

SANDRA INÉS ENRÍQUEZ MORILLO

**BIODIVERSIDADE E ANÁLISE FAUNÍSTICA DE CERAMBYCIDAE
(INSECTA: COLEOPTERA) EM RESERVA DE MATA ATLÂNTICA,
VIÇOSA, MINAS GERAIS**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Viçosa, como
parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação em Entomologia, para
obtenção do título de *Magister
Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS - BRASIL
2007

SANDRA INÉS ENRÍQUEZ MORILLO

**BIODIVERSIDADE E ANÁLISE FAUNÍSTICA DE CERAMBYCIDAE
(INSECTA: COLEOPTERA) EM RESERVA DE MATA ATLÂNTICA,
VIÇOSA, MINAS GERAIS**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Viçosa, como
parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação em Entomologia, para
obtenção do título de *Magister
Scientiae*.

APROVADA: 27 de julho de 2007.

Prof. Lucio Antonio de Oliveira Campos
(Co-Orientador)

Profa. Marcela Laura Monné Freire
(Co-Orientadora)

Prof. José Ricardo Miras Mermudes

Profa. Terezinha M.C. Della Lucia

Prof. Paulo Sérgio Fiuza Ferreira
(Orientador)

Com muito amor para minha família, para meu país e para a natureza, que é
a obra máxima de Deus.

AGRADECIMENTOS

Primeiro, obrigada a Deus Pai Amigo por estar sempre comigo e por esta oportunidade tão importante na minha vida.

Ao Professor Dr. Paulo Sérgio Fiuza Ferreira, meu orientador, pela amizade, orientação, dicas e apoio para a consecução deste trabalho. Obrigada pela aceitação, compreensão e paciência e, sobretudo obrigada pelo carinho que você tem por meu país.

À Profa. Dra. Marcela Laura Monné pela orientação no estudo dos cerambicídeos, pela ajuda na identificação de alguns exemplares e, sobretudo por ensinar-me na hora da elaboração das chaves, que a melhor forma de fazer as coisas é fazendo-as simples.

Ao Prof. Dr. Miguel Monné pela identificação do material coletado na Mata do Paraíso e por suas respostas quando eu tentei esclarecer minhas dúvidas sobre o mundo dos Cerambycidae.

À Dona Paula e à Miriam, secretárias da Entomologia, por sua amabilidade, eficiência e sua orientação na hora de resolver algum assunto burocrático da Universidade.

Aos senhores Rita e Adenilson, secretários da Biologia Geral, por sua amabilidade e eficiência no momento de marcar um carro para a Mata do Paraíso, a cada semana durante um ano.

Ao Professor Dr. Ricardo Euclides pelo tempo e pela ajuda nas análises estatísticas dos dados usados nesta tese.

Ao Dr. Paulo Hamakawa, Professor da Engenharia Agrícola, pelo fornecimento dos dados climáticos usados nas análises estatísticas.

Aos amigos e colegas do Museu de Entomologia, Lívia, Lorena, Victor e David. Obrigada pelos momentos agradáveis de convívio diário, pela amizade, pelas idéias, pelo apoio, pelo tempo, pela alegria, pelo bom humor e pelas conversas interessantes.

À Lucimar Dias, Evaldo Martins e Frederico Salles por sua amizade, apoio, entusiasmo e pelas primeiras dicas, quando cheguei e comecei a me adaptar a Viçosa.

Aos Senhores Wanderli de Freitas e Lair Ciro, funcionários da Mata do Paraíso, por sua amizade e pela valiosa ajuda na coleta dos

cerambicídeos com armadilha luminosa. Seu labor é abnegado e silencioso e por isso muitas vezes é esquecido e pouco valorizado.

A todos os motoristas que me levaram até a Mata do Paraíso, a cada semana, durante um ano de trabalho. Obrigada por nossas conversas e por sua eficiência.

À amiga Lorena Uceli pela assistência durante todo o desenvolvimento da tese. Obrigada pela ajuda na triagem do abundante material coletado com armadilha luminosa e por seu bom trabalho na edição das fotografias usadas nesta tese.

Ao amigo Victor Pirovani e sua câmera, pelas fotos das espécies de Cerambycidae e das características usadas nas chaves. Obrigada por sua valiosa ajuda durante a montagem das pranchas das fotos, gostei muito de seu jeito detalhista e de sua gentileza.

À amiga Lívia Coelho, pelas idéias e pelo apoio no desenvolvimento da tese. Obrigada por lembrar-me das coisas que esquecia.

Ao amigo Geovanny Segovia por acompanhar-me e auxiliar-me durante os primeiros meses de coleta dos cerambicídeos da Mata do Paraíso e por sua ajuda na hora dos detalhes finais da tese.

A todas as pessoas que me acompanharam na coleta de cerambicídeos na Mata do Paraíso, obrigada pela curiosidade e sua companhia.

À Maria Yumbla pela amizade, apoio moral e por ter sacrificado umas horas de sono para me ajudar na tese.

À amiga Liliane Gonçalves, pela amizade e pelo fornecimento de dados gerais sobre a área da Mata do Paraíso.

Ao Felipe e à Sandra, amigos e colegas de apartamento, obrigada pelo apoio moral durante a edição deste trabalho.

Ao amigo Alexander Pérez pela amizade e pelo apoio durante estes dois anos de Mestrado. Obrigada por nossas conversas e nossos filmes.

A todos os amigos que fiz em Viçosa, tanto brasileiros como estrangeiros, obrigada pelo carinho e pelo apoio, tanto em momentos bons como em momentos difíceis.

À Universidade Federal de Viçosa e ao Programa de Pós-graduação em Entomologia pela oportunidade para a realização do Mestrado.

Finalmente, muito obrigada á Fundação de Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e ao Convênio PEC-PG pela bolsa de estudos, sem ela teria sido quase impossível conhecer e aprender tanto no Brasil.

BIOGRAFIA

Sandra Inés Enríquez Morillo, filha de Segundo Gonzalo Enríquez Narváez e Olga Clara Morillo Guerrero, nasceu em Tulcán, Carchi, Equador, em 21 de Janeiro de 1975.

Em 1999 obteve a Licenciatura em Química e Biologia na Universidad Central del Ecuador, Quito, Equador e em 2005 concluiu o Doutorado em Biologia (Graduação), na mesma Universidade.

De 1998 até 2005 trabalhou como investigadora associada no Departamento de Ciências Biológicas da Escuela Politécnica Nacional, Quito, Equador, onde foi curadora da coleção de besouros longicorneos (Coleoptera: Cerambycidae), participou em projetos de impacto ambiental relacionados ao setor petrolífero, usando insetos terrestres e aquáticos como bioindicadores. Também participou em projetos sobre diversidade de insetos na Floresta amazônica equatoriana, junto com pesquisadores estrangeiros.

No segundo semestre de 2005, iniciou o Mestrado em Entomologia, no Departamento de Biologia Animal da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais, completando as exigências do curso em 27 de Julho de 2007.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	ix
RESUMO	x
ABSTRACT.....	xi
1. INTRODUÇÃO	1
1.1 Considerações Gerais	1
1.2 Diversidade e Taxonomia de Cerambycidae na Região Neotropical	8
1.3 Influência dos fatores climáticos e sazonalidade nos Cerambycidae	10
1.4 Objetivos	13
2. MATERIAIS E MÉTODOS	14
2.1 Área de estudo	14
2.2 Amostragens e tratamento do material	16
2.2.1 Coleta Diurna	17
2.2.1.1 Guarda-Chuva Entomológico	17
2.2.1.2 Rede Entomológica	17
2.2.1.3 Coleta Manual	18
2.2.1.4 Iscas	18
2.2.2 Coleta Noturna	19
2.2.2.1 Armadilha luminosa	19
2.3 Identificação	22
2.4 Glossário	25
2.5 Análises dos Dados	29
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	30
3.1 Riqueza e Abundância de Cerambycidae	30
3.2 Lista de táxons, Distribuição e novos registros	38
3.3 Chaves taxonômicas para a identificação dos Cerambycidae da Mata do Córrego do Paraíso	100
3.3.1 Chaves para as subfamílias de Cerambycidae	100
3.3.2 Chave para as espécies da Tribo Parandrini	101
3.3.3 Chave para as tribos da subfamília Prioninae	103
3.3.4 Chave para as espécies das tribos Macrotomiini e	

Callipogonini	103
3.3.5 Chave para as tribos da subfamília Cerambycinae	105
3.3.6 Chave para as espécies da tribo Cerambycini	108
3.3.7 Chave para as espécies da tribo Compsocerini	110
3.3.8 Chave para as espécies da tribo Eburiini.....	110
3.3.9 Chave para as espécies da tribo Elaphidiini	110
3.3.10 Chave para as espécies da tribo Hesperophanini	111
3.3.11 Chave para as espécies da tribo Ibdionini	112
3.3.12 Chave para as espécies da tribo Oemini	113
3.3.13 Chave para as espécies da tribo Smodicini	114
3.3.14 Chave para as espécies da tribo Torneutini	115
3.3.15 Chave para as espécies da tribo Trachyderini	115
3.3.16 Chave para as tribos da subfamília Lamiinae.	
Tribos com unhas divaricadas	121
3.3.17 Chave para as espécies da tribo Acanthociinini	122
3.3.18 Chave para as espécies da tribo Acanthoderini	126
3.3.19 Chave para as espécies da tribo Anisocerini	128
3.3.20 Chave para as espécies da tribo Desmiphorini	129
3.3.21 Tribos com unhas bífidas	132
3.3.22 Chave para as espécies da tribo Hemilophini	132
3.3.23 Chave para as espécies da tribo Aerenicini	132
3.3.24 Tribos com unhas divergentes	133
3.3.25 Chave para as espécies da tribo Apomecynini	134
3.3.26 Chave para as espécies da tribo Onciderini	134
3.3.27 Tribos com unhas apendiculadas	138
3.3.28 Chave para as espécies da tribo Falsamblesthiini	138
3.3.29 Chave para as espécies da tribo Calliini	138
3.4 Análise da sazonalidade e influência	
da temperatura e precipitação na riqueza e abundância	
de Cerambycidae coletados com armadilha luminosa	145
3.4.1 Flutuação Estacional	150
4. CONCLUSÕES	154
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	155
ANEXO	164

LISTA DE TABELAS

Tabela	página
1 Subfamílias, tribos, subtribos e número de gêneros, espécies e indivíduos registrados na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais	30
2 Subfamílias, Tribos, Gêneros e espécies de Cerambycidae coletados durante onze anos na EPTEAMP	33
3 Artrópodes atraídos com iscas de banana fermentada e mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo	37
4 Riqueza abundância e percentagens de Cerambycidae coletados com armadilha luminosa, nos anos 1986-2007, estações seca e chuvosa, Mata do Paraíso, Viçosa, MG.	151

RESUMO

ENRÍQUEZ MORILLO, Sandra Inés, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, julho de 2007. **Biodiversidade e análise faunística de Cerambycidae (Insecta: Coleoptera) em Reserva de Mata Atlântica, Viçosa, Minas Gerais.** Orientador: Paulo Sérgio Fiuza Ferreira, Co-Orientadores: Marcela Laura Monné Freire e Lucio Antonio de Oliveira Campos.

A Mata do Paraíso, uma reserva de Mata Atlântica, está localizada no ponto de coordenadas 20°48'07"S e 42°51'31"W, no município de Viçosa, Minas Gerais, Brasil. Os objetivos deste trabalho foram inventariar as espécies de Cerambycidae, elaborar chaves taxonômicas ilustradas para a identificação de subfamílias, tribos e espécies e determinar a influência dos fatores climáticos na sazonalidade dos cerambicídeos da Mata do Paraíso. Na amostragem foram usadas as técnicas da armadilha luminosa, guarda-chuva entomológico, rede entomológica, coleta manual e armadilhas com iscas. Para o estudo da diversidade foram consideradas as espécies coletadas com todas as técnicas. No estudo da influência dos fatores climáticos foram analisadas somente as espécies amostradas com armadilha luminosa desde outubro de 1986 a março de 2007. Foram coletados 440 cerambicídeos, representados por 140 espécies, 107 gêneros, 37 tribos e cinco subfamílias. Os valores de espécies e de tribos são altos comparados com outros inventários. Doze espécies são novos registros para o Estado de Minas Gerais. Esta informação contribui na ampliação da distribuição biogeográfica destas espécies e também na possível relação delas com o bioma de Mata Atlântica. Foram identificadas quatorze espécies até nível de gênero e duas só até nível de tribo; provavelmente estas espécies são novas para a ciência. Foram elaboradas 29 chaves taxonômicas possibilitando a identificação dos exemplares até nível de espécie. A temperatura média mensal e a precipitação média mensal influíram positivamente na riqueza e abundância de Cerambycidae da Mata do Paraíso. A riqueza e abundância de Cerambycidae decrescem na estação seca e aumentam na estação de chuva. Este trabalho constitui-se numa referência para a identificação dos Cerambycidae para a EPTEAMP e ecossistemas com características semelhantes.

ABSTRACT

ENRÍQUEZ MORILLO, Sandra Inés, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, July of 2007. **Biodiversity and faunistic analysis of Cerambycidae (Insecta: Coleoptera) in the Mata Atlântica Reserve, Viçosa, Minas Gerais.** Adviser: Paulo Sérgio Fiúza Ferreira, Co-Advisers: Marcela Laura Monné Freire and Lucio Antonio de Oliveira Campos.

The “Mata do Paraíso”, an Atlantic Forest reserve, is located at the coordinates 20°48'07”S e 42°51'31”W, in the municipal district of Viçosa, Minas Gerais, Brazil. The objectives of this work were to inventory Cerambycidae species, to elaborate illustrated keys for subfamilies, tribes and species and to determine the influence of the climatic factors on long-horned beetles seasonality of the “Mata do Paraíso”. In the sampling light trap, beating, entomological net, hand-picking and bait traps were used. To study diversity all species collected with all techniques were considered. To study the influence of the climatic factors only the sampled species with light trap since October of 1986 to March of 2007 were analyzed. A total of 440 long-horned beetles, represented by 140 species, 107 genera, 36 tribes and five subfamilies were collected. The values of species and tribes richness were high compared with other inventories. Twelve species were new records for Minas Gerais State. This information contributes to extend the distribution of these species and also determines a possible relation of them with the “Mata Atlântica” vegetation. Fourteen species were identified only to genera level and two to tribe level; these species are probably new for the science. Twenty nine keys were elaborated facilitating the identification of the individuals to species level. The temperature and the precipitation influenced positively the richness and abundance of long-horned beetles of the “Mata do Paraíso”. Cerambycidae diversity decreases in the dry season and increases in the rainy season. This work constitutes a basic guide to identify the long-horned beetles of the “Mata do Paraíso” and similar ecosystems.

1. INTRODUÇÃO

1.1 Considerações Gerais.

O nome Cerambycidae deriva de um gênero de Coleoptera registrado na Europa chamado *Cerambyx* Linnaeus, 1758. Estes besouros são referidos como cerambicídeos ou insetos longicórneos (**longe** = comprido e **corneus** = chifres) por causa de suas antenas longas. No vocabulário popular são conhecidos na língua portuguesa como “arlequim, bicho-das-hastes, broca, carocha, cerambas, corintiano, serrador, serra-pau, testa-de-lã, toca-viola, vaqueiro e visita” (Martins, 1997; Galileo & Martins, 2006), em espanhol são atribuídos os nomes “aserradores, cerambícidos, longicorneos, toritos, cortapalos, bichos, guitarreros, abejones ou escarabajos com antenas largas”. Já na língua inglesa, são comumente chamados de “longicorns, capricorns, round-headed borers, goat beetles, sawyer beetles, longhorned beetles ou timber beetles” (Monné & Hovore, 2005; Tavakilian *et al.*, 1997).

Morfológicamente os cerambicídeos adultos variam em tamanho e forma. Existem exemplares de comprimento variando entre 2 mm (*Cyrtinus* LeConte, 1852) e 180 mm (*Titanus* Audinet-Serville, 1832) (Hovore, 2004). Apresentam forma esférica, oval a alongada e subcilíndrica; algumas espécies podem ser vistosas, usualmente com coloração metálica e outras podem ter coloração pardo-escuro (Galileo & Martins, 2006).

A cabeça se apresenta em posição horizontal (prognata) como nas subfamílias Cerambycinae, Aseminae e Prioninae; em posição subvertical como em Lepturinae, Necydalinae e Vesperinae e em posição vertical (hipognata) como em Lamiinae (Vives, 2000). Os olhos compostos, situados a cada lado da cabeça, geralmente têm forma de rim (reniformes) e podem ser inteiros, divididos e às vezes com o lobo superior reduzido ou ausente. Dependendo do hábito da espécie (diurno, crepuscular ou noturno), os olhos podem ser fina, intermediária ou grosseiramente facetados (Galileo & Martins, 2006; J.R. Mermudes comunicação pessoal). Estes captam informações exteriores, como movimentos e variação de cores (Hequet, 1996).

Na parte superior da cabeça, entre a fronte e os olhos inserem-se as antenas, geralmente formadas por onze antenômeros e raramente por doze (Vives, 2000). As antenas estão divididas em três regiões: a) escapo ou antenômero I, grosso, inserido numa cavidade da cabeça; b) pedicelo ou antenômero II, curto e transverso e c) flagelo, consistindo os antenômeros restantes. Os antenômeros do flagelo podem ter forma cilíndrica, achatada dorso-ventralmente ou curta e apresentar projeções, espinhos, carenas, tufo de pêlos e áreas sensoriais especializadas. Nos cerambicídeos as antenas são longas, quase sempre ultrapassam o ápice elitral e às vezes podem ser muito longas, de duas a três vezes o comprimento do corpo, exceto nas subfamílias Parandrinae, Prioninae e Lepturinae (Galileo & Martins, 2006). Usualmente os machos têm as antenas mais compridas que as fêmeas (Vives, 2000). Estes órgãos sensoriais permitem localizar o parceiro sexual ou a planta hospedeira através das moléculas voláteis transportadas pelo ar (Hequet, 1996).

As peças bucais consistem de cinco estruturas importantes: a) labro, b) hipofaringe, c) mandíbulas, d) maxilas e e) lábio (Galileo & Martins, 2006). As mandíbulas são estruturas variáveis, podem ser lisas ou espinhosas, glabras ou com pilosidades. Nos machos são utilizadas em combates, competindo pelas fêmeas e nas fêmeas são usadas para fazer cortes na madeira, onde elas posteriormente depositam os ovos. Geralmente os machos têm as mandíbulas mais longas que as fêmeas, exceto no gênero *Oncideres* Lepelletier & Audinet-Serville, onde se observa o fenômeno contrário (Hequet, 1996).

O protórax, lateralmente, pode ser marginado, arredondado, alongado, transverso, com espinhos ou tubérculos. Dorsalmente (disco pronotal) pode ser liso ou com tubérculos, elevações e às vezes, com estreitamento ou sulco transversal (Galileo & Martins, 2006). O mesonoto tem forma triangular ou trapezoidal, geralmente apresenta uma área estriada transversalmente denominada placa estridulatória, com a qual alguns cerambicídeos produzem sons. O escutelo é a única parte visível do mesonoto, apresenta forma variável (Vives, 2000).

As asas anteriores são os élitros, caracterizados por terem forma, comprimento e grau de esclerotinização variados. Na base dos élitros

apresentam-se os úmeros, arredondados, angulosos ou projetados. O ápice elitral pode ser arredondado, truncado ou armado com espinhos. As asas posteriores são membranosas e utilizadas durante o voo (Galileo & Martins, 2006). No momento da decolagem, os élitros se levantam e se separam, permitindo que as asas membranosas se desdobrem e possam voar (Hequet, 1996). A maioria dos cerambicídeos é macróptera e tem a capacidade de voar longas distâncias, mas há vários gêneros que são braquípteros ou ápteros, particularmente aqueles que vivem em ilhas e regiões de altitude (Hovore, 2004).

O fêmur é longo e de forma variada, a tíbia é delgada e subigual em comprimento ao fêmur e pode ter dois espinhos no ápice. O tarso está dividido em cinco segmentos (tarsômeros), mas somente quatro são visíveis, por isso o nome pseudotetrâmero. As unhas ou garras tarsais situam-se no ápice do quinto tarsômero e podem ser simples, divaricadas, bífidas ou apendiculadas (Galileo & Martins, 2006).

O abdômen é a parte posterior do corpo articulada com o tórax. Consta de onze segmentos, mas somente cinco ou seis são visíveis ventralmente. No interior dele localizam-se a porção posterior do tubo digestório, os tubos de Malpighi e os órgãos reprodutores (Hequet, 1996).

Os Cerambycidae são noturnos, crepusculares ou diurnos. Os noturnos e os crepusculares, de coloração menos vistosa, são atraídos pela luz, e este é o principal método para coligí-los. Os diurnos, com colorações muito vistosas, freqüentemente com brilho metálico, são coletados em exudações de plantas, flores ou frutos, podendo servir como polinizadores fortuitos. O guarda-chuva entomológico é um bom método de captura para adultos diurnos e noturnos (Martins, 1997).

O ciclo de vida dos cerambicídeos inclui: 1) acasalamento; 2) postura; 3) larva; 4) pupa e 5) emergência do adulto (Galileo e Martins, 2006). A maioria dos longicórneos acasala-se quase logo após da emergência. Em geral, o acasalamento acontece sobre a planta hospedeira escolhida para a postura, que em muitas espécies pode ser o mesmo tronco do qual os progenitores procedem (Vives, 2000). As fêmeas liberam feromônios muito atrativos que facilitam sua localização pelos machos. Estes odores emitidos pelas fêmeas virgens deixam de funcionar quando elas são fecundadas

(Hequet, 1996). O macho é capaz de localizar a fêmea através de órgãos olfativos situados nas antenas e reconhece a disponibilidade dela apalpando-a com as antenas. Alguns indivíduos das subfamílias Prioninae e Cerambycinae podem lutar agressivamente pela posse da fêmea. Eles podem ferir-se gravemente, mas sem chegar até a morte (Galileo & Martins, 2006). Na cópula observa-se o macho sobre a fêmea com suas extremidades abdominais acopladas, às vezes de maneira acrobática. Este processo pode demorar de alguns segundos até várias horas (Vives, 2000).

O tempo que demora entre o acasalamento e a postura difere entre espécies, mas geralmente varia desde poucas horas até uma semana (Vives, 2000). A fêmea escolhe um local adequado para postura que pode ser em plantas saudáveis ou em estado de decomposição, dependendo da espécie (Galileo & Martins, 2006). O tamanho dos ovos é proporcional ao tamanho da espécie. Os maiores ovos dos cerambicídeos correspondem aos de *Titanus giganteus* Linnaeus, 1771 que são semelhantes às sementes de melão (Hequet, 1996). Uma fêmea pode depositar até 350 ovos, e põe um por um na planta hospedeira selecionada (Hequet, 1996). A oviposição depende da especialização morfológica do grupo. Assim indivíduos das tribos Basipterini, Bothriospilini, Pyrestini, Torneutini e Trachyderini possuem uma escova de pêlos no oitavo esternito abdominal, com a qual raspam previamente o substrato escolhido, fazem a postura e em seguida cobrem o ovo com serragem (Fragoso *et al.*, 1987; Monné & Napp, 2005; M.L. Monné, 2005). Outros utilizam o ovipositor para a inserção do ovo na madeira, o qual varia de tamanho dependendo da espécie e da tribo. As espécies do gênero *Oncideres* Lepelletier & Audinet-Serville cortam os galhos, evitando o fluxo da seiva, antes de depositar os ovos nas incisões feitas na casca com ajuda das mandíbulas (Linsley, 1961). Isso vem a possibilitar a queda dos galhos com os ovos o que facilita a decomposição do tecido vegetal que é o alimento da larva.

Na maioria das espécies o desenvolvimento embrionário dura quinze dias, mas este período pode variar de 10 até 30 dias, como em determinados Prioninae (Vives, 2000).

Após a incubação, as larvas saem dos ovos, rompem a cobertura com as mandíbulas e começam a alimentar-se do substrato que as rodeia para

acumular energia (Hequet, 1996). O período de vida das larvas da maioria das espécies geralmente estende-se de um a três anos, mas pode estar influenciado pelo estado do substrato que as alimenta (Hovore, 2004). O período larvário passa por três etapas consecutivas até atingir a fase pupal. Geralmente, as temperaturas elevadas aceleram o desenvolvimento embrionário, ao contrário das temperaturas baixas, assim como a dessecação do substrato alimentar, retardam ou interrompem o processo. Também o tipo e a idade da madeira influenciam no desenvolvimento embrionário (Vives, 2000). Dentro da madeira, as larvas escavam galerias com suas mandíbulas. A madeira é triturada, uma parte é aproveitada como alimento e a outra é eliminada em forma de fibras, obstruindo a passagem da galeria, logo atrás da larva. Este é um comportamento de proteção das larvas dos cerambicídeos (Galileo & Martins, 2006).

A fase pupal começa quando a larva para de procurar alimento, recolhe-se no fundo de sua galeria e constrói uma urna de fibras vegetais, chamada câmara pupal, onde ela fica imóvel e isolada, preservando-se dos predadores (Galileo & Martins, 2006). Mediante o processo da metamorfose a larva se transforma em pupa, que se caracteriza por ter o corpo com pouca esclerotina, de tons pálidos, com pernas, asas e antenas voltadas para o ventre (Villiers, 1978). O período pupal varia de sete a 20 dias. O adulto espera na câmara pupal mais ou menos dois dias o momento de sua emergência, tempo necessário para o endurecimento de seu tegumento (Martins, 1999b).

Quando o corpo do longicórneo está endurecido e as condições ambientais são favoráveis, ele abandona a câmara pupal. Para sair, usualmente corta a madeira em formato ovalado a circular (Galileo & Martins, 2006). A vida do adulto é efêmera, mas é a responsável pela dispersão da espécie e o acasalamento. O período de vida de um adulto pode ser de algumas semanas ou até alguns meses (Hovore, 2004). Alguns Lamiinae morrem depois de acasalar-se sem sequer ter tempo de alimentar-se. Outros longicórneos florípagos (Lepturinae), se alimentam do néctar e do pólen para obter proteínas indispensáveis na maturação dos ovos. A disposição de alimento suficiente e as condições ambientais, como temperatura e umidade, condicionam de alguma maneira, a longevidade dos

adultos (Vives, 2000). A endogamia é evitada quando os machos saem da galeria ninfal antes das fêmeas (Hequet, 1996).

Os cerambicídeos são fitófagos e utilizam uma ampla variedade de alimentos, principalmente madeira viva, morta, sementes e raízes. A maioria das larvas perfura a madeira das árvores, outras atacam as raízes e a medula das plantas herbáceas. Algumas larvas se alimentam externamente das raízes, fazendo um túnel no solo ou produzindo galerias de acesso ao câmbio. Os imaturos de algumas espécies vivem em madeira em diferentes estágios de decomposição e umidade. Adultos de Onciderini, Hemilophini e larvas das tribos Methiini, Hesperophanini e Elaphidionini cortam galhos vivos, para alimentar-se da porção distal dos mesmos.

Diferente dos cupins, que digerem a celulose com a ajuda de endosimbiontes, os cerambicídeos digerem a madeira através de processos metabólicos próprios. Possuem a celulase no tubo digestivo, capaz de desdobrar as moléculas de celulose, e a amilase que desdobra os amidos em açúcares simples (Martins, 1997). Segundo a forma de alimentação dos adultos, foram classificadas as seguintes categorias: 1) consumidores de cascas e galhos tenros; 2) consumidores de flores, pétalas, estames, néctar e pólen; 3) consumidores de folhas, brotos e caules florais; 4) consumidores de folhas e estróbilos tenros de pinheiros; 5) consumidores de seiva e resinas; 6) consumidores de frutos e sementes; 7) consumidores de raízes e rizomas; 8) consumidores de fungos (Vives, 2000).

A maioria dos longicórneos tem coloração escura com pequenas manchas claras, como nos gêneros *Onychocerus* Lepeletier & Audinet-Serville, *Desmiphora* Audinet-Serville e *Polyrhaphis* Audinet-Serville, fato que permite o mimetismo com cascas de árvores, líquens, musgos e fungos. Outros cerambicídeos, especialmente os diurnos, têm coloração vistosa que permite seu mimetismo com flores, como por exemplo, os representantes da subfamília Lepturinae e alguns Cerambycinae. Membros da tribo Agapanthiini, apresentam formas alongadas e esbeltas que lhes permitem confundir-se com pequenos galhos. Alguns cerambicídeos imitam outros artrópodes, que são temidos pela dor que causam com sua picada ou mordida, como as vespas (Mutillidae), formigas (gênero *Crematogaster*) e aranhas. Espécies inofensivas imitam a outros coleópteros tóxicos que são

raramente atacados pelos predadores, como os besouros da família Lycidae e as mariposas da família Arctiidae, caracterizados por suas cores aposemáticas. Os membros da tribo Callichromatini liberam odores, na experiência humana, suaves e agradáveis, enquanto que os indivíduos do gênero *Trachyderes* Dalman expelem odores fortemente desagradáveis. É considerada a possibilidade, de que os dois tipos de secreções repelem os predadores. Muitos cerambicídeos usam como mecanismo de defesa espinhos presentes nas tíbias ou nas antenas, ou simplesmente deixam-se cair quando se sentem ameaçados, mas alguns podem usar suas fortes mandíbulas como último recurso (Linsley, 1961; Hequet, 1996; Vives, 2000; Galileo & Martins, 2006).

Os longicórneos podem ser parasitados, no estágio larval, por Hymenoptera (Ichneumonidae, Braconidae, Bethyloidea) e alguns Diptera (Sarcophagidae e Tachinidae). Os besouros das famílias Tenebrionidae, Carabidae, Cleridae, Elateridae, Staphylinidae, Cucujidae, Ostomidae, Pyrochroidae e de outros insetos (Heteroptera e Diptera) são predadores da fase larval dos cerambicídeos. Os adultos são consumidos pelos répteis (Lacertidae e Gekkonidae), aves e mamíferos insetívoros (Chiroptera e Primatas). Em algumas regiões o homem tem o costume de alimentar-se das larvas ou utilizá-las como iscas (Linsley, 1959; Vives, 2000).

Os cerambicídeos constituem parte integrante dos ecossistemas florestais onde ocupam desde o solo até a copa das árvores (Hequet, 1996). Estes insetos se encontram estritamente associados às plantas hospedeiras (geralmente a grupos de gêneros) e, portanto, podem ser excelentes indicadores do estado de conservação de um ecossistema (Hovore, 1998).

Cerambycidae constitui um grupo importante do ponto de vista florestal e agrícola já que as larvas são xilófagas e broqueiam os troncos e galhos e podem causar prejuízos econômicos (Martins, 1997). As larvas minam o floema, e perfuram a madeira abrindo buracos e galerias que permitem a entrada de fungos que aceleram a decomposição da madeira. Os insetos perfuradores da madeira cumprem um papel importante na reciclagem da matéria orgânica na natureza. Sob o ponto de vista econômico, esta mesma ação pode resultar em uma significativa perda na qualidade da madeira utilizada para o comércio (McIntosh *et al.*, 2001). A

adaptação dos cerambicídeos para uma grande diversidade de hospedeiros resultou numa grande variedade de comportamento e modos de vida, fazendo com que muitas espécies se tornassem importantes pragas em florestas, plantações e árvores ornamentais (Hanks, 1999). As espécies sul-americanas, até o momento, são pouco estudadas economicamente e os danos que causam habitualmente não estão avaliados (Martins, 1997). No processo de coevolução entre as comunidades de insetos e a flora, os cerambicídeos exercem também o papel de polinizadores de plantas lenhosas (Hequet, 1996).

1.2 Diversidade e Taxonomia de Cerambycidae na Região Neotropical

A família Cerambycidae Latreille, 1802 encontra-se dentro da superfamília Chrysomeloidea, junto às famílias Megalopodidae Latreille, 1802; Orsodacnidae Thomson, 1859, Chrysomelidae Latreille, 1802, Vesperidae Mulsant, 1839; Oxypeltidae e Disteniidae Thomson, 1860. A família mais próxima filogeneticamente é Chrysomelidae (Lawrence & Newton, 1995; Lawrence *et al.*, 1999). Os Cerambycidae diferenciaram-se das outras famílias de Coleoptera durante o Jurássico inferior, coincidindo com a aparição das coníferas mais complexas (abietáceas e pináceas), formando um grupo bem diferenciado do resto de fitófagos, pelos tarsos pseudotetrâmeros, antenas muito longas, asas posteriores membranosas de tipo cantaroidea e célula anal sem nervuras (Crowson, 1981 *apud* Vives, 2000).

A família Cerambycidae compreende cerca de 4000 gêneros e 35000 espécies no mundo (Martins, 1997; Costa, 2000). Para a região Neotropical são registradas aproximadamente 5000 espécies distribuídas em 1500 gêneros (Monné & Giesbert, 1995; Costa, 2000). O Brasil conta com cerca de 4000 espécies em 1000 gêneros (Costa, 2000). Para a Mata Atlântica registraram-se 1149 espécies, 402 gêneros e 29 tribos (M.L. Monné, comunicação pessoal).

Os longicórneos estendem-se por todas as áreas continentais do planeta, exceto nas zonas ártica e antártica e sua dispersão está

diretamente associada com as condições climáticas de cada região biogeográfica e com a configuração da flora. A maioria de espécies distribuiu-se nas diferentes regiões biogeográficas de forma proporcional à diversidade botânica e à temperatura (Vives, 2000). Os cerambicídeos estão distribuídos na região Neotropical desde o nível do mar até 4000 m de altitude, em áreas secas ou úmidas (Martinez, 2000). Esta região é uma das mais diversificadas do planeta, mas também é uma das menos conhecidas (Vives, 2000).

Algumas espécies de cerambicídeos são conhecidas desde a antiguidade, pois já Aristóteles, no século IV a. C, descreveu alguns coleópteros na obra *Historia dos Animais*. Em 1758, Linnaeus publicou a décima edição de sua obra *Systema Naturae*, onde descreve e nomeia 76 espécies de longicórneos, repartidas em três gêneros: *Cerambyx*, *Leptura* e *Necydalis*. Na última edição do *Systema Naturae* (1767), Linnaeus mantém sua divisão em três gêneros, mas acrescenta o número de espécies conhecidas até 121. Muitas espécies já foram descritas desde os séculos anteriores, mas ainda táxons novos estão sendo descobertos (Martins, 1999b).

As obras mais antigas versam sobre os espécimes coligidos nas grandes viagens e expedições dos europeus ao continente sul-americano, como Príncipe de Wied, Bates, Conde de Castelnau e Spix & Martius (Galileo & Martins, 2006).

Lane estudou os Cerambycidae neotropicais nas décadas de 1930 a 1960. Desde 1959, Ubirajara R. Martins começou o estudo dos longicórneos e atualmente é um dos mais respeitados especialistas (Costa, 2000). O catálogo dos Cerambycidae das Américas foi publicado por M.A. Monné em 22 fascículos entre 1993 e 1995 e atualizado, para a região Neotropical, entre 2005 e 2006. Tavakilian & Chevillote (2005) recentemente disponibilizaram em rede base de dados dos Cerambycidae americanos, elaborada a partir do catálogo de M.A. Monné. Em 1995 M.A. Monné & Giesbert publicaram uma lista remissiva dos Cerambycidae e Disteniidae do Hemisfério Ocidental. Martins (1997) deu início à publicação de oito volumes que trata da sistemática das diversas tribos da subfamília Cerambycinae em "Cerambycidae sul-americanos". Monné (2001a, 2001b, 2001c, 2002a,

2002b) publicou em cinco volumes um catálogo dos Cerambycidae neotropicais incluindo as plantas hospedeiras. Hovore (2004) publicou uma lista de espécies para a fauna equatoriana, com aproximadamente 1000 espécies. Martinez (2000) publicou um artigo, onde menciona a existência de 694 espécies para Colômbia. Tavakilian *et al.* (1997) determinaram as plantas-hospedeiras de 334 espécies de Cerambycidae da Guiana Francesa. Napp (1994) realizou o primeiro estudo das relações filogenéticas entre as subfamílias de Cerambycidae, para isto fez três análises: 1) utilizando 66 caracteres obtidos do estudo comparado da morfologia dos adultos; 2) empregando 62 caracteres larvais levantados na literatura; e 3) considerando o conjunto de caracteres larvais e de adultos. Considerou Cerambycidae como uma família monofilética e composta por oito subfamílias: Anoplodermatinae, Parandrinae, Prioninae, Spondylinae, Lepturinae, Aseminae, Cerambycinae e Lamiinae. Svacha *et. al.* (1997) transferiram Anoplodermatinae para Vesperidae, incluindo-a com Vesperinae e Philinae. Galileo (1987a, 1987b) apresenta descrições de taxa, revisões de gêneros e trabalhos ao nível de tribo em Prioninae.

Apesar da extensa literatura pertinente, os Cerambycidae ainda têm muitos problemas sistemáticos e taxonômicos a serem resolvidos, devido ao número de espécies desta família e ao pouco conhecimento sobre os imaturos. Serão indispensáveis estudos filogenéticos, revisões e descrições de taxa (gêneros e espécies). São necessárias mais pesquisas em distribuição geográfica, riqueza e diversidade das espécies em ecossistemas neotropicais, estudos de sazonalidade e relações inseto-planta.

1.3 Influencia dos fatores climáticos na sazonalidade dos Cerambycidae.

Para estudos que envolvam abundância e riqueza de espécies, base para trabalhos de conservação, é muito importante o conhecimento da sazonalidade (Wolda, 1998; Samways, 1995). A sazonalidade da flora e fauna é determinada por condições abióticas, como as variáveis climáticas, principalmente em áreas de maior latitude. Os grupos animais, em razão de suas características comportamentais, principalmente alimentares, reagem

de diferentes formas a influencia de diferentes fatores ambientais (Wolda, 1986). A sazonalidade das plantas é fundamental para a maioria dos herbívoros, principalmente dos que dependem da floração e frutificação. Wolda (1988) evidenciou que 42% dos artigos publicados sobre sazonalidade de insetos estão relacionados à Lepidoptera e Diptera. Coleoptera e Hemiptera correspondem a 35 % e as ordens Hymenoptera, Ephemeroptera e Trichoptera apresentam 5 % cada uma.

Tanto a temperatura quanto a precipitação são fatores tradicionalmente correlacionados com as variações nas populações de insetos tropicais (Silveira Neto *et al.*, 1976). A temperatura influencia a dispersão dos adultos e determina a distribuição dos longicórneos dentro de um mesmo tronco e tem sido usada para controlar espécies pragas sob condições naturais e artificiais (Linsley, 1961). As temperaturas ao redor de 25°C aumentam o número de acasalamentos, a quantidade de ovos férteis e a longevidade dos adultos. As baixas temperaturas reduzem seu tempo de vida, diminuem os acasalamentos e as eclosões (Vives, 2000). Nota-se que com o aumento da temperatura em dias quentes, ocorre maior atividade de vôo e dispersão dos insetos o que se verifica com os estudos feitos com armadilha luminosa, onde foi coletado maior numero de exemplares (Silveira Neto *et al.*, 1976; Ferreira *et al.*, 1986; Ferreira *et al.*, 1995; Coelho, 1997; Paula & Ferreira, 2000).

A precipitação é um fator diretamente relacionado com a renovação do crescimento vegetal. Muitos insetos que se alimentam de plantas estão altamente associados ao crescimento de seus hospedeiros. Deste modo as variações na dinâmica populacional estão diretamente associadas com a presença de chuvas, apresentando valores populacionais mais altos nos períodos de elevadas taxas de precipitação (Ross *et al.*, 1982; Coelho, 1997).

São poucas as informações sobre a sazonalidade de Cerambycidae no Brasil. Zajciw (1958) fez um levantamento dos meses de captura das espécies ocorrentes no Rio do Janeiro. O trabalho mais abrangente foi o de Costa & Link (1988) sobre a espécie *Nyssodrysinia lignaria* (Bates, 1864). Marinoni & Ganho (2003) estudaram a sazonalidade da mesma espécie em oito localidades do estado de Paraná, usando armadilhas do tipo Malaise e

determinaram que a atividade deste cerambicídeo atingiu o pico nos meses de primavera-verão. Garcia & Corseuil (1999) estudaram a ação dos fatores climáticos sobre as populações de cerambicídeos e escarabeídeos em pomares de pessegueiro no município de Porto Alegre, Rio Grande do Sul e concluíram que a época de ocorrência dos coleópteros foi de setembro a abril, concomitantemente com o período de primavera e verão. Toledo *et al.* (1992) coletaram cerambicídeos na floresta seca “El Aguacero” em Chiapas, México durante um ano, usando varias técnicas, estando à armadilha luminosa, entre elas. Concluíram que a riqueza de espécies e a abundância de indivíduos variam com o tempo de coleta e foram maiores durante a estação chuvosa. A sazonalidade marcada dos adultos durante a estação chuvosa pareceu estar relacionada com os hábitos alimentares e a disponibilidade das plantas-hospedeiras, pois na época de chuvas existe grande disponibilidade de alimento como folhas novas e galhos mortos. Na Mata do Paraíso foram realizados estudos de sazonalidade com outros grupos de insetos: Cicadellidae (Coelho, 1997), Heteroptera (Paula & Ferreira, 2000), Sphingidae (Ferreira *et al.*, 1986), Arctiidae (Ferreira *et al.*, 1995) e Ephemeroptera (Da Silva *et al.*, 1996).

1.4 Objetivos

Os objetivos deste estudo foram:

- 1.4.1** Inventariar as espécies de Cerambycidae da Estação de Pesquisa, Treinamento e Educação Ambiental Mata do Paraíso (EPTEAMP).
- 1.4.2** Elaborar chaves taxonômicas ilustradas para identificação de subfamílias, tribos e espécies da EPTEAMP.
- 1.4.3** Determinar a riqueza e abundância dos Cerambycidae da EPTEAMP.
- 1.4.4** Determinar a influência dos fatores climáticos na sazonalidade de espécies de Cerambycidae da EPTEAMP.

2. MATERIAS E MÉTODOS

2.1 Área de estudo

A Estação de Pesquisa, Treinamento e Educação Ambiental Mata do Paraíso (EPTEAMP) localiza-se no município de Viçosa ao norte da Zona da Mata de Minas Gerais e a 229 Km da capital Belo Horizonte (Fig. 1). Possui uma área de 195 hectares, no ponto de coordenadas $20^{\circ}48'07''S$ e $42^{\circ}51'31''W$, a uma altitude que varia entre 690 a 800 metros (Braz *et al.*, 2002). A Mata do Paraíso situa-se aproximadamente a 8 Km da Universidade Federal de Viçosa.

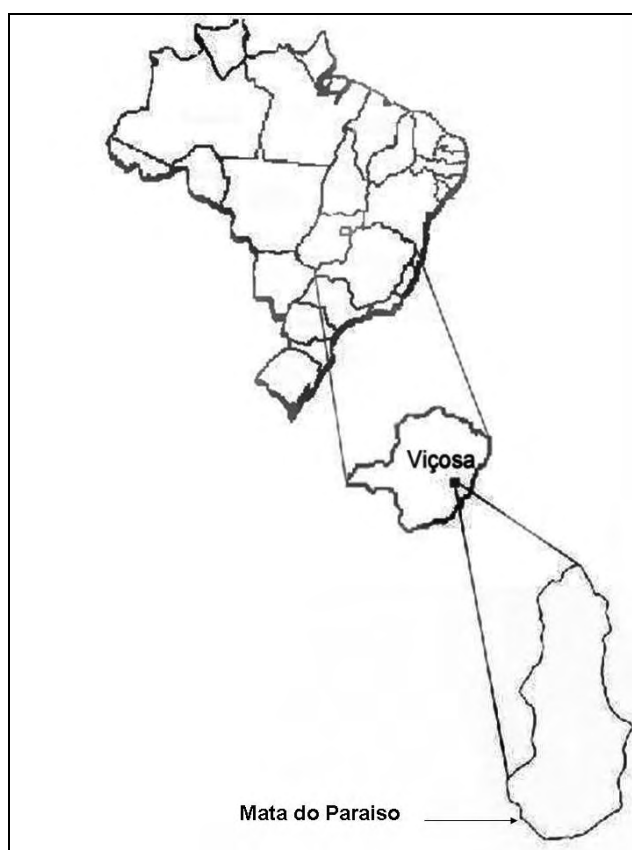


Figura 1.- Localização geográfica da EPTEAMP. Adaptado de Vianello & Alves, 1991.

Segundo a classificação climática de Köppen, o clima da região é temperado chuvoso (mesotérmico), também chamado subtropical de altitude – Cwa (Antunes, 1986). As médias anuais de temperatura, precipitação, evaporação e umidade relativa foram, respectivamente, $20^{\circ}C$, 1241 mm, evaporação e umidade relativa foram, respectivamente, $20^{\circ}C$, 1241 mm,

1026 mm e 80 % para o período de 1980 a 2004, segundo dados fornecidos pelo setor de Meteorologia Agrícola da Universidade Federal de Viçosa.

Vianello & Alves (1991) descrevem o clima de Viçosa e seus arredores como sendo Cwa mesotérmico úmido, com verões quentes e invernos secos. A média das temperaturas máximas é de 26,1 °C e a das mínimas é de 14,0 °C. A máxima absoluta já atingiu 35,2 °C e a mínima absoluta 0,0 °C, a umidade relativa média é elevada em todos os meses, com uma média anual de 80 %. A nebulosidade é máxima no verão e mínima no inverno, com média anual de 65 % de céu aberto. A precipitação máxima observada no intervalo de 24 horas é superior a 170 mm, e a chuva média acumulada no ano é de 1.341,2 mm. Chove em média 120 dias no ano. Observam-se em média 5,4 horas diárias de brilho solar. A evaporação média diária, ao longo do ano situa-se em torno de 1,8 mm, contra 3,7 mm de precipitação média diária.

A vegetação é de Mata Atlântica secundária, do subtipo Floresta Subcaducifólia Tropical, com grande proporção de espécies sempre verdes (Alonso, 1977). Segundo Rizzini (1992), a vegetação florestal remanescente faz parte dos domínios da floresta Atlântica e, segundo a classificação de Veloso *et al.* (1991), trata-se de um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual Montana. A EPTEAMP é coberta em sua maior parte por floresta secundária densa (Fig. 2). Como a vegetação original foi desmatada, está atualmente em pleno processo de regeneração, sendo utilizada como laboratório para inúmeras pesquisas de campo (Griffith *et al.*, 1979).

As principais espécies arbóreas encontradas na Mata do Paraíso são: *Euterpe edulis* Mart. (Arecaceae); *Bauhinia forficata* Link, *Piptadenia gonoacantha* (Mart.) J. F. Macbr., *Senna macranthera* (Vell.) Irwin & Barneby (Fabaceae); *Nectandra lanceolata* Nees, *Nectandra oppositifolia* Nees (Lauraceae); *Myrcia sphaerocarpa* DC. (Myrtaceae); *Guapira opposita* (Vell.) (Nyctaginaceae); *Allophylus edulis* (A. St – Hil., Cambess. & A. Juss) (Sapindaceae), *Guarea macrophylla* Vahl. (Meliaceae); *Prunus sellowii* Kœhne (Rosaceae), *Miconia cinnamomifolia* (DC.) Naudin (Melastomataceae); *Piptocarpha macropoda* (DC.) Baker, *Vernonanthura diffusa* (Less.) H. Robinson (Asteraceae); *Luehea grandiflora* Mart. (Malvaceae); *Annona cacans* Warm. (Annonaceae), *Siparuna guianensis*

Aubl. (Siparunaceae); *Sparattosperma leucanthum* (Vell.) K. Schum (Bignoniaceae), *Psychotria vellosiana* Vell. (Rubiaceae) (Pinto, 2005).

Além da vegetação arbórea, observam-se inúmeras espécies de sub-bosque como: arbustos, pteridófitas, trepadeiras, cipós e epífitas. Na vegetação de brejo a vegetação predominante é a tabôa e a cana do brejo. Foi introduzido na área um plantio de duas espécies exóticas, *Eucalyptus grandis* Will. Hill ex Maiden e *Pinus caribaea* Morelet, com a finalidade de porta sementes e experimento de trabalho respectivamente. Hoje estes plantios não têm mais finalidade e a área está à espera da morte destes indivíduos e a mercê da regeneração natural.

As paisagens da EPTEAMP são de importância regional sendo esta mata uma das poucas áreas que ainda têm uma grande extensão de floresta nativa. A topografia é típica da região viçosense possuindo morros arredondados os quais formam entre eles uma bacia principal e outras secundárias. O represamento dos cursos d'água também tem criado uma atração na paisagem sendo que a lagoa é vista de vários pontos da área (Souza, 1979). A EPTEAMP é drenada pela bacia do Rio Turvo, afluente do Rio Piranga, apresentando geologia essencialmente gnáissica, datada do pré-cambriano inferior (Paula & Ferreira, 2000).

A escolha da Mata do Paraíso foi pertinente, porque além de ser um remanescente de Mata Atlântica, é um laboratório natural de pesquisas da Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, onde se realizam estudos biológicos, hídricos, pedológicos, ambientais, entre outros (Coelho, 1997).

2.2 Amostragens e tratamento do material

O levantamento das espécies de Cerambycidae da Mata do Paraíso foi baseado em coletas de adultos, realizadas semanalmente desde o ano 1986 até 1998, usando armadilha luminosa tipo “Luiz de Queiroz” e em coletas semanais feitas desde abril 2006 até março 2007 utilizando várias técnicas, diurnas e noturnas, para abranger uma amostra representativa da população destes insetos.

2.2.1 Coleta Diurna

2.2.1.1 Guarda-Chuva Entomológico

(Fig. 3)

O guarda-chuva entomológico foi utilizado para coletar insetos associados a formações vegetais abóreo-arbustivas e especialmente permitiu capturar cerambicídeos pequenos que pousam neste tipo de hábitat (Galileo & Martins, 2006). Este aparato é confeccionado usando 1 metro quadrado de tecido branco, com reforços triangulares em cada uma dos vértices para encaixe de duas varas de madeira intercruzadas e unidas no meio com barbante (Almeida *et al.*, 1998). Esta técnica consiste em colocar o guarda-chuva embaixo da vegetação (galhos, folhas vivas ou mortas) e bater em cima dela com uma haste de madeira, fazendo com que os insetos caiam sobre o aparato. Depois de caírem, foram recolhidos com pinças e finalmente mortos em um frasco mortífero contendo acetato de etila.

2.2.1.2 Rede Entomológica

(Fig. 4)

A rede entomológica é usada para capturar insetos em vôo ou pousados na vegetação. Este aparato está constituído por um aro de arame resistente, que tem 30 cm de diâmetro, com duas hastes retas de 7 e 8 cm, que são encaixadas em sulcos feitos a cada lado de um cabo de madeira e asseguradas com um colar de metal e um parafuso; a rede é costurada em forma de saco, com 60 cm de comprimento e 40 cm de largura e confeccionada com tela fina de nylon ou filó; a borda da armação é reforçada com lona (Almeida *et al.*, 1998). A forma mais eficaz de usar este aparato consiste em aproximar-se e capturar o inseto em um lance rápido, depois a rede deve ser girada rapidamente, de maneira a fechar sua abertura. O fundo da rede, onde o inseto ficou preso, deve ser levantado em direção à luz, e o frasco mortífero com acetato de etila introduzido cuidadosamente pela abertura da rede para a captura e morte do inseto (Almeida *et al.*, 1998).

2.2.1.3 Coleta manual

(Fig. 5)

Esta técnica permite capturar os cerambicídeos em diferentes substratos como folhas, galhos e troncos caídos. Para este tipo de coleta, precisa-se de acuidade visual e motora porque a maioria dos coleópteros é mimética em seu ambiente e se deslocam ou voam com certa rapidez (Galileo & Martins, 2006). Na procura de cerambicídeos em cascas de troncos caídos, se empregou um facão. O material recolhido foi morto em um frasco mortífero com acetato de etila. Esta técnica foi aplicada 3 horas a cada semana durante um ano.

2.2.1.4 Iscas

(Figs. 6 e 7)

As armadilhas com iscas permitem capturar cerambicídeos que são atraídos pelos odores das fontes de alimento que constituem. A preparação da armadilha consistiu em cortar em duas partes uma garrafa plástica (Tipo Pet, 2 litros) onde foram colocadas as iscas. Utilizaram-se dois tipos de iscas, uma com banana fermentada da variedade “Prata” (*Musa sapientum* L.) e outra de uma mistura de 1 litro de suco de manga marca TIAL, 300 g de açúcar mascavo marca PRO-VIDA e 1 l. de cerveja marca BRAHMA. Estas iscas foram depositadas no fundo da base do recipiente que era fechado com a parte anterior do pet em funil invertido. Foram produzidas 10 armadilhas de banana fermentada e 10 de mistura contendo 200 ml cada armadilha. Em quatro pontos da borda da garrafa foram atados quatro fios de barbante, que permitiram pendurar a armadilha aproximadamente 6 m de altura. Os cerambicídeos atraídos pelas iscas entravam pelo funil da armadilha, ficavam retidos e morriam.

As armadilhas eram revisadas uma vez por semana para coletar os cerambicídeos e renovar as iscas, durante todo o período de amostragem (um ano).

2.2.2 Coleta Noturna

2.2.2.1 Armadilha luminosa

(Fig. 8)

A armadilha luminosa permite atrair insetos alados fototrópicos de hábitos noturnos. Dentre os métodos de amostragem de insetos, a armadilha luminosa é o método mais utilizado para coletas. Apesar de não refletir exatamente a abundância relativa das espécies capturadas, a armadilha luminosa pode ser utilizada em estudos relacionados à sazonalidade de um táxon particular ou para estudos sobre a diversidade faunística em determinada localidade (Silveira Neto *et al.*, 1976). A amostragem foi feita usando uma armadilha luminosa modelo “Luiz de Queiroz” (Silveira Neto & Silveira, 1969), de lâmpada ultravioleta, fluorescente (F15T8BL), de 15 watts e 100 volts, adaptada segundo Ferreira & Martins (1982). Consiste de um funil de alumínio de aproximadamente 65 cm de altura; sobre o diâmetro maior do funil encaixa-se uma armação feita com quatro aletas de metal, de 45 cm de altura por 14 cm de largura cada uma, dispostas de maneira cruzada ao redor da lâmpada fluorescente, protegidas na porção superior por um disco de alumínio, onde está instalado um sistema elétrico. No diâmetro menor do funil está aderida uma sacola plástica de aproximadamente 90 cm, contendo fitas de jornal e um frasco, tipo lamparina, contendo acetato de etila. A armadilha foi instalada numa Torre da Sede da Mata do Paraíso, aproximadamente a 10 metros do solo, para abranger os diversos ecossistemas presentes. O funcionamento da armadilha foi crepuscular-noturno, ou seja, entre 18:00h e 6:00h, uma vez por semana durante o período de um ano.

Os cerambicídeos coletados foram levados para o laboratório onde foram triados, montados em alfinetes entomológicos e devidamente rotulados. Os exemplares maiores foram alfinetados diretamente no terço basal do élitro direito, entre o segundo e terceiro par de pernas, os espécimes menores foram tratados com montagem dupla, ou seja, colados na ponte de triângulos de papel. As antenas e as pernas foram montadas para oferecer menor risco de danos ao exemplar e facilitar a observação de caracteres diagnósticos (Galileo & Martins, 2006). Depois os insetos foram colocados na estufa, durante uma semana, para a sua desidratação. Todos

os espécimes coligidos fazem parte do acervo da coleção do Museu Regional de Entomologia (UFVB) do Departamento de Biologia Animal da UFV.



Fig. 2



Fig. 3



Fig. 4



Fig. 5



Fig. 6



Fig. 7



Fig. 8

Figs. 2-8. Materiais e Métodos: 2, Floresta da Mata do Paraíso; 3, Coleta com guarda-chuva entomológico; 4, Coleta com rede entomológica; 5, Coleta manual em troncos; 6, Materiais usados na preparação da isca de mistura de cerveja, suco e açúcar mascavo; 7, Armadilha com isca de banana; 8, Armadilha luminosa.

2.3 Identificação

A identificação foi possível através de visitas e exemplares enviados aos especialistas Dr. Miguel A. Monné e Dra. Marcela L. Monné do Museu Nacional da Universidade Federal do Rio de Janeiro (MNRJ). Também se procedeu através de descrições de espécies e de chaves dicotômicas na literatura pertinente e comparações com espécimes depositados no Museu Regional de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa, MG (UFVB) e Museu Nacional de Rio de Janeiro, RJ (MNRJ).

A elaboração da lista de táxons, distribuição e novos registros foi baseada nos catálogos dos Cerambycidae da Região Neotropical (Monné, 2001a, 2001b, 2001c, 2002a, 2002b, 2004, 2005a, 2005b, 2006). Além disso, foi fornecida para cada espécie a informação referente à data de coleta, método de coleta, número de exemplares, número de machos e fêmeas e comprimento total em milímetros.

Na elaboração de chaves de tribos, gêneros e espécies, utilizaram-se caracteres evidentes da morfologia externa (Figs. 9 e 10) dos espécimes coletados na Mata do Paraíso e também adaptações de chaves já existentes. Tanto quanto possível, as chaves taxonômicas foram ilustradas com fotos de espécies e caracteres diagnósticos. Para tanto foi usando uma câmera digital SONY DSC-W100 com 8.1 mega pixels e uma lupa LEICA MZ8.

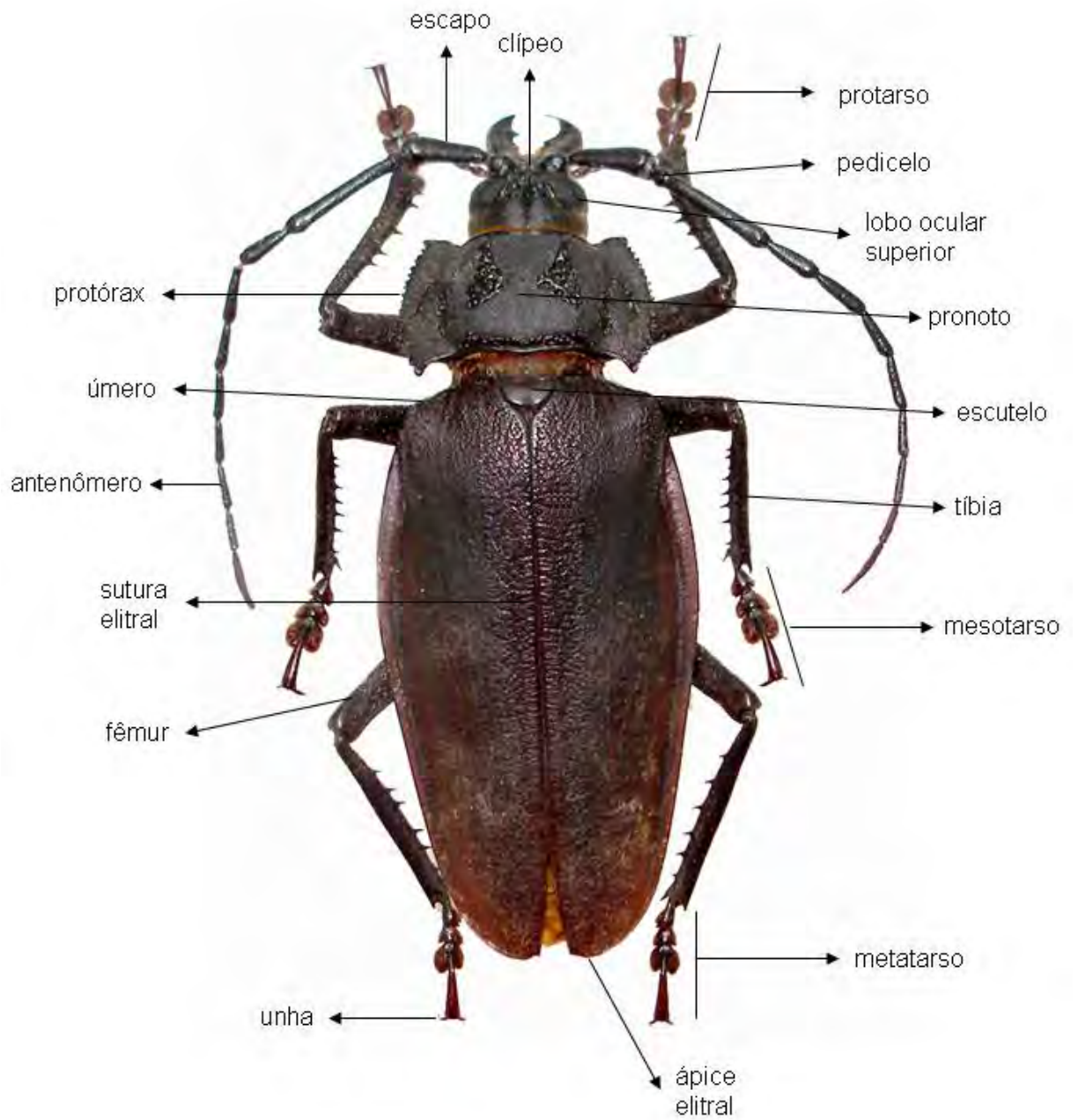


Figura 9. Morfologia externa de *Ctenoscelis (Ctenoscelis) acanthopus* (Germar, 1824). Vista dorsal.

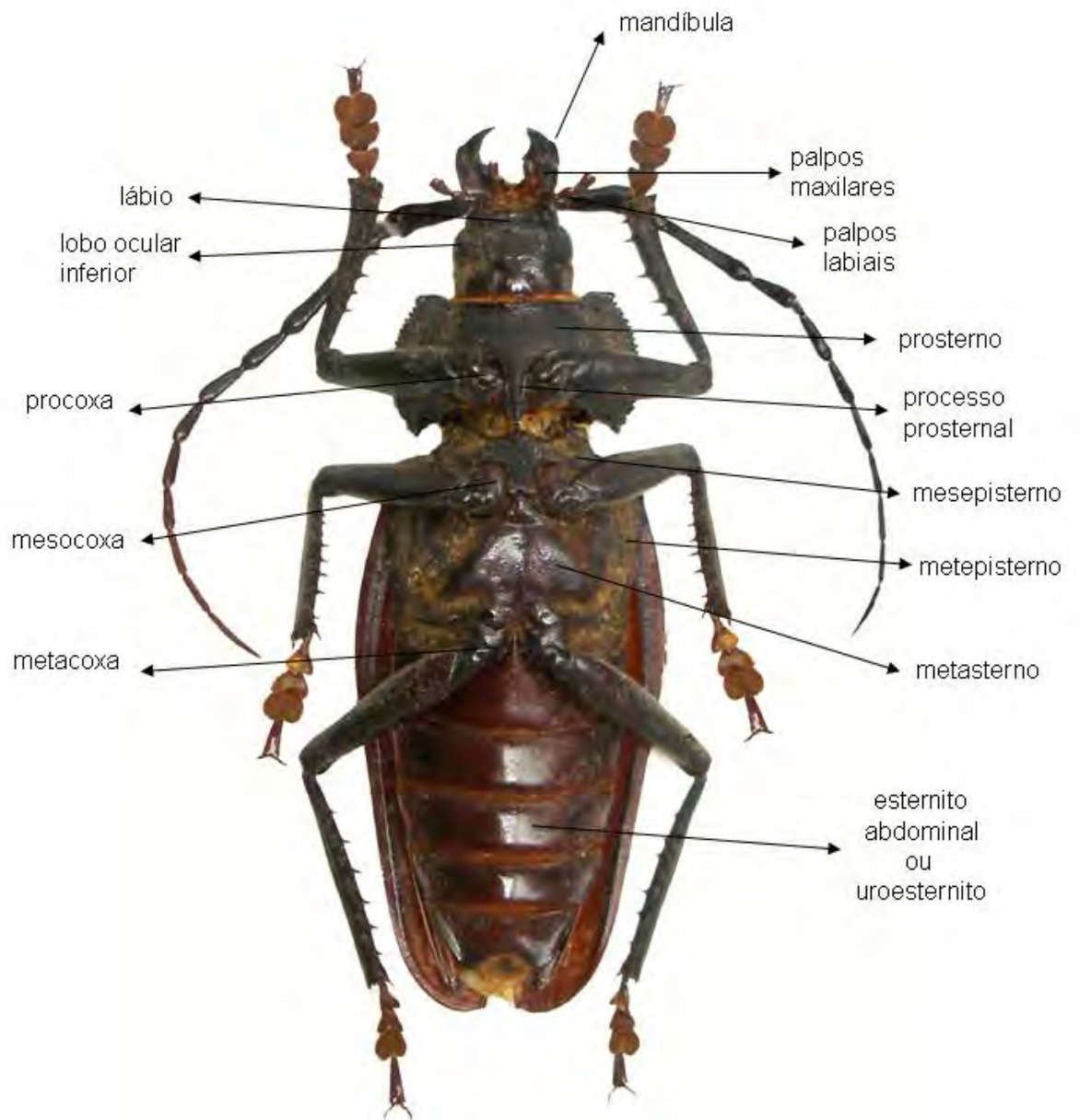


Figura 10. Morfologia externa de *Ctenoscelis (Ctenoscelis) acanthopus* (Germar, 1824). Vista ventral.

2.4 Glossário

(Baseado em Nichols & Schuh, 1989; Lawrence *et al.*, 1999; Vives, 2000; Galileo & Martins, 2006).

Abdômen: Terceira ou posterior região do corpo dos insetos, consiste de onze segmentos, mas normalmente nove ou dez são visíveis.

Acuminado: Terminado em ponta aguda.

Antenas: Dois apêndices segmentados localizados a cada lado da cabeça. Presentes tanto em larvas como em insetos adultos. Funcionam como órgãos sensoriais. Formadas por escapo, pedicelo e flagelo.

Antenômero: Cada segmento da antena, incluindo escapo, pedicelo e flagelômeros.

Cabeça: Primeira ou anterior região do corpo dos insetos. Está articulada na base do tórax. É o suporte de órgãos sensoriais e de nutrição, como os olhos, as antenas e as peças bucais.

Carena: Borda elevada ou quilha, não necessariamente alta ou aguda.

Cerdas: Setas formadas pelas evaginações de células epidérmicas individuais.

Chanfrado: Emarginado.

Clavado: Engrossando-se gradualmente para a extremidade.

Crenulado: Tendo a margem finamente emarginada com pequenos dentes arredondados.

Crista: Carena longitudinal proeminente sobre a superfície dorsal de qualquer parte da cabeça ou do corpo.

Coxa: Segmento basal da perna, por meio do qual se articula com o corpo.

Decumbente: Dobrado para baixo. Deitando-se para a extremidade desde uma base vertical.

Desarmado: Sem espinhos ou armadura de qualquer tipo.

Ebúrnea: Branca e lisa como o marfim.

Élitro: Asa anterior dos besouros (Coleoptera), de constituição esclerotizada. Serve como proteção das asas posteriores,

geralmente juntando-se com o oposto em linha reta para o meio do dorso, em estado de repouso.

- Escapo:** Segmento basal das antenas.
- Escutelo:** Pequeno esclerito da região dorsal do mesotórax, usualmente exposto, situa-se atrás do pronoto e entre os úmeros dos élitros.
- Espículo:** Espinho pequeno parecido a uma agulha.
- Espinho:** Processo multicelular ou evaginação da cutícula, sem separar-se dela por uma articulação.
- Esterno:** Porção ventral de um segmento corporal, delimitado da pleura por uma sutura.
- Esternito:** Cada uma das subdivisões do esterno ou qualquer dos componentes esclerotizados do esterno.
- Falciforme:** Em forma de foice.
- Fêmur:** Terceiro segmento da perna, usualmente o mais forte, articulado ao corpo através do trocanter e da coxa. Articula-se com a tíbia no ápice.
- Flagelo:** Porção da antena posterior ao pedicelo; abrange desde o terceiro até o último antenômero.
- Flagelômero:** Cada parte do flagelo de uma antena.
- Gena:** Bochecha. Parte da cabeça que está debaixo do olho.
- Glabro:** Sem pêlos.
- Inerme:** Desprovido de espinhos.
- Lobo ocular:** Protocêrebro. Porção do olho, considerada superior quando está situada acima da inserção antenal e inferior quando situada debaixo.
- Mandíbulas:** Par de peças bucais ubicadas na cabeça. Fortes e adaptadas para cortar em insetos mastigadores e em forma de agulha em insetos sugadores.
- Mesofêmur:** Fêmur mediano.
- Mesonoto:** Cutícula dorsal, esclerotizada, do mesotórax dos insetos, geralmente de forma triangular ou trapezoidal. Em algumas espécies forma a placa estridulatória.
- Metatarsômero:** Cada um dos segmentos do tarso posterior.

- Metafêmur:** Fêmur posterior.
- Metasterno:** Peça ventral do metatórax; suporta o terceiro par de pernas.
- Mirmecóide:** Apariência em forma de formiga.
- Obcônico:** Estrutura em forma de cone invertido.
- Omatídio:** Cada uma das unidades visuais que compõem o olho composto de um inseto.
- Ovipositor:** Nas fêmeas, órgão pelo qual os ovos são depositados. Formado por uma prolongação ou modificação dos segmentos abdominais posteriores (oviscaptor) ou por partes apendiculares dos segmentos abdominais VIII e IX (ovipositor apendiculado).
- Palpos labiais:** Estruturas tácteis, usualmente segmentadas, inseridas no lábio.
- Palpos maxilares:** Estruturas tácteis, usualmente segmentadas, inseridas nas maxilas.
- Pedicelo:** Segundo segmento antenal, disposto entre o escapo e o flagelo, geralmente é pequeno na família Cerambycidae.
- Pedunculado:** Fixo em um talo ou pedúnculo.
- Pentâmero:** Estrutura com cinco segmentos visíveis.
- Perna:** Apêndice do tórax, usado para locomoção e suporte, usualmente formado por coxa, trocanter, fêmur, tíbia e tarso.
- Pirifome:** Estrutura em forma de pera.
- Placa estridulatória:** Estrutura especializada na produção de sons, situada no mesonoto.
- Pseudotetrâmero:** Estrutura que tem cinco segmentos, mas quatro são visíveis.
- Processo prosternal:** Prolongação posterior do prosterno, estendendo-se no meio das coxas anteriores.
- Pronoto:** Parte dorsal e superior do protórax.
- Prosterno:** A principal porção ventral do protórax.
- Protarso:** Tarso anterior.
- Protórax:** Primeiro segmento torácico, suporta o primeiro par de pernas, mas nunca apresenta asas.
- Sutura elitral:** Linha longitudinal formada na junção dorsal dos élitros.

- Tarso:** Segmento da perna, unido à porção apical da tíbia, constituído por um até cinco tarsômeros.
- Tegumento:** Camada externa dos insetos, que inclui a epidermis e a cutícula.
- Tergo:** Superfície dorsal de qualquer segmento do corpo de um inseto.
- Tergito:** Esclerito dorsal. Cada uma das subdivisões do tergo ou qualquer dos componentes esclerotizados do tergo.
- Tíbia:** Quarto segmento da perna, entre o fêmur e o tarso.
- Trocanter:** Segmento da perna entre a coxa e o fêmur. Algumas vezes dividido (Odonata) e algumas vezes fusionado com o fêmur.
- Tubérculo antenífero:** Protuberância arredondada das antenas.
- Truncado:** Cortado diretamente na ponta.
- Tufo:** Porção de setas mais ou menos paralelas, nascendo de uma área determinada.
- Úmero:** Ângulo látero-anterior do élitro.
- Unhas:** Par de processos curtos e pontiagudos situados na extremidade do último segmento tarsal. Actuam na fixação do inseto na locomoção.

2.5 Análises dos Dados

Para determinar a riqueza e abundância foram contados o total de subfamílias, tribos, gêneros, espécies e indivíduos coligidos com todas as técnicas na Mata do Paraíso desde outubro de 1986 até março de 2007. Também foram determinadas as subfamílias, tribos, gêneros e espécies mais diversas e suas percentagens em relação ao total. Todos estes dados foram organizados em panilhas.

Para a análise da influência da temperatura e precipitação na sazonalidade, riqueza e abundância dos adultos de Cerambycidae, foram utilizados os dados semanais de coletas com armadilha luminosa na EPTEAMP, dos períodos de outubro de 1986 a março de 1987 (chuva 1), abril a setembro de 1987 (seca 1), outubro de 1987 a março de 1988 (chuva 2), abril a junho de 1988 (seca 2), outubro de 1992 a março de 1993 (chuva 3), abril a setembro de 1994 (seca 3), novembro de 1994 a março de 1995 (chuva 4), abril a maio de 1995 (seca 4), maio a setembro de 1996 (seca 5), outubro de 1996 a fevereiro de 1997 (chuva 5), abril a setembro de 1997 (seca 6), outubro de 1997 a fevereiro de 1998 (chuva 6), abril a setembro de 2006 (seca 7), outubro de 2006 a março de 2007 (chuva 7). Depois foram determinados os números totais, médias e desvio padrão das espécies e indivíduos coletados em cada mês dos períodos de chuva e seca. Também foram calculados: a média mensal da temperatura média e a precipitação mensal. Os dados climáticos foram fornecidos pelo Departamento de Engenharia Agrícola da UFV, que fica a 8 km da EPTEAMP.

Para determinar a possível influência da temperatura e da precipitação sobre a sazonalidade dos cerambicídeos, se aplicou o Método de Regressão Linear Simples (Ramírez, 1999). Para avaliar as relações da riqueza e da abundância de cerambicídeos em cada estação climática (seca e chuvosa), foi usado Análise de variância (Sánchez, 2004). Para a análise destes dados foi usado o programa estatístico: Sistema de Análises Estatísticas e Genéticas, UFV (SAEG) (1997).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Riqueza e Abundância de Cerambycidae

Foram coletados 440 exemplares classificados em 140 espécies, 107 gêneros, 36 tribos e 5 subfamílias (Tabela 1).

A família mais diversa foi Lamiinae com 86 espécies (61,4%), 61 gêneros e 15 tribos, seguida por Cerambycinae com 45 espécies (32,1%), 39 gêneros e 17 tribos; Prioninae com 4 espécies (2,9%), 4 gêneros e 2 tribos; Parandrinae com 4 espécies (2,9%), 2 gêneros e uma tribo e finalmente Lepturinae com uma espécie (0,7%), um gênero e uma tribo.

As tribos mais diversas foram Acanthocinini com 16 gêneros e 26 espécies; Onciderini com 10 gêneros e 17 espécies; Acanthoderini com 10 gêneros e 14 espécies; Desmiphorini e Cerambycini com 6 gêneros e 9 espécies cada uma, e Elaphidiini com 6 gêneros e 8 espécies. Quinze tribos tiveram só um gênero e uma espécie.

Tabela 1. Subfamílias, Tribos, Subtribos e número de Gêneros, Espécies e indivíduos de Cerambycidae registrados na EPTEAMP, Viçosa, Minas Gerais.

Taxa	Gêneros	Espécies	Indivíduos
PARANDRINAE Blanchard	2	4	35
Parandrini Blanchard, 1845	2	4	35
PRIONINAE Latreille	4	4	11
Callipogonini Thomson, 1860	2	2	5
Macrotomini Thomson, 1860	2	2	6
LEPTURINAE Latreille	1	1	1
Lepturini Latreille, 1802	1	1	1
CERAMBYCINAE Latreille	39	45	194
Achrysonini Lacordaire, 1869	1	1	1
Bothriospilini Lane, 1850	1	1	1
Cerambycini Latreille, 1804	6	9	29
Cerambycina Latreille, 1804	1	1	4
Sphallotrichina Martins & Monné, 2002	5	8	25

Taxa	Gêneros	Espécies	Indivíduos
Clytini Mulsant, 1839	1	1	1
Compsocerini Thomson, 1864	1	2	12
Eburiini Blanchard, 1845	3	3	23
Elaphidiini Thomson, 1864	6	8	40
Hesperophanini Mulsant, 1839	2	2	2
Heteropsini Lacordaire, 1869	1	1	1
Hexoplonini Martins, 2006	1	1	1
Ibidionini Thomson, 1860	4	4	7
Oemini Lacordaire, 1869	3	3	8
Oemina Lacordaire, 1869	3	3	8
Rhinotragini Thomson, 1860	1	1	1
Rhopalophorini Blanchard, 1845	1	1	2
Smodicini Lacordaire, 1869	2	2	5
Torneutini Thomson, 1860	2	2	4
Trachyderini Dupont, 1836	3	3	56
Trachyderina Dupont, 1836	3	3	56
LAMIINAE Latreille	61	86	199
Acanthocinini Blanchard, 1845	16	26	61
Acanthoderini Thomson, 1860	10	14	27
Aerenicini Lacordaire, 1872	3	4	4
Agapanthiini Mulsant, 1839	1	1	1
Anisocerini Thomson, 1860	2	2	3
Apomecynini Thomson, 1860	2	2	2
Calliini Thomson, 1864	2	2	2
Colobothini Thomson, 1860	1	1	1
Desmiphorini Thomson, 1860	6	9	13
Falsamblesthiini Gilmour, 1961	3	3	6
Hemilophini Thomson, 1868	2	2	12
Lamiini Latreille, 1825	1	1	1
Onciderini Thomson, 1860	10	17	57
Polyrhaphidini Thomson, 1860	1	1	1
Pteropliini Thomson, 1860	1	1	8
TOTAL	107	140	440

O 83,2% dos gêneros estão representados por uma espécie e 16,8 % por seis até duas espécies. Os gêneros com maior número de espécies foram *Lepturges* Bates com seis espécies; *Estola* Fairmaire & Germaine e *Oncideres* Lepeletier & Audinet-Serville com 4 espécies cada um; *Hypsioma* Audinet-Serville, *Lochmaeocles* Bates, *Psapharochrus* Thomson, *Tropidozineus* Monné & Martins, *Nealcidion* Monné, *Coleoxestia* Aurivillius e *Hesperandra* Arigony com 3 espécies. Oito gêneros têm duas espécies e 89 gêneros uma espécie só.

A distribuição de indivíduos por espécie foi heterogênea, pois a maioria de espécies (82,9 %) apresentou de 1 a 5 indivíduos. As espécies mais abundantes foram *Chydarteres dimidiatus* (Fabricius, 1787) com 36 indivíduos, *Hesperandra (Zikandra) glabra* (DeGeer, 1774) com 30, *Trypanidius dimidiatus* Thomson, 1860 com 20, *Batus hirticornis* (Gyllenhal, 1817) com 19, *Aglaeoschema ventrale* (Germar, 1824) e *Pantomallus pallidus* Aurivillius, 1923 com 11; *Nyssicostylus subopacus* (Bates, 1885), *Rhaphiptera affinis* Thomson, 1868 e *Coleoxestia denticornis* (Gahan, 1892) com 8 indivíduos cada um; *Coleoxestia vittata* (Thomson, 1860), *Eurysthea hirta* (Kirby, 1818), *Eurysthea lacordairei* (Lacordaire, 1869), *Uncieburia nigricans* (Gounelle, 1909), *Hypsioma gibbera* Audinet – Serville, 1835 e *Sphaerion cyanipenne* Audinet – Serville, 1834 com 7 indivíduos; *Adesmus sexguttatus* (Lucas, 1857), *Gagarinia mniszcehii* (Chabrillac, 1857), *Lepturges* sp 2, *Oncideres dejeanii* Thomson, 1868, *Oncideres impluviata* (Germar, 1824), *Oncideres saga* (Dalman, 1823) e *Steirastoma stellio* Pascoe, 1866 com 6 indivíduos (Tabela 2).

No levantamento dos cerambicídeos da Mata do Paraíso foram coletadas 36 tribos, um número superior as 29 tribos registradas para a zona da Mata Atlântica (M.L. Monné, comunicação pessoal) e as 26 tribos registradas por Galileo e Martins (2006) no Parque Copesul, Rio Grande do Sul. A EPTEAMP apresenta uma maior riqueza (140 spp.) em comparação com localidades onde foram feitos estudos parecidos: Parque Copesul, RS (89 spp.) (Galileo & Martins, 2006); Pelotas e arredores (92 spp.) (Biezanko & Bosq, 1956); Rio Grande do Sul (122 spp.) (Baucke, 1955, 1957a, 1957b) e Santa Maria e São Sepé, RS (36 spp.) (Costa & Link, 1988). As diferenças encontradas podem ter a influência do tamanho da área de estudo, período

de coleta, técnicas de amostragem e esforço de coleta. No entanto pelos dados comparativos pode-se considerar a hipótese da EPTEAMP apresentar a fauna de Cerambycidae mais rica que as citadas localidades.

Tabela 2. Subfamílias, Tribos, Gêneros e espécies de Cerambycidae coletados durante onze anos na EPTEAMP.

Subfamília	Tribo	Subtribo	Gênero	Espécie	Ind.	
Parandrinae	Parandrini		Acutandra	<i>Acutandra murrayi</i>	1	
			Hesperandra	<i>Hesperandra (T.) longicollis</i>	1	
				<i>Hesperandra (T.) sp.</i>	3	
				<i>Hesperandra (Z.) glabra</i>	30	
				PARANDRINAE TOTAL	35	
Prioninae	Callipogonini		Ctenoscelis	<i>Ctenoscelis acanthopus</i>	1	
			Hephialtes	<i>Hephialtes ruber</i>	4	
	Macrotomini		Malodon	<i>Malodon spinibarbis</i>	5	
			Strongylaspis	<i>Strongylaspis batesi</i>	1	
				PRIONINAE TOTAL	11	
Lepturinae	Lepturini		Strangalia	<i>Strangalia fulvicornis</i>	1	
				LEPTURINAE TOTAL	1	
Cerambycinae	Achrysonini		Achryson	<i>Achryson surinamum</i>	1	
	Bothriospilini		Chlorida	<i>Chlorida costata</i>	1	
	Cerambycini	Cerambycina	Jupoata	<i>Jupoata rufipennis</i>	4	
			Sphallotrichina	Coleoxestia	<i>Coleoxestia corvina</i>	3
					<i>Coleoxestia denticornis</i>	8
					<i>Coleoxestia vittata</i>	7
				Criodion	<i>Criodion tomentosum</i>	1
				Poeciloxestia	<i>Poeciloxestia dorsalis</i>	3
					<i>Poeciloxestia melzeri</i>	1
				Xestiodion	<i>Xestiodion similis</i>	1
				Sphallotrichus	<i>Sphallotrichus spadiceus</i>	1
		Clytini		Mecometopus	<i>Mecometopus insignis</i>	1
	Compsocerini				<i>Aglaoschema haemorrhoidale</i>	1
					<i>Agloschema ventrale</i>	11
	Eburiini			Pantomallus	<i>Pantomallus pallidus</i>	11
				Susuacanga	<i>Susuacanga octoguttata</i>	5
				Uncieburia	<i>Uncieburia nigricans</i>	7
	Elaphidiini			Ambonus	<i>Ambonus distinctus</i>	2
				Eurysthea	<i>Eurysthea hirta</i>	7
					<i>Eurysthea lacordairei</i>	7
Nyssicostylus				<i>Nyssicostylus subopacus</i>	9	
Periboeum				<i>Periboeum terminatum</i>	1	
Sphaerion				<i>Sphaerion cyanipenne</i>	7	
	<i>Sphaerion exutum</i>	2				

Subfamília	Tribo	Subtribo	Gênero	Espécie	Ind.
			Stizocera	<i>Stizocera consobrina</i>	5
	Hesperophanini		Eusapia	<i>Eusapia amazonica</i>	1
			Tippmannia	<i>Tippmannia thamnusioides</i>	1
	Heteropsini		Chrysoprasia	<i>Chrysoprasia linearis</i>	1
	Hexoplonini		Gnomidolon	<i>Gnomidolon elegantulum</i>	1
	Ibidionini		Heterachthes	<i>Heterachthes laesicollis</i>	1
			Tropidion	<i>Tropidion calciope</i>	4
			Compsibidion	<i>Compsibidion cleophile</i>	1
			ND	Não Determinado	1
	Oemini	Oemina	Atenizus	<i>Atenizus laticeps</i>	1
			Neoeme	<i>Neoeme annulicornis</i>	3
			Temnopsis	<i>Temnopsis megacephala</i>	4
	Rhinotragini		Acorethra	<i>Acorethra aureofasciata</i>	1
	Rhopalophorini		Disaulax	<i>Disaulax hirsuticornis</i>	2
	Smodicini		Nesosmodicum	<i>Nesosmodicum gracile</i>	1
			Smodicum	<i>Smodicum longicorne</i>	4
	Torneutini		Coccoderus	<i>Coccoderus novempunctatus</i>	3
			Praxithea	<i>Praxithea derourei</i>	1
	Trachyderini		Andraegoidus	<i>Andraegoidus rufipes</i>	1
			Batus	<i>Batus hirticornis</i>	19
			Chydarteres	<i>Chydarteres dimidiatus</i>	36
			CERAMBYCINAE TOTAL		194
Lamiinae	Acanthocinini		Anisopodus	<i>Anisopodus haliki</i>	1
			Lasiolepturges	<i>Lasiolepturges zikani</i>	2
			Leiopus	<i>Leiopus covexus</i>	1
			Lepturges	<i>Lepturges (Ch.) laetus</i>	1
				<i>Lepturges (Ch.) sp.</i>	1
				<i>Lepturges (L.) amabilis</i>	2
				<i>Lepturges (L.) fischeri</i>	1
				<i>Lepturges sp. 1</i>	1
				<i>Lepturges sp. 2</i>	6
			Lophopoeum	<i>Lophopoeum timbouvae</i>	1
			Nealcidion	<i>Nealcidion bicristatum</i>	4
				<i>Nealcidion bispinum</i>	1
				<i>Nealcidion venosum</i>	1
			Nyssodrycina	<i>Nyssodrycina lignaria</i>	1
			Oedopeza	<i>Oedopeza umbrosa</i>	5
			Ozineus	<i>Ozineus sp.</i>	1
			Penteochaetes	<i>Penteochaetes turbidus</i>	1
				<i>Pentheochaetes sp.</i>	1
			Pertyia	<i>Pertyia sericea</i>	1
			Pseudocriopsis	<i>Pseudocriopsis modesta</i>	1
			Tropidozineus	<i>Tropidozineus fulveolus</i>	1

Subfamília	Tribo	Subtribo	Gênero	Espécie	Ind.
				<i>Tropidozineus ignobilis</i>	2
				<i>Tropidozineus rotundicollis</i>	1
			Trypanidius	<i>Trypanidius dimidiatus</i>	20
			Urgleptes	<i>Urgleptes</i> sp.	1
	Acanthoderini		Aegoschema	<i>Aegoschema adpersum</i>	3
			Ateralphus	<i>Ateralphus dejeani</i>	1
				<i>Ateralphus subcellatus</i>	1
			Macropophora	<i>Macropophora accentifer</i>	1
			Nesozineus	<i>Nesozineus bucki</i>	1
			Oreodera	<i>Oreodera omissa</i>	1
				<i>Oreodera sexplagiata</i>	3
			Plistonax	<i>Plistonax inopinatus</i>	2
			Psapharochrus	<i>Psapharochrus atosignatus</i>	2
				<i>Psapharochrus jaspideus</i>	1
			Steirastoma	<i>Steirastoma stellio</i>	6
			Zikanita	<i>Zikanita perpulchra</i>	1
			ND	Não Determinado	1
	Aerenicini		Holoaerenica	<i>Holoaerenica multipunctata</i>	1
			Pseudophaula	<i>Pseudophaula porosa</i>	1
			Recchia	<i>Recchia albicans</i>	1
				<i>Recchia lanei</i>	1
	Agapanthiini		Hippopsis	<i>Hippopsis tuberculata</i>	1
	Anisocerini		Onychocerus	<i>Onychocerus aculeicornis</i>	1
			Scleronotus	<i>Scleronotus scabrosus</i>	2
	Apomecynini		Bisaltes	<i>Bisaltes bimaculatus</i>	1
			Rosalba	<i>Rosalba digna</i>	1
	Calliini		Callia	<i>Callia xanthomera</i>	1
			Drycothaea	<i>Drycothaea</i> sp.	1
	Colobotheni		Colobothea	<i>Colobothea cassandra</i>	1
	Desmiphorini		Desmiphora	<i>Desmiphora intonsa</i>	1
			Estola	<i>Estola</i> sp. 1	1
				<i>Estola</i> sp. 2	2
				<i>Estola</i> sp. 3	1
				<i>Estola</i> sp. 4	1
			Euestola	<i>Euestola fasciata</i>	2
			Ischnolea	<i>Ischnolea</i> sp.	1
			Mimasyngenes	<i>Mimasyngenes</i> sp.	1
			Parischnolea	<i>Parischnolea excavata</i>	2
	Falsamblethiini		Gisostola	<i>Gisostola</i> sp.	1
			Obereoides	<i>Obereoides setulosus</i>	2
			Udamina	<i>Udamina leprieurii</i>	3
	Hemilophini		Adesmus	<i>Adesmus sexguttatus</i>	6
			Gagarinia	<i>Gagarinia mniszecchii</i>	6

Subfamília	Tribo	Subtribo	Gênero	Espécie	Ind.
	Lamiini		Taeniotes	<i>Taeniotes farinosus</i>	1
	Onciderini		Cacostola	<i>Cacostola brasiliensis</i>	1
			Hesycha	<i>Hesycha microphthalma</i>	1
			Hesychotypa	<i>Hesychotypa miniata</i>	3
			Hypsioma	<i>Hypsioma gibbera</i>	7
				<i>Hypsioma opalina</i>	4
				<i>Hypsioma pylades</i>	1
			Lochmaeocles	<i>Lochmaeocles congener</i>	3
				<i>Lochmaeocles fasciatus</i>	4
				<i>Lochmaeocles sladeni</i>	5
			Lydipta	<i>Lydipta conspersa</i>	1
			Oncideres	<i>Oncideres dejeanii</i>	6
				<i>Oncideres impluviata</i>	6
				<i>Oncideres saga</i>	6
				<i>Oncideres ulcerosa</i>	2
			Pseudobeta	<i>Pseudobeta doris</i>	2
			Trachysomus	<i>Trachysomus fragifer</i>	1
			Trestonia	<i>Trestonia capreola</i>	4
	Polyrrhaphidini		Polyrrhaphis	<i>Polyrrhaphis spinipennis</i>	1
	Pteropliini		Rhaphiptera	<i>Rhaphiptera affinis</i>	8
LAMIINAE TOTAL					199
CERAMBYCIDAE TOTAL					440

O método da armadilha luminosa foi o que capturou o maior número de exemplares de cerambycídeos (72,05%), seguido da isca de mistura (13,41%), isca de banana (6,82%), coleta manual (5,23%), guarda-chuva entomológico (2,27%) e rede entomológica (0,23%).

As iscas, tanto de banana como de mistura, atraíram além dos Cerambycídeos, outros grupos de artrópodes (Tabela 3).

Tabela 3. Artrópodes atraídos com iscas de banana fermentada e mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Classe	Ordem	Família	Subfamília
Insecta	Coleoptera	Scarabaeidae	Cetoniae
			Melolonthinae
			Rutelinae
			Scarabaeinae
		Chrysomelidae	Hispininae
			Megalopodinae
			Elateridae
			Carabidae
			Ceratocanthidae
			Nitidulidae
			Anthribidae
			Curculionidae
			Tenebrionidae
			Trogossitidae
			Histeridae
			Lampyridae
			Cleridae
			Buprestidae
			Staphylinidae
			Orthoptera
	Blattaria		
	Acrididae		
	Neuroptera	Chrysopidae	Gryllidae
	Heteroptera	Cicadidae	
	(Auchenorrhyncha)		
	Diptera	Drosophilidae	Tephritidae
Lepidoptera	Noctuidae	Morphidae	
Hymenoptera	Sphecidae	Formicidae	
Diplopoda			
Aranae			

3.2 Lista de táxons, distribuição e novos registros

Doze espécies são novos registros para o Estado de Minas Gerais (Viçosa), indicadas nesta lista por um asterisco. As espécies estão dentro das Tribos Oemini, Rhinotragini, Acanthocinini, Desmiphorini, Hemilophini e Onciderini. A área de estudo merece destaque, pois com estes novos registros, está ampliando a informação biogeográfica (padrão de distribuição) destas espécies e também está determinando uma possível relação delas com o bioma de Mata Atlântica.

SUBFAMILIA PARANDRINAE Blanchard, 1845

Tribo Parandrini Blanchard, 1845

Acutandra Santos-Silva, 2002

Acutandra murrayi (Lameere, 1912) (Fig. 11)

Distribuição: Brasil (Amazonas?, Mato Grosso?, Minas Gerais a Rio Grande do Sul) (Santos-Silva, 2002; Monné & Hovore, 2005; Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março 1995.

Comprimento total (mm): ♂ = 15

Hesperandra Arigony, 1977

Hesperandra (Tavandra) longicollis (Thomson, 1861) (Fig. 12)

Distribuição: Estados Unidos (Texas) até Argentina (Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: *Spondias cytherea* Sonn. (Anacardiaceae), *Ficus pohliana* Miquel (Moraceae) (Monné, 2002b, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente na casca de um tronco em decomposição.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 13

Hesperandra (Tavandra)sp. (Fig. 13)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa e uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Outubro 1986, Janeiro 1987, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 17 - 23

Hesperandra (Zikandra) glabra DeGeer, 1774 (Figs. 14 e 15)

Distribuição: México, América Central (inclusive parte das Antilhas) e América do Sul (Santos – Silva, 2003; Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: *Spondias mombin* Linnaeus (Anacardiaceae), *Aspidosperma* sp. (Apocynaceae), *Araucaria angustifolia* (Bertoloni), *A. brasiliana* (Bertolini) (Araucariaceae), *Piptocarpa angustifolia* Dusén ex Malme (Asteraceae), *Alnus jorullensis* Kunth (Betulaceae), *Ochroma lagopus* Sw. (Bombacaceae), *Cecropia* sp. (Cecropiaceae), *Phoebe* sp. (Lauraceae), *Acacia decurrens* Willdenow, *Mimosa scrabella* Bentham (Mimosaceae), *Morus alba* Linnaeus (Moraceae), *Eucalyptus globulus* Labillardière (Myrtaceae), *Salix humboldtiana* Willdenow (Salicaceae) (Monné, 2002b, 2004).

Método de coleta: Dezesete fêmeas e sete machos coletados com armadilha luminosa, três fêmeas e dois machos coletados manualmente em troncos em decomposição e uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Fevereiro, Março, Novembro 1987; Março 1988; Março 1995, Dezembro 1996, Janeiro 1997, Janeiro 1998, Dezembro 2006, Janeiro, Fevereiro, Março e Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 20 - 26; ♀ = 15 - 30

SUBFAMILIA PRIONINAE Latreille, 1804

Tribo Callipogonini Thomson, 1860

Ctenoscelis Audinet-Serville, 1832

Ctenoscelis (Ctenoscelis) acanthopus (Germar, 1824) (Fig. 16)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: *Ocotea pretiosa* (Nees) Mez. (Lauraceae) (Monné, 2002b, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 73

Hephialtes Thomson, 1864

Hephialtes ruber (Thunberg, 1822) (Fig. 17)

Distribuição: Guadalupe, Guiana Francesa, Brasil (Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae) (Monné, 2002b, 2004).

Método de coleta: Quatro machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1987, Outubro 1996, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 21 - 30

Tribo Macrotomini Thomson, 1860

Malodon Lepeletier & Audinet – Serville, 1830

Malodon spinibarbis (Linnaeus, 1758) (Fig. 18 e 19)

Distribuição: México até Argentina (Monné & Hovore, 2005; Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: *Acer negundo* Linnaeus (Aceraceae), *Anacardium occidentale* Linnaeus, *Mangifera indica* Linnaeus, *Spondias mombin* Linnaeus (Anacardiaceae), *Aspidosperma polyneuron* Muller, *A. quebracho-blanco* Schlenchtendal (Apocynaceae), *Piptocarpha angustifolia* Dusén ex Malme (Asteraceae), *Alnus* sp. (Betulaceae), *Catostemma commune* Sandwith (Bombacaceae), *Cinnamodendron dinisii* Schwacke (Canellaceae), *Casuarina cunninghamiana* Miquel (Casuarinaceae), *Chlorocardium rodiei* (R. H. Schomb.), *Persea americana* P. Miller (Lauraceae), *Miconia guianensis* (Aubl.) Cogn. (Melastomataceae), *Swietenia* sp. (Meliaceae), *Prosopis kuntzei* Harms (Mimosaceae), *Ficus* sp. (Moraceae), *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, *Myrcia spaerocarpa* de Candolle (Myrtaceae), *Ligustrum lucidum* W. T. Aiton (Oleaceae), *Alexa wachebheimi* R. Benoist, *Dalbergia nigra* Allemão ex Bentham, *Machaerium legale* (Vellozo) Benth., *Ormosia coutinhoi* Ducke, *Robinia pseudoacacia* Linnaeus (Papilionaceae), *Prunus persica* (Linnaeus) Batsch, *Pyrus communis* Linnaeus (Rosaceae), *Citrus aurantium* Linnaeus (Rutaceae), *Populus pyramidalis* Rozier, *Salix*

babylonica Linnaeus, *S. humboldtiana* Willdenow (Salicaceae), *Celtis tala* Gillies ex Planchon (Ulmaceae) (Monné, 2002b, 2004).

Método de coleta: Quatro machos e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1986, Dezembro 1987, Novembro 1994, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 38 - 64, ♀ = 46

Strongylaspis Thomson, 1860

Strongylaspis batesi Lameere, 1903 (Fig. 20)

Distribuição: Brasil (Bahia a São Paulo), Paraguai, Argentina (Monné, 2006)

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 28

SUBFAMILIA LEPTURINAE Latreille, 1804

Tribo Lepturini Latreille, 1804

Strangalia Audinet-Serville, 1835

Strangalia fulvicornis (Bates, 1872) (Fig. 21)

Distribuição: Brasil (Goiás, Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones), Uruguai (Monné, 2006).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente quando estava pousada em folhas.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 15

SUBFAMILIA CERAMBYCINAE Latreille, 1802

Tribo Achrysonini Lacordaire, 1869

Achryson Audinet-Serville, 1833

Achryson surinamum (Linnaeus, 1767) (Fig. 22)

Distribuição: Estados Unidos, Mexico, América Central, Antilhas, América do Sul até sudeste de Argentina (Neuquén) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Astronium fraxinifolium* Schott, *Mangifera indica* Linnaeus, *Schinopsis balansae* Engler, *Schinus polygamus* (Cavanilles) Cabrera, *S. terebenthifolius* Raddi (Anacardiaceae); *Aspidosperma* sp. (Apocynaceae); *Bauhinia candicans* Bentham, *Caesalpinia paraguariensis* (Parodi) Burkart, *Cassia alata* Linnaeus, *Cercidium praecox* (Ruiz & Pavón) Harms, *Delonix* sp., *Gleditschia triacanthos* Linnaeus, *Hymenaea courbaril* Linnaeus, *Parkinsonia aculeata* Linnaeus, *Stahlia monosperma* (Tulasne) Urban, *Tamarindus indica* Linnaeus (Caesalpiniaceae); *Casuarina equisetifolia* Linnaeus (Casuarinaceae); *Alchornea sidaefolia* Baillon, *Sebastiania brasiliensis* Spreng. (Euphorbiaceae); *Cinnamomum camphora* (Linnaeus) J. Presl., *Nectandra* sp. (Lauraceae); *Gossypium* sp. (Malvaceae); *Acacia bonariensis* Gillies, *A. decurrens* Willdenow, *A. decurrens mollissima* Willdenow, *A. farnesiana* (Linnaeus) Willdenow, *A. mearnsii* De Wildeman, *A. melanoxylon* R. Brown, *A. pollyphylla* de Candolle, *A. praecox* Grisebach, *Albizia julibrissin* Durazzini, *A. lebbeck* (Linnaeus) Bentham, *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong, *Inga affinis* de Candolle, *I. edulis* Martius, *Leucaena pulverulenta* (Schlechtendal) Bentham, *Mimosa pigra* Linnaeus, *Parapiptadenia rígida* (Bentham) Brenan, *Pithecellobium flexicaule* (Bentham) Coulter, *Prosopis alba* Grisebach, *P. juliflora* (Swartz) de Candolle (Mimosaceae), *Broussonetia papyrifera* Linnaeus, *Chlorophora tinctoria* (Linnaeus) Bentham, *Ficus* sp., *Morus alba* Linnaeus, *M. nigra* Linnaeus (Moraceae); *Eucalyptus tereticornis* Smith, *Myrceugenia eosma* (O. Berg.) D. Legrand., *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae); *Brya ebenus* de Candolle, *Clathrotropis brachypetala* (Tulasne) Kleinhoonte, *Gliricidia sepium* (Jacquin), *Robinia hispida* Linnaeus, *R. pseudoacacia* Linnaeus, *Sesbania* sp., *Wisteria chinensis* de Candolle (Papilionaceae), *Triplaris weigeltiana* (Reichenbach) O. Kuntze (Polygonaceae); *Solanum melongena* Linnaeus (Solanaceae); *Theobroma* sp. (Sterculiaceae); *Luehea divaricata* C. Martius (Tiliaceae); *Celtis australis* Linnaeus, *C. iguanea* Jacquin, *C. laevigata* Willdenow, *C. pallida* Torrey, *C. pallida sericea* M. C. Romanczuk, *C. pubescens* Kunth, *C. tala* Gillies ex Planchon, *Jodina rhombifolia* Hook et Arn., *Ulmus crassifolia* Nuttall (Ulmaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1986.

Comprimento total (mm): ♀ = 20

Tribo Bothriospilini Lane, 1950

Chlorida Audinet - Serville, 1834

Chlorida costata Audinet – Serville, 1834 (Fig. 23)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (amplamente distribuído), Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Fevereiro 2007.

Comprimento total: ♀ = 33

Tribo Cerambycini Latreille, 1804

Subtribo Cerambycina Latreille, 1804

Jupoata Martins & Monné, 2002

Jupoata rufipennis (Gory, 1831) (Fig. 24)

Distribuição: México até Panamá, Trinidad & Tobago, Venezuela, Equador, Suriname, Guiana, Guiana Francesa, Brasil (Roraima, Amazonas, Pará, Mato Grosso, Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Peru, Bolívia, Argentina (Misiones), Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Tapirira bethanniana* Mitchell (Anacardiaceae), *Trattinnickia demerarae* Sandwith, *T. rhoifolia* Willdenow (Burseraceae), *Symphonia globulifera* Linnaeus (Clusiaceae), *Actinostemon lanceolatus* Sald. (Euphorbiaceae), *Eperua falcata* Aublet, *E. grandiflora* (Aublet) Benth., *E. rubiginosa* Miquel, *Hymenaea courbaril* Linnaeus, *Inga* sp., *Peltogyne lecointei* Ducke, *P. venosa* (Vahl) Benth. (Leguminosae), *Tibouchina estrellensis* Cogniaux (Melastomataceae), *Virola micheli* Heckel, *V. surinamensis* (Rolander ex Rottboll) Warburg, *Virola* sp. (Myristicaceae), *Helietta cuspidata* Chodat & Hassler (Rutaceae), *Solanum leontocarpum* Sendt. (Solanaceae), *Trema micrantha* Brume (Ulmaceae), *Amphirrhox longifolia* Sprengel (Violaceae) (Monné, 2001a; Martins, 2002; Monné, 2004).

Método de coleta: Quatro fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Agosto, Outubro, Novembro e Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 31 – 42

Subtribo Sphallotrichina Martins & Monné, 2002

Coleoxestia Aurivillius, 1912

Coleoxestia corvina (Germar, 1824) (Fig. 25)

Distribuição: Brasil (Rondônia, Mato Grosso, Goiás, Pernambuco até Rio Grande do Sul), Bolívia, Paraguai, Argentina (Jujuy, Santiago del Estero, Tucumán, Misiones, Chaco, Corrientes), Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Abril 1995, Janeiro e Fevereiro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 29, ♀ = 28 - 33

Coleoxestia denticornis (Gahan, 1892) (Fig. 26)

Distribuição: Brasil (Goiás, Mato Grosso do Sul, Paraíba, Pernambuco, Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Schinus terebinthifolium* Raddi (Anacardiaceae) (Martins, 2005a).

Método de coleta: Sete fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro e Dezembro 1986; Março, Maio e Outubro 1987, Fevereiro e Março 1988.

Comprimento total (mm): ♂ = 29, ♀ = 24 - 34

Coleoxestia vittata (Thomson, 1860) (Fig. 27)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Sete fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro, Março e Novembro 1987; Janeiro 1988, Outubro e Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 15 - 23

Criodion Audinet-Serville, 1833

Criodion tomentosum Audinet-Serville, 1833 (Fig. 28)

Distribuição: Brasil (Goiás, Pernambuco a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Acacia decurrens mollissima* Willdenow, *Inga* sp., *Piptadenia communis* Bentham, *P. gonoacantha* Macbride (Mimosaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Parasitas: É parasitada (larva ou adulto?) por um himenóptero, Chalcididae: *Parastypiura maculata* Steffan, 1950 (Silva *et.al.*, 1968 *apud* Martins, 2005a)

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1987.

Comprimento total (mm): ♀ = 45

Poeciloxestia Lane, 1965

Poeciloxestia dorsalis (Thomson, 1860) (Fig. 29)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Três fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março e Abril 1987, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 24 - 33

Poeciloxestia melzeri Lane, 1965 (Fig. 30)

Distribuição: Peru, Bolívia, Brasil (Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 26

Sphalotrichus Fragoso, 1982

Sphalotrichus spadiceus (Gahan, 1892) (Fig. 31)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Eucalyptus citriodora* (Hook) K.D.Hill, *E. tereticornis* Smith (Myrtaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 40

Xestiodion Fragoso, 1981

Xestiodion similis (Melzer, 1920) (Fig. 32)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, São Paulo) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1988.

Comprimento total (mm): ♀ = 22

Tribu Clytini Mulsant, 1839

Mecometopus Thomson, 1860

Mecometopus insignis Chevrolat, 1862 (Fig. 33)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, São Paulo, Santa Catarina) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 10

Tribu Compsocerini Thomson, 1864

Aglaoschema Napp, 1994

Aglaoschema haemorrhoidale Germar, 1824) (Fig. 34)

Distribuição: Brasil (Bahia a Paraná), Argentina (Misiones, Chaco) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Junho 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 9

Aglaoschema ventrale (Germar, 1824) (Fig. 35)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Peltophorum vogelianum* Walpers (Caesalpiniaceae), *Enterolobium maximum* Ducke, *E. timbouvae* Martius (Mimosaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Quatro machos e duas fêmeas coletados com isca de banana; quatro fêmeas coletadas com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo e uma fêmea com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março 1987; Dezembro 2006; Fevereiro e Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 18 – 20, ♀ = 15 - 19

Tribo Eburini Blanchard, 1845

Pantomallus Lacordaire, 1869

Pantomallus pallidus Aurivillius, 1923 (Figs. 36 e 37)

Distribuição: Brasil (Bahia a Santa Catarina) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Cinco machos e seis fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1986, Fevereiro e Novembro 1987, Dezembro 1992, Novembro 1996, Dezembro 1997, Outubro 2006, Fevereiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 21 – 29, ♀ = 20 - 26

Susuacanga Martins, 1997

Susuacanga octoguttata (Germar, 1821) (Fig. 38 e 39)

Distribuição: Peru, Brasil (Rondônia, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás, Paraíba a Rio Grande do Sul), Bolívia, Paraguai, Argentina (Salta, Misiones) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Citrus aurantium* Linnaeus (Rutaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Três fêmeas coletadas com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo, um macho e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março 1987, Dezembro 1996, Dezembro 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 33, ♀ = 27 - 34

Uncieburia Martins, 1997

Uncieburia nigricans (Gounelle, 1909) (Fig. 40)

Distribuição: Brasil (Piauí, Ceará, Mato Grosso, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo), Bolívia (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Seis fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro e Novembro 1987, Outubro e Novembro 1992.

Comprimento total (mm): ♂ = 20, ♀ = 13 - 20

Tribo Elaphidiini Thomson, 1864

Ambonus Gistel, 1848

Ambonus distinctus (Newman, 1840) (Fig. 41)

Distribuição: Brasil (Goiás, Mato Grosso, Ceará a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Parapiptadenia rígida* Bentham, *Piptadenia communis* Bentham (Mimosaceae); *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae) (Monné, 2001a, 2004; Martins, 2005b).

Método de coleta: Um macho e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1987.

Comprimento total (mm): ♂ = 21, ♀ = 21

Eurysthea Thomson, 1860

Eurysthea hirta (Kirby, 1818) (Fig. 42)

Distribuição: Brasil (Paraíba a Rio Grande do Sul, Mato Grosso do Sul), Argentina (Misiones) e Uruguai (San José, Lavalleja, Cerro Largo, Rocha e Montevideo) (Martins, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Scutia buxifolia* Reisseck (Rhamnaceae); *Eucalyptus* sp. (Myrtaceae) (Martins, 2005b).

Método de coleta: Três machos e três fêmeas coletados com armadilha luminosa e um macho coletado manualmente.

Data de coleta: Setembro 1986, Outubro 1987, Novembro 1992, Fevereiro 1993, Agosto e Setembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 17 – 21, ♀ = 15 - 18

Eurysthea lacordairei (Lacordaire, 1869) (Fig. 43)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina, Rio Grande do Sul); Argentina (Misiones) (Martins, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae); *Citrus* sp. (Rutaceae); *Podocarpus* sp. (Podocarpaceae) (Martins, 2005b).

Método de coleta: Quatro fêmeas coletadas com isca de banana e três fêmeas coletadas com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Abril, Maio, Junho 2006, Março e Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 18 - 27

Nyssicostylus Melzer, 1923

Nyssicostylus subopacus (Bates, 1885) (Fig. 44)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Espírito Santo, Paraná) (Martins, 2005b; Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Podocarpus lamberti* Klotzsch (Podocarpaceae) (Martins, 2005b).

Método de coleta: Oito fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1986; Outubro 1987; Outubro 1997; Outubro e Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 17, ♀ = 10 - 15

Periboeum Thomson, 1864

Periboeum terminatum (Perroud, 1855) (Fig. 45)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Argentina (Misiones) (Martins, 2005b; Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1987.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Sphaerion Audinet-Serville, 1834

Sphaerion cyanipenne Audinet – Serville, 1834 (Fig. 46)

Distribuição: Brasil (Goiás, Paraíba a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Hábitos: Atraídos pelas flores de “salsa” *Petrocelius sativum* (Brassicaceae)

Método de coleta: Cinco fêmeas e dois machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março, Novembro e Dezembro 1992, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ e ♀ = 13 – 17

Sphaerion exutum (Newman, 1841) (Fig. 47)

Distribuição: Estados Unidos (Texas) até Brasil, Argentina e Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Acacia berlandieri* Bentham, *Pithecellobium flexicaule* (Bentam) Coulter (Mimosaceae) (Monné, 2001a, 2004).

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1986, Março 1992.

Comprimento total (mm): ♀ = 13 - 20

Stizocera Audinet-Serville, 1834

Stizocera consobrina Gounelle, 1909 (Fig. 48)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Dois machos e três fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1992, Janeiro 1993, Janeiro 1998, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 14, ♀ = 11 – 14

Tribo Hesperophanini Mulsant, 1839

Eusapia Gounelle, 1909

Eusapia amazonica (White, 1855) (Fig. 49)

Distribuição: Suriname, Brasil (Amazonas, Pará, Mato Grosso, Goiás, Mato Grosso do Sul, Maranhão, Minas Gerais a Santa Catarina), Peru, Bolívia, Paraguai, Argentina (Misiones) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1987.

Comprimento total (mm): ♀ = 14

Tippmannia Monné, 2006

Tippmannia rhamnusioides (Tippman, 1953) (Fig. 50)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Santa Catarina) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1994.

Comprimento total (mm): ♂ = 17

Tribo Heteropsini Lacordaire, 1869

Chrysoprasis Audinet-Serville, 1834

Chrysoprasis linearis Bates, 1870 (Fig. 51)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: ?*Vernonia diffusa* Lessing (Asteraceae). ?*Pera glabrata* (Schott) Baillon (Euphorbiaceae), *Piptadenia* sp. (Mimosaceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1986.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Tribo Hexoplonini Martins, 2006

Gnomidolon Thomson, 1864

Gnomidolon elegantulum Lameere, 1864 (Fig. 52)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Formosa) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente sobre um tronco em decomposição.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 7,5

Tribo Ibdionini Thomson, 1860

Compsibidion Thomson, 1864

Compsibidion cleophile (Thomson, 1865) (Fig. 53)

Distribuição: Brasil (Bahia a Santa Catarina) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com isca de banana.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 15

Heterachthes Newman, 1840

Heterachthes laesicollis (Germar, 1824) (Fig. 54)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio de Janeiro) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1997.

Comprimento total (mm): ♀ = 15

Tropidion Thomson, 1867

Tropidion calciope (Thomson, 1867) (Fig. 55)

Distribuição: Brasil (Bahia a São Paulo) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa e uma fêmea coletada manualmente sobre um tronco em decomposição.

Data de coleta: Dezembro 1986, Novembro 1987, Dezembro 1997, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 13, ♀ = 11 - 15

Não Determinado (Fig. 56)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 8

Tribo Oemini Lacordaire, 1869

Subtribo Oemina Lacordaire, 1869

Atenizus Bates, 1867

****Atenizus laticeps*** Bates, 1867 (Fig. 57)

Distribuição: Panamá, Brasil (Pará, Mato Grosso) (Monné, 2005a). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 7

Neoeme Gounelle, 1909

Neoeme annulicornis (Buquet, 1859) (Fig. 58)

Distribuição: Brasil (Amazônia, Goiás, Mato Grosso, Bahia a Santa Catarina), Suriname, Paraguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Dois machos e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1992, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 22, ♀ = 18

Temnopsis Audinet-Serville, 1834

Temnopsis megacephala (Germar, 1824) (Fig. 59)

Distribuição: Brasil (Rio Grande do Norte a Rio Grande do Sul, Goiás), Paraguai, Argentina (Misiones) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Acacia decurrens* Willdenow, *Piptadenia* sp. (Mimosaceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Dois machos e duas fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1983, Setembro 1986, Maio 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 14 – 15, ♀ = 12 - 20

Tribo Rhinotragini Thomson, 1860

Acorethra Bates, 1873

****Acorethra aureofasciata*** Gounelle, 1911 (Fig. 60)

Distribuição: Brasil (Goiás, Rio de Janeiro) (Monné, 2005a). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente quando estava acasalando pousada numa planta.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 10

Tribo Rhopalophorini Blanchard, 1845

Disaulax Audinet-Serville, 1833

Disaulax hirsuticornis (Kirby, 1818) (Fig. 61)

Distribuição: Brasil (Goiás, Minas Gerais a Paraná), Paraguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Caesalpinia ferrea* Tulasne (Caesalpinaceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com rede entomológica e um macho coletado manualmente quando estava pousado numas folhas.

Data de coleta: Outubro e Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 15, ♀ = 18

Tribo Smodicini Lacordaire, 1869

Nesosmodicum Martins, 1971

Nesosmodicum gracile (Melzer, 1923) (Fig. 62)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 8

Smodicum Haldeman, 1847

Smodicum longicorne Martins, 1975 (Fig. 63)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Santa Catarina) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Três fêmeas coletadas com armadilha luminosa e um macho coletado manualmente na casca de uma árvore.

Data de coleta: Outubro e Novembro 1996, Novembro 1997, Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 10, ♀ = 8 - 9

Tribo Torneutini Thomson, 1860

Coccoderus Buquet, 1840

Coccoderus novempunctatus (Germar, 1824) (Fig. 64)

Distribuição: Brasil (Mato Grosso, Goiás, Rio Grande do Norte a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Salta, Santiago del Estero, Chaco, Entre Ríos, Buenos Aires), Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Caesalpinia echinata* Lamarck, *C. peltophoroides* Bentham, *Carpotroche brasiliensis* (Raddi) A. Gray, *Cassia ferruginea* Schrader, *C. fistula* Linnaeus, *C. grandis* Linnaeus, *C. macranthera* de Candolle, *C. nodosa* Buchanan-Hamilton, *C. reticulata* Willdenow, *C. strobilacea* Kunth, *Delonix regia* (Hooker) Rafinesque-Schmaltz, *Tamarindus indica* Linnaeus (Caesalpinaceae), *Acacia dealbata* Link, *A. decurrens* Willdenow, *A. decurrens mollissima* Willdenow, *A. praecox* Grisebach, *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong, *Inga affinis* de Candolle, *I. sessilis* Martius, *I. uruguensis* Hooker & Arnott, *I. vera* Willdenow, *Mimosa*

detinens Bentham, *Piptadenia communis* Bentham (Mimosaceae), *Blepharistemma tweediei* Wall. ex Benth (Rhizophoraceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Três fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1986, Dezembro 1992, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 34 - 37

Praxithea Thomson, 1864

Praxithea derourei (Chabrillac, 1857) (Fig. 65)

Distribuição: Brasil (Goiás, Pernambuco a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Amplamente distribuído), Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Betula alba* Linnaeus (Betulaceae), *Castanea sativa* Miller, *Quercus* spp. (Fagaceae), *Guarea trichiloides* Linnaeus, *Melia azederach* Linnaeus (Meliaceae), *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae), *Cydonia oblonga* Miller, *Malus* sp., *Prunus armeniaca* Linnaeus, *P. avium* (Linnaeus) Linnaeus, *P. domestica* Linnaeus, *P. persica* (Linnaeus) Batcsh, *Pyrus malus* Linnaeus, *Rosa* sp. (Rosaceae), *Populus* sp. (Salicaceae), *Tamarix gallica* Linnaeus (Tamaricaceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1987.

Comprimento total (mm): ♂ = 29

Tribo Trachyderini Dupont, 1836

Subtribo Trachyderina Dupont, 1836

Andraegoidus Aurivillius, 1920

Andraegoidus rufipes zonatus (Dalman, 1823) (Fig. 66)

Distribuição: Brasil (Bahia a Espírito Santo) (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado manualmente quando estava pousado numas folhas.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 15

Batus Thunberg, 1822

Batus hirticornis (Gyllenhal, 1817) (Figs. 67 e 68)

Distribuição: Brasil (Goiás, Mato Grosso do Sul, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Sete machos e sete fêmeas coletados com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo e três fêmeas e dois machos coletados com isca de banana.

Data de coleta: Outubro, Novembro, Dezembro 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 17 – 24, ♀ = 16 -22

Chydarteres Huedepohl, 1985

Chydarteres dimidiatus (Fabricius, 1787) (Fig. 69)

Distribuição: Colômbia até Argentina e Uruguai (Monné, 2005a).

Plantas-hospedeiras: *Ocotea indecora* Scott ex Meissner (Lauraceae), *Acacia melanoxyton* R. Brown (Mimosaceae), *Prunus* spp. (Rosaceae), *Salix babilonica* Linnaeus (Salicaceae) (Monné, 2001b, 2004).

Método de coleta: Quinze fêmeas e nove machos coletados com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo e seis machos e seis fêmeas coletados com isca de banana.

Data de coleta: Novembro, Dezembro 2006, Janeiro, Fevereiro e Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 14 – 24, ♀ = 14 - 20

SUBFAMILIA LAMIINAE Latreille, 1825

Tribo Acanthocinini Blanchard, 1845

Anisopodus White, 1855

Anisopodus haliki Martins, 1974 (Fig. 70)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Maio 1983.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Lasiolepturges Melzer, 1928

****Lasiolepturges zikani*** Melzer, 1928 (Fig. 71)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Dois machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1994, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 7

Leiopus auctorum

Leiopus convexus Melzer, 1934 (Fig. 72)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Juglans regia* Linnaeus (Juglandaceae), *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 6

Lepturges Gilmour, 1959

Lepturges (Chaeturges) laetus Melzer, 1928 (Fig. 73)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 6

Lepturges (Chaeturges) sp. (Fig. 74)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 5

***Lepturges (Lepturges) amabilis** Bates, 1863 (Fig. 75)

Distribuição: Guiana Francesa, Brasil (Amazonas, Mato Grosso) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1981, Fevereiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 5, ♀ = 7,5

Lepturges (Lepturges) fischeri Melzer, 1928 (Fig. 76)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 6

Lepturges sp. 1 (Fig. 77)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 10

Lepturges sp. 2 (Fig. 78)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Seis machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março, Abril 1995, Fevereiro e Novembro 1997, Janeiro e Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 8,5 - 10

Lophopoeum Bates, 1863

Lophopoeum timbouvae Lameere, 1884 (Fig. 79)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Formosa, Chaco, Santa Fé, Corrientes), Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Gleditschia amorphoides* (Grisebach) Taub., *Hymenaea courbaril* Linnaeus, *Tamarindus indica* Linnaeus (Caesalpinaceae), *Lecythis pisonis* Cambess (Lecythidaceae), *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong, *E. timbouva* Martius, *Inga lushnathiana* Bentham, *Prosopis kuntzei* Harms (Mimosaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Junho 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 6

***Nealcidion* Monné, 1977**

***Nealcidion bicristatum* (Bates, 1863) (Fig. 80)**

Distribuição: Brasil (Pernambuco a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Corrientes, Buenos Aires), Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Tabernaemontana australis* Muller-Argoviensis (Apocynaceae), *Vernonia polyanthes* Lessing (Asteraceae), *Sambucus australis* Cham. & Schldtl. (Caprifoliaceae), *Ficus* sp. (Moraceae), *Atropa belladonna* Linnaeus, *Capsicum annuum* Linnaeus, *Cestrum parquii* L'Hér., *Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendtn., *Nicotiana tabacum* Linnaeus, *Solanum grandiflorum* Ruiz & Pavón, *S. granulo-leprosum* Dunal, *S. melongena* Linnaeus, *S. racemiflorum* Dunal, *S. robustum* H.L.Wendl., *S. tuberosum* Linnaeus (Solanaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Dois machos e duas fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro e Dezembro 1986, Fevereiro 1998.

Comprimento total (mm): ♂ = 10 – 11,5, ♀ = 11

***Nealcidion bispinum* (Bates, 1863) (Fig. 81)**

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Theobroma* sp. (Sterculiaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 7

***Nealcidion venosum* (Bates, 1880) (Fig. 82)**

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 11

Nyssodrysin Casey, 1913

Nyssodrysin lignaria (Bates, 1864) (Fig. 83)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Buenos Aires) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Persea gratissima* Gaertn. (Lauraceae), *Inga lushnathiana* Bentham, *I. uruguensis* Hooker & Arnott, *I. virescens* Willdenow (Mimosaceae), *Holocalyx glaziovii* Taubert ex Glaziou (Papilionaceae), *Theobroma* sp. (Sterculiaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Maio 1996.

Comprimento total (mm): ♀ = 7

Oedopeza Audinet-Serville, 1835

Oedopeza umbrosa (Germar, 1824) (Fig. 84 e 85)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Ficus pohliana* Miquel (Moraceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Quatro machos e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro, Novembro 1987, Dezembro 1994, Outubro 1997, Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 10 – 15, ♀ = 12

Ozineus Bates, 1863

Ozineus sp. (Fig. 86)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1987.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Pentheochaetes Melzer, 1932

****Pentheochaetes turbidus*** Melzer, 1934 (Fig. 87)

Distribuição: Paraguai (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Brasil, Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 6

***Pentheochaetes* sp.** (Fig. 88)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 6

Pertyia Aurivillius, 1922

Pertyia sericea (Perty, 1832) (Fig. 89)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio de Janeiro) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 8

Pseudocriopsis Melzer, 1931

Pseudocriopsis modesta Melzer, 1931 (Fig. 90)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Tropidozineus Monné & Martins, 1976

Tropidozineus fulveolus (Lameere, 1884) (Fig. 91)

Distribuição: Brasil (Pernambuco a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Manihot esculenta* Crantz, *M. palmata* Muller Argoviensis (Euphorbiaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Tropidozineus ignobilis (Bates, 1863) (Fig. 92)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa e uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Dezembro 1996, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 4,5 - 5

Tropidozineus rotundicollis (Bates, 1863) (Fig. 93)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Citrus limonia* Osbeck (Rutaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1992.

Comprimento total (mm): ♀ = 6

Trypanidius Blanchard, 1847

Trypanidius dimidiatus Thomson, 1860 (Fig. 94)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Argentina (Misiones) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Cassia hispidula* Vahl (Caesalpiniaceae), *Salix* sp. (Salicaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Vinte fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro e Novembro 1987, Novembro e Dezembro 1994, Março e Abril 1995, Outubro 1996, Fevereiro, Abril e Dezembro 1997, Janeiro 1998.

Comprimento total (mm): ♀ = 13 - 17

Urgleptes Dillon, 1956

Urgleptes sp. (Fig. 95)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1982.

Comprimento total (mm): ♀ = 6

Xylergatoides Gilmour, 1962

Xylergatoides asper (Bates, 1864) (Fig. 96)

Distribuição: Brasil (Mato Grosso, Goiás, Paraíba a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Maytenus gonoclada* Martius (Celastraceae), *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong (Mimosaceae), *Myrocarpus frondosus* Allemão (Papilionaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1998; Julho 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 13 - 14

Tribo Acanthoderini Thomson, 1860

Aegoschema Aurivillius, 1923

Aegoschema adpersum (Thomson, 1860) (Fig. 97)

Distribuição: Brasil (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Data de coleta: Dezembro 2006, Janeiro 2007.

Método de coleta: Três fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Comprimento total (mm): ♀ = 21 - 25

Ateralphus Restello, Iannuzzi & Marinoni, 2001

Ateralphus dejeani (Lane, 1973) (Fig. 98)

Distribuição: Brasil (Bahia a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1998.

Comprimento total (mm): ♀ = 13

Ateralphus subcellatus (White, 1855) (Fig. 99)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Catamarca, Salta, Misiones) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 11

Macropophora Thomson, 1864

Macropophora accentifer (Olivier, 1795) (Fig. 100)

Distribuição: Brasil (Goiás, Pernambuco a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Amplamente distribuído), Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 27

Nesozineus Linsley & Chemsak, 1966

Nesozineus bucki (Breuning, 1954) (Fig. 101)

Distribuição: Brasil (Mato Grosso do Sul, Alagoas, Sergipe, Minas Gerais, Espírito Santo a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Schinus* sp. (Anacardiaceae), *Forsteronia thyrsoides* (Velloso) Muller-Argoviensis (Apocynaceae); *Bauhinia candicans* Benth (Caesalpiniaceae), *Cedrela fissilis* Velloso (Meliaceae), *Acacia decurrens* Willdenow, *A. mearnsii* De Wildeman, *Inga affinis* de Candolle, *Mimosa detinens* Benth, *M. pigra* Linnaeus, *Parapiptadenia rigida* (Benth) Brenan, *Prosopis alba* Grisebach (Mimosaceae), *Ficus subtriplinervia* Martius (Moraceae), *Myrceugenia euosma* (O. Berg) D. Legrand (Myrtaceae), *Ruprechtia laxiflora* Meissn. (Polygonaceae), *Pyrus communis* Linnaeus (Rosaceae), *Luehea divaricata* C. Martius (Tiliaceae), *Celtis iguanea* Jacquin, *C. pallida pallida* Torrey, *C. spinosa* Sprengel (Ulmaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1997.

Comprimento total (mm): ♀ = 5

Oreodera Audinet-Serville, 1835

Oreodera omissa Melzer, 1932 (Fig. 102)

Distribuição: Brasil (Goiás, Espírito Santo a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente sobre um tronco em decomposição.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 13

Oreodera sexplagiata Melzer, 1931 (Fig. 103)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Três fêmeas coletadas manualmente sobre um tronco em decomposição.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 10 -13

Plistonax Thomson, 1864

Plistonax inopinatus Lane, 1960 (Fig. 104)

Distribuição: Brasil (Bahia a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 12 - 12,5

Psapharochrus Thomson, 1864

Psapharochrus atrosignatus (Melzer, 1932) (Fig. 105)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1988, Abril 1997.

Comprimento total (mm): ♀ = 15 - 16

Psapharochrus jaspideus (Germar, 1824) (Fig. 106)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Bolívia, Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Araujia hortorum* E. Fourn. (Asclepiadaceae), *Doxantha unguis* (Linnaeus) Miers, *Tabebuia cassinoides* de Candolle (Bignoniaceae), *Cereus validus* Haw., *Stetsonia coryne* (Salm-Dyck) Britton & Rose (Cactaceae), *Peltophorum vogelianum* Walpers (Caesalpiniaceae), *Ipomoea palmata* Forssh. (Convolvulaceae), *Siolmatra brasiliensis* var. *pubescens* Grisebach (Cucurbitaceae), *Croton piptocalyx* Muller Argoviensis, *Manihot palmata* Muller Argoviensis (Euphorbiaceae), *Juglans regia* Linnaeus (Juglandaceae), *Persea americana* P. Miller (Lauraceae), *Loranthus acutifolius* Engl. (Loranthaceae), *Acacia bonariensis* Gillies, *A. caven* (Molina) Molina, *Albizia julibrissin* Durazzini, *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong, *E. timbouva* Martius (Mimosaceae), *Broussonetia papyrifera* Linnaeus, *Ficus carica* Linnaeus, *F. elastica* Roxb., *Morus nigra* Linnaeus (Moraceae), *Eucalyptus oraria* L. A. S. Johnson (Myrtaceae), *Dalbergia nigra* Allemão ex Bentham, *Wisteria chinensis* de Candolle (Papilionaceae), *Passiflora caerulea* Linnaeus (Passifloraceae), *Pinus* sp. (Pinaceae), *Prunus domestica* Linnaeus, *P. persica* (Linnaeus) Batsch (Rosaceae), *Zanthoxylum coco* Gillies (Rutaceae), *Populus* sp., *Salix babylonica* Linnaeus (Salicaceae), *Solanum glaucum* Bertoloni (Solanaceae), *Celtis pubescens* Kunth, *C. spinosa* Spreng., *C. tala* Gillies ex Planchon (Ulmaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1986.

Comprimento total (mm): ♀ = 14

***Psapharochrus* sp.** (Fig. 107)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Três machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro e Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 9 - 10

Não Determinado (Fig. 108)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1983.

Comprimento total (mm): ♂ = 10

Steirastoma Lepeletier & Audinet-Serville, 1830

Steirastoma stellio Pascoe, 1866 (Fig. 109)

Distribuição: Colômbia, Sudeste do Brasil, Paraguai, Argentina, Uruguai, África, São Tomé (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Catostemma* sp., *Chorisia insignis* Kunth, *C. speciosa* A. Saint-Hilaire (Bombacaceae), *Acacia caven* (Molina) Molina, *A. cavenia* Hooker & Arnott, *A. decurrens mollissima* Willdenow, *A. polyphylla* de Candolle (Mimosaceae), *Populus* sp., *Salix babylonica* Linnaeus, *S. humboldtiana* Willdenow, *S. viminalis* Linnaeus (Salicaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Três machos e três fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1986, Agosto 1987, Janeiro 1988, Abril 1994, Janeiro 1988, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 17 – 18, ♀ = 17 - 19

Zikanita Lane, 1943

Zikanita perpulchra Lane, 1943 (Fig. 110)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 2006

Comprimento total (mm): ♀ = 15

Tribo Aerenicini Lacordaire, 1872

Holoaerenica Lane, 1973

Holoaerenica multipunctata (Lepelletier & Audinet-Serville, 1825)
(Fig. 111)

Distribuição: Brasil (Goiás, Pernambuco a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Chaco) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Aloysia gratissima* (Gillies & Hooker) Tronc, *Lantana* sp. (Verbenaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1992.

Comprimento total (mm): ♀ = 13

Pseudophaula Lane, 1973

Pseudophaula porosa (Bates, 1881) (Fig. 112)

Distribuição: Colombia, Venezuela, Brasil (Pernambuco a Espírito Santo), Bolívia (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 16

Recchia Lane, 1966

Recchia albicans (Guérin – Menéville, 1831) (Fig. 113)

Distribuição: Brasil (Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais a Santa Catarina), Argentina (Misiones) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Vernonia* sp. (Verbenaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 16

Recchia lanei Martins & Galileo, 1985 (Fig. 114)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais, São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Data de coleta: Novembro 1992.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Comprimento total (mm): ♂ = 13

Tribo Agapanthiini Mulsant, 1839

Hippopsis Lepeletier & Audinet-Serville, 1825

Hippopsis (Hippopsis) tuberculata Galileo & Martins, 1988

(Fig. 115)

Distribuição: Brasil (Mato Grosso do Sul, Goiás, Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Ageratum conyzoides* Linnaeus, *Erechtites valerianaefolia* (Wolf) de Candolle (Asteraceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado manualmente.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 11

Tribo Anisocerini Thomson, 1860

Onychocerus Lepeletier & Audinet-Serville, 1830

Onychocerus aculeicornis (Kirby, 1818) (Fig. 116)

Distribuição: Guiana Francesa, Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Copaifera epunctata* Amshoff, *Eperua falcata* Aublet, *E. grandiflora* (Aublet) Bentham, *E. rubiginosa* Miquel (Caesalpinaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1986.

Comprimento total (mm): ♂ = 13

Scleronotus White, 1855

Scleronotus scabrosus Thomson, 1860 (Fig. 117)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho e uma fêmea coletados manualmente sobre um tronco em decomposição.

Data de coleta: Dezembro 2006, Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 10, ♀ = 12

Tribo Apomecynini Thomson, 1860

Bisaltis Thomson, 1868

Bisaltis (Bisaltis) bimaculatus Aurivillius, 1904 (Fig. 118)

Distribuição: Brasil (Bahia, Minas Gerais), Bolívia, Argentina (Formosa, Jujuy, Salta, Santa Fé, Buenos Aires) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Solanum glaucum* Bertoloni (Solanaceae) (Monné, 2001c, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 11

Rosalba Thomson, 1864

Rosalba digna (Melzer, 1934) (Fig. 119)

Distribuição: Brasil (São Paulo a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 6,5

Tribo Calliini Thomson, 1864

Callia Audinet-Serville, 1835

Callia xanthomera Redtenbacher, 1867 (Fig. 120)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro a Santa Catarina), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com isca de banana.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 4,5

Drycothaea Thomson, 1868

***Drycothaea* sp.** (Fig. 121)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Data de coleta: Março, 2007.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Comprimento total (mm): ♀ = 10

Tribo Colobotheini Thomson, 1860

Colobothea Lepeletier & Audinet-Serville, 1825

Colobothea cassandra (Dalman, 1823) (Fig. 122)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado manualmente quando estava voando.

Data de coleta: Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 20

Tribo Desmiphorini Thomson, 1860

Desmiphora Audinet-Serville, 1835

Desmiphora (Desmiphora) intonsa (Germar, 1824) (Fig. 123)

Distribuição: Brasil (Pernambuco a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Nectandra megapotamica* (Spreng.) Mez (Lauraceae), *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Agosto 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 6

Estola Fairmaire & Germain, 1859

Estola sp. 1 (Fig. 124)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho e uma fêmea coletados com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Abril 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 9, ♀ = 8

Estola sp. 2 (Fig. 125)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Dois machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1996, Outubro 2006

Comprimento total (mm): ♂ = 8 - 11

Estola sp. 3 (Fig. 126)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março 1996.

Comprimento total (mm): ♀ = 7

Estola sp. 4 (Fig. 127)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com guarda-chuva entomológico

Data de coleta: Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 6

Euestola Breuning, 1943

****Euestola fasciata*** Martins & Galileo, 1997 (Fig. 128)

Distribuição: Brasil (São Paulo, Paraná, Santa Catarina) (Monné, 2005b).

NOVO REGISTRO para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa e um macho coletado com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo.

Data de coleta: Novembro 1987, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ e ♀ = 6

Ischnolea Thomson, 1860

Ischnolea sp. (Fig. 129)

Distribuição: Sem registro

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Um macho coletado com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1994.

Comprimento total (mm): ♂ = 8

Mimasyngenes Breuning, 1950

***Mimasyngenes* sp.** (Fig. 130)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 5

Parischnolea Breuning, 1942

****Parischnolea excavata*** Breuning, 1942 (Fig. 131)

Distribuição: Brasil (São Paulo), Paraguai (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1987.

Comprimento total (mm): ♀ = 4

Tribo Falsamblethiini Gilmour, 1961

Gisostola Thomson, 1868

***Gisostola* sp.** (Fig. 132)

Distribuição: Sem registro.

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Março 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 13

Obereoides Fisher, 1938

Obereoides setulosus (Aurivillius, 1920) (Fig. 133)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 2006, Fevereiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 11

Udamina Thomson, 1868

Udamina leprieurii Thomson, 1868 (Fig. 134)

Distribuição: Guiana Francesa, Brasil (Martins & Galileo, 1989; Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Abril 1994, Dezembro 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 13, ♀ = 13 - 16

Tribo Hemilophini Thomson, 1868

Adesmus Lepeletier & Audinet-Serville, 1825

Adesmus sexguttatus (Lucas, 1857) (Fig. 135)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Seis fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1983, Fevereiro 1988; Maio 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 6 - 8

Gagarinia Lane, 1956

****Gagarinia mniszechii*** (Chabrillac, 1857) (Fig. 136)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Seis fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro e Dezembro 2006, Janeiro e Fevereiro 2007

Comprimento total (mm): ♀ = 14 - 16

Tribo Lamiini Latreille, 1825

Taeniotes Audinet – Serville, 1835

Taeniotes farinosus (Linnaeus, 1758) (Fig. 137)

Distribuição: Costa Rica a Brasil, Equador, Guadeloupe, Martinique (Monné, 2005b).

Plantas – hospedeiras: *Artocarpus altilis* (Parkinson) Fosberg, *A. integrifolia* Linnaeus, *Ficus carica* Linnaeus (Moraceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada manualmente quando estava pousada num galho seco.

Data de coleta: Março 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 30

Tribo Onciderini Thomson, 1860

Cacostola Fairmaire & Germain, 1859

****Cacostola brasiliensis*** Thomson, 1868 (Fig. 138)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Abril 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Hesycha Fairmaire & Germain, 1859

Hesycha microphthalma Martins & Galileo, 1990 (Fig. 139)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 9

Hesychotypa Thomson, 1868

Hesychotypa miniata Thomson, 1868 (Fig. 140)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Jacaranda mimosifolia* D.Don (Bignoniaceae), *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Dois machos e uma fêmea coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1994, Novembro 1996, Novembro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 18, ♀ = 14

Hypsioma Audinet-Serville, 1835

Hypsioma gibbera Audinet – Serville, 1835 (Fig. 141)

Distribuição: Brasil (Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Enterolobium maximum* Ducke (Mimosaceae), *Machaerium acutifolium* Vogel (Papilionaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Seis fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro e Novembro 1987, Janeiro e Abril 1988, Dezembro 1994, Outubro 1996.

Comprimento total (mm): ♂ = 15, ♀ = 15 - 19

****Hypsioma opalina*** Dillon & Dillon, 1945 (Fig. 142)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa, uma fêmea coletada com isca de banana.

Data de coleta: Novembro 1992, Novembro 1994, Novembro 1996, Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 17, ♀ = 13 - 15

****Hypsioma pylades*** Dillon & Dillon, 1945 (Fig. 143)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro) (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com guarda-chuva entomológico.

Data de coleta: Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 15

Lochmaeocles Bates, 1880

Lochmaeocles congener (Thomson, 1868) (Fig. 144)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a São Paulo) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Eucalyptus* sp. (Myrtaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Duas fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro, Fevereiro 1997; Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 23, ♀ = 25

Lochmaeocles fasciatus (Lucas, 1857) (Fig. 145)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Corrientes, Misiones).

Plantas-hospedeiras: *Parkinsonia aculeata* Linnaeus (Caesalpiniaceae), *Gossypium* sp. (Malvaceae), *Acacia decurrens* Willdenow (Mimosaceae), *Dalbergia nigra* Allemão ex Bentham (Papilionaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Três fêmeas e um macho coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1992, Novembro 1996, Abril e Dezembro 1997.

Comprimento total (mm): ♂ = 22, ♀ = 18 - 20

Lochmaeocles sladeni (Gahan, 1903) (Fig. 146)

Distribuição: Brasil (Mato Grosso, Goiás, Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Formosa, Misiones, Chaco, Corrientes), Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Parkinsonia aculeata* Linnaeus (Caesalpiniaceae), *Cathormion polyanthum* (Sprengel f.) Burkart, *Enterolobium contortisiliquum* (Velloso) Morong (Mimosaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Três machos e duas fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro 1997, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 21 - 22, ♀ = 24

Lydipta Thomson, 1868

****Lydipta conspersa*** (Aurivillius, 1922) (Fig. 147)

Distribuição: Brasil (Rondônia, Goiás, Mato Grosso, São Paulo), Paraguai (Monné, 2005b). **NOVO REGISTRO** para Minas Gerais (Viçosa).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Janeiro, 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 8

Oncideres Lepeletier & Audinet-Serville, 1830

Oncideres dejeanii Thomson, 1868 (Fig. 148)

Distribuição: Brasil (Ceará a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Anacardium occidentale* Linnaeus, *Astronium fraxinifolium* Schott, *Lithraea brasiliensis* March, *Mangifera indica* Linnaeus, *Tapirira marchandii* Engler (Anacardiaceae), *Annona cherimola* Miller, *A. coriacea* Martius, *A. squamosa* Linnaeus, *Xylopia grandiflora* A. Saint-Hilaire (Annonaceae), *Tabebuia* sp., *Tecoma longiflora* Bureau & K.Schum., *T. ochracea* Chamisso (Bignoniaceae), *Ceiba anfractuosa* (de Candolle) M. Gómez (Bombacaceae), *Patagonula americana* Linnaeus (Boraginaceae), *Caesalpinia peltophoroides* Benth, *Cassia laevigata* Willd., *Delonix regia* (hooker) Rafinesque-Schmaltz, *Hymenaea courbaril* Linnaeus, *H. stilbocarpa* Heyne, *Schizolobium excelsum* Vogel, *S. parahybum* Vell. Blake (Caesalpiniaceae), *Casuarina equisetifolia* Linnaeus (Casuarinaceae), *Cupressus glauca* Lamarck (Cupressaceae), *Croton floribundus* Sprengel, *C. urucurana* Baillon, *Mabea angustifolia* Spreng. Ex Benth, *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax.(Euphorbiaceae), *Carpotroche brasiliensis* (Raddi) A. Gray (Caesalpiniaceae), *Persea americana* P. Miller (Lauraceae), *Cedrela fissilis* Velloso, *C. glaziovii* C. de Candolle (Meliaceae), *Acacia dealbata* Link, *A. decurrens* Willdenow, *A. decurrens mollis* Lindl., *A. mearnsi* De Wilderman, *A. melanoxylum* R. Brown, *A. polyphylla* de Candolle, *Mimosa scrabella* Benth, *M. sordida* Benth, *Parapiptadenia rigida* (Benth) Brenam (Mimosaceae), *Broussonetia papyrifera* Linnaeus, *Ficus benjamina* Linnaeus, *F. pohliana* Miquel, (Moraceae), *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, *Myrciaria cauliflora* (de Candolle) Berg. (Myrtaceae), *Centrolobium robustum* (Velloso) Martius ex Benth, *C. tomentosum* Guillemain ex Benth, *Myrocarpus frondosus* Allemão (Papilionaceae), *Coccoloba martii* Meissn. (Polygonaceae), *Grevillea robusta* A. Cunn. Ex R.Br. (Proteaceae),

Eriobotrya japonica (Thunb.) Lindley, *Pyrus communis* Linnaeus (Rosaceae), *Citrus aurantium* Linnaeus, *C. sinensis* (Linnaeus) Osbeck, *Galipea jasminiflora* (A. Saint – Hilaire) Engler (Rutaceae), *Salix babylonica* Linnaeus (Salicaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Seis machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1982, Janeiro 1983, Março 1987, Fevereiro e Abril 1997, Dezembro 2006.

Comprimento total (mm): ♂ = 20 - 28

Oncideres impluviata (Germar, 1824) (Fig. 149)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Ilex paraguariensis* A. Saint-Hilaire (Aquifoliaceae), *Bauhinia forficata* Link., *Cercis siliquastrum* Linnaeus, *Gleditschia amorphoides* (Grisebach) Taub. (Caesalpiniaceae), *Acacia dealbata* Link, *A. decurrens* Willdenow, *A. decurrens mollis* Lindl., *A. decurrens mollissima* Willdenow, *A. mearnsi* De Wilderman, *Mimosa scabrella* Bentham, *M. sordida* Bentham, *Parapiptadenia rigida* (Bentham) Brenam (Mimosaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Importância: É uma praga que ataca a acácia negra, essência usada para a extração de tanino no Brasil meridional (Martins, 1997).

Método de coleta: Quatro fêmeas e dois machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Outubro 1987, Novembro 1996; Outubro 2006, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 13, ♀ = 15 - 19

Oncideres saga (Dalman, 1823) (Fig. 150)

Distribuição: Brasil (Goiás, Minas Gerais a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Misiones, Chaco) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Mangifera indica* Linnaeus (Anacardiaceae), *Cassia fistula* Linnaeus, *Delonix regia* (Hooker) Rafinesque-Schamltz, *Schizolobium excelsum* Vogel, *S. parahybum* (Vell.) S.F.Blake, *Tamarindus indica* Linnaeus (Caesalpiniaceae), *Casuarina equisetifolia* Linnaeus (Casuarinaceae), *Maytenus gonoclada* Martius (Celastraceae), *Nectandra* sp., *Persea americana* P. Miller (Lauraceae), *Acacia dealbata* Link, *A. decurrens* Willdenow, *A. decurrens mollis* Lindl., *A. mangium* Willdenow, *A.*

melanoxyton R. Brown, *A. trinervis* Desv., *Albizia falcataria* (Linnaeus) Fosberg, *A. lebeck* (Linnaeus) Benth., *Inga edulis* Martius, *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, *Mimosa bracaatinga* Hoehne, *M. scrabella* Benth., *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan, *Parkia pendula* (Willdenow) Benth. ex Walp., *Piptadenia communis* Benth., *P. gonoacantha* Macbride, *Pithecolobium saman* (Jacq.) Benth., *Prosopis alba* Grisebach, *P. nigra* (Grisebach) Hieronymus (Mimosaceae), *Lonchocarpus* sp. (Papilionaceae), *Pinus rigida* Miller (Pinaceae), *Prunus persica* (Linnaeus) Batsch, *Pyrus communis* Linnaeus (Rosaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Quatro fêmeas e dois machos coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Abril 1983, Março 1987, Maio 1988, Outubro 1992, Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 20 -23, ♀ = 17 - 24

Oncideres ulcerosa (Germar, 1824) (Fig. 151)

Distribuição: Brasil (Espírito Santo a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Anacardium occidentale* Linnaeus, *Mangifera indica* Linnaeus, *Schinus terebenthifolius* Raddi, *Spondias mombin* Linnaeus, *Tapirira guianensis* Aublet (Anacardiaceae), *Ilex paraguariensis* A. Saint-Hilaire (Aquifoliaceae), *Delonix regia* (Hooker) Rafinesque-Schmaltz (Caesalpinaceae), *Persea americana* P. Miller (Lauraceae), *Acacia* sp. (Mimosaceae), *Ficus microcarpa* L. F. var. *nitida* (King) (Moraceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1987, Novembro 2006.

Comprimento total (mm): ♀ = 20 -21

Pseudobeta Zajciw, 1972

Pseudobeta doris (Thomson, 1868) (Fig. 152)

Distribuição: Brasil (Bahia a Santa Catarina) (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Duas fêmeas coletadas com armadilha luminosa.

Data de coleta: Novembro 1987, Janeiro 2007.

Comprimento total (mm): ♀ = 12 - 16

Trachysomus Audinet-Serville, 1835

Trachysomus fragifer (Kirby, 1818) (Fig. 153)

Distribuição: Brasil (Minas Gerais a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Patagonula americana* Linnaeus (Boraginaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Fevereiro 1983.

Comprimento total (mm): ♀ = 14

Trestonia Buquet, 1859

Trestonia capreola (Germar, 1824) (Fig. 154)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Forsteronia thyrsoides* (Velloso) Muller-Argoviensis (Apocynaceae), *Persea americana* P.Miller (Lauraceae), *Ficus subtriplinervia* Martius (Moraceae), *Cajanus indicus* Sprengel (Papilionaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Um macho e uma fêmea coletados com armadilha luminosa, um macho coletado com isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo e um macho coletado com isca de banana.

Data de coleta: Março 1987, Dezembro 2006, Fevereiro e Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 13, ♀ = 10 -12

Tribo Polyrrhaphidini Thomson, 1860

Polyrrhaphis Audinet-Serville, 1835

Polyrrhaphis spinipennis Laporte, 1840 (Fig. 155)

Distribuição: Brasil (Bahia a Rio Grande do Sul), Paraguai, Argentina, Uruguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: *Piptadenia* sp. (Mimosaceae), *Ficus carica* Linnaeus, *F. guapoi* Hassl., *F. pohliana* Miquel (Moraceae), *Myrcia jaboticaba* Baillon, *Psidium guajava* Linnaeus (Myrtaceae) (Monné, 2002a, 2004).

Método de coleta: Uma fêmea coletada com armadilha luminosa.

Data de coleta: Dezembro 1994.

Comprimento total (mm): ♀ = 23

Tribo Pteropliini Thomson, 1860

Rhaphiptera Audinet-Serville, 1835

Rhaphiptera affinis Thomson, 1868 (Fig. 156)

Distribuição: Brasil (Rio de Janeiro a Rio Grande do Sul), Paraguai (Monné, 2005b).

Plantas-hospedeiras: Sem registro.

Método de coleta: Seis machos e duas fêmeas coletados com armadilha luminosa.

Data de coleta: Maio, Junho e Dezembro 2006, Janeiro, Fevereiro e Março 2007.

Comprimento total (mm): ♂ = 19 – 24, ♀ = 23 - 25



Fig. 11



Fig. 12



Fig. 13



Fig. 14



Fig. 15



Fig. 16



Fig. 17



Fig. 18



Fig. 19



Fig. 20

Figs. 11-15. PARANDRINAE: 11, *Acutandra murrayi* (Lameere, 1912), macho, 15 mm; 12, *Hesperandra (Tavandra) longicollis* (Thomson, 1861), fêmea, 13 mm; 13, *Hesperandra (Tavandra)* sp., fêmea, 21 mm; 14, *Hesperandra (Zikandra) glabra* DeGeer, macho, 23 mm; 15, *Hesperandra (Zikandra) glabra* DeGeer, fêmea, 25 mm. Figs. 16-20. PRIONINAE: 16, *Ctenoscelis (Ctenoscelis) acanthopus* (Germar, 1824), fêmea, 73 mm; 17, *Hephialtes ruber* (Thunberg, 1822), macho, 24 mm; 18, *Mallodon spinibarbis* (Linnaeus, 1758), macho, 40 mm; 19, *Mallodon spinibarbis* (Linnaeus, 1758), fêmea, 46 mm; 20, *Strongylaspis batesi* Lameere, 1903, fêmea, 28 mm.



Fig. 21



Fig. 22



Fig. 23



Fig. 24



Fig. 25



Fig. 26



Fig. 27



Fig. 28



Fig. 29

Fig. 21. LEPTURINAE: *Strangalia fulvicornis* (Bates, 1872), fêmea, 14 mm.
 Figs. 22-29. CERAMBYCINAE: 22, *Achryson surinamum* (Linnaeus, 1767), fêmea, 20 mm; 23, *Chlorida costata* Audinet - Serville, 1834, fêmea, 33 mm; 24, *Jupoata rufipennis* (Gory, 1831), fêmea, 36 mm; 25, *Coleoxestia corvina* (Germar, 1824), fêmea, 33 mm; 26, *Coleoxestia denticornis* (Gahan, 1892), fêmea, 29 mm; 27, *Coleoxestia vittata* (Thomson, 1860), fêmea, 23 mm; 28, *Criodion tomentosum* Audinet - Serville, 1833, fêmea, 45 mm; 29, *Poeciloxestia dorsalis* (Thomson, 1860), fêmea, 29 mm.



Fig. 30



Fig. 31



Fig. 32



Fig. 33



Fig. 34



Fig. 35



Fig. 36



Fig. 37



Fig. 38

Figs. 30-38. CERAMBYCINAE: 30, *Poeciloxestia melzeri* Lane, 1965, macho, 26 mm; 31, *Sphalotrichus spadiceus* (Gahan, 1892), macho, 40 mm; 32, *Xestiodion similis* (Melzer, 1920), fêmea, 22 mm; 33, *Mecometopus insignis* Chevrolat, 1862, fêmea, 10 mm; 34, *Aglaoschema haemorrhoidale* (Germar, 1824), macho, 9 mm; 35, *Aglaoschema ventrale* (Germar, 1824), fêmea, 18 mm; 36, *Pantomallus pallidus* Aurivillius, 1923, macho, 25 mm; 37, *Pantomallus pallidus* Aurivillius, 1923, fêmea, 23 mm; 38, *Susuacanga octoguttata* (Germar, 1821), macho, 33 mm.



Fig. 39



Fig. 40



Fig. 41



Fig. 42



Fig. 43



Fig. 44



Fig. 45



Fig. 46



Fig. 47

Figs. 39-47. CERAMBYCINAE: 39, *Susuacanga octoguttata* (Germar, 1821), fêmea, 31 mm; 40, *Uncieburia nigricans* (Gounelle, 1909), fêmea, 20 mm; 41, *Ambonus distinctus* (Newman, 1840), fêmea, 21 mm; 42, *Eurysthea hirta* (Kirby, 1818), fêmea, 17 mm; 43, *Eurysthea lacordairei* (Lacordaire, 1869), fêmea, 23 mm; 44, *Nyssicostylus subopacus* (Bates, 1885), fêmea, 13 mm; 45, *Periboeum terminatum* (Perroud, 1855), fêmea, 9 mm; 46, *Sphaerion cyanipenne* Audinet Serville, 1834, fêmea, 15 mm; 47, *Sphaerion exutum* (Newman, 1841), fêmea, 17 mm.



Fig. 48



Fig. 49



Fig. 50



Fig. 51



Fig. 52



Fig. 53



Fig. 54



Fig. 55



Fig. 56

Figs. 48-56. CERAMBYCINAE: 48, *Stizocera consobrina* Gounelle, 1909, fêmea, 14 mm; 49, *Eusapia amazonica* (White, 1855), fêmea, 14 mm; 50, *Tippmannia rhamnusioides* (Tippman, 1953), macho, 17 mm; 51, *Chrysoprasis linearis* Bates, 1870, fêmea, 9 mm; 52, *Gnomidolon elegantulum* Lameere, 1864, fêmea, 7,5 mm; 53, *Compsibidion cleophile* (Thomson, 1865), macho, 15 mm; 54, *Heterachthes laesicollis* (Germar, 1824), fêmea, 15 mm; 55, *Tropidion calciope* (Thomson, 1867), macho, 13 mm; 56, Não Determinado, fêmea, 8 mm.



Fig. 57



Fig. 58



Fig. 59



Fig. 60



Fig. 61



Fig. 62



Fig. 63



Fig. 64



Fig. 65

Figs. 57-65. CERAMBYCINAE: 57, *Atenizus laticeps* Bates, 1867, fêmea, 7 mm; 58, *Neoeme annulicornis* (Buquet, 1859), fêmea, 18 mm; 59, *Temnopsis megacephala* (Germar, 1824), fêmea, 20 mm; 60, *Acorethra aureofasciata* Gounelle, 1911, fêmea, 10 mm; 61, *Disaulax hirsuticornis* (Kirby, 1818), fêmea, 18 mm; 62, *Nesosmodicum gracile* (Melzer, 1923), macho, 8 mm; 63, *Smodicum longicorne* Martins, 1975, fêmea, 9 mm; 64, *Coccoderus novempunctatus* (Germar, 1824), fêmea, 34 mm; 65, *Praxithea derourei* (Chabrillac, 1857), macho, 29 mm.



Fig. 66



Fig. 67



Fig. 68



Fig. 69



Fig. 70



Fig. 71



Fig. 72



Fig. 73



Fig. 74

Figs. 66-69. CERAMBYCINAE: 66, *Andraegoidus rufipes zonatus* (Dalman, 1823), macho, 15 mm; 67, *Batus hirticornis* (Gyllenhal, 1817), macho, 20 mm; 68, *Batus hirticornis* (Gyllenhal, 1817), fêmea, 19 mm; 69, *Chydarteres dimidiatus* (Fabricius, 1787), macho, 18 mm. Figs. 70-74. LAMIINAE: 70, *Anisopodus haliki* Martins, 1974, fêmea, 9 mm; 71, *Lasiolepturges zikani* Melzer, 1928, macho, 7 mm; 72, *Leiopus convexus* Melzer, 1934, fêmea, 6 mm; 73, *Lepturges (Chaeturges) laetus* Melzer, 1928, macho, 6 mm; 74, *Lepturges (Chaeturges)* sp., macho, 5 mm.



Fig. 75



Fig. 76



Fig. 77



Fig. 78



Fig. 79



Fig. 80



Fig. 81



Fig. 82



Fig. 83

Figs. 75-83. LAMIINAE: 75, *Lepturges (Lepturges) amabilis* Bates, 1863, macho, 5 mm; 76, *Lepturges (Lepturges) fischeri* Melzer, 1928, macho, 6 mm; 77, *Lepturges* sp. 1, macho, 10 mm; 78, *Lepturges* sp. 2, macho, 10 mm; 79, *Lophopoeum timbouvae* Lameere, 1884, fêmea, 6 mm; 80, *Nealcidion bicristatum* (Bates, 1863), fêmea, 11 mm; 81, *Nealcidion bispinum* (Bates, 1863), fêmea, 7 mm; 82, *Nealcidion venosum* (Bates, 1880), fêmea, 11 mm; 83, *Nyssodrycina lignaria* (Bates, 1864), fêmea, 7 mm.



Fig. 84



Fig. 85



Fig. 86



Fig. 87



Fig. 88



Fig. 89



Fig. 90



Fig. 91



Fig. 92

Figs. 84-92. LAMIINAE: 84, *Oedopeza umbrosa* (Germar, 1824), macho, 12 mm; 85, *Oedopeza umbrosa* (Germar, 1824), fêmea, 12 mm; 86, *Ozineus* sp., fêmea, 9 mm; 87, *Pentheochaetes turbidus* Melzer, 1934, fêmea, 6 mm; 88, *Pentheochaetes* sp., macho, 6 mm; 89, *Pertyia sericea* (Perty, 1832), fêmea, 8 mm; 90, *Pseudocriopsis modesta* Melzer, 1931, fêmea, 9 mm; 91, *Tropidozineus fulveolus* (Lameere, 1884), fêmea, 9 mm; 92, *Tropidozineus ignobilis* (Bates, 1863), fêmea, 5 mm.



Fig. 93



Fig. 94



Fig. 95



Fig. 96



Fig. 97



Fig. 98



Fig. 99



Fig. 100



Fig. 101

Figs. 93-101. LAMIINAE: 93, *Tropidozineus rotundicollis* (Bates, 1863), fêmea, 6 mm; 94, *Trypanidius dimidiatus* Thomson, 1860, fêmea, 15 mm; 95, *Urgleptes* sp., fêmea, 6 mm; 96, *Xylergatoides asper* (Bates, 1864), fêmea, 14 mm; 97, *Aegoschema adpersum* (Thomson, 1860), fêmea, 23 mm; 98, *Ateralphus dejeani* (Lane, 1973), fêmea, 13 mm; 99, *Ateralphus subcellatus* (White, 1855), fêmea, 11 mm; 100, *Macropophora accentifer* (Olivier, 1795), fêmea, 27 mm; 101, *Nesozoneus bucki* (Breuning, 1954); fêmea, 5 mm.



Fig. 102



Fig. 103



Fig. 104



Fig. 105



Fig. 106



Fig. 107



Fig. 108



Fig. 109



Fig. 110

Figs. 102-110. LAMIINAE: 102, *Oreodera omissa* Melzer, 1932, fêmea, 13 mm; 103, *Oreodera sexplagiata* Melzer, 1931, fêmea, 13 mm; 104, *Plistonax inopinatus* Lane, 1960, fêmea, 13 mm; 105, *Psapharochrus atrosignatus* (Melzer, 1932), fêmea, 16 mm; 106, *Psapharochrus jaspideus* (Germar, 1824), fêmea, 14 mm; 107, *Psapharochrus* sp., macho, 10 mm; 108, Não Determinado, macho, 10 mm; 109, *Steirastoma stellio* Pascoe, 1866, fêmea, 18 mm; 110, *Zikanita perpulchra* Lane, 1943, fêmea, 15 mm.



Fig. 111



Fig. 112



Fig. 113



Fig. 114



Fig. 115



Fig. 116



Fig. 117



Fig. 118



Fig. 119

Figs. 111-119. LAMIINAE: 111, *Holoaerenica multipunctata* (Lepelletier & Audinet - Serville, 1825), fêmea, 13 mm; 112, *Pseudophaula porosa* (Bates, 1881), fêmea, 16 mm; 113, *Recchia albicans* (Guérin Menévillle, 1831), fêmea, 16 mm; 114, *Recchia lanei* Martins & Galileo, 1985, macho, 13 mm; 115, *Hippopsis (Hippopsis) tuberculata* Galileo & Martins, 1988, macho, 11 mm; 116, *Onychocerus aculeicornis* (Kirby, 1818), macho, 13 mm; 117, *Scleronotus scabrosus* Thomson, 1860, fêmea, 12 mm; 118, *Bisaltes bimaculatus* Aurivillius, 1904, fêmea, 11 mm; 119, *Rosalba digna* (Melzer, 1934), macho, 6,5 mm.



Fig. 120



Fig. 121



Fig. 122



Fig. 123



Fig. 124



Fig. 125



Fig. 126



Fig. 127



Fig. 128

Figs. 120-128. LAMIINAE: 120, *Callia xanthomera* Redtenbacher, 1867, macho, 4,5 mm; 121, *Drycothaea* sp., fêmea, 10 mm; 122, *Colobothea cassandra* (Dalman, 1823), macho, 20 mm; 123, *Desmiphora (Desmiphora) intonsa* (Germar, 1824), macho, 6 mm; 124, *Estola* sp. 1, fêmea, 8 mm; 125, *Estola* sp. 2, macho, 8 mm; 126, *Estola* sp. 3, fêmea, 7 mm; 127, *Estola* sp. 4, macho, 6 mm; 128, *Euestola fasciata* Martins & Galileo, 1997, macho, 6 mm.



Fig. 129



Fig. 130



Fig. 131



Fig. 132



Fig. 133



Fig. 134



Fig. 135



Fig. 136



Fig. 137

Figs. 129-137. LAMIINAE: 129, *Ischnolea* sp., macho, 8 mm; 130, *Mimasyngenes* sp., fêmea, 5 mm; 131, *Parischnolea excavata* Breuning, 1942, fêmea, 4 mm; 132, *Gisostola* sp., fêmea, 13 mm; 133, *Obereoides setulosus* (Aurivillius, 1920), fêmea, 11 mm; 134, *Udamina leprieurii* Thomson, 1868, fêmea, 16 mm; 135, *Adesmus sexguttatus* (Lucas, 1857), fêmea, 8 mm; 136, *Gagarinia mniszechii* (Chabrilac, 1857), fêmea, 15 mm; 137, *Taeniotes farinosus* (Linnaeus, 1758), fêmea, 30 mm.



Fig. 138



Fig. 139



Fig. 140



Fig. 141



Fig. 142



Fig. 143



Fig. 144



Fig. 145



Fig. 146

Figs. 138-146. LAMINNAE: 138, *Cacostola brasiliensis* Thomson, 1868, fêmea, 9 mm; 139, *Hesycha microphthalma* Martins & Galileo, 1990, fêmea, 9 mm; 140, *Hesychotypa miniata* Thomson, 1868, macho, 18 mm; 141, *Hypsioma gibbera* Audinet Serville, 1835, fêmea, 18 mm; 142, *Hypsioma opalina* Dillon & Dillon, 1945, fêmea, 15 mm; 143, *Hypsioma pylades* Dillon & Dillon, 1945, fêmea, 15 mm; 144, *Lochmaeocles congener* (Thomson, 1868), fêmea, 25 mm; 145, *Lochmaeocles fasciatus* (Lucas, 1857), macho, 22 mm; 146, *Lochmaeocles sladeni* (Gahan, 1903), fêmea, 24 mm.



Fig. 147



Fig. 148



Fig. 149



Fig. 150



Fig. 151



Fig. 152



Fig. 155



Fig. 153



Fig. 154



Fig. 156

Figs. 147-156. LAMIINAE: 147, *Lydipta conspersa* (Aurivillius, 1922), fêmea, 8 mm; 148, *Oncideres dejeanii* Thomson, 1868, macho, 25 mm; 149, *Oncideres impluviata* (Germar, 1824), fêmea, 19 mm; 150, *Oncideres saga* (Dalman, 1823), macho, 23 mm; 151, *Oncideres ulcerosa* (Germar, 1824), fêmea, 21 mm; 152, *Pseudobeta doris* (Thomson, 1868), fêmea, 16 mm; 153, *Trachysomus fragifer* (Kirby, 1818), fêmea, 14 mm; 154, *Trestonia capreola* (Germar, 1824), macho, 13 mm; 155, *Polyrhaphis spinipennis* Laporte, 1840, fêmea, 23 mm; 156, *Rhaphiptera affinis* Thomson, 1868, fêmea, 23 mm.

3.3 Chaves para a identificação dos Cerambycidae da EPTEAMP.

A maioria dos exemplares capturados foi identificada, exceto quatorze morfotipos que foram determinados até nível de gênero e dois só até nível de tribo. Os últimos pertencem à tribo Ibdionini (Fig. 56) e à tribo Acanthoderini (Fig. 108). Provavelmente todas estas espécies sejam novas, o que contribui ainda mais para o conhecimento da fauna de cerambicídeos da EPTEAMP e padrões de distribuição geográfica das espécies na Mata Atlântica (domínio: Floresta Subcadocifólia) de Minas Gerais e Brasil.

NOTA: As características entre parênteses são exclusivas dos taxóns referidos.

3.3.1 Chave para as subfamílias de Cerambycidae (Figs. 157–167) (Baseado em Linsley, 1962 e Villiers, 1980).

- 1 Tarsos pentâmeros (Fig. 157); terceiro segmento tarsal inteiro ou fracamente emarginado; protórax quadrangular com margens carenadas**Parandrinae** Blanchard, 1845 (pág. 101)
- 1' Tarsos pseudotetrâmeros (Fig. 158), terceiro segmento tarsal bilobado; protórax não como acima2
- 2(1') Cabeça hipognata (Fig. 159); último segmento dos palpos maxilares fusiforme (Fig. 160); tíbia anterior com sulco
.....**Lamiinae** Latreille, 1825 (pág. 121)
- 2' Cabeça prognata ou subvertical (Fig. 161); último segmento do palpo maxilar arredondado ou truncado no ápice (Fig. 162); tíbia anterior sem sulco3
- 3(2') Pronoto com margem lateral crenulada (Fig. 163); coxas anteriores fortemente transversas (Fig. 164); mesonoto sem área estridulatória
.....**Prioninae** Latreille, 1804 (pág. 102)
- 3' Pronoto sem margem lateral crenulada; coxas anteriores geralmente arredondadas ou cônicas (Figs. 165 e 166); mesonoto com uma área estridulatória finamente estriada.....4
- 4(3') Cabeça alongada, estreita atrás dos olhos (Fig. 167); coxas anteriores cônicas; (protórax campaniforme)
.....**Lepturinae** Latreille, 1804 (pág. 103)

- 4' Cabeça não alongada e estreita atrás dos olhos; coxas anteriores geralmente arredondadas**Cerambycinae** Latreille, 1802 (pág. 104)

SUBFAMÍLIA PARANDRINAE

Cabeça prognata; antenas curtas, inseridas na frente dos olhos, perto da base das mandíbulas, glabras; antenômeros III – XI com áreas sensoriais profundas divididas por carenas longitudinais; olhos pequenos, verticais, convexos, fracamente emarginados, grosseiramente facetados; mandíbulas grandes e falciformes nos machos, menores e pouco arqueadas nas fêmeas; palpos com último segmento truncado no ápice. Pronoto com carena nas margens laterais, lados inteiros sem espinhos ou dentes; coxas anteriores transversas; mesonoto sem placa estridulatória. Pernas curtas, fêmures e tíbias comprimidas, tarsos finos, com cinco segmentos, terceiro segmento inteiro ou ligeiramente emarginado; empódio pequeno, fino, às vezes reduzido, com uma ou mais setas. Élitros com lados paralelos, ápices arredondados (Linsley, 1962).

Podem encontra-se debaixo das cascas de troncos em decomposição, às vezes em colônias pequenas de cerca de dez indivíduos (Villiers, 1980). As larvas são brocas de troncos mortos de Angiospermae e de Dicotiledôneas (Duffy, 1953, 1960). Monné (2006) registrou 3 gêneros e 38 espécies para a Região Neotropical.

Tribo Parandrini

3.3.2 Chave para as espécies da tribo Parandrini (Figs. 11-15; 168-173)

(Baseado em Santos-Silva, 2002, 2003)

- 1 Borda anterior e posterior do pronoto angulosas (Fig. 168); empódio tarsal oculto, com uma cerda (Fig. 169); macho e fêmea com mandíbulas não falciformes
***Acutandra murrayi*** (Lameere, 1912) (Fig. 11)
- 1' Borda anterior e posterior do pronoto arredondadas (Fig. 170); empódio tarsal exposto, com duas ou mais cerdas (Fig. 171); macho com mandíbulas grandes e falciformes2
- 2(1') Projeção da borda ocular posterior saliente (Fig. 172); pronoto retangular (mais longo do que largo)3

- 2' Projeção da borda ocular posterior não saliente (Fig. 173); pronoto quadrangular.....
 ***Hesperandra (Zikandra) glabra*** (De Geer, 1774) (Fig. 14 e 15)
- 3(2) Empódio tarsal anterior com duas cerdas; coloração geral castanho-clara; élitros com pontuações grossas.....
 ***Hesperandra (Tavandra) longicollis*** (Thomson, 1861) (Fig. 12)
- 3' Empódio tarsal anterior com quatro cerdas; coloração geral castanho-avermelhada; élitros com pontuações finas
 ***Hesperandra (Tavandra) sp.*** (Fig. 13)

SUBFAMÍLIA PRIONINAE

Ampla distribuição mundial, bem representada nas zonas tropicais do planeta (Monné, 1995).

A cabeça é oblíqua e subvertical. As antenas estão inseridas perto da base das mandíbulas e ultrapassam a base do pronoto; são glabras e serradas ou flabeladas nos machos. Os olhos são grandes com facetas grossas; as mandíbulas são largas e arqueadas; o último segmento dos palpos maxilares é truncado no ápice. O pronoto apresenta as margens laterais expandidas, crenuladas, com espinhos ou dentes. Mesonoto sem placa estridulatória. Os élitros são geralmente achatados, compridos e subparalelos. As pernas são robustas, com fêmures e tíbias compridos (Vives, 2000).

Cerambícideos de hábitos crepusculares ou noturnos, que podem ser atraídos pela luz. As espécies de maior tamanho encontram-se nesta subfamília (Galileo & Martins, 2006; Vives, 2000). Observa-se dimorfismo sexual na forma e escultura da cabeça e do protórax. Os adultos não estridulam com o abdômen e seus tarsos anteriores podem girar aproximadamente 300° (Hequet, 1996). As larvas broqueiam troncos mortos, secos e possuem longo período de desenvolvimento (um a três anos); atingem seus últimos estágios com a madeira em um estado avançado de decomposição (Marinoni *et al.*, 2003). Algumas espécies de *Prionus* atacam raízes expostas de árvores e gramíneas (Linsley, 1961). As larvas de *Ctenoscelis acanthopus* e de *Mallodon spinibarbis* foram observadas em

madeira viva (Zikán & Zikán, 1946). Alguns povos utilizam as larvas na alimentação (Galileo & Martins, 2006).

3.3.3 Chave para as tribos da subfamília Prioninae (Figs. 174-175)

(Baseado em Linsley, 1962)

- 1 Olhos ligeiramente emarginados (Fig. 174)**Macrotomini**
- 1' Olhos emarginados (Fig. 175)**Callipogonini**

3.3.4 Chave para as espécies das tribos Callipogonini e Macrotomini

(Figs. 16-20; 176– 178)

Nota: Devido às dificuldades para separar as espécies das duas tribos, foi feita só uma chave para elas.

- 1 Tíbias com duas fileiras de espinhos; comprimento 73 mm; (lados do protórax distintamente expandidos e crenulados; tegumento preto)**Ctenoscelis (Ctenoscelis)acanthopus** (Germar, 1824) (Fig. 16)
- 1' Tíbias sem espinhos; menores dimensões (21 – 64 mm)2
- 2(1') Élitros opacos, pontuados, terço basal com grânulos; escutelo com grânulos (Fig. 176)**Strongylaspis batesi** Lameere, 1903 (Fig. 20)
- 2' Élitros brilhantes, sem grânulos; escutelo liso e sem grânulos.....3
- 3(2') Lados do protórax expandidos, crenulados e com pontuação grossa e densa; escapo longo, deprimido e curvo (Fig. 177); tegumento castanho - escuro
.....**Mallodon spinnibarbis** (Linnaeus, 1758) (Figs. 18 e 19)
- 3' Lados do protórax menos expandidos, crenulação e pontuação pouco aparente; escapo curto, cilíndrico e robusto (Fig. 178); tegumento castanho**Hephialtes ruber** (Thunberg, 1822) (Fig. 17)

SUBFAMÍLIA LEPTURINAE

Esta subfamília é quase exclusiva do hemisfério Norte. É mais abundante na região holártica, com poucos representantes neotropicais (Vives, 2000).

Os membros desta subfamília apresentam cabeça alongada e prognata. As antenas inserem-se diante dos olhos que são finamente facetados. As mandíbulas são largas, agudas e com franjas de pêlos. O pronoto carece de

borda lateral. O mesonoto tem uma placa estridulatória inteira. As pernas são compridas e finas. São pseudotetrâmeros. Os élitros são subcônicos, com ápice variável (Vives, 2000).

Besouros diurnos e se alimentam geralmente de pólen, estames e néctar, raramente comem raízes. A larva desenvolve-se em troncos caídos, quando em árvore viva alojam-se nas partes mortas ou danificadas (Linsley, 1961). Monné (2006) registrou 51 gêneros e 240 espécies na Região Neotropical.

Tribo Lepturini

***Strangalia fulvicornis* (Bates, 1872)**

(Fig. 21)

Fêmea (14 mm). Corpo fino e alongado; cabeça negra, alongada e prognata; antenas curtas, atingem o terço médio dos élitros, pretas, inseridas na frente dos olhos; antenômeros VI – XI achatados dorso-ventralmente; olhos arredondados e finamente facetados; mandíbulas com franjas de pêlos; pronoto trapezoidal com os ângulos posteriores agudos, preto, recoberto por pubescência amarelada, bordas laterais e posterior alaranjadas; coxas anteriores cônicas; pernas longas; fêmures com coloração preta e laranja; tíbias e tarsos pretos; metatíbias mais longas que as pro- e mesotíbias; élitro cuneiforme, com uma mancha amarela contínua que vai desde a base e desce pela borda lateral externa e uma mancha amarela transversa no terço apical; ápices elitrais oblíquamente acuminados.

SUBFAMÍLIA CERAMBYCINAE

Esta é a segunda subfamília mais importante pelo número de espécies (Hequet, 1996) Tem distribuição cosmopolita e é especialmente numerosa nas zonas quentes e tropicais do planeta (Vives, 2000).

Nesta subfamília, os exemplares podem ser reconhecidos pelo aspecto alongado e subparalelo do corpo, cabeça subvertical, palpos labiais truncados e espatulados no ápice, olhos grandes e emarginados que envolvem a base das antenas, mandíbulas agudas, pronoto geralmente arredondado sem carena lateral, área estridulatória do mesonoto larga e não

dividida, tegumento glabro ou recoberto por pubescência fina e curta (Galileo & Martins, 2006).

As espécies podem dividir-se em diurnas e noturnas. As primeiras são caracterizadas pelos olhos finamente facetados e tegumento com cores vistosas e as segundas pelos olhos grosseiramente facetados e coloração em geral escurecida (Galileo & Martins, 2006). Monné (2005) quantificou 716 gêneros e 3789 espécies na Região Neotropical.

A maioria das larvas são brocas de madeira morta, mas algumas atacam as plantas vivas, causando a morte. Os adultos alimentam-se de pólen, estames, néctar e frutos; outros comem pecíolos e folhas, muitos preferem seiva exudada, alguns seccionam as cascas dos galhos e os adultos de *Elitroleptus* (Pteroplatini) seriam predadores de Lycidae (Marinoni *et al.*, 2003)

3.3.5 Chave para as tribos da subfamília Cerambycinae (Figs. 179-202)

- 1 Olhos finamente facetados (Fig. 179)2
- 1' Olhos grosseiramente facetados (Fig. 180)7
- 2(1) Élitros reduzidos, alcançam a metade do primeiro segmento abdominal (Fig. 181)**Rhinotragini** (pág. 113)
- 2' Élitros recobrem todo o abdomen em vista dorsal3
- 3(2') Antenas com numerosos tufos de pêlos (pedicelo – antenômero V) (Fig. 182)**Rhopalophorini** (pág. 114)
- 3' Antenas sem tufos de pêlos4
- 4(3') Lados do protórax com tubérculos (Fig. 183); fêmeas com escova de pêlos no oitavo esternito (Fig. 184)**Trachyderini** (pág. 115)
- 4' Lados do protórax sem tubérculos (Fig. 185); fêmeas sem escova de pêlos no oitavo esternito 5
- 5(4') Antenas curtas, no máximo, alcançam o terço basal dos élitros**Clytini** (pág. 109)
- 5' Antenas longas, ultrapassam o terço basal dos élitros6
- 6(5') Metatarsômero I longo, três vezes o comprimento do II (Fig. 186)**Heteropsini** (pág. 112)
- 6' Metatarsômero I curto, apenas 1/3 mais longo que II (Fig. 187)**Compsocerini** (pág. 110)

7(1')	Antenômero III com espinho no ápice interno (Fig. 188)	
	Elaphidiini (pág. 110)
7'	Antenômero III sem espinho no ápice interno (Fig. 189)	8
8(7')	Élitros com cerdas semieretas, longas, esbranquiçadas, esparsas (Fig. 190) (ápices elitrais com um espinho externo)	
	Elaphidiini (<i>Eurysthea hirta</i>) (pág. 111)
8'	Élitros sem cerdas longas	9
9(8')	Processo prosternal laminiforme (Fig. 191); olhos com pêlos entre os omatídios (Fig. 192)	10
9'	Processo prosternal estreito a alargado, não laminiforme; olhos sem pêlos entre os omatídios	11
10(9)	Ápice dos élitros com espinho longo; protórax sem constrição basal (Fig. 193)	Achrysonini (pág. 107)
10'	Ápices dos élitros inermes; protórax com constrição basal bem marcada (Fig. 194) (exceto em <i>Atenizus laticeps</i>)	
	Oemini (pág. 113)
11(9')	Élitros com manchas ebúrneas (Fig. 195)	Eburiini (pág. 110)
11'	Élitros sem manchas ebúrneas.....	12
12(11')	Corpo achatado dorso-ventralmente (Fig. 196)	
	Smodicini (pág. 114)
12'	Corpo cilíndrico.....	13
13(11')	Protórax cilíndrico alongado, distintamente mais longo do que largo (Fig. 197); sem projeções laterais	14
13'	Protórax com outro aspecto, com ou sem projeções laterais.....	15
14(13)	Metafêmures com espinho longo apical externo (Fig. 198)	
	Hexoplonini (pág. 112)
14'	Metafêmures inermes ou com dois espinhos curtos	
	Ibidionini (pág. 112)
15(13')	Lados do protórax com espinho	16
15'	Lados do protórax sem espinho, quando há projeções são tubérculos rombos	17
16(15)	Pronoto com estrias transversais profundas (Fig. 199), élitros sem carenas	Cerambycini (<i>Cerambycina</i>) (pág. 108)

- 16' Pronoto com pontuação grossa e profunda (Fig. 200); élitros com carenas longitudinais.....**Bothriospilini** (pág. 107)
- 17(15')Antenas com 12 antenômeros.....**Torneutini** (pág. 115)
- 17' Antenas com 11 antenômeros.....18
- 18(17')Antenômero III mais longo que o IV (Fig. 201)
.....**Cerambycini (Sphallothrichina)** (pág. 108)
- 18' Antenômero III igual ao IV (Fig. 202)**Hesperophanini** (pág. 111)

Tribo Achrysonini

***Achryson surinamum* (Linnaeus, 1767)**

(Fig. 21)

Fêmea (20 mm). Corpo alongado com coloração geral amarelada; cabeça subvertical; antenas longas, ultrapassando os ápices elitrais, inseridas no meio dos olhos; olhos emarginados e grosseiramente facetados; mandíbulas pequenas; pronoto arredondado; coxas anteriores arredondadas; pernas longas; élitros com pubescência amarelada, terço anterior com duas manchas pretas e uma mancha circumescutelar preta; terço médio com duas manchas arredondadas pretas e terço posterior com seis manchas arredondadas castanho-avermelhadas; ápices dos élitros com um espinho externo.

Tribo Bothriospilini

***Chlorida costata* Audinet – Serville, 1834**

(Fig. 23)

Fêmea (33 mm). Corpo alongado e ligeiramente achatado; cabeça subvertical, alaranjada, com pontuações densas na frente e no vertex; antenas longas, bicolores, inseridas no meio dos olhos, escapo castanho avermelhado, com pontos e pêlos esparsos, pedicelo preto, com pontos e pêlos esparsos, antenômeros III – VII tricarenados; olhos emarginados e grosseiramente facetados; mandíbulas pequenas; pronoto esverdeado, com pontuação grossa, densa e confluyente; lados do protórax com espinho aguçado; coxas anteriores arredondadas; pernas longas; fêmures, tíbias e tarsos castanho-avermelhados; élitros verdes, com carenas longitudinais,

com uma faixa amarela longitudinal nas bordas laterais externas; ápices elitrais biespinhosos; oitavo esternito com escova de pêlos.

3.3.6 Chave para as espécies da tribo Cerambycini

(Figs. 24-32; 203-206) (Baseado em Martins, 2002, 2005a)

- 1 Lados do protórax com espinho central; antenômeros basais espinhosos no ápice; pronoto com estrias transversais profundas**Jupoata rufipennis** (Gory, 1831) (Fig. 24)
- 1' Lados do protórax sem espinho central; antenômeros basais sem espinhos ou apenas com projeções curtas; pronoto com outro aspecto2
- 2(1') Tubérculos anteníferos contíguos (Fig. 203); corpo recoberto por pubescência amarelada; élitros com cerdas curtas amareladas; escapo com pubescência**Sphalotrichus spadiceus** (Gahan, 1892) (Fig. 31)
- 2' Tubérculos anteníferos separados (Fig. 204); demais caracteres não como acima3
- 3(2') Élitros bicolores4
- 3' Élitros unicolores.....7
- 4(3) Élitros pretos com duas faixas longitudinais avermelhadas**Coleoxestia vittata** (Thomson, 1860) (Fig. 27)
- 4' Élitros amarelo-alaranjados com manchas pretas ou castanho-avermelhadas de forma variável5
- 5(4') Fêmures e tíbias bicolores (Fig. 205); ápices dos élitros com dois espinhos; cada élitro com quatro manchas pretas**Xestiodion similis** (Melzer, 1920) (Fig. 32)
- 5' Fêmures e tíbias unicolores; ápices dos élitros arredondados ou com um espículo interno; élitros com faixa longitudinal castanha ou preta6
- 6(5') Élitros com faixa longitudinal preta que recobre os úmeros e é profundamente estreitada perto do meio; faixa preta lateral dos élitros com projeção para o dorso situada perto do meio; extremidade dos élitros arredondada**Poeciloxestia melzeri** Lane, 1965 (Fig. 30)

- 6' Élitros com faixa longitudinal castanha com lados paralelos, não recobre os úmeros e estreitada antes do meio; faixa castanha lateral com entalhe perto da base; ápice dos élitros com espículo no lado interno**Poeciloxestia dorsalis** (Thomson, 1860) (Fig. 29)
- 7(3') Corpo recoberto por pubescência castanho-amarelada; meso- e metafêmures com dois espinhos (Fig. 206), ápices dos élitros com um espinho curto interno
.....**Criodion tomentosum** Audinet-Serville, 1833 (Fig. 28)
- 7' Corpo glabro e brilhante; meso- e metafêmures sem espinhos; ápices dos élitros inermes ou com dois espinhos8
- 8(7') Corpo preto; extremidades elitrais arredondadas sem espinhos; pronoto glabro no meio e com pontos grossos laterais**Coleoxestia. corvina** (Germar, 1824) (Fig. 25)
- 8' Corpo castanho – avermelhado; extremidades elitrais com dois espinhos; pronoto com rugas
.....**Coleoxestia denticornis** (Gahan, 1892) (Fig. 26)

Tribo Clytini

***Mecometopus insignis* Chevrolat, 1862**

(Fig. 33)

Fêmea (10 mm). Corpo alongado; cabeça subvertical, vermelha; antenas curtas, atingem o terço basal dos élitros, vermelhas, inseridas no meio dos olhos; antenômero III igual em comprimento ao escapo; antenômero IV igual ao V; os seguintes antenômeros em tamanho decrescente; olhos ligeiramente emarginados e finamente facetados; mandíbulas pequenas; pronoto vermelho, arredondado e intumescido; coxas anteriores arredondadas; pernas longas; fêmures, tíbias e tarsos pretos, ápices das tíbias com dois espinhos internos, metatíbias arqueadas; escutelo com pubescência amarela; élitros pretos com manchas triangulares de pubescência amarela nos terços anterior e posterior; ápices elitrais ligeiramente acuminados.

3.3.7 Chave para as espécies da tribo Compsocerini

(Figs. 34-35; 207 – 208)

- 1 Antenômeros III – VI com franja densa de pêlos na face ventral; escapo clavado, brilhante, com pontos finos e esparsos, com depressão basal (Fig. 207)
.....**Aglaoschema ventrale** (Germar, 1824) (Fig. 35)
- 1' Antenômeros III – VI com pêlos esparsos; escapo obcônico, opaco, densamente pontuado e sem depressão basal (Fig. 208)
.....**Aglaoschema haemorrhoidale** (Germar, 1824) (Fig. 34)

3.3.8 Chave para as espécies da tribo Eburini

(Figs. 36-40; 209-211) (Baseado em Martins, 1999a)

- 1 Cada élitro com 4 máculas ebúrneas, duas basais e duas medianas; escapo cilíndrico e alongado2
- 1' Cada élitro com 3 máculas ebúrneas, uma basal e duas medianas; escapo curvo e robusto, com projeção basal interna (Fig. 209)
.....**Uncieburia nigricans** (Gounelle, 1909) (Fig. 40)
- 2(1) Cabeça com tubérculo preto entre os lobos oculares superiores (Fig. 210); pronoto com pontos grossos, densos e evidentes
.....**Susuacanga octoguttata** (Germar, 1821) (Figs. 38 e 39)
- 2' Cabeça sem tubérculo preto entre os lobos oculares (Fig. 211); pronoto com pontos não evidentes
.....**Pantomallus pallidus** Aurivillius, 1923 (Figs. 36 e 37)

3.3.9 Chave para as espécies da tribo Elaphidiini

(Figs. 41-48; 212-217) (Baseado em Martins, 2005b)

- 1 Pronoto, escutelo e élitros com manchas amareladas formadas por pêlos curtos e densos (Fig. 212)
.....**Ambonus distinctus** (Newman, 1840) (Fig. 41)
- 1' Tegumento dorsal sem manchas formadas por pêlos.2
- 2(1') Élitros com reflexo metálico azul a verde.....
.....**Sphaerion cyanipenne** Audinet – Serville, 1834 (Fig. 46)
- 2' Élitros sem reflexo metálico.....3

- 3(2') Élitros bicolores, avermelhados com faixa mediana irregular e mancha apical amareladas4
- 3' Élitros unicolores, castanhos ou avermelhados5
- 4(3) Lados do protórax com tubérculo pós-mediano (Fig. 213); ápices dos élitros biespinhosos
.....***Eurysthea lacordairei*** (Lacordaire, 1869) (Fig. 43)
- 4' Lados do protórax sem tubérculo pós-mediano (Fig. 214); ápices dos élitros uniespinhosos***Eurysthea hirta*** (Kirby, 1818) (Fig. 42)
- 5(3') Lados do protórax com projeções (Fig. 215)6
- 5' Lados do protórax sem projeções (Fig. 216)7
- 6(5) Tegumento de forma geral brilhante; projeções laterais do protórax rombas***Periboeum terminatum*** (Perroud, 1855) (Fig. 45)
- 6' Cabeça, tórax e pernas opacos; lados do protórax com pequeno espículo***Nyssicostylus subopacus*** (Bates, 1855) (Fig. 44)
- 7(5') Élitros com pubescência sericea, pêlos amarelos, eretos ou esparsos, ápice dos metafêmures inermes
.....***Sphaerion exutum*** (Newman, 1841) (Fig. 47)
- 7' Élitros com apenas pêlos longos, eretos; ápices dos metafêmures biespinhosos (Fig. 217)
.....***Stizocera consobrina*** Gounelle, 1909 (Fig. 48)

3.3.10 Tribo Hesperophanini (Figs. 49-50)

(Baseado em Martins, 1999a)

- 1 Coloração geral castanho-escuro; pronoto aplanado no disco; lados do protórax com gibosidade pouco aparente situada logo após do meio; élitros pontuados com pubescência grosseira, esparsa e uniformemente distribuída; pernas castanho-claras
.....***Eusapia amazonica*** (White, 1855) (Fig. 49)
- 1' Cabeça alaranjada; escapo alaranjado, pedicelo e flagelômeros pretos; pronoto alaranjado, com cinco tubérculos medianos; lados do protórax com tubérculos; élitros verde-azulados metálicos com pontuações grossas e com pêlos esparsos amarelados localizados na declividade elitral; pernas alaranjadas
.....***Tippmannia rhamnusioides*** (Tippman, 1953) (Fig. 50)

Tribo Heteropsini

***Chrysoprasis linearis* Bates, 1870**

(Fig. 51)

Fêmea (9 mm). Corpo alongado, coloração geral verde-metálica; cabeça subvertical; antenas longas, atingindo ou além do ápice dos élitros, pretas, inseridas no meio dos olhos; olhos emarginados e finamente facetados; mandíbulas pequenas; pronoto arredondado; superfície do protórax pontuada; coxas anteriores arredondadas; pernas longas e pretas; metafêmures e metatíbias mais longos que os anteriores; élitros com pêlos curtos, pretos e uniformemente distribuídos; ápices dos élitros com um espinho curto externo; esternitos abdominais vermelhos.

Tribo Hexoplonini

***Gnomidolon elegantulum* Lameere, 1884**

(Fig. 52)

Fêmea (7,5 mm). Corpo alongado; cabeça subvertical. Cabeça, escapo, pedicelo, protórax, metafêmures e metatíbias pretos; antenômeros III – XI, pernas anteriores e médias amarelados. Antenômeros basais com pêlos longos, esparsos; olhos emarginados e grosseiramente facetados; protórax cilíndrico e alongado; coxas anteriores arredondadas; pernas curtas; metafêmures com espinho externo longo; élitros amarelo – alaranjados, cada um com uma faixa preta, longitudinal, larga, que se inicia na base perto do escutelo e não alcança o úmero, segue pela sutura até o meio onde se volta obliquamente para a margem; ápices dos élitros com um espinho longo externo (Martins, 2006).

3.3.11 Chave para as espécies da tribo Ibdionini (Figs. 53-55; 218– 220)

- 1 Meso- e metafêmures inermes; antenômeros III – VI com carena longitudinal (Fig. 218)2
- 1' Meso- e metafêmures com dois espinhos; antenômeros III – VI sem carena longitudinal; (antenas e pernas marrons; élitros com pêlos longos amarelos; cada élitro com duas manchas amareladas)***Heterachthes laesicollis*** (Germar, 1824) (Fig. 54)

- 2(1') Escapo curto, piriforme, glabro (Fig. 219), com depressão basal; pronoto preto, brilhante e com pêlos esparsos esbranquiçados; fêmures alaranjados
 ***Tropidion calciope*** (Thomson, 1867) (Fig. 55)
- 2' Escapo longo; ligeiramente piriforme e recoberto por pubescência acinzentada (Fig. 220), sem depressão basal; pronoto recoberto por pubescência acinzentada; fêmures pretos
 ***Compsibidion cleophile*** (Thomson, 1865) (Fig. 53)

3.3.12 Chave para as espécies da Tribo Oemini (Figs. 57-59; 221–224)

(Baseado em Martins, 1997)

- 1 Protórax tubular sem constrição no ápice (Fig. 221); inserção das antenas atrás dos olhos; olhos globosos; comprimento inferior a 8 mm
 ***Atenizus laticeps*** Bates, 1867 (Fig. 57)
- 1' Protórax arredondado com constrição no ápice (Fig. 222); inserção das antenas no meio dos olhos; olhos emarginados; comprimento de 12 – 22 mm2
- 2(1') Lados do protórax com espículo; olhos divididos (Fig. 223); élitros amarelos, com uma ou duas faixas longitudinais castanho-escuras
 ***Temnopsis megacephala*** (Germar, 1824) (Fig. 59)
- 2' Lados do protórax sem espículo; olhos não divididos (Fig. 224); élitros alaranjados ou amarelados
 ***Neome annulicornis*** (Buquet, 1859) (Fig. 58)

Tribo Rhinotragini

***Acorethra aureofasciata* Gounelle, 1911**

(Fig. 60)

Fêmea (10 mm). Corpo fino e alongado; cabeça prognata, preta; antenas curtas, atingem o terço basal dos élitros e inseridas atrás dos olhos. Escapo avermelhado; pedicelo e flagelômeros pretos. Antenômeros basais com pilosidade esparsa; olhos ligeiramente emarginados e finamente facetados; mandíbulas pequenas; protórax preto, arredondado e finamente pontuado; coxas anteriores arredondadas; pernas anteriores e médias curtas; pernas posteriores longas e com pêlos longos amarelados; pro- e mesofêmures

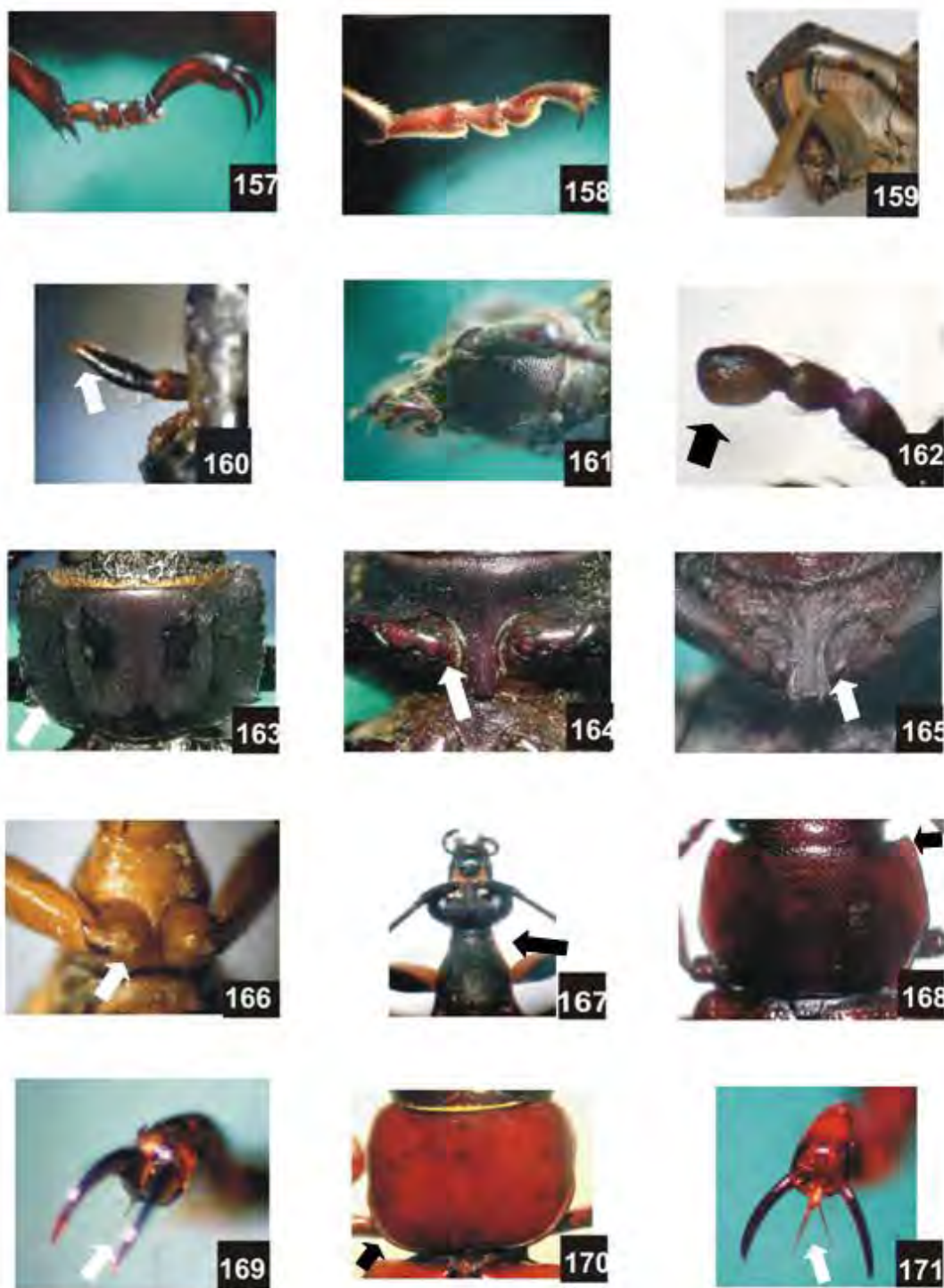
3.3.14 Chave para as espécies da tribo Torneutini (Figs. 64-65; 227-228)

(Baseado em Tavakilian & Monné, 2002)

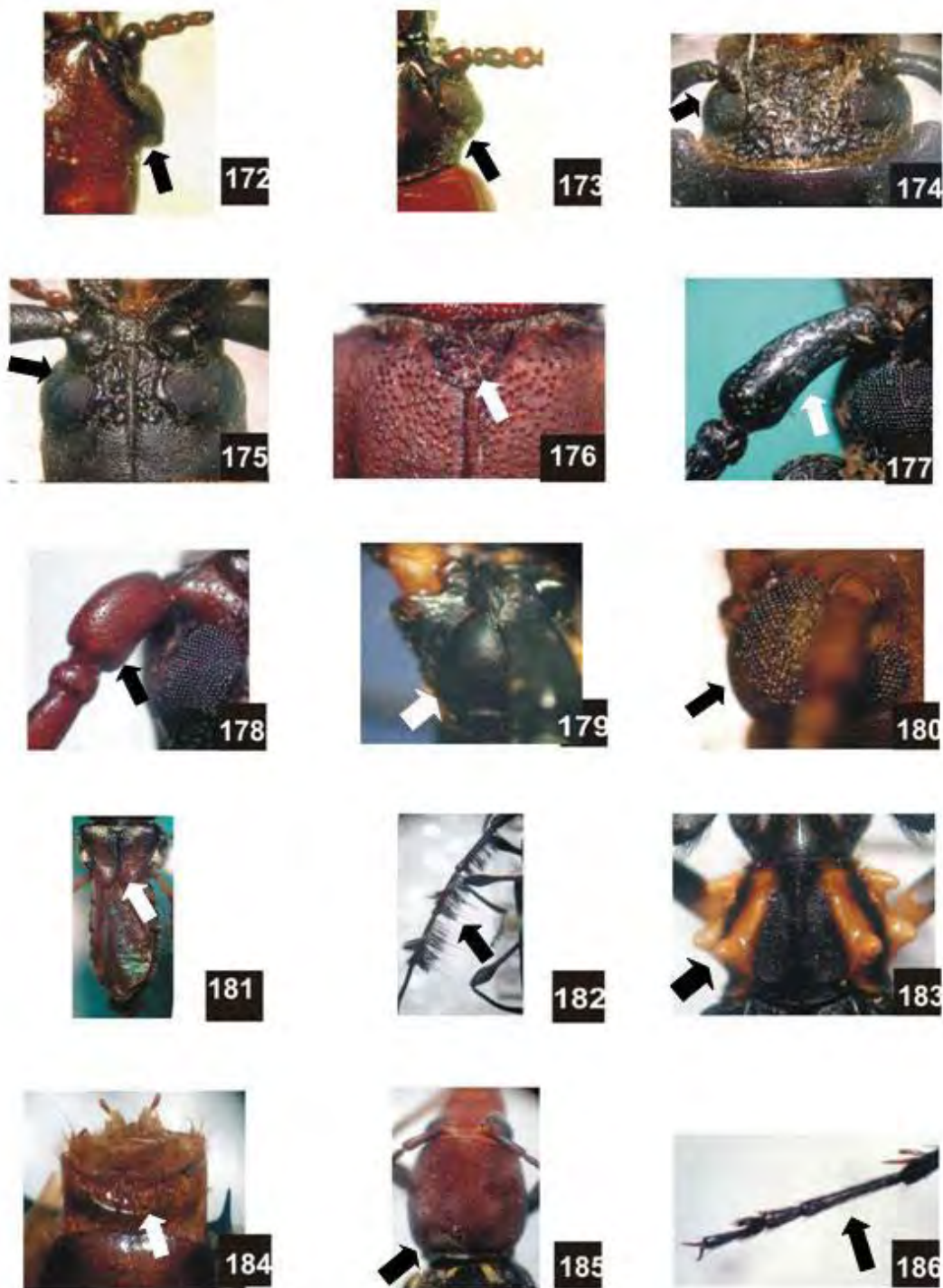
- 1 Coloração geral amarelo-alaranjada; élitros glabros, brilhantes, transparentes, com costas ebúrneas bem indicadas (Fig. 227); protórax com nove tubérculos pretos distribuídos três no meio e seis nos lados ***Coccoderus novempunctatus*** (Germar, 1824) (Fig. 64)
- 1' Coloração geral castanho-avermelhada; élitros com pilosidade que forma pequenos tufos esbranquiçados (Fig. 228), sem costas ebúrneas; protórax sem tubérculos e com superfície irregular
..... ***Praxithea derourei*** (Chabrillac, 1857) (Fig. 65)

3.3.15 Chave para as espécies da tribo Trachyderini (Figs. 66-69; 229)

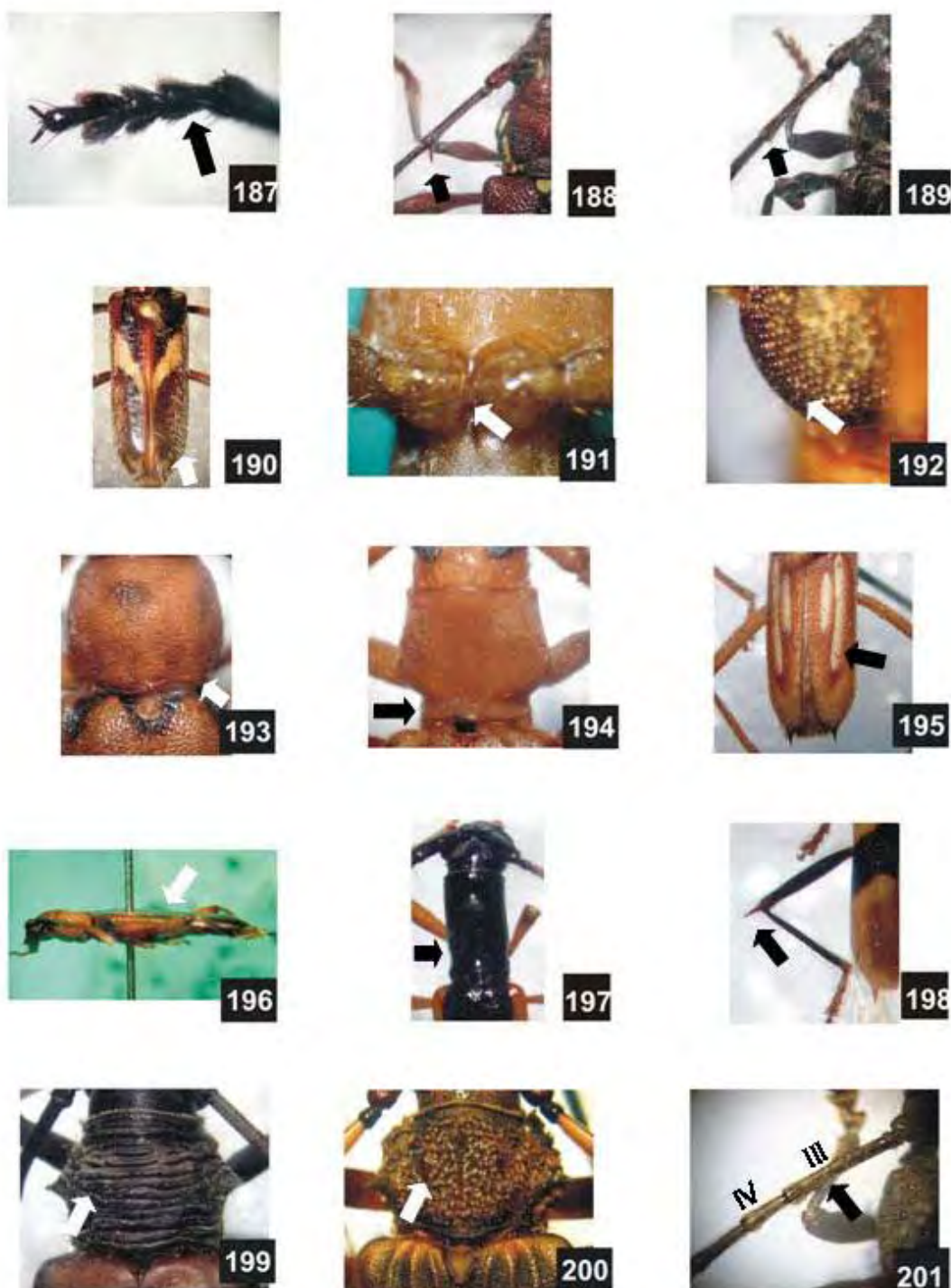
- 1 Antenas com franja de pêlos pretos na face ventral do escapo até o antenômero VI (Fig. 229); ápices dos élitros arredondados; élitros foscos com pubescência decumbente esbranquiçada; cada élitro com ou sem mancha pequena amarelada
..... ***Batus hirticornis*** (Gyllenhal, 1817) (Figs. 67 e 68)
- 1' Antenas sem franja de pêlos; ápice dos élitros truncados ou truncados com um espinho no lado externo; élitros glabros e brilhantes; cada élitro com faixa transversal ou longitudinal amarelada2
- 2(1') Cabeça e escapo pretos; pronoto com uma mancha vermelha grande e no meio dela uma mancha preta pequena; escutelo preto; úmeros pretos; antenômeros III – VI bicolores
..... ***Andraegoidus rufipes zonatus*** (Dalman, 1823) (Fig. 66)
- 2' Cabeça alaranjada com manchas pretas; escapo alaranjado; pronoto alaranjado com nove manchas pretas; escutelo amarelo com uma mancha basal e uma apical pretas; úmeros laranjas e pretos; antenômeros III – VI unicolores
..... ***Chydarteres dimidiatus*** (Fabricius, 1787) (Fig. 69)



Figs. 157-167. CARACTERES GERAIS: 157, Tarso pentâmero; 158, Tarso pseudotetrâmero; 159, cabeça hipognata; 160, último segmento dos palpos maxilares fusiforme; 161, cabeça sub-vertical; 162, último segmento do palpo maxilar arredondado; 163, pronoto com margem lateral crenulada; 164, coxas anteriores transversas; 165, coxas anteriores arredondadas; 166, coxas anteriores cônicas; 167, cabeça alongada, estreita atrás dos olhos. Figs. 168-171. PARANDRINI: 168, borda anterior e posterior do pronoto angulosas; 169, empódio tarsal oculto, com uma cerda; 170, borda anterior e posterior do pronoto arredondadas; 171, empódio tarsal exposto com duas cerdas..



Figs. 172-173. PARANDRINI: 172, Projeção da borda ocular posterior saliente; 173, Projeção da borda ocular posterior não saliente. Figs. 174-175. PRIONINAE: 174, Olhos ligeiramente emarginados; 175, Olhos emarginados. Figs. 176-178. CALLIPOGONINI E MACROTOMINI: 176, Escutelo com grânulos; 177, Escapo longo, deprimido e curvo; 178, Escapo curto, cilíndrico e robusto. Figs. 179-186. CERAMBYCINAE: 179, Olhos finamente facetados; 180, Olhos grosseiramente facetados; 181, Élitros reduzidos; 182, Antenas com numerosos tufo de pêlos; 183, Lados do protórax com tubérculos; 184, Escova de pêlos no oitavo esternito; 185, Lados do protórax sem tubérculos; 186, Metatarsomero I longo.



Figs. 187-201. CERAMBYCINAE: 187, Metatarsômero I curto; 188, Antenômero III com espinho no ápice interno; 189, Antenômero III sem espinho no ápice interno; 190, Élitros com cerdas, semieretas, longas, esbranquiçadas, esparsas; 191, Processo prosternal laminiforme; 192, Olhos com pêlos entre os omatídios; 193, Protórax sem constrição basal; 194, Protórax com constrição basal; 195, Élitros com manchas eburneas; 196, Corpo achatado dorso-ventralmente; 197, Protórax cilíndrico alongado; 198, Metafemures com espinho longo apical externo; 199, Pronoto com estrias transversais profundas; 200, Pronoto com pontuação grossa e profunda; 201, Antenômero III mais longo que o IV.

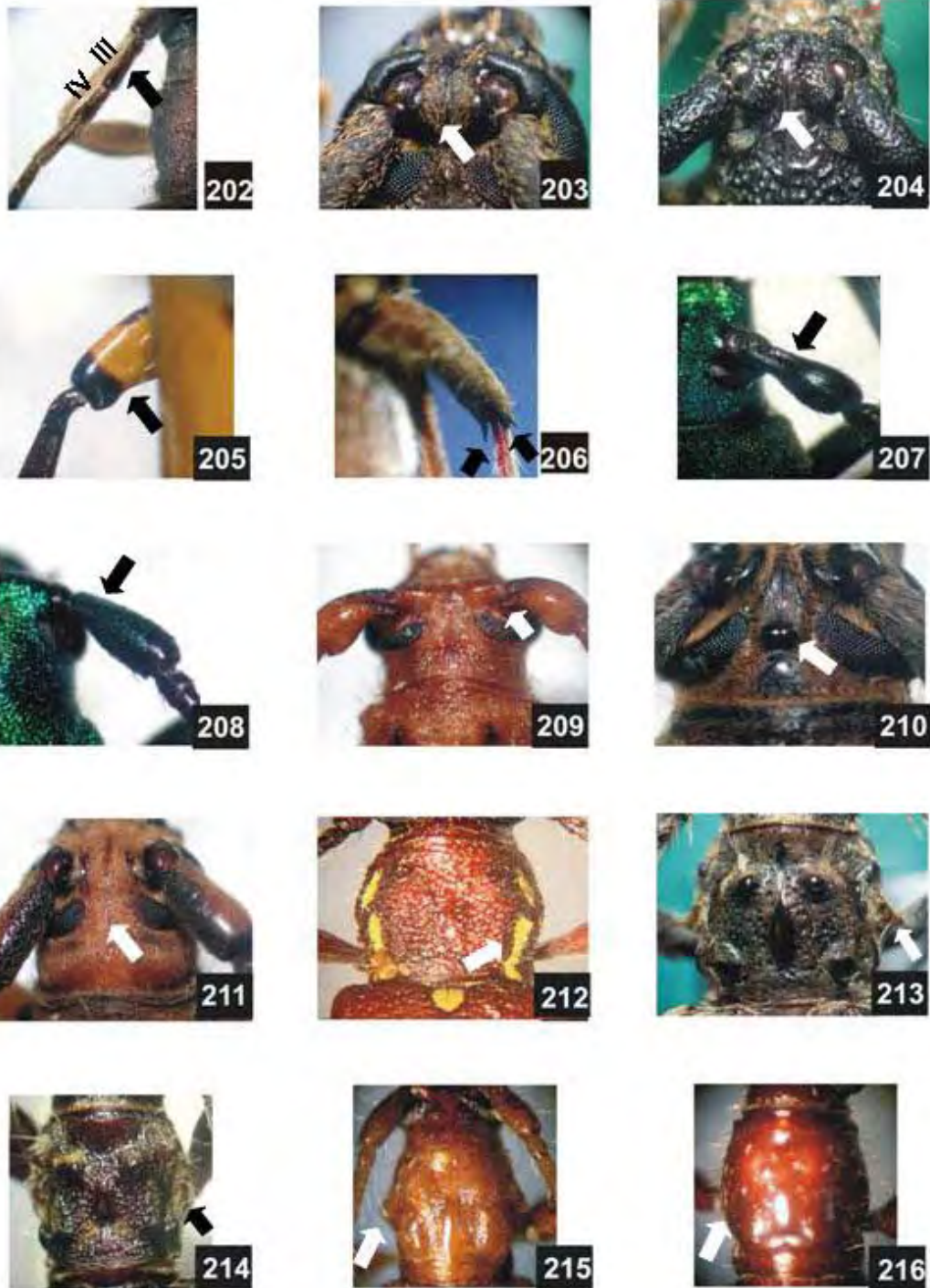


Fig. 202, Antenômero III igual ao IV. Figs. 203-206. CERAMBYCINI: 203, Tubérculos anteníferos contíguos; 204, Tubérculos anteníferos separados; 205, Fémur bicolor; 206, Metafêmur com dois espinhos. Figs. 207-208. COMPSOCERINI: 207, Escapo clavado, com depressão basal; 208, Escapo obcônico, sem depressão basal. Figs. 209-211. EBURIINI: 209, Escapo com projeção basal interna; 210, Tubérculo preto entre os lobos oculares superiores; 211, Sem tubérculo preto entre os lobos oculares superiores. Figs. 212-216. ELAPHIDIINI: 212, Pronoto com manchas amareladas; 213, Lados do protórax com tubérculo pós-mediano; 214, Lados do protórax sem tubérculo pós-mediano; 215, Lados do protórax com projeções; 216, Lados do protórax sem projeções.



Fig. 217. ELAPHIDIINI: Metafêmur biespinhososo. Figs. 218-220. IBIDIONINI: 218, Antenômeros III-VI com carena longitudinal; 219, Escapo curto, piriforme, glabro; 220, Escapo longo; ligeiramente piriforme e recoberto por pubescência acinzentada. Figs. 221-224. OEMINI: 221, Protórax tubular sem constrição no ápice; 222, Protórax arredondado com constrição no ápice; 223, Olhos divididos; 224, Olhos não divididos. Figs. 225-226. SMODICINI: 225, Protórax arredondado; 226, Protórax tubular. Figs. 227-228. TORNEUTINI: 227, Élitros com costas esbúrneas; 228, Élitros com pilosidade que forma pequenos tufos esbranquiçados. Fig. 229. TRACHYDERINI: Antenas com franja de pêlos pretos.

SUBFAMILIA LAMIINAE

Trata-se da subfamília de Cerambycidae que apresenta maior número de espécies e alta diversidade morfológica (Hequet, 1996; Galileo & Martins, 2006). Os membros deste grupo se caracterizam por ser hipognatos ou pelo menos a fronte é vertical ou oblíqua; último artículo dos palpos maxilares acuminado; tíbias anteriores sulcadas em forma oblíqua; antenas inseridas longe dos olhos, geralmente com 11 artículos, mas raramente 12; pronoto sem carena lateral visível, coxas anteriores globosas ou subcônicas; mesonoto com placa estridulatória não dividida; forma dos élitros variáveis, em geral, convexos; pernas curtas e robustas; tarsos pseudotetrâmeros; unhas tarsais geralmente são divaricadas ou divergentes, apendiculadas, bífidas e simples, sem empódio; tegumento geralmente com pilosidade fina, muito curta (Galileo & Martins, 2006; Vives, 2000).

É uma subfamília cosmopolita, abundante na região neotropical, que contém as menores espécies de Cerambycidae, com comprimento inferior a 4 mm. Algumas espécies apresentam importância econômica agrícola e florestal como as espécies do gênero *Oncideres* que cortam galhos das plantas vivas e as fêmeas fazem a postura dos ovos na parte cortada. As larvas, em geral são brocas de madeira morta, mas algumas atacam plantas vivas, cortando internamente o tronco ou ramo, outras vivem em caule de plantas herbáceas, outras causam desenvolvimento anormal dos tecidos lenhosos, produzindo galhas nos ramos. Algumas espécies se alimentam de sementes (espermófitas), outras vivem no solo e alimentam-se de raízes (Marinoni *et al.*, 2003). Os adultos alimentam-se de frutos, pólen, estames e néctar, outros das cascas de galhos e troncos, outros das folhas, alguns das acículas de pinheiro ou de raízes ou fungos (Linsley, 1961).

3.3.16 Chave para as tribos da subfamília Lamiinae

Tribos com unhas divaricadas (Figs. 230-234)

- | | | |
|----|---|---|
| 1 | Escapo cilíndrico, alongado (geralmente alcança a base dos élitros) | 2 |
| | | |
| 1' | Escapo com outro aspecto | 3 |

- 2(1) Tubérculos anteníferos muito próximos entre si (Fig. 230); cabeça, tórax e élitros recobertos por pubescência preta, com manchas de pubescência amarela
.....**Colobotheiini (*Colobothea cassandra*)** (pág. 129)
- 2' Tubérculos anteníferos separados (Fig. 231), cabeça, tórax e élitros com outra coloração**Acanthocinini** (pág. 122)
- 3(1') Antenas longas, atingem ou ultrapassam o ápice dos élitros4
- 3' Antenas curtas, não atingem o ápice dos élitros (exceto *Onychocerus aculeicornis*)**Anisocerini** (pág. 128)
- 4(3) Escapo com cicatriz no ápice (Fig. 232) (tegumento preto; élitros com manchas arredondadas de pubescência amarela)
.....**Lamiini (*Taeniotes farinosus*)** (pág. 131)
- 4' Escapo sem cicatriz apical.....5
- 5(4') Lados do protórax com espinho proeminente que ultrapassa a largura dos úmeros (Fig. 233); élitros com espinhos
.....**Polyrhaphidini (*Polyrhaphis spinipennis*)** (pág. 131)
- 5' Lados do protórax com espinho pequeno, inermes ou com tubérculos; élitros sem espinhos6
- 6(5') Pronoto com tubérculos e/ou elevações longitudinais (Fig. 234) (exceto *Nesozineus bucki*)**Acanthoderini** (pág. 126)
- 6' Pronoto sem tubérculos e elevações longitudinais (geralmente pronoto e élitros com pubescência em tufo)**Desmiphorini** (pág. 129)

3.3.17 Chave para as espécies da tribo Acanthocinini

(Figs. 70-96; 235 – 261) (Baseado em M.A. Monné, comunicação pessoal)

- 1 Élitros com pêlos eretos ou semidecumbentes (Fig. 235)2
- 1' Élitros sem pêlos eretos ou semidecumbentes (Fig. 236)9
- 2(1) Pêlos eretos restritos à metade distal das margens elitrais3
- 2' Pêlos eretos em toda a superfície elitral.....4
- 3(2) Coloração geral castanho-escuro; pernas castanho-escuro; último esternito abdominal alongado
.....**Lepturges (*Chaeturges*) laetus** Melzer, 1928 (Fig. 73)
- 3' Coloração geral castanho-clara; pernas amareladas; último esternito abdominal curto**Lepturges (*Chaeturges*) sp.** (Fig. 74)

4(2')	Tíbias posteriores fortemente achatadas; aspecto geral mirmecóide; lobos oculares inferiores muito reduzidos, menos da metade do comprimento das genas (Fig. 237)	
 Pertyia sericea (Perty, 1832) (Fig. 89)	
4'	Tíbias posteriores cilíndricas; aspecto não mirmecóide; lobos oculares inferiores pelo menos com metade do comprimento das genas (Fig. 238)	5
5(4')	Protórax sem tubérculo lateral (Fig. 239); tíbias com pêlos longos, eretos	
 Lasiolepturges zikani Melzer, 1928 (Fig. 71)	
5'	Protórax com tubérculo ou espículo lateral (Fig. 240); tíbias sem pêlos longos, eretos	6
6(5')	Pronoto com dois tubérculos; pontos grossos junto às bordas anterior e posterior do pronoto e nos élitros (Fig. 241); (aspecto geral robusto; fêmeas com ovipositor longo)	
 Oedopeza umbrosa (Germar, 1824) (Figs. 84 e 85)	
6'	Pronoto sem tubérculos; pontos finos junto à borda posterior do pronoto e nos élitros (Fig. 242) ou pontuações ausentes	7
7(6)	Aspecto geral alongado; último tergito sem espinhos (Fig. 243)	8
7'	Aspecto geral robusto; último tergito abdominal com dois espinhos dorsais (Fig. 244); (coloração geral preta com pubescência amarelada no corpo e nos apêndices)	
 Pseudocriopsis modesta Melzer, 1931 (Fig. 90)	
8(7)	Ápices elitrais chanfrados; pronoto com duas faixas longitudinais pretas e no meio delas uma mancha oval de pubescência preta; élitros com uma faixa transversa mediana de pubescência esbranquiçada	
 Pentheochaetes turbidus Melzer, 1934 (Fig. 87)	
8'	Ápices elitrais truncados; pronoto com quatro faixas longitudinais de pubescência preta; élitros recobertos por pubescência esbranquiçada entremeadas com manchas arredondadas de pubescência castanho-escura	
 Pentheochaetes sp. (Fig. 88)	
9(1')	Élitros com crista centro-basal (Fig. 245)	10
9'	Élitros sem crista centro-basal (Fig. 246)	20
10(9)	Protórax sem tubérculos ou espinhos laterais	11

10'	Protórax com tubérculos ou espinhos laterais	13
11(10)	Pronoto com dois tubérculos; cada élitro com uma linha longitudinal glabra que surge após a crista centro-basal e vai até o ápice elitral; (crista centro-basal com tufo de pêlos pretos longos)	
 Nealcidion bispinum (Bates, 1863) (Fig. 81)	
11'	Pronoto com três tubérculos; élitros sem linhas longitudinais glabras	12
12(11')	Crista centro-basal dos élitros com tufos de pêlos pretos nas porções anterior e posterior (Fig. 247); pequenos tufos de pêlos pretos organizados numa fileira longitudinal no meio e junto às margens dos élitros	
 Nealcidion bicristatum (Bates, 1863) (Fig. 80)	
12'	Crista centro-basal dos élitros sem tufos de pêlos (Fig. 248); meio e margens dos élitros sem tufos de pêlos; (base dos élitros com pontos profundos; ápices elitrais com espinho no ângulo externo)	
 Nealcidion venosum (Bates, 1880) (Fig. 82)	
13(10')	Élitros com carenas dorso-laterais nitidamente demarcadas (Fig. 249)	14
13'	Élitros sem carenas dorso-laterais (Fig. 250)	15
14(13)	Lados do protórax com espinho longo (Fig. 251); crista centro-basal dos élitros com tufo de pêlos pretos longos; meio dos élitros com linhas de pubescência esbranquiçada com manchas arredondadas de pubescência castanho-escura.....	
 Tropidozineus fulveolus (Lameere, 1884) (Fig. 91)	
14'	Lados do protórax com espinho curto (Fig. 252); crista centro-basal glabra; meio dos élitros com manchas arredondadas de pubescência castanho-escura	
 Tropidozineus rotundicollis (Bates, 1863) (Fig. 93)	
15(13')	Corpo e apêndices com cerdas curtas (Fig. 253), semieretas e esbranquiçadas; comprimento 13 a 17 mm	
 Trypanidius dimidiatus Thomson, 1860 (Fig. 94)	
15'	Corpo e apêndices sem cerdas; comprimento 5 a 9 mm	16
16(14')	Élitros com irregularidades	17
16'	Élitros lisos	19

- 17(16') Pronoto com três tubérculos; (fêmea com ovipositor longo)
.....*Xylergatoides asper* (Bates, 1864) (Fig. 96)
- 17' Pronoto sem tubérculos18
- 18(17') Élitros com pubescência variegada de castanho e amarelo; pronoto
com quatro manchas amareladas (Fig. 254)
.....*Nyssodrysinia lignaria* (Bates, 1864) (Fig. 83)
- 18' Élitros com pubescência variegada de castanho-avermelhado, preto e
amarelo; pronoto com duas manchas pretas (Fig. 255)
.....*Lophopoeum timbouvae* Lameere, 1884 (Fig. 79)
- 19(16') Ápices elitrais sem espinho, obliquamente truncados (Fig. 256); base
dos élitros com uma faixa transversa de pubescência preta; meio dos
élitros com uma mancha sinuosa de pubescência esbranquiçada
entremeada com manchas arredondadas de pubescência castanho-
escura*Tropidozineus ignobilis* (Bates, 1863) (Fig. 92)
- 19' Ápices elitrais com um espinho no ângulo externo (Fig. 257);
pubescência dos élitros uniforme; fileiras de manchas arredondadas
de pubescência castanho-escura no meio dos élitros
.....*Ozineus sp.* (Fig. 86)
- 20(9') Metafêmures fortemente pedunculados e clavados, ultrapassando os
ápices dos élitros
.....*Anisopodus haliki* Martins, 1974 (Fig. 70)
- 20' Metafêmures cilíndricos ou ligeiramente pedunculados, não
ultrapassando os ápices dos élitros21
- 21(20') Lobos oculares inferiores duas vezes mais longos que o comprimento
das genas (Fig. 258)22
- 21' Lobos oculares inferiores três vezes mais longos que o comprimento
das genas (Fig. 259)23
- 22(21) Coloração geral castanho-escura; pronoto com quatro manchas de
pubescência branca; élitros com manchas e linhas de pubescência
branca*Leiopus convexus* Melzer, 1934 (Fig. 72)
- 22' Coloração geral castanho-avermelhada; pronoto sem manchas; élitros
com duas faixas de pubescência branca, entremeadas com manchas
arredondadas de pubescência castanha
.....*Urgleptes sp.* (Fig. 95)

- 23(21') Ápices dos élitros truncados (Fig. 260); (pubescência elitral predominante cinza)
 ***Lepturges (Lepturges) amabilis*** Bates, 1863 (Fig. 75)
- 23' Ápices dos élitros chanfrados (Fig. 261)24
- 24(23') Comprimento inferior a 7 mm; (ápice dos élitros com espinho curto externo; élitros com faixas longitudinais de pubescência acinzentada)
 ***Lepturges (Lepturges) fischeri*** Melzer, 1928 (Fig. 76)
- 24' Comprimento 9 a 10 mm25
- 25(24') Coloração geral castanho-avermelhada; antenas avermelhadas; pernas com pubescência esbranquiçada; região mediana dos élitros com manchas de pubescência branca densa
 ***Lepturges sp. 1*** (Fig. 77)
- 25' Corpo e apêndices castanho claros; élitros com manchas irregulares de pubescência cinza ***Lepturges sp. 2*** (Fig. 78)

3.3.18 Chave para as espécies da tribo Acanthoderini

(Figs. 97-110; 262 – 277)

- 1 Pronoto com tubérculos e/ou elevações longitudinais medianas (Fig. 262); comprimento de 11 a 27 mm2
- 1' Pronoto sem tubérculos e sem elevações longitudinais medianas; comprimento inferior a 7 mm; (coloração geral castanho-clara; base dos élitros com faixas transversais de pubescência esbranquiçada
 ***Nesozineus bucki*** (Breuning, 1954) (Fig. 101)
- 2(1) Fêmures pedúnculo-clavados (Fig. 263)3
- 2' Fêmures cilíndricos (Fig. 264) (pro- e metafêmures com dois espinhos internos no ápice)
 ***Macropophora accentifer*** (Olivier, 1795) (Fig. 100)
- 3(2) Protórax mais curto que a base dos élitros (incluindo as projeções laterais) (Fig. 265)4
- 3' Protórax tão largo quanto à base dos élitros (incluindo as projeções laterais) (Fig. 266) (coloração geral castanho–acinzentada; pronoto com três carenas dorsais; escutelo cinza)
 ***Steirastoma stellio*** Pascoe, 1866 (Fig. 109)

- 4(3) Corpo e apêndices recobertos por pêlos longos, eretos, esbranquiçados (Fig. 267); (base dos élitros com cristas carenadas; ápices elitrais com espinho longo e fino; meio dos élitros com faixa transversal larga de pubescência esbranquiçada; pronoto com mancha castanha–escura com bordas pretas)
.....**Zikanita perpulchra** Lane, 1943 (Fig. 110)
- 4' Corpo e apêndices sem pêlos longos, eretos, esbranquiçados5
- 5(4) Pronoto com dois tubérculos medianos6
- 5' Pronoto com três tubérculos medianos (Fig. 268)11
- 6(5) Pronoto com elevação longitudinal mediana (Fig. 269)7
- 6' Pronoto sem elevação longitudinal mediana (Fig. 270)9
- 7(6) Élitros com cerdas curtas, semieretas e esbranquiçadas (Fig. 271); ápices elitrais arredondados sem espinhos8
- 7' Élitros sem cerdas (Fig. 272); ápices elitrais com espinho externo; (coloração geral castanho-escura; élitros com mancha mediana em forma de X de pubescência esbranquiçada; tíbias com dois anéis pretos medianos)
.....**Psapharochrus jaspideus** (Germar, 1824) (Fig. 106)
- 8(7) Protarsos alargados com pêlos pretos longos e densos (Fig. 273); tíbias com pubescência acastanhada; cada élitro com manchas de pubescência esbranquiçada e uma mancha preta em forma de Y localizada no terço médio
.....**Plistonax inopinatus** Lane, 1960 (Fig. 104)
- 8' Protarsos estreitos com pelos pretos curtos (Fig. 274); tíbias com pubescência esbranquiçada; cada élitro com uma faixa larga transversal mediana de pubescência esbranquiçada, sem manchas pretas**Psapharochrus sp.** (Fig. 107)
- 9(6') Antenômeros III-VI com franja densa de pêlos na face ventral (Fig. 275)10
- 9' Antenômeros III-VI sem franja densa de pêlos na face ventral (coloração geral esbranquiçada; pronoto e élitros com pontos grossos castanhos)
.....**Aegoschema adpersum** (Thomson, 1860) (Fig. 97)

- 10(9) Úmeros arredondados com pequena projeção dorso-lateral (Fig. 276); base dos élitros sem cristas; tegumento castanho-escuro; élitros quase totalmente recobertos por uma mancha de pêlos acizentados; ápices elitrais acuminados; pronoto e base dos élitros com pontos finos**Oreodera omissa** Melzer, 1932 (Fig. 102)
- 10' Úmeros arredondados sem pequena projeção dorso-lateral; base dos élitros com cristas recobertas de pêlos; tegumento castanho; élitros com manchas basais, medianas e apicais de pêlos esbranquiçados; ápices elitrais truncados; pronoto e élitros com pontos grossos**Oreodera sexplagiata** Melzer, 1931 (Fig. 103)
- 11(5') Ápices elitrais arredondados12
- 11' Ápices elitrais acuminados (Fig. 277); (base dos élitros providos com duas cristas; élitros com faixas transversais sinuosas de pubescência esbranquiçada e castanho-escuro).....**Psapharochrus atrosignatus** (Melzer, 1932) (Fig. 105)
- 12(11) Escutelo castanho-amarelado; corpo recoberto por pubescência esbranquiçada; base dos élitros com uma mancha cordiforme, formada por pêlos castanho- amarelados**Ateralphus dejeani** (Lane, 1973) (Fig. 98)
- 12' Escutelo castanho-escuro; corpo recoberto por pubescência castanha e branca; base dos élitros sem mancha cordiforme**Ateralphus subsellatus** (White, 1855) (Fig. 99)

3.3.19 Chave para as espécies da tribo Anisocerini

(Figs. 116-117; 278-279)

- 1 Antenas curtas, não ultrapassando a metade dos élitros; antenômero IV mais curto que o III (Fig. 278); antenômeros IV – X sem franja de pêlos; ápice do antenômero XI arredondado; pronoto sem tubérculos; ápices elitrais truncados; élitros sem gibosidades; coloração geral castanho- escura a preta**Scleronotus scabrosus** Thomson, 1860 (Fig. 117)
- 1' Antenas longas, ultrapassando a metade dos élitros; antenômero IV subigual ao III (Fig. 279); antenômeros IV – X com uma franja interna de pêlos; ápice do antenômero XI em forma de agulhão recurvado;

pronoto com cinco tubérculos rombos; ápices elitrais arredondados; élitros com gibosidades; coloração geral castanho-avermelhada ***Onychocerus aculeicornis*** (Kirby, 1818) (Fig. 116)

Tribo Colobothini

***Colobothea cassandra* (Dalman, 1823)**

(Fig. 122)

Macho (20 mm). Corpo alongado e subcilíndrico; coloração geral preta; cabeça hipognata, preta, com duas faixas laterais de pubescência amarela; antenas longas, ultrapassando os ápices elitrais, pretas, inseridas no meio dos olhos; escapo cilíndrico e longo, quase atinge a base dos élitros; olhos emarginados e finamente facetados; pronoto trapezoidal, preto com duas faixas longitudinais de pubescência amarela; lados do protórax inermes; coxas anteriores arredondadas; pernas curtas, pretas, tíbias médias e posteriores com um anel de pubescência branca; tarsos pretos, recobertos por pubescência branca; élitros pretos, cada um com quatro manchas de pubescência amarela e com carenas laterais; ápices dos élitros com um espinho externo; lados dos esternitos com pubescência amarela.

3.3.20 Chave para as espécies da tribo Desmiphorini

(Figs. 123-131; 280 – 288)

- 1 Lados do protórax com espinho (Fig. 280); ápices elitrais inermes; comprimento de 6 a 11 mm2
- 1' Lados do protórax inermes; ápices elitrais com espinho externo; comprimento inferior a 5 mm; (coloração geral castanho-avermelhada; ápice dos élitros com mancha de pubescência castanha-escura; corpo e apêndices com pêlos longos esparsos)
.....***Parischnolea excavata*** Breuning, 1942 (Fig. 131)
- 2(1) Pubescência corporal curta; sem tufos de pêlos (Fig. 281)3
- 2' Pubescência corporal longa entremeada com cerdas (Fig. 282); pronoto e base dos élitros com tufos de pêlos
.....***Desmiphora (Desmiphora) intonsa*** (Germar, 1824) (Fig. 123)
- 3(2) Antenas com franja de pêlos longos (escapo – antenômero IX) (aspecto geral alongado; coloração geral acastanhada)

-***Ischnolea* sp.** (Fig. 129)
- 3' Antenas com pêlos curtos e esparsos ou glabras4
- 4(3') Protórax com espinho mediano lateral curto (Fig. 280)5
- 4' Protórax com espinho lateral longo localizado no terço posterior (Fig. 283); (coloração geral castanho-escura; pronoto com pontuações finas; pronoto e élitros com pubescência esbranquiçada esparsa; cada élitro com uma mancha avermelhada no terço basal; ápices elitrais arredondados)***Mimasyngenes* sp.** (Fig. 130)
- 5(4) Pronoto plano sem depressão na região apical6
- 5' Pronoto convexo com depressão na região apical (Fig. 284); (pronoto e élitros densamente pontuados; região mediana dos élitros com uma faixa transversal de pubescência esbranquiçada)
.....***Euestola fasciata*** Martins & Galileo, 1997 (Fig. 128)
- 6(5) Antenômero VIII com 2/3 do segmento recoberto por pubescência amarelada (Fig. 285)7
- 6' Antenômero VIII com um pequeno anel basal de pubescência amarelada (Fig. 286); (coloração geral castanho-escura; protórax, élitros e pernas com manchas pequenas e irregulares de pubescência esbranquiçada; tibias com pêlos longos, densos e amarelados)
.....***Estola* sp. 1** (Fig. 124)
- 7(6) Metatíbias sem sulco longitudinal (Fig. 287); escapo, pedicelo e antenômero III castanho-claros; fêmures castanho-claros8
- 7' Metatíbias com sulco longitudinal (Fig. 288); escapo, pedicelo e antenômeros III alaranjados; fêmures pretos; (coloração geral preta; pronoto com pubescência densa acastanhada, base e ápice dos élitros com manchas de pubescência castanho – avermelhada)
.....***Estola* sp. 4** (Fig. 127)
- 8(7) Élitros de coloração geral castanho-clara com manchas pequenas de pubescência esbranquiçada localizadas desde o meio até os ápices; ápices elitrais ligeiramente arredondados
.....***Estola* sp 3** (Fig. 126)
- 8' Élitros de coloração geral castanho-clara sem manchas; ápices elitrais truncados***Estola* sp. 2** (Fig. 125)

Tribo Lamiini

***Taeniotes farinosus* (Linnaeus, 1758)**

(Fig. 137)

Fêmea (30 mm). Corpo alongado e subcilíndrico; coloração geral preta; cabeça hipognata, preta com uma faixa média-dorsal e duas faixas laterais de pubescência amarela; antenas longas, ultrapassam os ápices elitrais, pretas, inseridas no meio dos olhos; escapo com superfície irregular e uma cicatriz apical; olhos emarginados e finamente facetados; mandíbulas pequenas; pronoto preto com três faixas longitudinais de pubescência amarela, sendo a faixa do meio, mais larga; lados do protórax com espinho mediano; coxas anteriores cônicas; pernas curtas e pretas; tíbias anteriores ligeiramente arqueadas; élitros pretos, brilhantes, com manchas arredondadas grandes e pequenas de pubescência amarela em toda sua superfície, sendo mais concentradas ao longo da sutura; ápices elitrais arredondados com um espinho curto interno; lados dos esternitos com pubescência amarela.

Tribo Polyrhaphidiini

***Polyrhaphis spinipennis* Laporte, 1840**

(Fig. 155)

Fêmea (23 mm). Corpo ligeiramente achatado dorso-ventralmente; coloração geral castanho-escuro; cabeça hipognata, castanho-escuro, com cerdas esbranquiçadas curtas e esparsas; antenas longas, ultrapassam os ápices elitrais, castanho-escuro, inseridas no meio dos olhos; escapo com cerdas esparsas esbranquiçadas; olhos emarginados e grosseiramente facetados; mandíbulas curtas; pronoto castanho claro, com dois espinhos medianos, margens anterior e posterior com pontos pretos; lados do protórax com espinho proeminente que ultrapassa a largura dos úmeros; coxas anteriores arredondadas; pernas curtas, castanho-escuro, recobertas por cerdas esbranquiçadas curtas e esparsas; tíbias com dois espinhos apicais internos e um espinho externo; élitros castanho-escuro, irregulares, com espinhos dorsais e pontos pretos laterais; ápices elitrais biespinhosos, sendo o espinho externo maior.

3.3.21 Tribos com unhas bífidas (Figs. 289)

- 1 Élitros com carena umeral (Fig. 289); ápices elitrais arredondados, sem espinho; antenas com 11 ou 12 antenômeros
.....**Hemilophini** (pág. 132)
- 1' Élitros sem carena umeral; ápices elitrais acuminados com ou sem espinho; antenas com 11 antenômeros**Aerenicini** (pág. 132)

3.3.22 Chave para as espécies da tribo Hemilophini (Figs. 135–136)

- 1 Antenas com 11 antenômeros; pronoto com duas faixas longitudinais, esbranquiçadas com bordas paralelas; escutelo branco; úmeros com uma mancha de pubescência esbranquiçada; cada élitro com três manchas de pubescência esbranquiçada sem bordas avermelhadas; comprimento de 6 a 8 mm.....
.....**Adesmus sexguttatus** (Lucas, 1857) (Fig. 135)
- 1' Antenas com 12 antenômeros; pronoto com duas faixas longitudinais, esbranquiçadas com bordas sinuosas; escutelo alaranjado; úmeros sem manchas; cada élitro com três manchas de pubescência esbranquiçada com bordas avermelhadas; comprimento de 14 a 16 mm**Gagarinia mnischevii** (Chabrillac, 1857) (Fig. 136)

3.3.23 Chave para as espécies da tribo Aerenicini

(Figs. 111-114; 290-294)

- 1 Ápices elitrais sem espinho; metatarsômero I tão longo como os tarsômeros II – IV juntos (Fig. 290); (corpo recoberto por pubescência castanha semierecta)
.....**Recchia lanei** Martins & Galileo, 1985 (Fig. 114)
- 1' Ápices elitrais com espinho; metatarsômero I tão longo quanto os tarsômeros II e III juntos (Fig. 291)2
- 2(1) Base dos élitros com grânulos glabros e brilhantes (Fig. 292); ápice do antenômero XI arredondado; escutelo com pubescência castanha ou cinza; base e ápice de cada élitro com outro aspecto3
- 2' Base dos élitros sem grânulos (Fig. 293); ápice do antenômero XI em forma de aguilhão (Fig. 294); escutelo com uma faixa de pubescência

- branco-amarelada; base e ápice de cada élitro com pubescência branco-amarelada
**Recchia albicans** (Guérin – Menévill, 1831) (Fig. 113)
- 3(2) Cada élitro com uma faixa lateral de pubescência esbranquiçada; pronoto com pubescência castanha, sem pontos; élitros com pontos superficiais glabros, avermelhados(Fig. 111)
**Holoaerenica multipunctata** (Lepelletier & Audinet-Serville, 1825)
- 3' Élitros sem faixas laterais; pronoto com pubescência acinzentada e com pontos profundos pretos; élitros com pontos superficiais glabros e pretos**Pseudophaula porosa** (Bates, 1881) (Fig. 112)

3.3.24 Tribos com unhas divergentes (Figs. 295-298)

- 1 Escapo cilíndrico e alongado, quase atinge a margem apical do protórax; corpo fino e alongado**Agapanthiini** (pág. 133)
- 1' Escapo com outro aspecto, atinge a margem basal do protórax; corpo com outro aspecto2
- 2(1) Tubérculos anteníferos proeminentes (Fig. 295); antenas com antenômero III geralmente arqueado (Fig. 296); lobos oculares inferiores distintamente mais longos do que largos.....
**Onciderini (Lochmaeocles, Hypsioma)** (pág. 134)
- 2' Tubérculos anteníferos não proeminentes; antenas com antenômero III reto (Fig. 297); lobos oculares inferiores pouco mais longos do que longos3
- 3(2') Lados do protórax com tubérculo (Fig. 298); pronoto com um par de tubérculos medianos.....**Pteropliini** (pág. 137)
- 3' Lados do protórax sem tubérculos; pronoto sem tubérculos medianos**Apomecynini** (pág. 134)

Tribo Agapanthiini

***Hippopsis (Hippopsis) tuberculata* Galileo & Martins, 1988**

(Fig. 115)

Macho (11 mm). Corpo fino e alongado; cabeça hipognata, castanho-escura com quatro faixas de pubescência amarelada; antenas longas, ultrapassam os ápices elitrais, pretas, inseridas no meio dos olhos; antenômeros III – V

- 4(3) Base dos élitros com gibosidades granuladas (Fig. 301); (coloração geral castanho-escuro com linhas de pubescência amarelada no pronoto e no terço apical dos élitros; terço apical dos élitros com tufo de pêlos acastanhados, pronoto com calosidades)
.....**Trachysomus fragifer** (Kirby, 1818) (Fig. 153)
- 4' Base dos élitros lisas ou com elevações de outro tipo5
- 5(4') Base dos élitros mais larga que o ápice (Fig. 302)6
- 5' Base dos élitros tão larga quanto o ápice (Fig. 303)8
- 6(5) Escapo unicolor; protíbias com um anel mediano de pubescência castanha-clara (Fig. 304); (úmeros proeminentes; pronoto com pubescência castanho-escuro)
.....**Hypsioma gibbera** Audinet-Serville, 1835 (Fig. 141)
- 6' Escapo bicolor; protíbias sem anel de pubescência7
- 7(6') Antenômero IV com um anel basal curto de pubescência amarelada; lados dos esternitos abdominais II – V com pubescência amarelada (Fig. 305); coloração geral castanho-escuro; pronoto e base dos élitros com pubescência amarelada; regiões media e apical dos élitros com pequenas manchas de pubescência esbranquiçada
.....**Hypsioma pylades** Dillon & Dillon, 1945 (Fig. 143)
- 7' Antenômero IV com um anel basal longo de pubescência acinzentada; lados dos esternitos abdominais I – V com pubescência acinzentada (Fig. 306); corpo e apêndices com pubescência castanha clara entremeada com pubescência acinzentada
.....**Hypsioma opalina** Dillon & Dillon, 1945 (Fig. 142)
- 8(5') Élitros com carena umeral (Fig. 307)9
- 8' Élitros sem carena umeral (Fig. 308); (coloração geral castanho-clara)
.....**Hesycha microphthalma** Martins & Galileo, 1990 (Fig. 139)
- 9(8) Carena umeral curta (Fig. 309)10
- 9' Carena umeral atingindo o terço médio dos élitros; (coloração geral castanho-escuro; élitros com duas faixas transversais de pubescência esbranquiçada, uma localizada no meio e a outra na declividade apical)
.....**Lydipta conspersa** (Aurivillius, 1922) (Fig. 147)
- 10(9) Tubérculos anteníferos proeminentes (Fig. 310); frente da cabeça com pubescência amarelada; escapo com pubescência de duas cores:

- alaranjada na base e castanha escura no ápice; coloração geral castanho-escuro; élitros com mancha latero - mediana de pubescência esbranquiçada e com mancha oval formada por pubescência preta, laranja e branca na declividade apical
-**Trestonia capreola** (Germar, 1824) (Fig. 154)
- 10' Tubérculos anteníferos não proeminentes (Fig. 311); fronte da cabeça com pubescência castanha clara; escapo com pubescência esbranquiçada na base e castanha clara no ápice; coloração geral castanho-clara; élitros com faixa mediana em forma de V formada por pubescência branco-amarelada
-**Pseudobeta doris** (Thomson, 1868) (Fig. 152)
- 11(2') Base dos élitros com grânulos grossos, distantes ou próximos entre si (Fig. 312); úmeros sem tubérculo12
- 11' Base dos élitros com granulações e pontuações finas (Fig. 313); úmeros com tubérculo no ângulo externo15
- 12(11) Meio do pronoto com uma carena transversal glabra (Fig. 314)13
- 12' Meio do pronoto sem carena transversal (Fig. 315)14
- 13(12) Faixa de pubescência avermelhada anterior à carena transversal do pronoto; terço basal dos élitros com granulidade grossa e densa, intercalada por pequenas máculas de pubescência castanha; lados dos esternitos torácicos sem faixa de pubescência branca; élitros com máculas de pubescência esbranquiçada e alaranjada
-**Oncideres dejeanii** Thomson, 1868 (Fig. 148)
- 13' Faixa de pubescência alaranjada anterior à carena transversal do pronoto; base dos élitros com grânulos esparsos; lados dos esternitos torácicos com faixa de pubescência branca; élitros com minúsculas máculas de pubescência esbranquiçada
-**Oncideres saga** (Dalman, 1823) (Fig. 150)
- 14(12') Pubescência dos élitros esbranquiçada entremeada por manchas grandes, arredondadas de pubescência amarelada; metasterno com pubescência densa esbranquiçada.....
-**Oncideres impluviata** (Germar, 1824) (Fig. 149)

- 14' Pubescência dos élitros castanha clara entremeada por minúsculas máculas de pubescência esbranquiçada; metasterno com pubescência branca esparsa
.....**Oncideres ulcerosa** (Germar, 1824) (Fig. 151)
- 15(11') Região mediana dos élitros com uma faixa transversal de pubescência branco-acinzentada lisa, sem pontuações
.....**Lochmaeocles fasciatus** (Lucas, 1857) (Fig. 145)
- 15' Região mediana dos élitros sem faixa transversal de pubescência
.....16
- 16(15') Coloração geral castanho-escura; élitros recobertos por minúsculas máculas irregulares de pubescência castanha clara
.....**Lochmaeocles congener** (Thomson, 1868) (Fig. 144)
- 16' Coloração geral castanho-escura; élitros recobertos por pequenas e grandes máculas irregulares de pubescência alaranjada bordejadas por pubescência branca
.....**Lochmaeocles sladeni** (Gahan, 1903) (Fig. 146)

Tribo Pteropliini

***Rhaphiptera affinis* Thomson, 1868**

(Fig. 156)

Fêmea (23 mm). Corpo alongado; coloração geral castanho-clara; cabeça hipognata, com pontos grossos avermelhados; antenas longas, atingem ou ultrapassam o ápice elitral, castanho – claras, com franja interna de pêlos curtos; olhos emarginados e grosseiramente facetados; pronoto com dois tubérculos; protórax com pontos grossos avermelhados; lados do protórax com tubérculos; coxas anteriores arredondadas; pernas curtas, castanho-claras; élitros castanho-claros; base dos élitros com pontos grossos avermelhados e duas manchas arredondadas de pubescência castanho-escura; meio dos élitros com uma mancha semicircular de pubescência castanho-escura, entremeada com duas faixas finas de pubescência castanho-clara; declividade elitral com três linhas de pubescência castanho-escura; ápices elitrais acuminados e com um espinho externo recurvado.

3.3.27 Tribos com unhas apendiculadas

- 1 Aspecto geral do corpo linear, alongado, estreito; ápices elitrais truncados com um ou dois espinhos; élitros recobertos por pubescência decumbente ou sericea**Falsamblesthiini** (pág. 138)
- 1' Aspecto geral do corpo robusto, compacto; ápices elitrais arredondados; élitros recobertos por pêlos semieretos
.....**Calliini** (pág. 138)

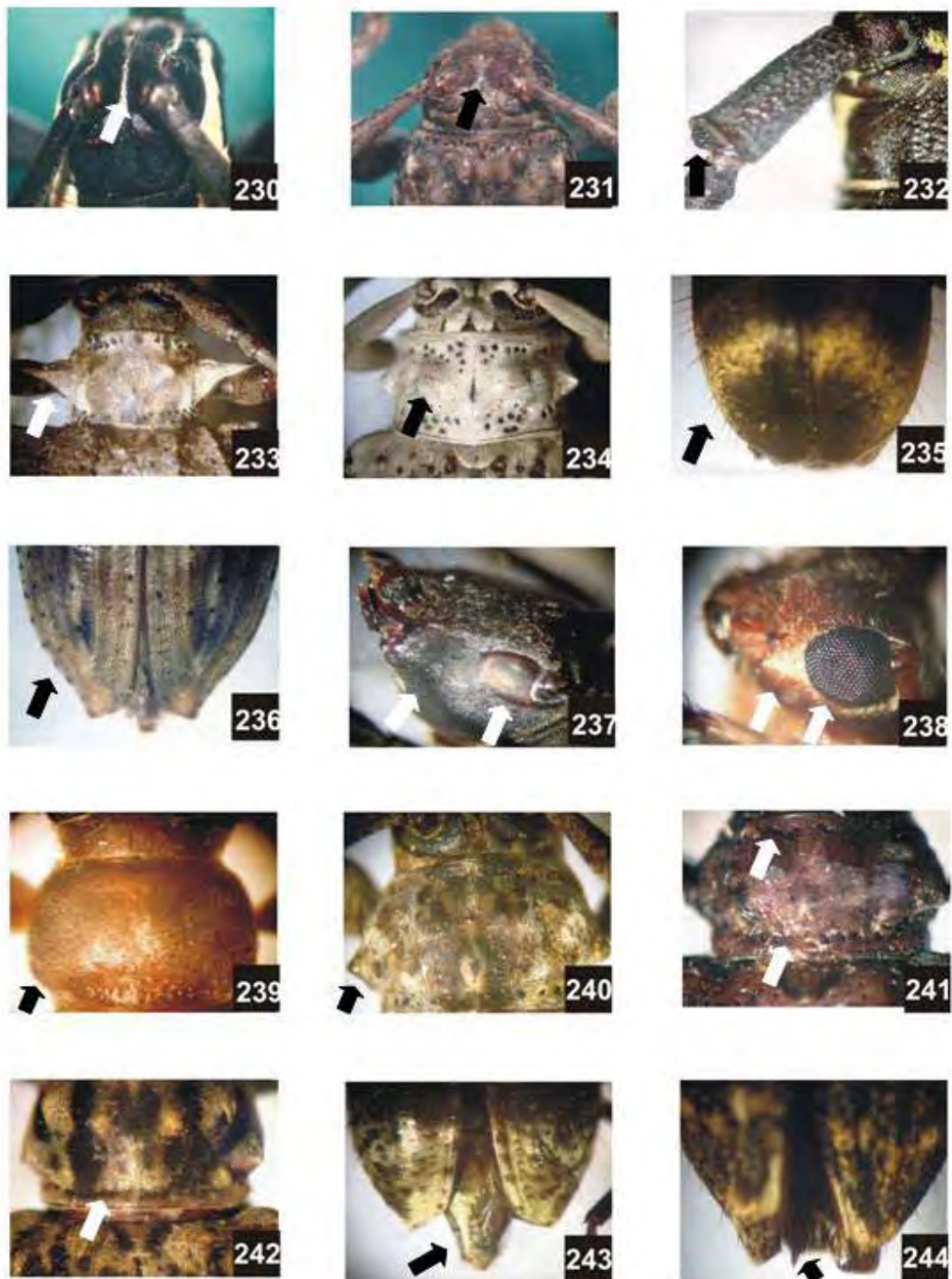
3.3.28 Chave para as espécies da tribo Falsamblesthiini

(Figs. 132-134; 316 – 319)

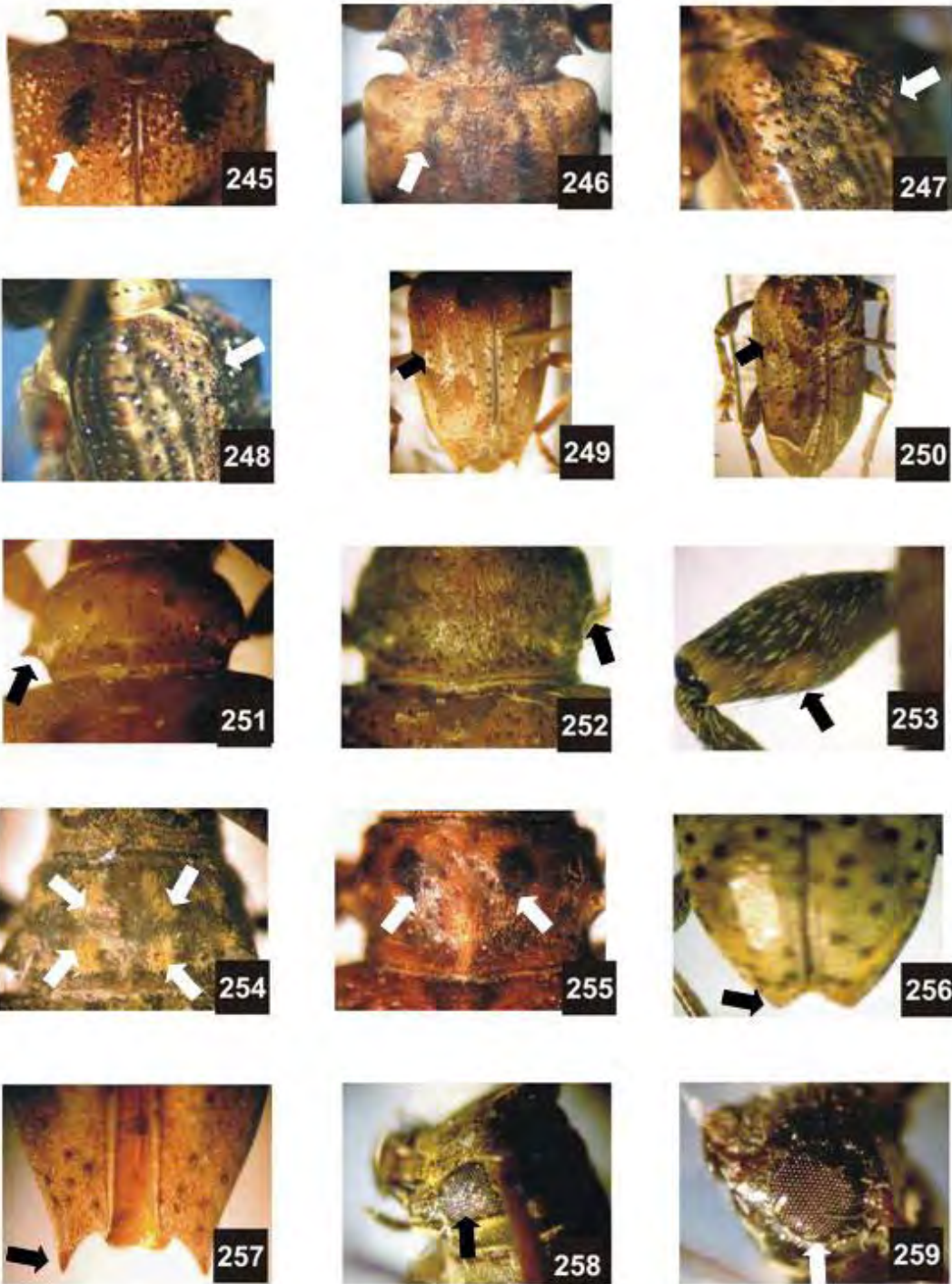
- 1 Base dos élitros com grânulos glabros e brilhantes (Fig. 316); ápices elitrais estreitados e com espinhos2
- 1' Base dos élitros sem grânulos (Fig. 317); ápices elitrais truncados (cabeça, protórax e élitros com pontos grossos pretos; coloração geral castanho-escuro)
.....**Udamina lepreurii** Thomson, 1868 (Fig. 134)
- 2(1) Pronoto com calosidades (Fig. 318); corpo recoberto por pubescência amarelo-acinzentada; fêmures com um anel mediano de pubescência preta; ápices elitrais com um espinho**Gisostola sp.** (Fig.132)
- 2' Pronoto sem calosidades (Fig. 319); corpo recoberto por pubescência sericea castanho-avermelhada e finamente pontuado; fêmures sem anel; ápices elitrais com dois espinhos, um externo grande e um interno pequeno ...**Obereoides setulosus** (Aurivillius, 1920) (Fig. 133)

3.3.29 Chave para as espécies da tribo Calliini (Figs. 120–121)

- 1 Pronoto com reflexo metálico violáceo; lados do protórax com um espículo; élitros com reflexo metálico avermelhado, recobertos por pubescência acastanhada; fêmures avermelhados; comprimento 4,5 mm**Callia xanthomera** Redtenbacher, 1867 (Fig. 120)
- 1' Pronoto sem reflexo metálico, recoberto por pubescência castanho-escuro e com pontos pretos; lados do protórax sem espículo; élitros sem reflexo metálico, recobertos por pubescência castanho-escuro; fêmures castanho-escuros; comprimento 10 mm
.....**Drycothaea sp.** (Fig. 121)



Figs. 230-234. TRIBOS COM UNHAS DIVARICADAS: 230, Tubérculos anteníferos muito próximos entre si; 231, Tubérculos anteníferos separados; 232, Escapo com cicatriz no ápice; 233, Lados do protórax com espinho proeminente; 234, Pronoto com tubérculos. Figs.235-244. ACANTHOCININI: 235, Élitros com pêlos eretos ou semidecumbentes; 236, Élitros sem pêlos eretos ou semidecumbentes; 237, Lobos oculares inferiores muito reduzido; 238, Lobos oculares inferiores pelo menos com metade do comprimento das genas; 239, Protórax sem tubérculo lateral; 240, Protórax com tubérculo; 241, Pontos grossos junto às bordas anterior e posterior do pronoto; 242, Pontos finos junto à borda posterior do pronoto; 243, Último tergito sem espinhos; 244, Último tergito abdominal com dois espinhos dorsais.



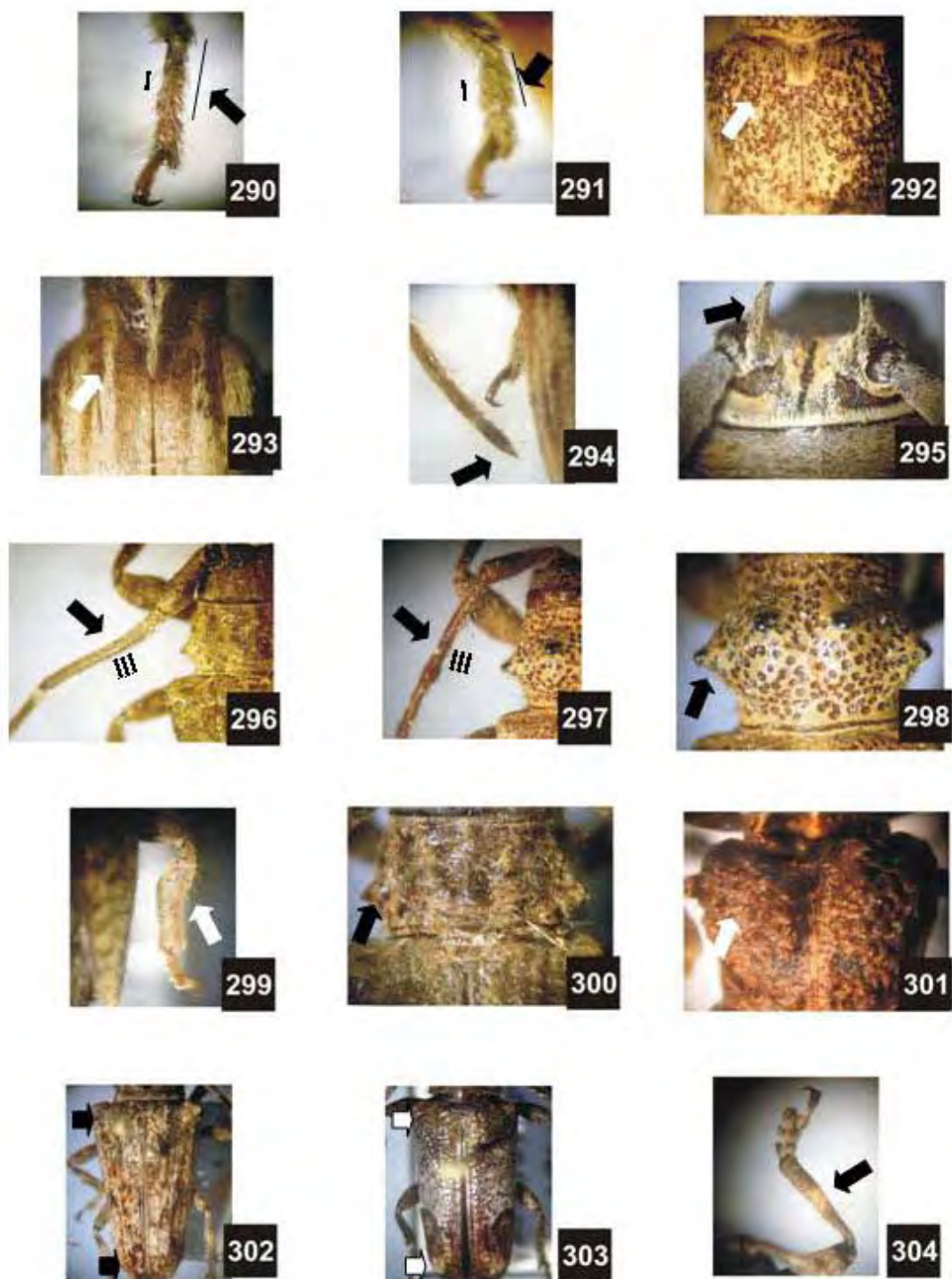
Figs. 245-259. ACANTHOCININI: 245, Élitros com crista centro-basal; 246, Élitros sem crista centro-basal; 247, Crista centro-basal dos élitros com tufos de pêlos pretos nas porções anterior e posterior; 248, Crista centro-basal dos élitros sem tufos de pêlos; 249, Élitros com carenas dorso-laterais nitidamente demarcadas; 250, Élitros sem carenas dorso-laterais; 251, Lados do protórax com espinho longo; 252, Lados do protórax com espinho curto; 253, Fêmur com cerdas curtas; 254, Pronoto com quatro manchas amareladas; 255, Pronoto com duas manchas pretas; 256, Ápices elitrais sem espinho, obliquamente truncados; 257, Ápices elitrais com um espinho no ângulo externo; 258, Lobos oculares inferiores duas vezes mais longos que o comprimento das genas; 259, Lobos oculares inferiores três vezes mais longos que o comprimento das genas.



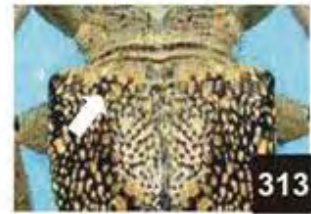
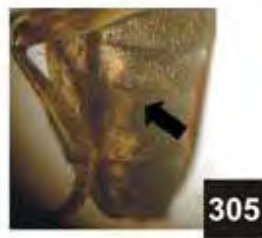
Figs. 260-261. ACANTHOCININI: 260, Ápices dos élitros truncados; 261, Ápices dos élitros chanfrados. Figs. 262-274. ACANTHODERINI: 262, Pronoto com tubérculos e elevações longitudinais medianas; 263, Fêmur pedúnculo-clavado; 264, Fêmur cilíndrico; 265, Protórax mais curto que a base dos élitros (incluindo as projeções laterais); 266, Protórax tão longo quanto à base dos élitros (incluindo as projeções laterais); 267, Tíbia e élitros recobertos por pêlos longos, eretos, esbranquiçados; 268, Pronoto com três tubérculos medianos; 269, Pronoto com elevação longitudinal mediana; 270, Pronoto sem elevação longitudinal mediana; 271, Élitros com cerdas curtas, semieretas e esbranquiçadas; 272, Élitros sem cerdas; 273, Protarsos alargados com pêlos pretos longos e densos; 274, Protarsos estreitos com pelos pretos curtos.



Figs. 275-277. ACANTHODERINI: 275, Antenômeros III-VI com franja densa de pêlos na face ventral; 276, Úmero arredondado com pequena projeção dorso-lateral; 277, Ápices elitrais acuminados. Figs. 278-279. ANISOCERINI: 278, Antenômero IV mais curto que o III; 279, Antenômero IV subigual ao III. Figs. 280-288. DESMIPHORINI: 280, Lados do protórax com espinho; 281, Pubescência corporal curta; sem tufo de pêlos; 282, Pubescência corporal longa entremeada com cerdas; 283, Protórax com espinho lateral longo localizado no terço posterior; 284, Pronoto convexo com depressão na região apical; 285, Antenômero VIII com 2/3 do segmento recoberto por pubescência amarelada; 286, Antenômero VIII com um pequeno anel basal de pubescência amarelada; 287, Metatíbia sem sulco longitudinal; 288, Metatíbias com sulco longitudinal. Fig. 289, TRIBOS COM UNHAS BÍFIDAS: Élitros com carena umeral



Figs. 290-294. AERENICINI: 290, Metatarsômero I tão longo como os tarsômeros II-IV juntos; 291, Metatarsômero I tão longo quanto os tarsômeros II e III juntos; 292, Base dos élitros com grânulos glabros e brilhantes; 293, Base dos élitros sem grânulos; 294, Ápice do antenômero XI em forma de aguilhão. Figs. 295-298. TRIBOS COM UNHAS DIVERGENTES: 295, Tubérculos anteníferos proeminentes; 296, Antenômero III arqueado; 297, Antenômero III reto; 298, Lados do protórax com tubérculo. Fig. 299. APOMECCYNINI: Metatíbia achatada. Figs. 300-304. ONCIDERINI: 300, Lados do protórax com tubérculo rombudo; 301, Base dos élitros com gibosidades granuladas; 302, Base dos élitros mais larga que o ápice; 303, Base dos élitros tão larga quanto o ápice; 304, Protíbia com um anel mediano de pubescência castanha-clara.



Figs. 305-315. ONCIDERINI: 305, Lados dos esternitos abdominais II-V com pubescência amarelada; 306, Lados dos esternitos abdominais I-V com pubescência acinzentada; 307, Élitros com carena umeral; 308, Élitros sem carena umeral; 309, Carena umeral curta; 310, Tubérculos anteníferos proeminentes; 311, Tubérculos anteníferos não proeminentes; 312, Base dos élitros com grânulos grossos, distantes entre si; 313, Base dos élitros com granulações e pontuações; finas; 314, Meio do pronoto com uma carena transversal glabra; 315, Meio do pronoto sem carena transversal. Figs. 316-319. FALSAMBLESTHIINI: 316, Base dos élitros com grânulos glabros e brilhantes; 317, Base dos élitros sem grânulos; 318, Pronoto com calosidades; 319, Pronoto sem calosidades.

3.4. Análise da sazonalidade e influência da temperatura e precipitação na riqueza e abundância de Cerambycidae coletados com armadilha luminosa.

Em 70 meses de coleta com armadilha luminosa (177 amostras), foi obtido um total de 307 indivíduos distribuídos em 105 espécies. Foram coletadas quatro subfamílias, das quais Lamiinae e Cerambycinae são as mais representativas pelo número de indivíduos (Figura 320). As espécies mais abundantes foram *Hesperandra (Zikandra) glabra* (DeGeer, 1774) com 24 indivíduos; *Trypanidius dimidiatus* Thomson, 1860 com 20 indivíduos; *Pantomallus pallidus* Aurivillius, 1923 com 11 indivíduos; *Nyssicostylus subopacus* (Bates, 1885) com 9 indivíduos; *Coleoxestia denticornis* (Gahan, 1892) com 8 indivíduos; *Coleoxestia vittata* (Thomson, 1860), *Hypsioma gibbera* Audinet – Serville, 1835 e *Uncieburia nigricans* (Gounelle, 1909) com 7 indivíduos e *Gagarinia mniszechii* (Chabrillac, 1857) *Sphaerion cyanipenne* Audinet – Serville, 1834, *Steirastoma stellio* Pascoe, 1866 com 6 indivíduos.

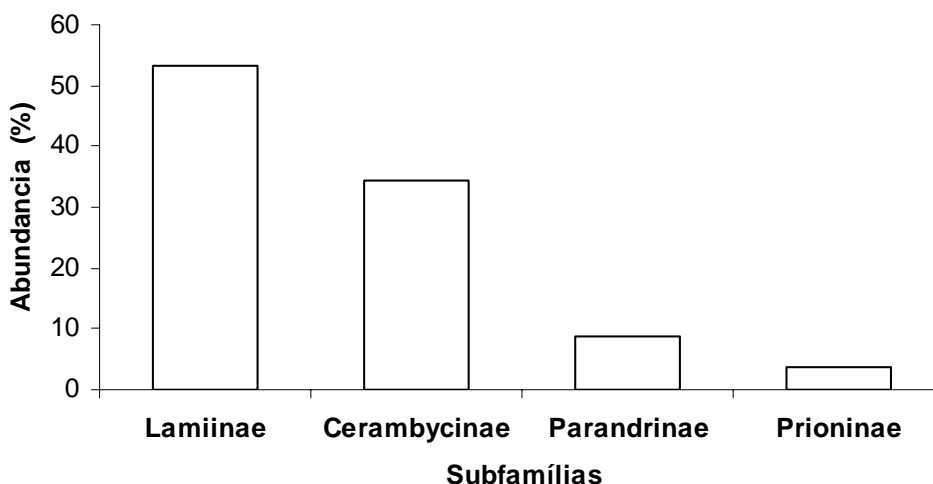


Figura 320. Proporção de abundância das subfamílias de Cerambycidae coletadas com armadilha luminosa na Mata do Paraíso, Viçosa, MG, de 1986 a 2007.

Nas amostras com armadilha luminosa foi coligido um maior número de fêmeas (208) com relação ao número de machos (99). Esta variação pode ser porque as fêmeas demonstram maior atividade ao pôr do sol,

dispersam-se mais que os machos para ovipositar, voam mais alto e são carregadas pelas correntes de ar mais facilmente (Silveira Neto *et al.*,1976).

Os fatores climáticos influenciaram positivamente a riqueza e abundância dos Cerambycidae da Mata de Paraíso. A temperatura média mensal influenciou diretamente na variação do número de espécies ($R^2=0,87$; $p<0,05$) e de indivíduos ($R^2=0,85$; $p<0,05$) registrados nas amostras com armadilha luminosa (Figuras 321 e 322). Quando a temperatura aumentou, também aumentou o número de espécies e de indivíduos e o contrário aconteceu quando a temperatura diminuiu. A temperatura onde se registraram maior número de espécies e indivíduos foi aproximadamente 24 °C e o contrário aconteceu a 15 °C.

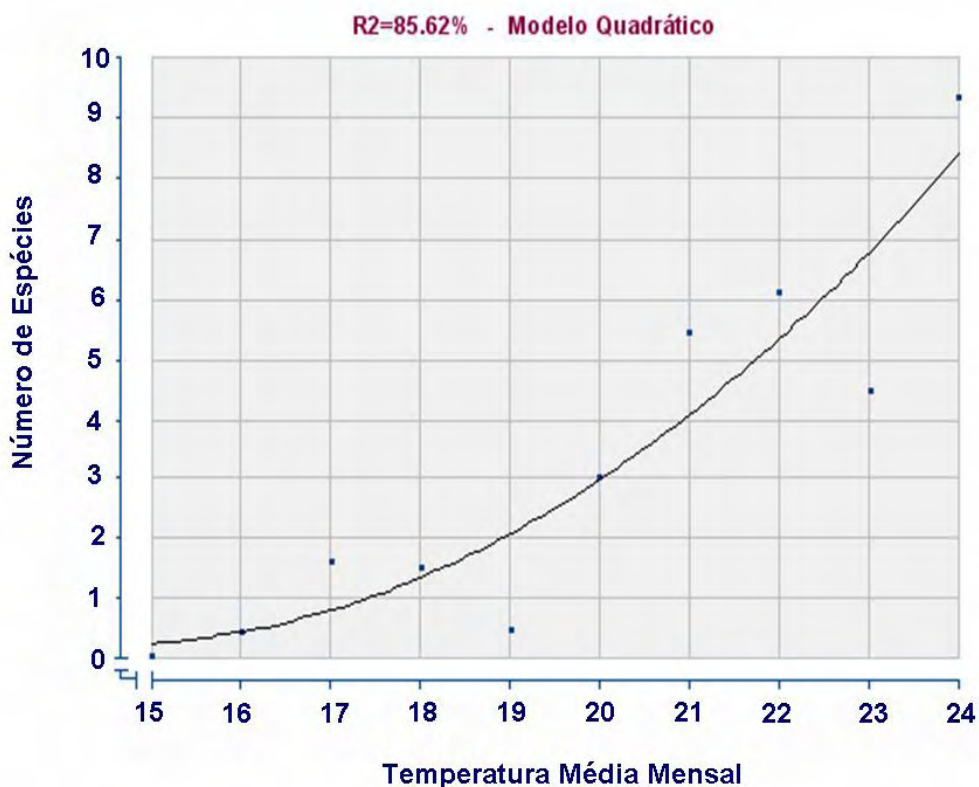


Figura 321.- Análise de Regressão Linear Simples entre os valores de Temperatura média mensal (°C) e o número de espécies de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, MG. ($R^2=0,85$; $p<0,05$). Anos 1986 – 2007.

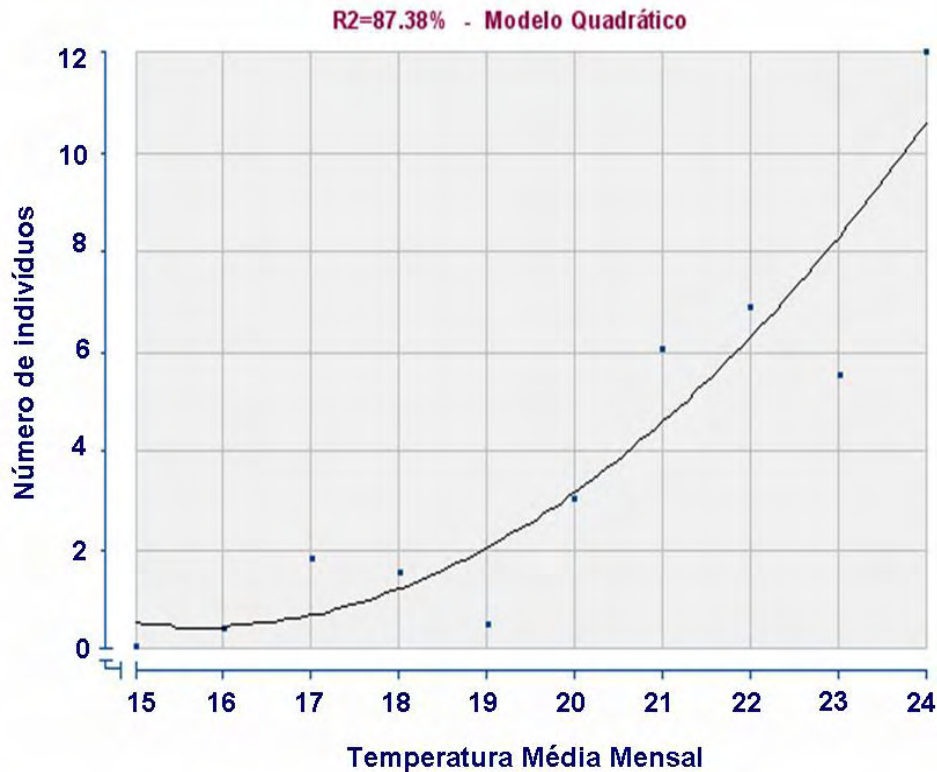


Figura 322.- Análise de Regressão Linear Simples entre os valores de Temperatura média mensal (°C) e número de indivíduos de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais. ($R^2=0,87$; $p<0,05$). Anos 1986 – 2007.

Segundo Wolda (1988), mudanças nos níveis de riqueza e abundância estão freqüentemente correlacionadas à variação dos fatores ambientais. Com as temperaturas altas aumenta a longevidade dos adultos, a quantidade de acasalamentos e de ovos férteis, enquanto que as baixas temperaturas produzem o efeito contrário (Vives, 2000). Além disso, as temperaturas altas facilitam a maior movimentação e dispersão dos insetos (Silveira Neto *et al.*, 1976). Isto explicaria o alto número de espécies e indivíduos atraídos à armadilha luminosa, quando a temperatura aumenta e a quase ausência de cerambycídeos quando a temperatura diminui.

Na precipitação, o número de espécies ($F = 8.33$, $p<0.05$) e indivíduos ($F = 10.77$, $p<0.05$) de Cerambycidae aumentaram, alcançando seu nível máximo com 250 mm. O número médio mais alto de cerambycídeos foi registrado entre 200 a 250 mm de precipitação mensal e as médias mais baixas de 0 a 100 mm (Figuras 323 e 324).

A precipitação está diretamente relacionada com o crescimento da vegetação, permitindo o aparecimento de novo recurso alimentar para os insetos herbívoros. Nos insetos, a água tem grande importância em proporções constantes em seus corpos. Alguns insetos suportam variações grandes de umidade inclusive alternâncias de estações secas e chuvosas (Silveira Neto *et. al.*, 1976). Os insetos apresentam maiores valores populacionais nos períodos de chuvas (Ross *et al.*, 1982; Coelho, 1997). É possível que as espécies de Cerambycidae da Mata do Paraíso acompanhem a renovação vegetal da localidade e estejam mais bem adaptados as condições de umidade, apresentando maior número de espécies e de indivíduos nos períodos de elevadas taxas de precipitação.

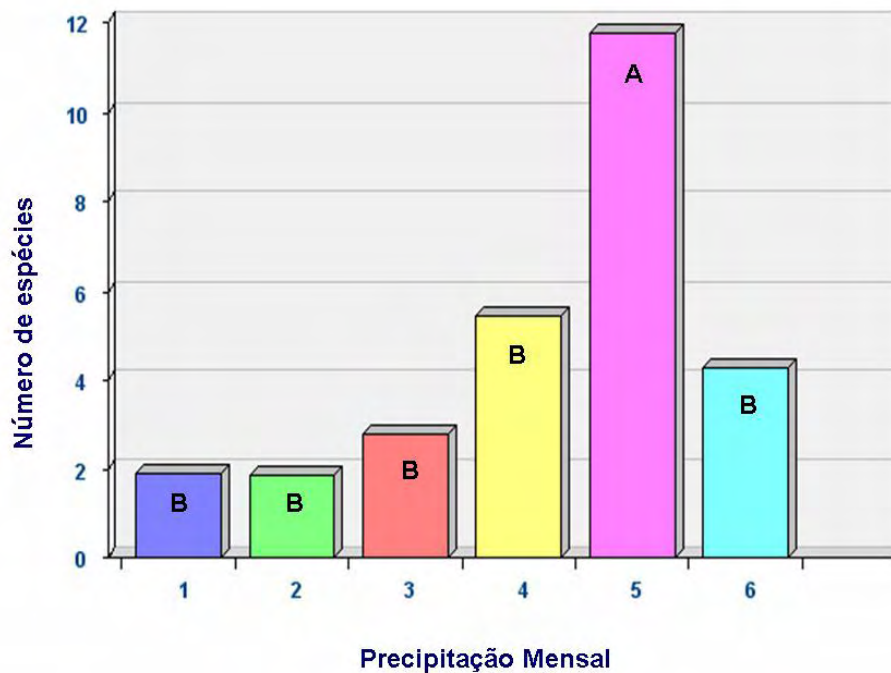


Figura 323.- Análise de Variância entre os valores de precipitação mensal agrupados em classes: 1 = 0 - 50 mm, 2 = 51 -100 mm, 3 = 101 - 150 mm, 4 = 151 -200 mm, 5 = 201 – 250mm e 6 = > 300 mm e o número de espécies de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais, anos 1986 -2007. Médias com letras desiguais são significativamente diferentes (Test de Tukey, $p < 0,05$).

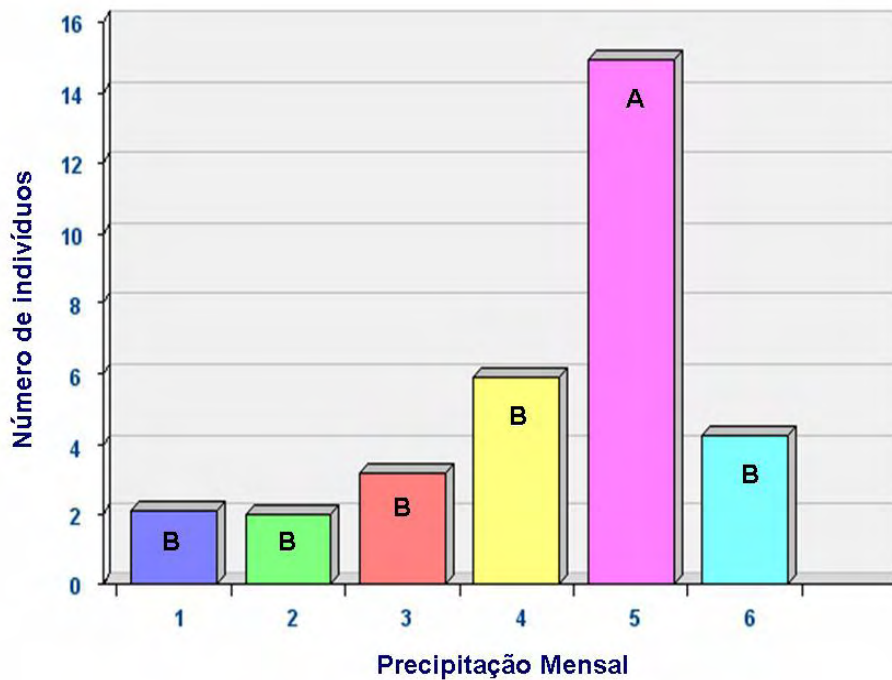


Figura 324.- Análise de Variância entre os valores de precipitação mensal agrupados em classes: 1 = 0 - 50 mm, 2 = 51 -100 mm, 3 = 101 - 150 mm, 4 = 151 -200 mm, 5 = 201 – 250mm e 6 = > 300 mm e o número de indivíduos de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais, anos 1986 -2007. Médias com letras desiguais são significativamente diferentes (Test de Tukey, $p < 0,05$).

Estes resultados se assemelham aos resultados obtidos em outros estudos com cerambycídeos. Marinoni & Ganho (2003) mostraram que nas localidades de Colombo e Ponta Grossa, Paraná (Floresta Úmida Temperada), houve uma relação significativa da abundância da espécie *Nyssodrysinia lignaria* (Bates) com a temperatura (temperatura mais alta / mais indivíduos capturados). Os estudos realizados anteriormente na Mata do Paraíso com outros grupos de insetos (Heteroptera, Cicadellidae, Ephemeroptera, Sphingidae), também respaldam os resultados encontrados neste estudo (Ferreira *et al.*, 1986; Ferreira *et al.*, 1995; Da Silva *et. al*, 1996; Coelho, 1997; Paula & Ferreira, 2002).

3.4.1. Flutuação Estacional

Um fenômeno é considerado sazonal se sua expressão máxima ocorre aproximadamente no mesmo período do ano, em cada ano que acontece (Wolda, 1986). De acordo com o padrão anual dos dados registrados pelo Setor de Meteorologia Agrícola da UFV de 1931 a 1960 para o município de Viçosa, historicamente a estação seca estende-se de abril a setembro e a chuvosa, de outubro a março (Coelho, 1997).

Para a análise de sazonalidade dos cerambycídeos da Mata do Paraíso foram consideradas sete estações secas e sete estações chuvosas, desde outubro de 1986 até março de 2007 (Anexo 1).

O agrupamento anual dos Cerambycidae (Fig. 325 e 326) demonstra seu padrão sazonal. Diferenças significativas na riqueza de espécies ($F = 34.885$, $p < 0.05$) e abundância de indivíduos ($F = 34.681$; $p < 0.05$) entre as estações de seca e chuva foram obtidas pela análise de variância. O 74.3 % das espécies e 54.7% dos indivíduos foram coletados nas estações de chuva, enquanto que 6.7% das espécies e 3% dos indivíduos foram coletados nas estações de seca. Vinte espécies apareceram nas duas estações, representando 19% das espécies (Tabela 4).

Na época chuvosa, as espécies de maior abundância, pela ordem, foram: *Hesperandra (Zikandra) glabra* (De Geer, 1774); *Trypanidius dimidiatus* Thomson, 1860; *Pantomallus pallidus* Aurivillius, 1923; *Nyssicostylus subopacus* (Bates, 1885); *Coleoxestia denticornis* (Gahan, 1892); *Coleoxestia vittata* (Thomson, 1860), *Gagarinia mnischechii* (Chabrillac, 1857) e *Hypsioma gibbera* Audinet – Serville, 1835.

Na época seca, as espécies, em ordem de abundância, foram: *Aglaoschema haemorrhoidale* (Germar, 1824); *Cacostola brasiliensis* Thomson, 1868; *Desmiphora (Desmiphora) intonsa* (Germar, 1824); *Lophopoeum timbouvae* Lameere, 1884, *Nyssodrysinia lignaria* (Bates, 1864), *Pseudophaula porosa* (Bates, 1881) e *Temnopsis megacephala* (Germar, 1824).

Tabela 4. Riqueza, abundância e percentagens de Cerambycidae coletados com armadilha luminosa, nos anos 1986-2007, estações seca e chuvosa, Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais.

<i>Estações</i>	<i>Espécies</i>	<i>%</i>	<i>Indivíduos</i>	<i>%</i>
Chuva	78	74.3	168	54.7
Seca	7	6.7	9	3.0
Chuva/Seca	20	19.0	29/101	42.3
Total	105	100	307	100

Os valores mais altos de riqueza e abundância ocorreram nos meses de outubro a dezembro, enquanto os menores ocorreram em julho e setembro, demonstrando que a riqueza e abundância decrescem no período da estação seca e aumentam na estação de chuva (Figuras 325 e 326). O efeito das estações climáticas sobre a flutuação populacional de insetos tropicais é um fato conhecido. Como na faixa tropical a temperatura pouco varia ao longo do ano, em geral é o regime das chuvas que define as estações, com influência direta na abundância dos insetos (Wolda, 1978). No município de Viçosa, os valores de precipitação são baixos durante os meses de seca, especialmente no mês de julho, onde praticamente não existe precipitação (4,5 mm). Este fato explicaria os valores muito baixos de riqueza e abundância de Cerambycidae neste mês.

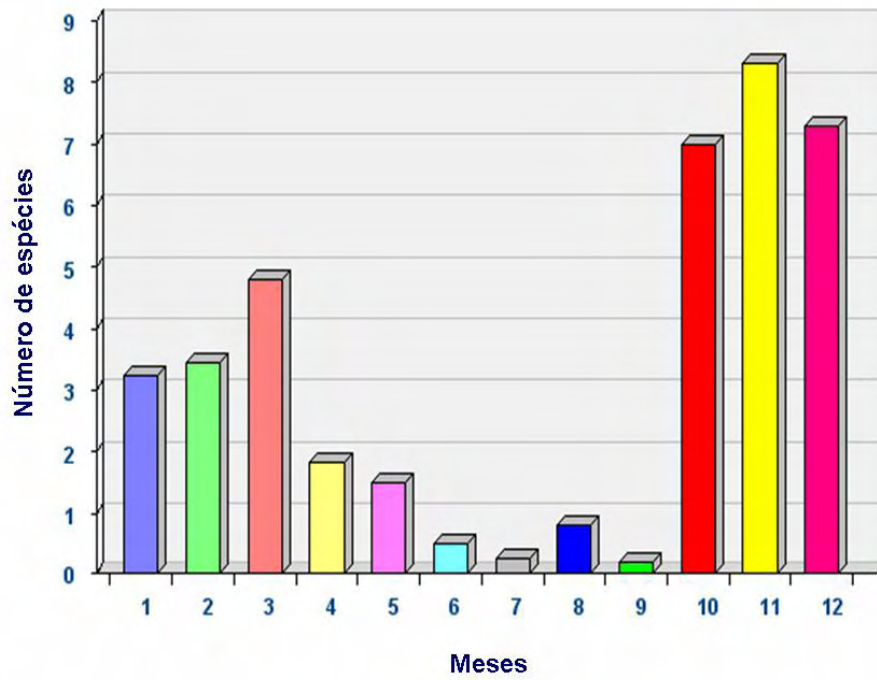


Figura 325. Padrão sazonal da riqueza de espécies de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais. ($F = 34.885$; $p < 0,05$)

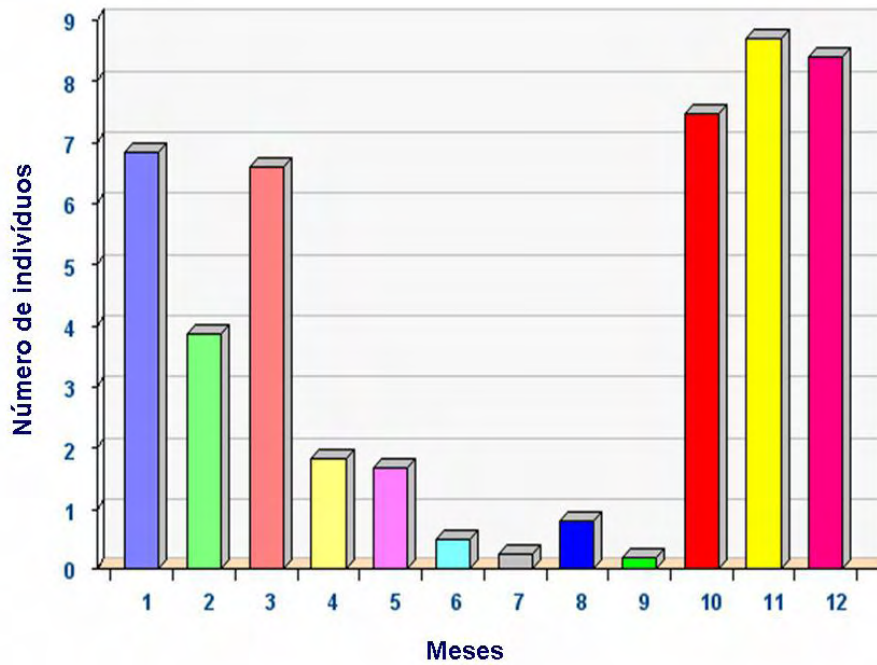


Figura 326. Padrão sazonal da abundância de indivíduos de Cerambycidae na Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais. ($F = 34.681$; $p < 0,05$)

Na EPTEAMP, o período de maior abundância das espécies foi de outubro a dezembro, considerado primavera no hemisfério sul. Esta informação coincide com o trabalho de Marinoni & Ganho (2003). Eles estudaram a sazonalidade da espécie *Nyssodrysinia lignnaria* (Bates, 1864) e concluíram que a atividade deste cerambicídeo atingiu o pico nos meses de primavera-verão. Garcia & Corseuil (1999) estudaram a ação dos fatores climáticos sobre as populações de cerambicídeos e escarabeídeos em pomares de pessegueiro no município de Porto Alegre, Rio Grande do Sul e concluíram que a época de ocorrência dos coleópteros foi de setembro a abril, concomitantemente com o período de primavera e verão. Toledo *et al.* (1992) concluíram que a riqueza de espécies e a abundância de indivíduos de Cerambycidae coletados na Floresta seca “El Aguacero” Chiapas, México, variam com o tempo de coleta e estes valores foram maiores na estação chuvosa. Segundo eles a sazonalidade marcada dos adultos durante a estação chuvosa pareceu estar relacionada com os hábitos alimentares e a disponibilidade das plantas-hospedeiras, pois na época de chuvas existe grande disponibilidade de alimento como folhas novas e galhos mortos. Cada fase do ciclo de vida dos insetos deve estar sincronizada a uma variável sazonal específica. Assim, os períodos nos quais os insetos adultos e imaturos de uma determinada espécie apresentam maior atividade ou nos quais a reprodução acontece devem apresentar um mínimo de condições físicas toleráveis e a presença mínima de predadores, parasitóides e patógenos (Wolda, 1988).

A estação seca pode ser comparada ao inverno da zona temperada, tornando necessárias adaptações por parte da entomofauna à sobrevivência nas condições adversas, sendo baixo o número de adultos ativos (Wolda, 1986).

4. CONCLUSÕES

- Os valores dos números de espécies e de tribos são altos comparados com valores registrados em outras florestas de Mata Atlântica do Estado do Rio Grande do Sul.
- O método da armadilha luminosa foi o mais eficiente com 72.05% dos cerambycídeos coletados, seguido pela isca de mistura de cerveja, suco de manga e açúcar mascavo com 13.41% e a isca de banana com 6.82%.
- Doze espécies são novos registros para o Estado de Minas Gerais (Viçosa). Esta informação amplia os padrões de distribuição destas espécies e também determina uma possível relação delas com o bioma de Mata Atlântica.
- Quatorze morfotipos foram determinados até nível de gênero e dois até nível de tribo. Provavelmente todas estas espécies sejam novas, o que contribui ainda mais para o conhecimento da fauna de Cerambycídeos da EPTEAMP, Minas Gerais e Brasil.
- Foram elaboradas 29 chaves taxonômicas com base no material coletado, possibilitando sua identificação até o nível de espécie. Assim, este trabalho constitui-se numa referência para a identificação dos Cerambycidae para a EPTEAMP e ecossistemas com características semelhantes.
- Com base em 177 amostras realizadas entre outubro de 1986 e março de 2007, foi observado que a temperatura média mensal e a pluviosidade média mensal influíram positivamente na riqueza e abundância de Cerambycidae da Mata do Paraíso.
- A riqueza e abundância de Cerambycidae decrescem na estação seca e aumentam na estação de chuva. Os valores mais altos ocorreram nos meses de outubro a dezembro, enquanto os menores ocorreram em julho e setembro.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almeida, L.M., C.S. Ribeiro-Costa & L. Marinoni. 1998.** Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos. Riberão Preto, Holos, 88p.
- Alonso, M.T.A. 1977.** Vegetação, p. 91-118 In Goldenberg, C. (ed.) Geografia do Brasil, Região Sudeste. Rio de Janeiro, IBGE. 3.
- Antunes, F.Z. 1986.** Caracterização climática do Estado de Minas Gerais. Inf. Agropec. São Paulo, 12: 9-13.
- Baucke, O. 1955.** Catálogo dos insetos encontrados no Rio Grande do Sul, Col. Cerambycidae. Boletim da Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio, Porto Alegre, 1: 1-87.
- Baucke, O. 1957a.** Cerambycídeos do Rio Grande do Sul. Revista do Museu Julio de Castilhos, Porto Alegre, 7: 20-31.
- Baucke, O. 1957b.** Cerambycídeos do Rio Grande do Sul. Iheringia, Sér. Zool. Porto Alegre, 8: 1-30.
- Biezanko, C.M. & J.M. Bosq. 1956.** Cerambycidae de Pelotas e seus arredores. Agros, Pelotas, 10: 3-15.
- Braz, D.M., R.M. Carvalho-Okano & C. Kameyama. 2002.** Acanthaceae da Reserva Florestal Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais. Rev. Bras. Bot. 25: 495-504.
- Coelho, L.B. 1997.** Análise faunística de Cicadellidae (Insecta: Homoptera) em área da Mata Atlântica. Viçosa: UFV. 73p.
- Costa, C. 2000.** Estado de Conocimiento de los Coleoptera Neotropicales, p. 99-114 In Martín-Piera, F.J.J. Morrone & A. Melic (eds.), Hacia um Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica em Iberoamérica: PrIBES-2000. m3m: Monografías Tercer Milenio. 1, SEA, Zaragoza.
- Costa, E.C. & D. Link. 1988.** Flutuação populacional de *Nyssodrysinia lignaria* (Bates, 1964) (Coleoptera, Cerambycidae), Nova Prata, Rio Grande do Sul. Anais do VI Congresso Florestal Estadual. 541-550.
- Da Silva, E.R., P.S.F. Ferreira & L.B.N. Coelho. 1996.** Biologia populacional de *Campsurus melanocephalus* Pereira & Da Silva, 1991 (Ephemeroptera: Polymitarcyidae) em área remanescente de

floresta tropical no estado de Minas Gerais. In CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 21, Porto Alegre. Resumos. Porto Alegre: Sociedade Brasileira de Zoologia. 111 p.

Duffy, E.A.J. 1953. A monograph of the immature stages of british and imported timber beetles. British Museum (Nat. Hist.), London. 350 p., 8 pl., 291 figs.

Duffy, E.A.J. 1960. A monograph of the immature stages of british and imported timber beetles. British Museum (Nat. Hist.), London. 327 p., 13 pl., 176 figs.

Fragoso, S.A., M.A. Monné & C.AC. Seabra. 1987. Preliminary considerations on the higher classification of Cerambycinae (Coleoptera, Cerambycidae), with nomenclatural alterations. Rev. Bras. Biol. 47: 189–202.

Ferreira, P.S.F. & D.S. Martins. 1982. Contribuição ao método de captura de insetos por meio de armadilha luminosa, para obtenção de exemplares sem danos morfológicos. R. Ceres. 29: 538-543.

Ferreira, P.S.F., D.S. Martins & N. Hubner. 1986. Levantamento, flutuação populacional e análise entomofaunística em mata remanescente da Zona da Mata, Viçosa, Minas Gerais. I. Sphingidae:Lepidoptera. R. Ceres. 33: 516 -527.

Ferreira, P.S.F., A.S. Paula & D.S. Martins. 1995. Analise faunística de Lepidoptera: Arctiidae em área de reserva natural remanescente de floresta tropical em Viçosa, Minas Gerais. An. Soc. Entomol. Bras. 24: 123-133.

Galileo, M.H.M. 1987a. Sistemática das tribos Meroscelisini e Anacolini (Coleoptera, Cerambycidae, Prioninae) nas Americas. II. Anacolini Rev. Bras. Entomol. 31: 481-705

Galileo, M.H.M. 1987b. Sistemática das tribos Meroscelisini e Anacolini (Coleoptera, Cerambycidae, Prioninae) nas Americas. I. Meroscelisini. Rev. Bras. Entomol. 31: 141-367

Galileo, M.H.M. & U.R. Martins. 2006 (eds.). Cerambycidae (Coleoptera) Parque Copesul de Proteção Ambiental, Triunfo, Rio Grande do Sul. Porto Alegre, Museu de Ciências Naturais da Fundação Zoobotânica do RS, 314 p.

- Garcia, F.R.M. & E. Corseuil. 1999.** Flutuação populacional de cerambicídeos e escarabeídeos (Coleoptera) em pomares de pessegueiro no município de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. *Rev. Fac. Zootec. Vet. Agro. Uruguaiana* 5/6: 61-70.
- Griffith, J.J., P. Sant'anna & J.C. Ribeiro. 1979.** Levantamentos básicos e recomendações de manejo para a reserva denominada "Mata da Prefeitura": Relatório provisório. Viçosa: UFV, Departamento de Engenharia Florestal, 86p.
- Hanks, L. 1999.** Influence of the larval host plant on reproductive strategies of cerambycid beetles. *Annu. Rev. Entomol.* 44: 483-505.
- Hequet, V. 1996.** Longicornes de Guyane. Cayenne, ORSTOM, SILVOLAB, 36 p., 19 lám.
- Hovore, F.T. 1998.** Estudios ecológicos y taxonómicos de los abejones cerambícidos del Neotropico
web:[http:// www.ots.ac.cr/docs/new/abejones.htm](http://www.ots.ac.cr/docs/new/abejones.htm)
- Hovore, F.T. 2004.** Checklist of Cerambycidae of Ecuador (ECU). Versão eletrônica.
- Lawrence, J.F. & A.F. Newton, Jr. 1995.** Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family group-names),779-1092. In J. Pakaluk & S. A. Slipinski (eds.). *Biology, Phylogeny and classification of Coleoptera: Papers Celebrating the 80th Birthday of Roy A. Crowson.* Warszawa: Muzeum i Instytut Zoologii PAN, 2, VI + 559-1092 p.
- Lawrence, J.F., A.M. Hastings, M.J., Dallwitz, T.A. Paine & E.J. Zucher. 1999.** Beetles of the World: a key and information system for families and subfamilies. Version 1.0 for MS-Windows. Melbourne: CSIRO Pub. CD-ROM & user manual.
- Linsley, E.G. 1959.** Ecology of Cerambycidae. *Annu. Rev. Entomol.* 4: 99-138.
- Linsley, E.G. 1961.** Cerambycidae of North America. Part I. Introduction. *University of California Publications in Entomology* 18:1-135
- Linsley, E.G. 1962.** The Cerambycidae of North America. Part II. Taxonomy and Classification of the Parandrinae, Prioninae, Spondylinae and

Aseminae. University of California Publications in Entomology 19:1-102.

- Marinoni, R.C. & N.G. Ganho. 2003.** Sazonalidade de *Nyssodrysinia lignaria* (Bates) (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae), no Estado do Paraná, Brasil. Rev. Bras. Zool. 20: 141-152.
- Marinoni, R.C., N.G. Ganho, M.L. Monné & J.R.M. Mermudes. 2003.** Hábitos Alimentares em Coleoptera (Insecta). Riberão Preto, Holos, 63p.
- Martins, U.R. 1997.** Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia, São Paulo, Sociedade Brasileira de Entomologia, 1: 1-217, 171 figs.
- Martins, U.R. 1999a.** Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia, São Paulo. Sociedade Brasileira de Entomologia, 3: 1-418, 271 figs.
- Martins, U.R. 1999b.** Cerambycidae. In: Joly, C.A. & C.E. de M. Bicudo (eds.). Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil. Síntese do conhecimento ao final do século XX, 5: Invertebrados terrestres. São Paulo, FAPESP. P. 121-132.
- Martins, U.R. 2002.** Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia, São Paulo. Sociedade Brasileira de Entomologia, 4: 1-265, 287 figs.
- Martins, U.R. 2005a.** Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia, São Paulo. Sociedade Brasileira de Entomologia, 5: 1-284, 425 figs.
- Martins, U.R. 2005b.** Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia, São Paulo. Sociedade Brasileira de Entomologia, 7: 1-394, 324 figs.
- Martins, U. R. & M.H.M. Galileo. 1989.** Sobre Falsamblesthiini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae) III. Subsídios para uma revisão. Rev. Bras. Entomol. 33: 119 –134
- Martinez, C. 2000.** Escarabajos longicorneos (Coleoptera: Cerambycidae) de Colombia. Biota Colombiana 1: 76-105.
- McIntosh, R.L., P.J. Katinic, J.D. Allison, J.H. Borden & D.L. Downey. 2001.** Comparative efficacy of five types of trap for woodborers in

the Cerambycidae, Buprestidae and Siricidae. *Agricultural and forest Entomology* 3: 113 - 120.

- Monné, M.A. 1995.** Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Part XXII (Subfamily Prioninae). São Paulo, Sociedade Brasileira de Entomologia, 115p.
- Monné, M.A. 2001a.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part I: Subfamily Cerambycinae, Tribes Achrysonini to Elaphidiini. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 88, 1– 108.
- Monné, M.A. 2001b.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part II: Subfamily Cerambycinae, Tribes Graciliini to Trachyderini. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 90, 1–119.
- Monné, M.A. 2001c.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part III: Subfamily Lamiinae, Tribes Acanthocinini to Apomecynini. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 92, 1– 94.
- Monné, M.A. 2002a.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part IV: Subfamily Lamiinae, Tribes Batocerini to Xenofreini. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 94, 1– 92.
- Monné, M.A. 2002b.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part V: Subfamily Prioninae, Parandrinae, Oxypeltinae, Anoplodermatinae, Aseminae and Lepturinae. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 96, 1– 70.
- Monné, M.A. 2004.** Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant – Part VI: Host Plant Index. Rio de Janeiro, Publicações Avulsas do Museu Nacional 100, 1- 95.
- Monné, M.A. 2005a.** Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part I. Subfamily Cerambycinae. *Zootaxa* 946:1-765.

- Monné, M.A. 2005b.** Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part II. Subfamily Lamiinae. *Zootaxa* 1023:1-760.
- Monné, M.A. 2006.** Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical Region. Part III. Subfamilies Parandrinae, Prioninae, Anoplodermatinae, Aseminae, Spondylidinae, Lepturinae, Oxypeltinae, and addenda to the Cerambycinae and Lamiinae. *Zootaxa* 1212: 1-244.
- Monné, M.A. & E.F. Giesbert. 1995.** Checklist of the Cerambycidae and Disteniidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere Burbank Wolfsgarden Books. xiv + 419 pp, 1 fig.
- Monné, M.A. & F.T. Hovore. 2005.** Checklist of the Western Hemisphere Cerambycidae and Disteniidae (Coleoptera). Electronic Version.
- Monné, M.L. & D.S. Napp. 2005.** Cladistic analysis of the tribe Torneutini (Coleoptera, Cerambycidae, Cerambycinae, Trachyderoinia). *Zootaxa* 1062: 1-56.
- Monné, M.L. 2005.** Revisão, análise cladística e biogeografia de *Coccoderus* Buquet (Coleoptera: Cerambycidae). *Rev. Bras. Entomol.* 49: 369-391.
- Napp, D.S. 1994** Phylogenetic relationships among the subfamilies of Cerambycidae (Coleoptera: Chrysomeloidea) *Rev. Bras. Entomol.* São Paulo, 38: 265-419, 290 figs.
- Nichols, S.W. & R.T. Schuh. 1989.** (eds.) The Torre-Bueno Glossary of Entomology. Revised edition of A Glossary of Entomology by J.R. de la Torre-Bueno. New York, The New York Entomological Society, 849 p.
- Paula, A.S. & P.S.F. Ferreira. 2000.** Fauna de Heteroptera de la “Mata do Córrego do Paraíso”, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. II. Patrones temporales. Distribución anual y estacionalidad. A. I. B. Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología 71: 7-19.
- Pinto, S.I.C. 2005.** Florística, estrutura e ciclagem de Nutrientes em dois trechos de Floresta Estacional Semidecidual na Reserva Florestal Mata do Paraíso, Viçosa-MG. Viçosa: UFV. 110 p.

- Ramírez, A. 1999.** Ecología Aplicada: Diseño y Análisis Estadístico. Bogotá, Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, 200 p.
- Rizzini, C.T. 1992.** Tratado de Fitogeografia do Brasil: aspectos ecológicos, sociológicos e florísticos. Âmbito Cultural, São Paulo.
- Ross, H.H., C.A. Ross & J.R.P. Ross. 1982.** A text book of entomology. New York, J. Wiley, 696 p.
- SAEG, 1997.** Sistema de Análises Estatísticas e Genéticas. UFV, Viçosa, MG.
- Samways, M.J. 1995.** Insect Conservation Biology. London, Chapman, 358 p.
- Sánchez, J. 2004.** Introducción a la Estadística No Paramétrica y al Análisis Multivariado. Quito, Quality Print, 276 p.
- Santos-Silva, A. 2002.** Notas e descrições em Parandriini (Coleoptera, Cerambycidae, Parandrinae). Iheringia, Sér. Zool. 92, 29–52.
- Santos-Silva, A. 2003.** Notas, descrições, sinonímias e revalidação em *Hesperandra* Arigony, 1977 (Coleoptera, Cerambycidae, Parandrinae). Rev. Bras. Entomol. 47: 119–131.
- Silveira Neto, S., O. Nakano, D. Barbin & N.A. Villa Nova. 1976.** Manual de Ecologia dos insetos. São Paulo, Ed. Agronômica Ceres, 419 p.
- Silveira Neto, S. & A.C. Silveira. 1969.** Armadilha luminosa modelo “Luiz de Queiroz”. O solo, 61: 15-21.
- Souza, A.P. de. 1979.** Levantamentos Básicos e Recomendações de Manejo para a Reserva Denominada Mata da Prefeitura. Viçosa: UFV. 37p.
- Svacha, P., J. Wang & S. Chen. 1997.** Larval morphology and biology of *Philus antennatus* and *Heterophilus punctatulus*, and systematic position of Philinae. (Coleoptera, Cerambycidae and Vesperidae). Annales de la Societé entomologique de France, (N. S.) 33: 323-369.
- Tavakilian, G., A. Berkov, B. Meurer-Grimes & S. Mori. 1997.** Neotropical Tree Species and Their Faunas of Xylophagous Longicorns (Coleoptera: Cerambycidae) in French Guiana. Bot. Rev. 63: 303-355.

- Tavakilian, G. & H. Chevillote. 2005.** Cerambycidae. Disponível em: <https://www.orleans.ird.fr/titan/>
- Tavakilian, G. & M.L. Monné. 2002.** Torneutini de Guyane : nouvelles espèces et notes complémentaires (Coleoptera : Cerambycidae). Coléoptères 8 : 9-35.
- Toledo, V.H., F.A. Noguera, J.A. Chemsak, F.T. Hovore & E.F. Giesbert. 2002.** The Cerambycid Fauna of the Tropical Dry Forest “El Aguacero”, Chiapas, México (Coleoptera: Cerambycidae). The Coleopterists Bulletin, 56(4): 515-532.
- Veloso, H.P., A.L. Rangel-Filho & J.C.A. Lima, 1991.** Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro.
- Vianello, R.L. & A.R. Alves. 1991.** Meteorologia Básica e Aplicada. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa. Imprensa Universitária, 449 p.
- Villiers, A. 1978.** Faune des Coléoptères de France I. Cerambycidae. Paris. Lechevalier. Xxvii+607p.
- Villiers, A. 1980.** Coléoptères Cerambycidae des Antilles Françaises I. Parandrinae, Prioninae, Lepturinae. Anns. Soc. ent. Fr. (N.S.) 16 (1) :133-157.
- Vives, E. 2000.** Coleoptera, Cerambycidae. In Ramos, M.A. *et. al.* (eds.). Fauna Ibérica. Madrid, Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. 12, 716 p.
- Wolda, H. 1978.** Fluctuations in abundance of tropical insects. Am. Nat., Oxford 112: 1017-1045.
- Wolda, H. 1986.** Seasonality and the community. In Gee, J.H.R. & P.S. Giller, Organization of communities past and present. Oxford: Blackwell Scientific Publications. 69-95.
- Wolda, H. 1988.** Seasonality of tropical insects. I. Leafhoppers (Homoptera) in Las Cumbres, Panama. An. Ecol. 49: 277-290.
- Wolda, H. 1998.** Insect seasonality: Why?. Ann. Rev. Ecol. Syst. 19:1-8.
- Zajciw, D. 1958.** Fauna do Distrito Federal XLVIII. Contribuição para os longicórneos do Rio do Janeiro (Coleoptera, Cerambycidae). Rio do Janeiro, Boletim do Museu Nacional, Zoologia 189: 1-26.

Zikán, J.F. & W. Zikán. 1946. A inseto-fauna do Itatiaia e da Mantiqueira. Serviço de informação do Ministério de Agricultura, Serviço Florestal, 50 p.

ANEXOS

Anexo 1. Riqueza e Abundância de Cerambycidae coletados com armadilha luminosa desde 1986 -2007 na Mata do Paraíso

Ano	Estação	Mês	Amostras	Riqueza de Cerambycidae		Abundancia de Cerambycidae		Fatores Climáticos	
				Número de espécies por amostra	Desvio Padrão	Número de indivíduos por amostra	Desvio Padrão	Média da T Média	Prec. (mm)
1986	chuva 1	Outubro	4	5	1,5	5	1,5	20,4	3,8
	chuva 1	Novembro	2	4	2,8	4	2,8	21,5	153,4
	chuva 1	Dezembro	2	7	5,0	7	4,9	22,2	258,4
1987	chuva 1	Janeiro	3	4	1,5	5	2,1	23,2	144,7
	chuva 1	Fevereiro	4	3	1,0	3	1,0	22,5	34,1
	chuva 1	Março	4	9	1,0	15	3,6	21,7	238,5
	seca 1	Abril	3	1	0,6	1	0,6	21,0	98,7
	seca 1	Maio	2	1	0,7	1	0,7	18,9	52,5
	seca 1	Junho	4	0	0,0	0	0,0	16,3	4,3
	seca 1	Julho	1	0	0,0	0	0,0	16,6	7,9
	seca 1	Agosto	2	1	0,7	1	0,7	17,2	11,4
	seca 1	Setembro	2	0	0,0	0	0,0	18,8	100,8
	1988	chuva 2	Outubro	4	13	3,8	14	4,1	21,7
chuva 2		Novembro	2	18	0,0	19	0,7	21,6	234,6
chuva 2		Dezembro	2	1	0,7	1	0,7	22,1	283,9
chuva 2		Janeiro	3	4	1,5	4	1,5	23,0	171
chuva 2		Fevereiro	2	3	0,7	3	0,7	22,7	158,4
chuva 2		Março	2	3	0,7	3	0,7	22,0	53,9
seca 2		Abril	2	1	0,7	1	0,7	21,3	60,6
seca 2		Maio	2	1	0,7	1	0,7	19,5	23,3
seca 2		Junho	4	0	0,0	0	0,0	15,9	9,3
1992		chuva 3	Outubro	4	4	1,4	4	1,4	20,1
	chuva 3	Novembro	2	5	2,1	7	3,5	20,9	342,8
	chuva 3	Dezembro	5	8	1,1	8	1,1	21,3	174,1
1993	chuva 3	Janeiro	2	1	0,7	1	0,7	22,4	196,9
	chuva 3	Fevereiro	3	1	0,6	1	0,6	22,6	51,3
	chuva 3	Março	4	0	0,0	0	0,0	22,8	82,7
1994	seca 3	Abril	3	2	1,2	2	1,2	19,9	117,6
	seca 3	Maio	1	0	0,0	0	0,0	19,0	41,4
	seca 3	Junho	3	0	0,0	0	0,0	16,0	20
	seca 3	Agosto	2	0	0,0	0	0,0	16,0	0,8
	seca 3	Setembro	2	0	0,0	0	0,0	18,4	0
	chuva 4	Novembro	2	5	0,7	6	1,4	21,5	124
1995	chuva 4	Dezembro	2	6	0,0	6	0,0	22,5	283,5
	chuva 4	Fevereiro	3	0	0,0	0	0,0	22,8	91,5
	chuva 4	Março	3	4	2,3	4	2,3	21,9	192,8
	seca 4	Abril	3	3	1,0	3	1,0	20,2	63,8
1996	seca 4	Maio	3	0	0,0	0	0,0	18,6	34,2
	seca 5	Maio	1	1	0,0	1	0,0	16,9	51
	seca 5	Junho	1	0	0,0	0	0,0	15,9	0,8
	seca 5	Julho	1	0	0,0	0	0,0	15,4	0
	seca 5	Agosto	1	0	0,0	0	0,0	16,5	11,3
	seca 5	Setembro	1	0	0,0	0	0,0	18,6	68,1
	chuva 5	Outubro	2	5	0,0	5	0,0	20,8	151,9
	chuva 5	Novembro	2	6	2,8	7	3,5	20,6	224,6
	chuva 5	Dezembro	1	3	0,0	3	0,0	22,3	271,9
	chuva 5	Janeiro	1	6	0,0	9	0,0	22,4	333,2
1997	chuva 5	Fevereiro	2	6	1,4	8	0,0	22,5	95,5
	seca 6	Abril	3	4	1,5	4	1,5	20,1	30,2
	seca 6	Junho	1	0	0,0	0	0,0	16,3	25,2
	seca 6	Julho	1	0	0,0	0	0,0	15,9	5,4
	seca 6	Agosto	2	0	0,0	0	0,0	16,7	1,7
	seca 6	Setembro	1	0	0,0	0	0,0	20,4	73
1998	chuva 6	Outubro	2	3	0,7	3	0,7	21,4	131,9
	chuva 6	Novembro	1	4	0,0	4	0,0	23,0	180,3
	chuva 6	Dezembro	2	5	3,5	8	5,7	23,5	238,9
	chuva 6	Janeiro	2	4	1,4	6	2,8	23,8	157,7
	chuva 6	Fevereiro	2	3	2,1	4	2,8	24,1	169,1
	2006	seca 7	Abril	3	0	0,0	0	0,0	20,7
seca 7		Maio	5	6	1,1	7	1,5	17,2	6,4
seca 7		Junho	3	3	0,0	3	0,0	16,1	21,0
seca 7		Julho	5	1	0,4	1	0,4	15,7	6,3
seca 7		Agosto	3	3	1,0	3	1,0	18,2	13,3
seca 7		Setembro	3	1	0,6	1	0,6	18,5	72,9
chuva 7		Outubro	3	12	6,1	14	7,2	20,6	155,0
chuva 7		Novembro	4	13	1,5	14	1,7	21,0	185,2
chuva 7		Dezembro	3	21	8,7	26	11,6	23,6	221,4
2007		chuva 7	Janeiro	4	14	2,6	16	2,9	22,6
	chuva 7	Fevereiro	3	8	2,1	8	2,1	22,3	90,5
	chuva 7	Março	5	8	1,5	11	2,5	22,8	45,5