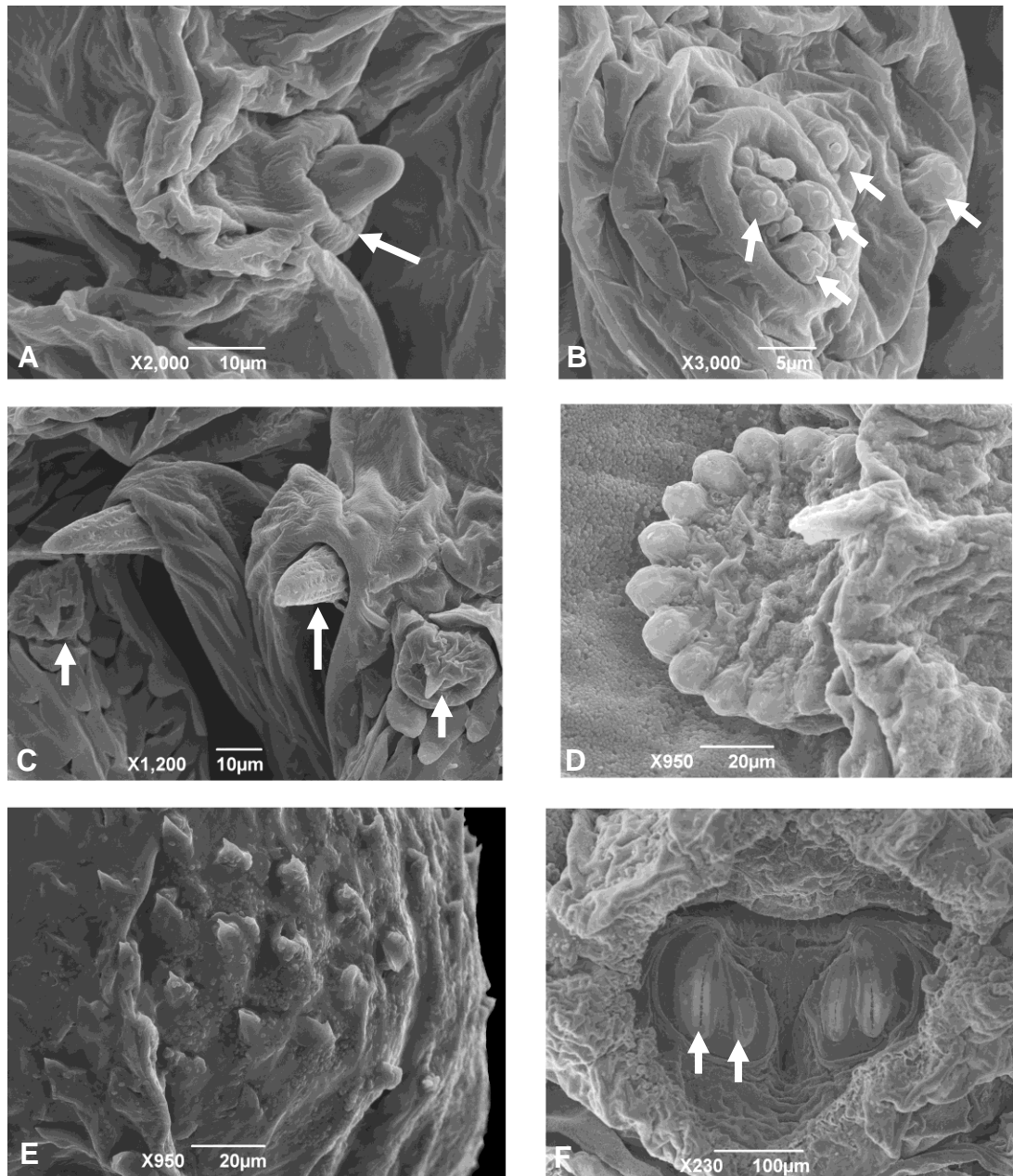


Figura 4. Micrografias de larvas de Segundo instar de *Sarcodexia lambens*. A: região cefálica com antena; B: região cefálica com palpo maxilar; C: maxilas com rugosidades e órgãos ventrais; D: espiráculo anterior com 12 aberturas espiraculares; E: segmentos torácicos com espinhos robustos; F: espiráculo posterior com duas fendas.

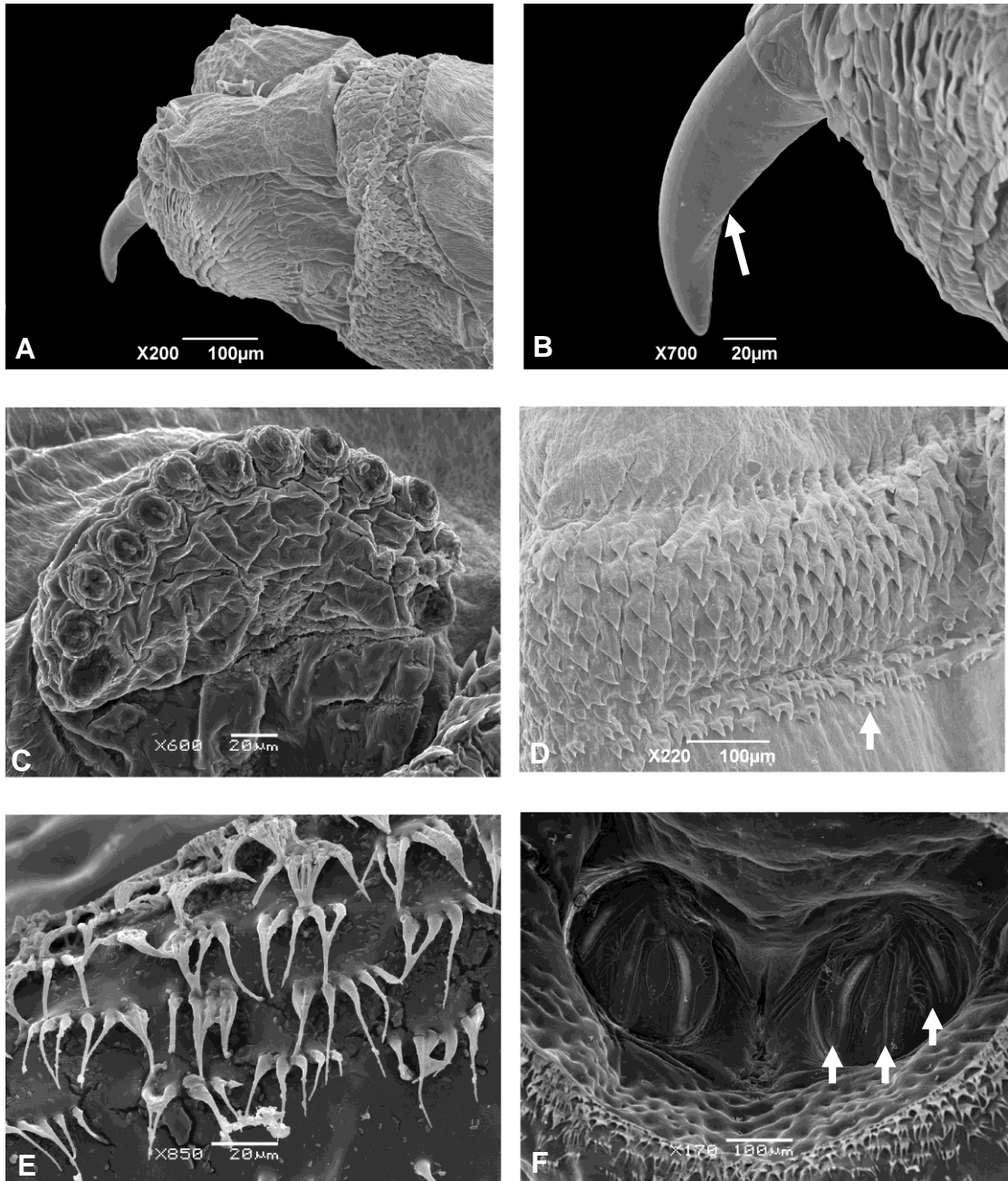


Figura 5. Micrografias de larvas de terceiro ínstar de *Sarcodexia lambens*. A: região cefálica; B: maxilas; C:espiráculo anterior com 13 aberturas; D: segmento torácico com espinhos simples e agrupados; E: espínulas do último segmento abdominal; F: espiráculo posterior com três aberturas.

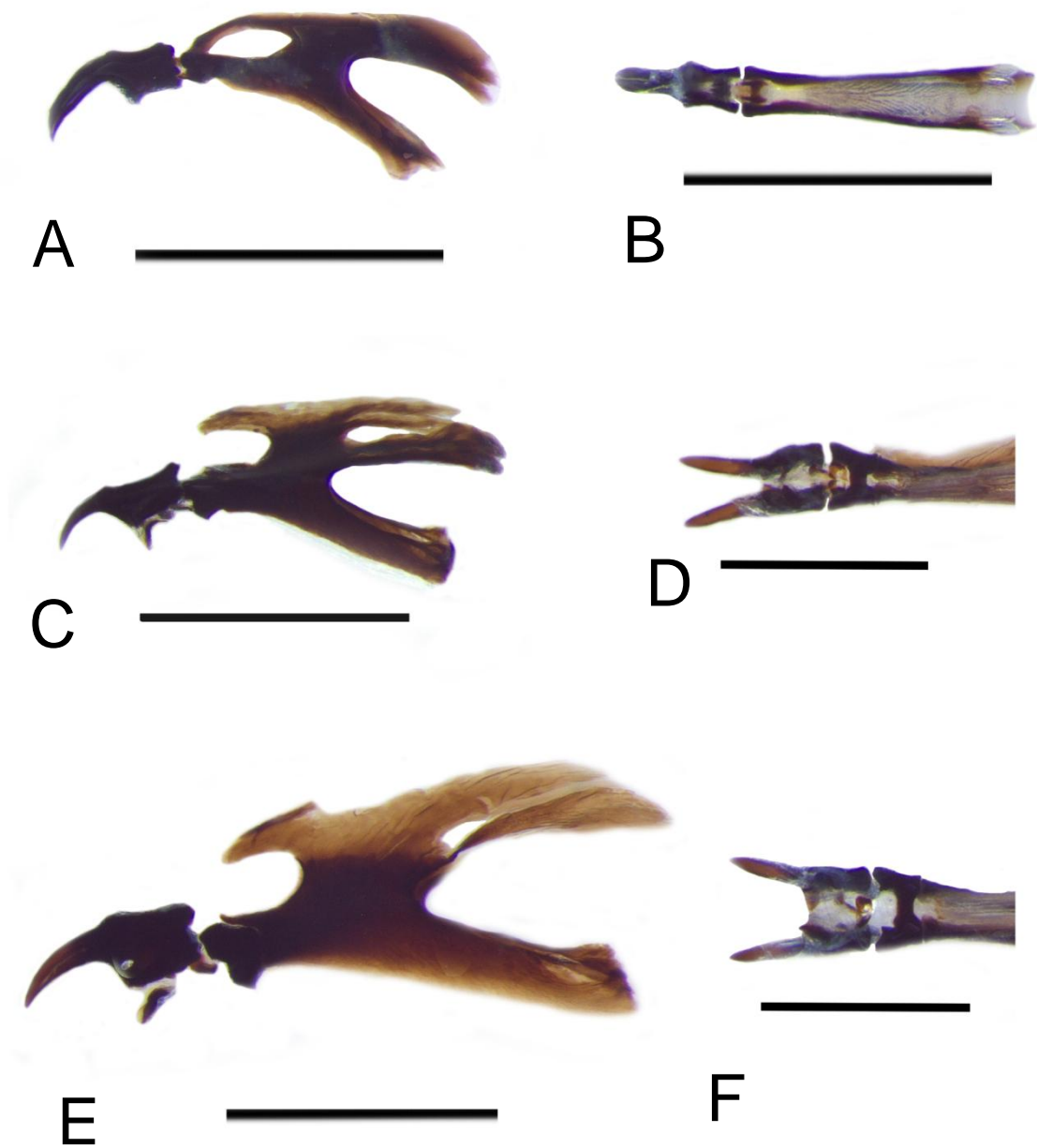


Figura 6. Fotografias esqueletos cefálicos de larvas de *Sarcodexia lambens*. A: primeiro instar vista lateral. B: primeiro instar vista ventral, C: segundo instar vista lateral, D: segundo instar vista ventral, E: terceiro instar vista lateral, F: terceiro instar vista ventral.

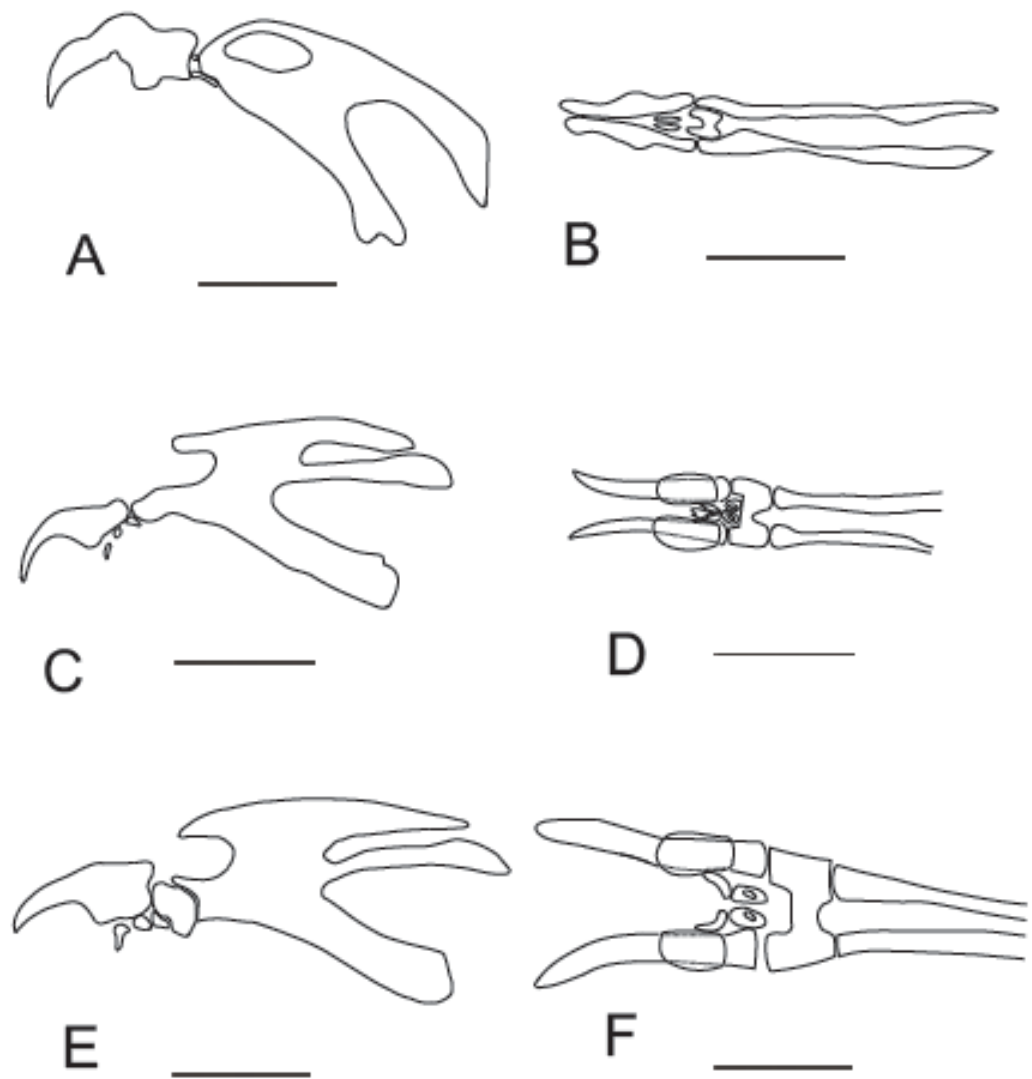


Figura 7. Desenhos dos esqueletos cefálicos de larvas de *Sarcodexia lambens*. A: primeiro instar vista lateral. B: primeiro instar vista ventral, C: segundo instar vista lateral, D: segundo instar vista ventral, E: terceiro instar vista lateral, F: terceiro instar vista ventral.

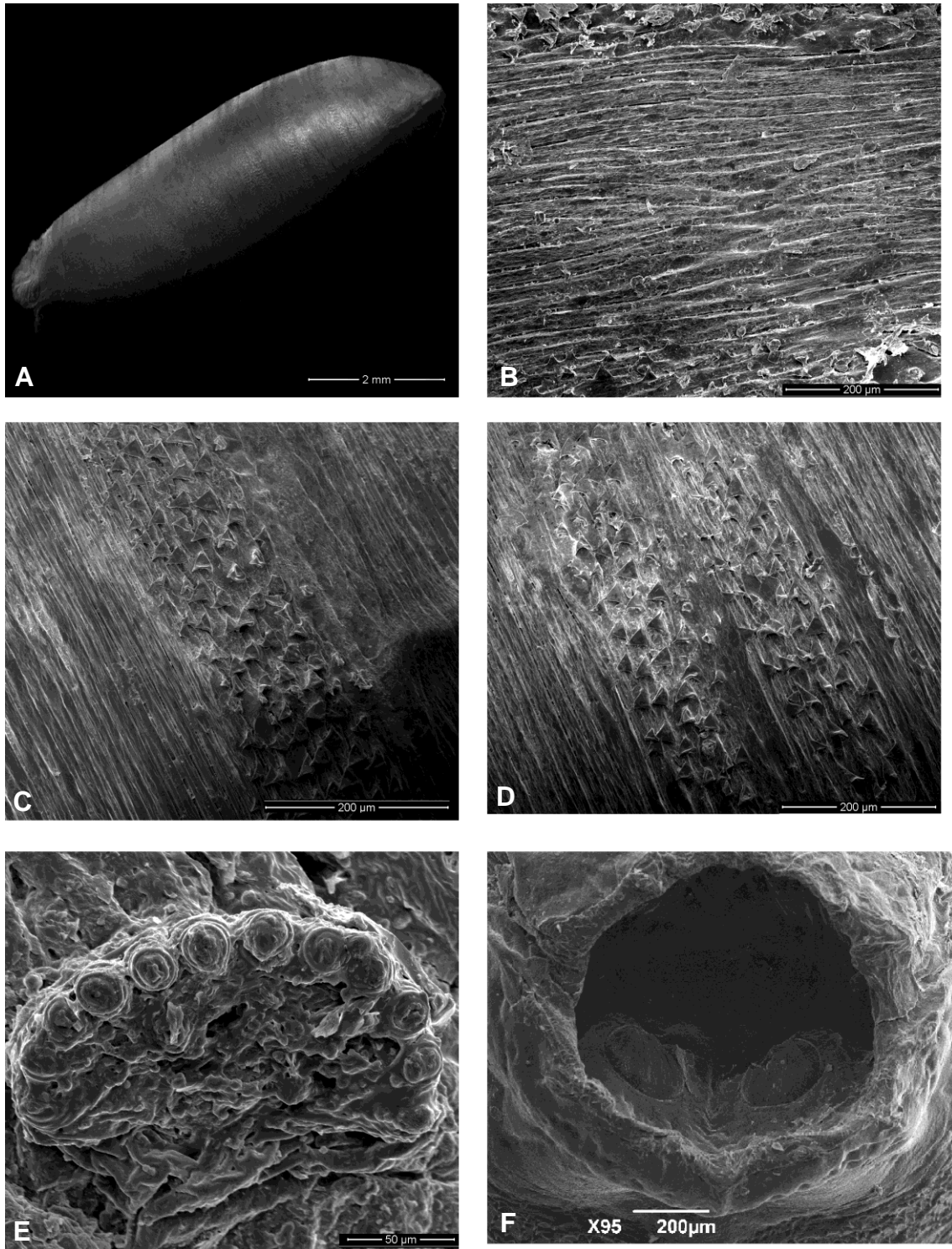


Figura 8. Micrografias pupas de *Sarcodexia lambens*. A: geral da pupa vista ventral; B: estrias da superfície ; C: espinhos dos segmentos torácicos; D: espinhos dos segmentos abdominais; E: espiráculo anterior; F: espiráculo posterior com três aberturas.

4. Discussão

A descrição da larva de primeiro instar de *S. lambens* utilizando a microscopia eletrônica indicou que a maxila apresenta estrias longitudinais no comprimento (Leite & Lopes 1989b). Porém, neste trabalho estas estrias são observadas somente no segundo instar, mostrando que a diferença pode ser uma variação intraespecífica entre populações (Aspoas 1991).

Lopes (1982) demonstrou a importância do arco clipeal na taxonomia de Sarcophagidae fazendo uma breve descrição da larva de primeiro instar de algumas espécies baseado nesse esclerito, dentre elas *S. lambens*. No caso de *S. lambens*, o arco clipeal alcança o fragma clipeal, o que não acontece nos instares seguintes. Logo, essa é uma das modificações no desenvolvimento larval desta espécie. Além disso, a maxila cobre grande parte da mandíbula esclerotizada (Lopes 1982), o que justifica o fato de não ter sido observada a presença da mandíbula neste trabalho.

As diferenças entre os espinhos dos segmentos torácicos (curtos e robustos) e abdominais (longos e afilados) da larva de primeiro instar foram também observadas anteriormente (Leite & Lopes 1989b), corroborando o que foi visto nesta análise.

Alguns dos estágios imaturos de espécies de Sarcophagidae de diferentes gêneros foram descritos baseando-se principalmente no esqueleto cefálico. O esqueleto cefálico é constituído por três setores: labial, hipostomal e faringeal (Lopes 1943). Sendo estes, formados por diversos escleritos às vezes difíceis de serem observados. No entanto, a complexidade do esqueleto cefálico demonstra ser uma importante fonte de informações para a separação de *S. lambens* de outras espécies, principalmente pelo formato dos escleritos.

Para determinar quais caracteres são importantes na identificação de *S. lambens*, a comparação com outras espécies é fundamental. Para isso, algumas descrições já realizadas servem como base para esta análise.

Leite & Lopes (1989b) fizeram uma comparação entre larvas de primeiro instar de *Sarcodexia lambens* e *Peckia (Peckia) chrysostoma* (Wiedemann,

1830) ambas espécies da tribo Sarcodexiini encontradas na região Neotropical. A diferenciação de imaturos de espécies distintas desta tribo é considerada complexa pela similaridade das larvas de primeiro instar (Lopes 1983). As principais diferenças entre as duas espécies, é a antena que na primeira é curta e na segunda alongada e o padrão dos espinhos torácicos que em *S. lambens* são similares nos três segmentos e em *P. (P.) chrysostoma* o primeiro segmento aparece com espinhos robustos e os seqüentes com espinhos filamentosos. Os tubérculos espiraculares em *S. lambens* são reduzidos, ao contrário de *P. (P.) chrysostoma*, os resultados encontrados no atual estudo com *S. lambens* confirmam o relato destes autores.

Algumas espécies da tribo Raviniini foram descritas anteriormente (Leite & Lopes 1987) sendo a principal diferença entre as larvas da tribo Sarcodexiini e Raviniini, a presença de festões na última (Leite & Lopes 1989b).

Comparando as larvas de primeiro instar de *Ravinia belforti* (Prado & Fonseca, 1932) com *S. lambens*, as principais diferenças morfológicas estão na presença de festões no pseudocéfalo na primeira, ambas possuem maxilas sem dentes, porém *R. belforti* apresenta rugosidades e em *S. lambens* as maxilas são lisas neste instar. No primeiro instar os espinhos torácicos de *S. lambens* são simples e similares nos três segmentos, já em *R. belforti* agrupados de 2 a 4 no primeiro segmento e o segundo e terceiro com poucos espinhos (Leite & Lopes 1987).

A principal diferença entre a larva de segundo instar de *Oxysarcodexia confusa* (Lopes, 1946) e *S. lambens* é que a segunda, não apresenta estrias da margem oral e posterior dentada. Além disso, o primeiro segmento torácico de *O. confusa* apresenta espinhos simples ou agrupados até cinco, espiráculo anterior com 10 a 12 aberturas e tubérculos papiliformes presentes do quinto ao sétimo segmento abdominal (Leite & Lopes 1987). Já a espécie abordada neste trabalho apresenta agrupamento de até quatro espinhos, espiráculos anteriores com 11 a 13 aberturas e não há tubérculos aparentes nos segmentos abdominais.

A larva de primeiro instar das espécies *Oxyvinia excisa* (Lopes, 1950) e *S. lambens* tem algumas características comuns como tubérculos não conpíscuos no último segmento abdominal, porém a presença de festões em *O. excisa* e agrupamento de espinhos abdominais já neste instar diferenciam as duas espécies.

A morfologia de outras espécies da tribo Raviniini foram estudadas por Lopes & Leite (1987), porém *O. paulistanensis* (Mattos, 1919) será discutida com mais profundidade porque ocorre junto com *S. lambens* no Paraná.

As larvas de primeiro instar de *O. paulistanensis* apresenta alguns dentes na maxila e palpos com seis papilas, diferenciando-se de *S. lambens* que não apresenta dentes e os palpos maxilares tem cinco papilas. Na primeira espécie, há distinção entre os espinhos dos segmentos torácicos e ainda os espinhos abdominais são similares aos torácicos. Já em *S. lambens*, os espinhos torácicos são robustos e os abdominais afilados.

Sukontason et al. (2003a) analisando larvas de Sarcophagidae coletadas em um corpo mumificado na Tailândia, observaram que um caráter que pode ser importante na identificação é o número de aberturas do espiráculo anterior. Neste trabalho, apesar de não se saber qual a espécie, verificou-se a presença de 25 aberturas espiraculares distribuídas em duas fileiras. Em *S. lambens* o espiráculo anterior é composto de 11 a 13 aberturas espiraculares distribuídas em uma só fileira. Nos trabalhos publicados no Brasil, com espécies Neotropicais não foi estudada nenhuma espécie com mais de uma fileira de aberturas espiraculares como a descrita por este autor. Outro caráter citado como importante na identificação de Sarcophagidae seria o número e disposição dos tubérculos ao redor da cavidade do último segmento abdominal. No caso de *S. lambens* é um caráter diagnóstico já que os tubérculos do último segmento abdominal aparecem reduzidos.

Este caráter já havia sido ressaltado também na diferenciação de espécies do mesmo gênero (*O. paulistanensis* e *O. confusa*) (Leite & Lopes 1987).

Analisando a descrição dos instares larvais de *Parasarcophaga dux* (Thomson) (Sukontason et al. 2003b) e comparando com a espécie deste trabalho, a larva de primeiro instar destas espécies são muito similares. A larva de segundo instar de *P. dux* apresenta órgãos ventrais com pequenos espinhos na base da estrutura, já *S. lambens* não tem os espinhos. O espiráculo posterior da primeira tem de 14 a 17 aberturas espiraculares sendo que duas delas estão direcionadas para frente, já *S. lambens* apresenta um número menor de aberturas dispostas em uma fileira. Nas larvas de terceiro instar de *P. dux* os tubérculos do último segmento são numerosos e bem aparentes ao contrário de *S. lambens*.

Depois da análise de caracteres externos, o esqueleto cefálico deve ser avaliado. Moreno *et al.* (2006) descreveram os estágios larvais de duas espécies do gênero *Sarcophaga* utilizando tanto a morfologia externa como o esqueleto cefálico. O formato das maxilas e dos escleritos devem ser avaliados inclusive para descrição do hábito alimentar da espécie, o formato modifica de acordo com a biologia.

A microscopia eletrônica de varredura torna possível a observação de diferenças intraespecíficas e ainda auxilia a caracterizar alguns aspectos como: espínulas do pseudocéfalo, espiráculos anteriores e posteriores e sensilas. Tais características não poderiam ser analisadas profundamente somente com o uso da microscopia ótica (Aspoas 1991).

Não se tem um caráter exclusivo para identificação de *S. lambens*, exceto o arco clipeal alcançando o fragma clipeal nas larvas de primeiro instar. O que se notou é que um conjunto de caracteres pode levar a identificação correta a nível específico. Comparando a espécie estudada neste trabalho com outras já descritas, os principais caracteres que devem ser analisados pra identificação seriam: formato dos escleritos do esqueleto cefálico em todas as fases do desenvolvimento, o tegumento da maxila, a disposição e o número de aberturas espiraculares do espiráculo anterior, a disposição e formato dos espinhos torácicos e abdominais e o formato dos tubérculos em torno da cavidade do último segmento abdominal.

É complexo analisar quais caracteres podem diferenciar *Sarcodexia lambens* das demais espécies de importância forense, principalmente porque são poucos os estudos que abordem todas as fases de desenvolvimento ou que utilizem mais ferramentas para observação do maior número de características possível.

Como os caracteres externos e até mesmo o esqueleto cefálico são muito similares entre espécies do mesmo gênero e até mesmo de gêneros distintos, é fundamental que se utilizem diversas técnicas e comparação da morfologia entre espécies encontradas na mesma região. Assim, poderão ser feitas chaves de identificação para espécies de importância forense que são encontradas atuando na decomposição de carcaças e cadáveres por localidade.

5. Conclusões

- Diferindo de trabalhos anteriores, as larvas de primeiro instar de *Sarcodexia lambens* apresentam maxilas lisas.
- O arco clipeal atingindo o fragma clipeal e a diferença no formato de espinhos torácicos e abdominais nas larvas de primeiro instar, são caracteres importantes na identificação da espécie.
- A redução da esclerotinização do esqueleto cefálico evidencia a mudança de instar.
- O formato da antena, o número de papilas dos palpos maxilares, formato de espinhos, tamanho dos tubérculos do último segmento abdominal e formato dos escleritos do esqueleto cefálico podem ser utilizados para uma possível chave de identificação para imaturos das espécies de Sarcophagidae.
- O número de aberturas espiraculares do espiráculo anterior não é um bom caráter para identificação, já que há grande variação intraespecífica.
- A MEV auxilia a evidenciar caracteres externos em que a MO não é tão precisa, porém, a MO não é dispensável em descrições morfológicas de imaturos de Sarcophagidae, já que o estudo do esqueleto cefálico e arco clipeal são essenciais e capazes de auxiliar tanto na classificação como na identificação de gêneros e espécies.
- Estudos morfológicos de imaturos são essenciais para compreensão da diversidade e para estudos aplicados, como por exemplo, os de entomologia forense.
- Para a entomologia forense, estes estudos se tornam ainda mais importantes, já que grande parte do material coletado em locais de crime são larvas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aspoas, B. R. 1991. Comparative micromorphology of third instar larvae and the breeding biology of some Afrotropical Sarcophaga (Diptera: Sarcophagidae). **Medical and Veterinary Entomology** 5: 437-445.

Barbosa, R. R; Mello-Patiu, C. A; Ururahy-Rodrigues, A.; Barbosa, C.G; Queiroz, M.M.C. 2010. Temporal distribution of ten calyptrate dipteran species of medicolegal importance in Rio de Janeiro, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 105: 191-198.

Leão, R.N.Q.; Fraiha Neto, H; Cruz, J.P.; Tibana, R. 1996. Mífase uretral por *Sarcodexia lambens* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Sarcophagidae). Relato de um caso amazônico. **Revista Paraense de Medicina** 1: 27-29.

Leite, A.C.R; Lopes, H. 1987. Second contribution to the knowledge of the larvae of Raviniini (Diptera: Sarcophagidae), based on the observations using scanning electron microscope. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 82: 219-226.

Leite, A.C.R; Lopes, H. 1989a. Studies on male genitalia of Sarcophagidae (Diptera) based on scanning electron microscope observations. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84 : 189-199.

Leite, A.C.R; Lopes, H. S. 1989b. Scanning electron microscopy of the first instar larvae of *Sarcodexia lambens* e *Peckia chrysostoma* (Diptera: Sarcophagidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84: 303-307.

Lopes, H. S. 1943. Contribuição ao conhecimento das larvas dos sarcophagidae com especial referência ao esqueleto cefálico (Diptera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 38: 127 – 163.

Lopes, H. S. L. 1982. The importance of the mandible and clypeal arch of the first instar larvae in the classification of the Sarcophagidae (Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia** 26: 293-326.

Lopes, H. S.; Leite, A. C. R. 1987. Third Contribution to the Knowledge of the Raviniini (Diptera: Sarcophagidae), based on observations of the larvae, using scanning electron microscope. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 82: 407-413.

Lopes, H. S; Leite, A.C.R. 1989. Morphology of the egg of *Sarcodexia lambens* (Diptera: Sarcophagidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84: 497-500.

Moura, M.O; Carvalho, C.J.B; Monteiro-Filho, E.L.A. 2005. Estrutura de Comunidades Necrófagas: efeitos da partilha de recursos na diversidade. **Revista Brasileira de Zoologia** **22**: 1134- 1140.

Moreno, S.P; Marcos-García M.A; Rojo S. 2006. Comparative morphology of early stages of two Mediterranean Sarcophaga Meigen, 1826 (Diptera; Sarcophagidae) and a review of the feeding habits of Palaearctic species. **Micron** **37**: 169-179.

Oliveira-Costa J. 2008. **Entomologia Forense: Quando os insetos são vestígios**. Millenium. xxii+ 420p

Oliveira, T. C.; Vasconcelos, S. D. 2010. Insects (Diptera) associated with cadavers at the Institute of Legal Medicine in Pernambuco, Brazil: Implications for forensic entomology. **Forensic Science International** **198**: 97-102.

Pape, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the World (Insecta: Diptera). **Memoirs on Entomology International** **8**. Associated Publishers. 558 p.

Queiroz, M.M.C; Mello R. P.; Lima, M. M. Morphological Aspects of the Larval Instars of *Chrysomya albiceps* (Diptera, Calliphoridae) reared in the laboratory. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** **92**: 187-196.

Sukontason, K.; Sukontason K. L.; Piangjai, S. 2003. Scanning Electron Microcopy of Third –Instar Sarcophagid (Diptera: Sarcophagidae) recovered from a mummified human corpse in Thailand. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo** **45**: 95-98.

Sukontason K; Sukontason K.L; Piangjai S; Chaiwong T. 2003. Larval ultrastructure of *Parasarcophaga dux* (Thomson) (Diptera: Sarcophagidae). **Micron** **34**: 353-364.