

# **ABELHAS BRASILEIRAS**

## **Sistemática e Identificação**

Fernando A. Silveira  
Gabriel A. R. Melo  
Eduardo A. B. Almeida

Ilustrações  
M. Fátima Seleme Zagonel

APOIO:

**MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE**  
PROBIO - PNUD

**FUNDAÇÃO ARAUCÁRIA**

1ª edição  
Belo Horizonte  
2002

## CAPA

*As ilustrações das abelhas em nossa capa foram extraídas de prancha do “Ensaio sobre as Abelhas Solitárias do Brasil” de Curt Schrottky, publicado há cem anos no volume 5 da Revista do Museu Paulista. Essa é nossa homenagem ao primeiro tratamento taxonômico abrangente da fauna melissológica brasileira.*

Copyright © 2002 by Fernando A. Silveira, Gabriel A. R. Melo e Eduardo A. B. Almeida

1ª edição 2002

### Ficha Catalográfica

595.799	Silveira, Fernando A.
S587a	Abelhas brasileiras : sistemática e identificação / Fernando A. Silveira, Gabriel A. R. Melo, Eduardo A. B. Almeida. – Belo Horizonte : Fernando A. Silveira, 2002.
	253 p. : il.
	ISBN. 85-903034-1-1
	1. Abelha – classificação – Brasil. I. Melo, Gabriel A. R. II. Almeida, Eduardo A. B.

ISBN: 85-903034-1-1

Depósito Legal na Biblioteca Nacional

Impresso no Brasil • Printed in Brazil

2002

# ÍNDICE

Prefácio .....	5
Propósito .....	7
Agradecimentos .....	8
<b>A. INTRODUÇÃO À SISTEMÁTICA DAS ABELHAS .....</b>	<b>11</b>
1. Morfologia .....	13
1.1. Integumento .....	13
1.2. Tagmatização .....	13
1.3. Cabeça .....	14
1.4. Mesossoma .....	15
1.5. Metassoma .....	19
2. Coleta, Montagem e Conservação de Abelhas para Estudo .....	21
2.1. Coleta .....	21
2.2. Montagem .....	22
2.3. Informações associadas aos espécimes .....	25
2.4. Preservação de abelhas alfinetadas .....	25
2.5. Remessa de abelhas para identificação .....	26
2.6. Espécimes testemunhos .....	27
2.7. Coleta e remessa de abelhas e a legislação brasileira .....	27
3. Origem, Filogenia e Biogeografia .....	29
3.1. Origem .....	29
3.2. Filogenia e evolução .....	32
3.3. Biogeografia .....	34
3.3.1. Padrões de distribuição da diversidade e abundância de abelhas .....	34
3.3.2. Origens dos elementos componentes da fauna brasileira .....	37
3.3.3. Disjunções nas distribuições geográficas das abelhas .....	40
3.3.4. Impactos do homem sobre a biogeografia das abelhas brasileiras .....	41
4. Classificação .....	43
4.1. Classificações .....	43
4.2. Nomenclatura .....	44
4.3. Uma classificação para as abelhas .....	45
5. Conhecimento Taxonômico sobre as Abelhas do Brasil .....	47
<b>B. OS GRUPOS DE ABELHAS PRESENTES NA FAUNA BRASILEIRA .....</b>	<b>49</b>
6. Classificação e Identificação das Abelhas presentes no Brasil .....	51
7. Andrenidae .....	57
7.1. Oxaeinae .....	57
7.2. Panurginae .....	59
7.2.1. Calliopsini .....	59
7.2.2. Protandrenini .....	61
7.2.3. Protomeliturgini .....	64
8. Apidae .....	65
8.1. Apinae .....	68
8.1.1. Anthophorini .....	72

8.1.2. Apini .....	72
8.1.2.1. Apina .....	73
8.1.2.2. Bombina .....	73
8.1.2.3. Euglossina .....	73
8.1.2.4. Meliponina .....	79
8.1.2. Centridini .....	92
8.1.4. Emphorini .....	103
8.1.5. Ericrocidini .....	106
8.1.6. Eucerini .....	111
8.1.7. Exomalopsini .....	125
8.1.8. Isepeolini .....	126
8.1.9. Osirini .....	126
8.1.10. Protepeolini .....	129
8.1.11. Rathymini .....	129
8.1.12. Tapinotaspidini .....	130
8.1.13. Tetrapediini .....	137
8.2. Nomadinae .....	139
8.2.1. Brachynomadini .....	140
8.2.2. Caenoprosopidini .....	140
8.2.3. Epeolini .....	140
8.2.4. Nomadini .....	145
8.3. Xylocopinae .....	145
8.3.1. Ceratinini .....	146
8.3.2. Xylocopini .....	147
9. Colletidae .....	153
9.1. Colletinae .....	154
9.2. Diphaglossinae .....	155
9.2.1. Caupolicanini .....	155
9.2.2. Dissoglottini .....	157
9.3. Hylaeinae .....	158
9.4. Paracolletinae .....	160
9.5. Xeromelissinae .....	165
10. Halictidae .....	167
10.1. Halictinae .....	167
10.1.1. Augochlorini .....	169
10.1.2. Halictini .....	182
10.2. Rophitinae .....	188
11. Megachilidae .....	189
11.1. Megachilinae .....	189
11.1.1. Anthidiini .....	190
11.1.2. Lithurgini .....	199
11.1.3. Megachilini .....	201
PARTE C. GLOSSÁRIO .....	217
PARTE D. BIBLIOGRAFIA .....	223
PARTE E. ÍNDICE TAXONÔMICO .....	235

# PREFÁCIO

É com grande satisfação que abro as páginas deste trabalho que vem facilitar o estudo da nossa riquíssima apifauna. Merecem os maiores elogios o Ministério do Meio Ambiente e a Fundação Araucária, do Estado do Paraná, pelo fornecimento da cobertura necessária para que o mesmo viesse a público.

Um dos problemas mais sérios para estudar nossa Fauna e nossa Flora está na falta de bibliografia adequada. Nossas Universidades começaram com essa falha que já tive oportunidade de comentar com o Prof. Anísio Teixeira nos anos quarenta quando o auxiliava nessa tarefa, por outro lado absolutamente necessária para dotar todos os Estados das possibilidades de uma estruturação mais completa na formação de nossa juventude se aspirássemos a uma melhor representação no meio das Nações Desenvolvidas. Foi uma tarefa heróica e hoje, meio século depois vejo-as florescer e cada vez mais ampliando a cobertura de todas as possibilidades de que é capaz o Brasil. Certos campos são de maior dificuldade, como o estudo da nossa Fauna e da nossa Flora. Não é bastante a literatura atual, moderna. É necessário o acesso à antiga se quisermos interpretar com segurança o que pensaram os proponentes dessas espécies. O nosso país foi alvo de muitas coletas por parte de pesquisadores estrangeiros dada a sua riqueza e variedade em formas de excepcional beleza. Ainda há um trabalho árduo a realizar com a cobertura de fotos desses exemplares e de uma atualização de métodos e equipamentos adequados para tal fim. Coleta e estudo das faunas e floras regionais ainda são extremamente precários e pouco compreendidas e restam imensas áreas quase virgens sem estudo e sem levantamentos. As Estações Biológicas, começadas pelo Dr. Paulo Nogueira Neto, poderiam ser uma fonte inesgotável de informações para a cobertura dessas áreas imensas, começando pelas próprias coleções regionais e ligação às coleções de nossos Museus e Universidades como fontes preciosas de material de estudo.

A iniciativa do grupo encabeçado pelo Prof. Fernando A. Silveira, do Departamento de Zoologia da Universidade Federal de Minas Gerais e Chefe do Laboratório de Sistemática e Ecologia de Abelhas dessa Universidade, merece todo apoio e incentivo para a formação de Sistematas nessa área, pois todos compreendem a importância desses insetos como polinizadores não só das plantas cultivadas, mas na manutenção e desenvolvimento de nossas florestas. Como fruto principal espero ver surgir uma plêiade de jovens entusiastas pelo levantamento de nossa apifauna. Ele e seu colaborador imediato são frutos da grande escola americana desenvolvida e encabeçada pelo Prof. Charles D. Michener, a quem auxiliamos na sua primeira tentativa de estudo da apifauna neotropical no levantamento do Panamá.

Outros setores, como o dos insetos-praga da agricultura e de interesse médico na transmissão de determinadas doenças já tem cobertura razoável. Esperamos agora aconteça o mesmo com os polinizadores e no futuro com obras equivalentes sobre as diferentes classes de insetos como nossas fantásticas borboletas e belíssimos coleópteros.

Curitiba, 28 de agosto de 2002.

*Padre Jesus Santiago Moure*



# PROPÓSITO

As abelhas são dos organismos mais bem estudados no Brasil; nosso país abriga um grande contingente de pesquisadores, vários deles internacionalmente reconhecidos, que estudam os mais variados aspectos da biologia desses insetos: comportamento social, biologia de nidificação, fisiologia, morfologia, genética, ecologia, manejo, sistemática. Este fato, entretanto, está longe de significar que o conhecimento sobre nossas abelhas seja grande – há muito, muito, por ser descoberto.

Nós, autores deste livro, representamos as duas mais novas gerações de melitólogos brasileiros: aquela que acabou de se formar e se instalar em nossas universidades e aquela que ainda está se formando nos cursos de pós-graduação. Por isso, tomar para nós a tarefa de escrever esta obra pode parecer uma decisão pretensiosa – e talvez seja. Entretanto, foi das nossas limitações como novos pesquisadores que se originou este livro: do esforço que fazíamos para juntar, atualizar, adaptar e, freqüentemente, traduzir as chaves de identificação dispersas na literatura para nosso próprio uso; do trabalho de catalogação das espécies de ocorrência constatada no Brasil e sua distribuição geográfica, para embasar as discussões dos resultados de nossos projetos de pesquisa; do esforço de entender os vários sistemas classificatórios, freqüentemente contraditórios, propostos para as abelhas e o relacionamento entre os vários táxons. À medida em que este trabalho foi ganhando corpo e que outros estudantes e pesquisadores de nosso círculo mais próximo foram tomando conhecimento de sua existência e utilizando o nosso material improvisado, foi ficando evidente que ele poderia ser útil a um público bem mais amplo, além das paredes de nossos laboratórios e dos laboratórios de nossos amigos mais próximos.

Obviamente, pouco do que se encontra nas páginas que se seguem é contribuição original; nosso objetivo foi principalmente o de compilar o vasto conhecimento produzido pelas gerações de pesquisadores que nos antecederam e colocá-lo à disposição daqueles que, como nós mesmos, lutam para compreender melhor a sistemática de nossas abelhas.

Por outro lado, a edição deste livro pode parecer supérflua, dada a recente publicação da obra monumental de Charles D. Michener, “The Bees of the World”. Realmente, o trabalho de Michener será referência obrigatória para os melitólogos de todo o mundo por décadas (a exemplo de seu trabalho de 1944, “Comparative external morphology, phylogeny, and a classification of the bees”). Entretanto, alguns fatores nos encorajaram a dar continuidade ao nosso projeto:

1) Por tratar de toda a fauna mundial de abelhas e por ser uma obra publicada no exterior, o livro de Michener é muito grande e caro. Devido a seu preço e à barreira representada pela língua inglesa, prevemos que ele estará inacessível para muitos daqueles que potencialmente poderiam vir a precisar dele no Brasil.

2) Reduzindo a abrangência geográfica ao Brasil e, portanto, reduzindo o número de táxons discutidos, as chaves de identificação puderam ser simplificadas, tornando-as de uso mais fácil. Aliás, isto é notado pelo próprio Michener em seu livro (pg. 115).

3) A classificação adotada por Michener para vários dos grupos de abelhas representados no Brasil não corresponde àquela tradicionalmente utilizada em nosso país e/ou àquela que julgamos mais adequada. Algumas dessas diferenças dizem respeito à adoção de diferentes princípios classificatórios: enquanto Michener (e outros melitólogos) admite a formação de táxons parafiléticos, nós preferimos adotar apenas táxons monofiléticos (holofiléticos). O número de táxons afetado por essa diferença de princípios, entretanto, não é muito grande, em decorrência da própria falta de informações sobre a filogenia dos vários grupos de abelhas.

4) Além disto, sempre que em dúvida sobre os limites de determinados grupos aparentemente interrelacionados, Michener adota a postura de juntá-los todos em um único táxon, para enfatizar as suas prováveis afinidades. Como faltam estudos sobre a filogenia da grande maioria dos grupos de abelhas, nós adotamos a postura contrária: quando em dúvida, preferimos manter os grupos separados, para evitar a possibilidade de misturar, em um único táxon, representantes de linhagens não relacionadas. Como consequência, nossa classificação (principalmente no nível genérico) freqüentemente vai se parecer mais com as de outros autores brasileiros, como Jesus S. Moure e Danúncia Urban, que tendem a reconhecer grupos menores.

5) Por outro lado, em sua maior parte, as diferenças entre os esquemas classificatórios que apresentamos aqui e aqueles utilizados por Michener devem-se apenas à colocação dos mesmos grupos em diferentes níveis da hierarquia lineana. Como o próprio Michener enfatiza em diversas passagens de seu livro, essas diferenças devem-se a decisões subjetivas em que não há posição correta ou errada. Um excelente exemplo destas diferenças é a classificação dos gêneros de nossas “abelhas indígenas sem ferrão”: muitos dos grupos que, no Brasil, costumamos tratar como gêneros – seguindo a opinião de taxônomos como o padre Jesus Santiago Moure e o professor João Maria Franco de Camargo – são considerados como subgêneros por Michener. Assim, por exemplo, *Geotrigona*, *Tetragona* e *Tetragonisca* são considerados, por ele, com subgêneros de *Trigona*.

Independentemente de todos os aspectos abordados acima, com a intensificação dos estudos sobre a filogenia dos diversos grupos de abelhas, é de se esperar que mudanças (algumas das quais possivelmente profundas) ocorram nos esquemas classificatórios em uso atualmente.

Temos consciência de que o resultado final de nosso trabalho conterà muitas falhas; talvez muito mais do que nossos leitores estejam dispostos a tolerar e perdoar. Esperamos, contudo, que ele contribua para facilitar à nossa comunidade de melitólogos a continuidade e aprofundamento de seus estudos. Muito nos alegrará, também, se este livro contribuir para despertar o interesse de novos cientistas brasileiros pelos maravilhosos organismos que são as abelhas.

*Os autores*

## **Agradecimentos**

Este livro nunca teria sido completado sem a ajuda e apoio de inúmeras pessoas e instituições. Ele dependeu, antes de mais nada, daqueles que se dedicaram, antes de nós, à taxonomia das abelhas brasileiras. Entre eles, agradecemos especialmente àqueles que contribuíram diretamente com o nosso aprendizado, compartilhando pessoalmente conosco o seu conhecimento e nos incentivando a seguir os seus caminhos: Padre Jesus S. Moure, Dr. Charles D. Michener, Dr. Byron A. Alexander, Profa. Danúncia Urban, Dr. João Maria F. de Camargo e Dr. José Ricardo Cure.

Devemos muito aos estagiários do Laboratório de Sistemática e Ecologia de Abelhas (Departamento de Zoologia da UFMG), especialmente (em ordem alfabética), Alexsander Araújo Azevedo, Ana Cristina de Moraes Lara, Carolina Ferreira Cardoso, Gláucia de Sousa, Juliana de Cássia Moreira, Júnio Damasceno de Souza, Maurício dos Santos Pompeu, Reislá

Silva Oliveira, Roderic Breno Martines, Rodrigo de Loyola Dias e Roselaini Mendes do Carmo que foram as cobaias das primeiras versões de muitas das chaves de identificação aqui apresentadas. Também a boa vontade dos alunos dos vários cursos de Taxonomia de Abelhas que ministramos nas Universidades Federais de Minas Gerais, de Viçosa e da Bahia foram fundamentais ao aperfeiçoamento de nossas chaves.

Somos gratos ao Padre Moure, Profa. Danúncia Urban, Favízia Freitas de Oliveira e Antônio José Camillo Aguiar por terem disponibilizado material de estudo sob seus cuidados e fornecido referências bibliográficas. À Profa. Danúncia Urban por ter, também, gentilmente permitido que reproduzíssemos várias das ilustrações publicadas em sua revisão de *Thygater*. Aos doutores Beatriz W. T. Coelho, Charles D. Michener e Michael Engel por informações sobre a distribuição geográfica de alguns grupos de Halictidae, e ao doutor Fernando C. V. Zanella pelo acesso a seus trabalhos no prelo.

Fátima Zagonel dedicou mais que profissionalismo à confecção dos desenhos, contribuindo consideravelmente para que a utilização deste livro se tornasse muito mais fácil. A ela, nosso reconhecimento.

Agradecemos, ainda, à Fundação Araucária que financiou a confecção das ilustrações deste livro e ao Ministério do Meio Ambiente/ Secretaria de Biodiversidade e Florestas, por meio do Projeto de Conservação e Utilização Sustentável da Diversidade Biológica Brasileira – PROBIO e ao Programa das Nações Unidas para o Desenvolvimento – PNUD, por meio do Projeto BRA/00/021, que apoiaram a impressão e encadernação deste livro.



PARTE **A**

---

**INTRODUÇÃO À SISTEMÁTICA DAS ABELHAS**



O objetivo deste capítulo não é um tratamento extensivo da morfologia das abelhas. Procura-se apenas apresentar suas principais estruturas externas, de forma a facilitar a leitura dos demais capítulos e a utilização das chaves de identificação. Um tratamento extensivo da morfologia externa das abelhas pode ser encontrado em Michener (1944). A anatomia externa e interna de *Apis mellifera* é discutida detalhadamente por Snodgrass (1956), a morfologia de *Melipona marginata* foi estudada por Camargo *et al.* (1967), a de *Thygater analis* por Urban (1967a) e a de *Pseudaugochlora graminea* por Eickwort (1969). Instruções ilustradas para a dissecação das abelhas são fornecidas por Dade (1962).

**1.1. Integumento.** A camada externa do corpo das abelhas (integumento) – a *cutícula*, como em todos os artrópodes – é também seu esqueleto e é secretada pela epiderme. Esta parede não é uma camada contínua, mas constitui-se de placas rígidas (*escleritos*) de espessura variável, fundidas umas às outras ou conectadas por áreas membranosas que conferem elasticidade e flexibilidade ao corpo. A rigidez dos escleritos é conseguida através do processo de esclerotinização – deposição de proteínas sobre a matriz de *quitina*. A percepção dos estímulos do ambiente pelas abelhas é feita através de estruturas sensoriais que se originam na epiderme e atravessam a cutícula (*sensilas* e *pêlos sensoriais*). Os escleritos podem sofrer dobras que produzem *sulcos* e *fossas* na superfície externa e cristas ou hastes internas (*apódemas*). Estas dobras conferem maior resistência aos escleritos e, internamente, servem de ponto de inserção para a musculatura.

A superfície externa do integumento pode variar bastante em características que, em conjunto, são chamadas de escultura ou microescultura. Ela pode ser brilhante ou mate (fosca); pode ser lisa ou apresentar uma série de diferentes padrões: reticulado, rugoso ou estriado, por exemplo. Outro elemento importante na definição da aparência externa do integumento é o seu padrão de pontuação. Os pontos, em geral, são os locais de inserção de pêlos ou cerdas. Eles variam em diâmetro, profundidade e densidade.

O integumento pode variar, também, em sua coloração. Geralmente ele é negro, podendo apresentar áreas mais claras, desde castanho-escuras até ferrugíneas. Não é incomum, entretanto, que determinadas áreas sejam vivamente coloridas com pigmentos amarelos, alaranjados, vermelhos ou brancos. Além disto, em muitos grupos, o integumento pode apresentar-se verde, azul, violeta, vermelho ou acobreado com brilho metálico. O brilho metálico não se deve a pigmentação, mas à refração da luz devido ao padrão de deposição da quitina na cutícula.

**1.2. Tagmatização.** (Fig.1.1) O corpo das abelhas, como o de todos os insetos, constitui-se de três partes principais (tagmas ou *tagmata*): cabeça, tórax e abdome. Cada uma destas partes, por sua vez, é constituída por vários segmentos – a cabeça por pelo menos quatro, o tórax por três e o abdome por 10. No caso das abelhas (e outros himenópteros Apocrita, como as formigas e as vespas), o primeiro segmento do abdome é fundido ao tórax, recebendo o nome de *propódeo*. A estrutura originada desta fusão é chamada de *mesossoma*; a porção restante do abdome (segmentos dois a 10 na fêmea e dois a 11 no macho) é chamada *metassoma*.

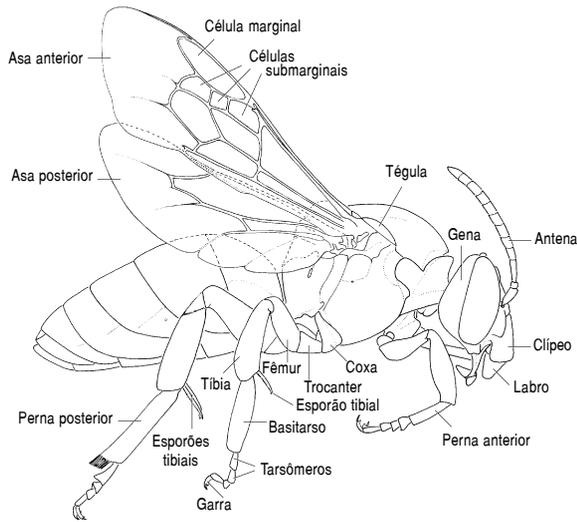


Fig. 1.1 - Fêmea de *Thygater analis*, vista lateral (pilosidade omitida).

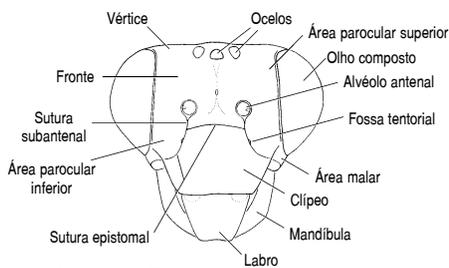


Fig. 1.2 - Cabeça de *Thygater analis* (♀), vista frontal.

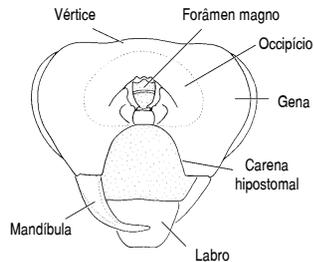


Fig. 1.4 - Cabeça de *Thygater analis* (♀), vista posterior.

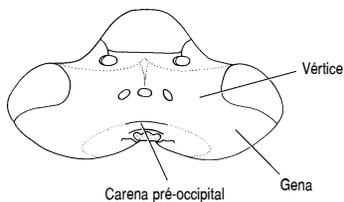


Fig. 1.3 - Cabeça de *Thygater analis* (♀), vista dorsal.

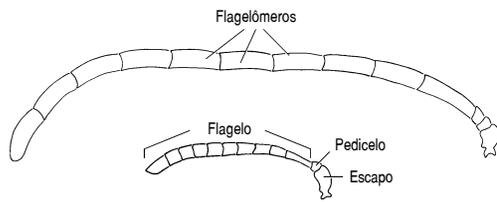


Fig. 1.5 - Antena de *Thygater analis* (♂, acima, ♀, abaixo).

**1.3. Cabeça.** (Figs. 1.1-1.5) Externamente, a cabeça das abelhas contém os dois olhos compostos laterais, três ocelos dorsais, um par de antenas, um par de mandíbulas e o aparelho bucal (descrito adiante). Ela pode ser dividida em diversas regiões, geralmente delimitadas por *suturas*. A região dorsal, entre os olhos compostos e contendo os ocelos, é chamada *vértice*; a região anterior, acima da inserção das antenas, é a *fronte*; a região situada entre a margem inferior dos olhos e a base das mandíbulas é a *área* ou *espaço malar*. Abaixo das antenas, delimitado pela *sutura epistomal*, está o *clípeo*; acima dele e abaixo da inserção das antenas, geralmente com formato triangular, está a *área supraclipeal*; a região entre o clípeo, a área malar e os olhos compostos é a *área parocular inferior*; a área da fronte adjacente aos olhos compostos é chamada *área parocular superior*. Ligando cada *alvéolo antenal* (orifício

onde se insere a antena) à sutura epistomal, encontra-se uma ou, em alguns casos, duas *suturas subantenas*. Nestas ou nos ramos laterais da sutura epistomal encontra-se, de cada lado, um pequeno orifício – a *fossa tentorial anterior*. A fossa tentorial marca o ponto onde o tentório (uma haste que reforça a cabeça por dentro) funde-se à parede interna da cabeça. Abaixo do clipeo e articulando-se com ele, está o *labro* (frequentemente escondido sob as mandíbulas, quando estas estão fechadas). Lateralmente, a área posterior aos olhos compostos é chamada de *gena*. Posteriormente, a cabeça possui um orifício central chamado *forâmen occipital* ou *forâmen magno*. A área acima e aos lados do forâmen é o *occipício*, que normalmente diferencia-se das regiões em torno pela textura do integumento e que, às vezes, separa-se do vértice pela carena *pré-occipital*. Algumas vezes, há a formação de uma elevação no vértice, atrás dos ocelos, porém nitidamente anterior ao occipício, que é chamada comumente de carena pré-occipital. Aqui, adotamos, para esta elevação, o nome de crista pós-ocelar.

As antenas (Fig. 1.5) são divididas em três artículos servidos por músculos internos: o *escapo*, basal, o *pedicelo* e o *flagelo*. O flagelo, por sua vez, é composto por várias unidades, os *flagelômeros* – 10 nas fêmeas e, com raras exceções, 11 nos machos.

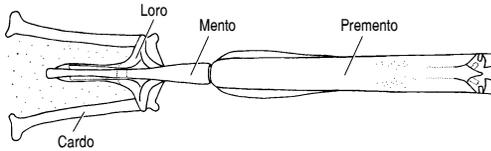


Fig. 1.6 - Base do aparelho bucal de *Thygater analis* (♀), vista anterior.

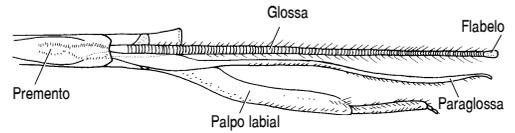


Fig. 1.7 - Ápice do aparelho bucal de *Thygater analis* (♀), vista anterior.

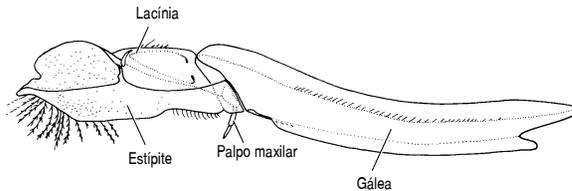


Fig. 1.8 - Maxila de *Thygater analis* (♀).

O aparelho bucal (Figs. 1.6-1.8), ou língua, inclui dois conjuntos de estruturas intimamente associados: um par de *maxilas* e o *lábio*. Cada maxila é composta pelo *cardo* (que se articula com a parede da cabeça), pela *estípite* e pela *gálea*. O *palpo maxilar* origina-se na estípite e é composto por um número variável de palpômeros (originalmente, seis). O *lábio* pode ser dividido em duas partes: uma basal composta pelo *loro* (que articula-se com a maxila), *mento* e *premento* e outra apical composta pela *glossa* e pelas *paraglossas*. O *palpo labial*, constituído quase sempre por quatro palpômeros, insere-se no ápice do premento. A forma e o tamanho relativo das várias partes do aparelho bucal varia bastante entre os diversos grupos de abelhas. A glossa pode ser curta e bilobada, curta e acuminada, longa e bífida, ou longa e acuminada. Os palpos labiais podem ser constituídos por palpômeros cilíndricos e curtos ou, algumas vezes, longos e achatados ou côncavos.

**1.4. Mesossoma.** (Figs. 1.9-1.12) Os quatro segmentos que constituem o mesossoma são, além do propódeo, o *protórax*, o *mesotórax*, e o *metatórax*. As porções dorsais dos três últimos são, respectivamente, o *pronoto*, o *mesonoto* e o *metanoto*. O *pronoto* constitui a maior

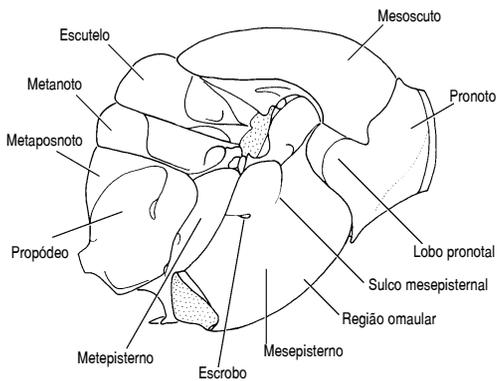


Fig. 1.9 - Mesossoma de *Thygater analis*, vista lateral.

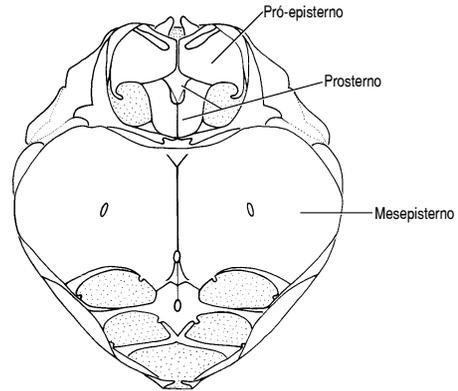


Fig. 1.10 - Mesossoma de *Thygater analis*, vista ventral.

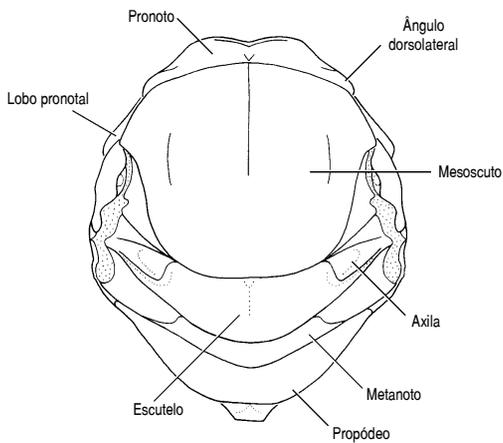


Fig. 1.11 - Mesossoma de *Thygater analis*, vista dorsal.

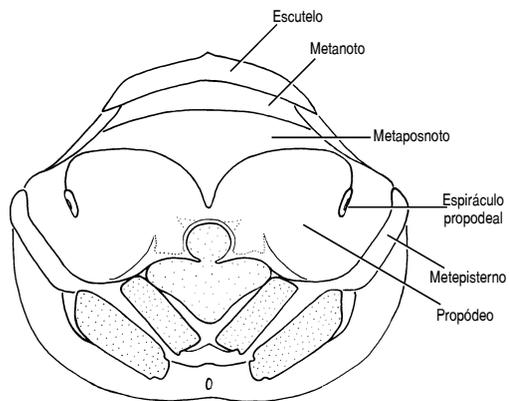


Fig. 1.12 - Mesossoma de *Thygater analis*, vista posterior.

parte do protórax, sendo um anel que circunda a região anterior do tórax. Dorsalmente, uma zona elevada tangenciando a margem dorsal anterior do mesotórax, às vezes formando uma crista ou carena, constitui o *colar pronotal*; freqüentemente, o collar pronotal é limitado, lateralmente, pelos *ângulos dorso-laterais* do pronoto e, anteriormente, por uma crista, carena ou lamela pronotal que, normalmente, prolonga-se até os lobos pronotais. Os *lobos pronotais* são expansões laterais que avançam para trás e encobrem, a cada lado, a abertura de um espiráculo torácico. Ventralmente, o pronoto articula-se com uma pequena placa, o *pró-episterno*, que se projeta para frente e articula-se com a cabeça; posteriormente, o pró-episterno, juntamente com o *prosterno*, articula-se com as coxas das pernas anteriores. O mesonoto é dividido em dois escleritos: o *mesoscuto* ou *escuto*, formando um grande disco anterior, e o *escutelo*, formando uma placa posterior; as porções a cada lado do escutelo são chamadas *axilas*. Dorso-lateralmente, protegendo a inserção das asas, encontra-se um pequeno esclerito chamado *tégula*. O metanoto, situado imediatamente atrás do escutelo, constitui

um pequeno esclerito com o formato de um arco. As porções laterais do mesotórax e do metatórax são respectivamente o *mesepisterno* (às vezes chamado *mesopleura*) e o *metepisterno*. Elas são separadas pela *sutura meso-metepisternal*. A região onde as superfícies anterior e lateral do mesepisterno se encontram é chamada de *omaulo* ou *região omaular*; a região lateral do mesepisterno é cortada verticalmente pela *sulco mesepisternal* e horizontalmente pelo *sulco escrobal*. Sobre o sulco escrobal encontra-se uma pequena fossa chamada *escrobo* (ou *escroba*). O *metaposnoto*, que nos Apoidea encontra-se bastante desenvolvido, ocupa a área central do propódeo, dividindo-o em duas áreas laterais e formando o chamado *triângulo propodeal*.

Dois pares de asas inserem-se, um no mesotórax e outro, menor, no metatórax. Cada asa constitui-se de uma lâmina membranosa reforçada por *veias alares*. O sistema de veias alares define *células* na superfície das asas. Tanto as veias como as células recebem nomes específicos que estão discriminados na Figs. 1.13 e 1.14. As diversas veias e células podem estar ausentes ou apresentar diferentes tamanhos e/ou formas em diferentes grupos de abe-

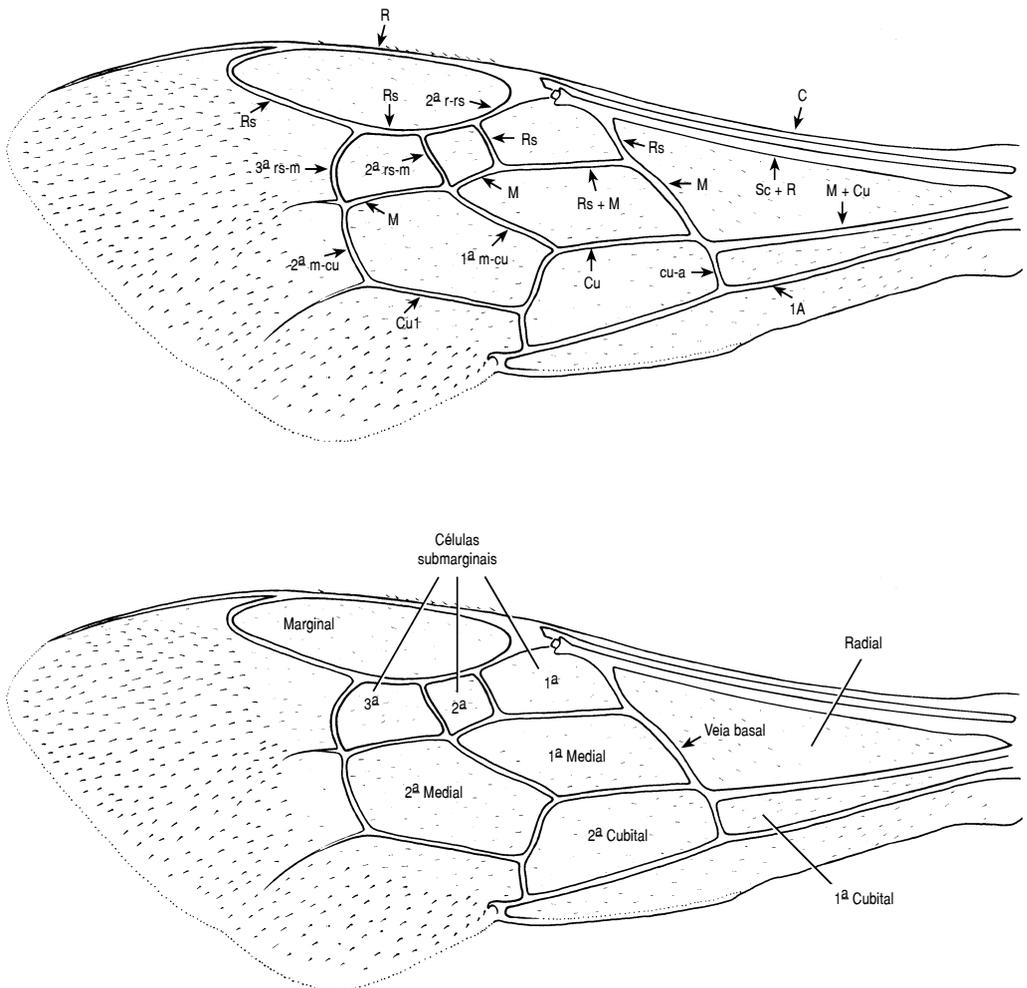


Fig. 1.13 -

Asa anterior de *Thygater analis*.

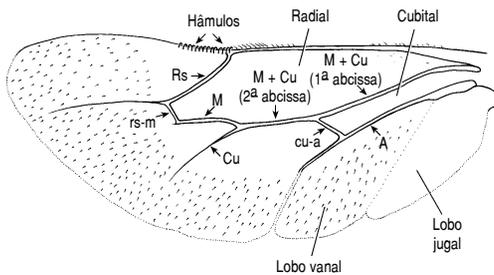


Fig. 1.14 - Asa posterior de *Thygater analis*.

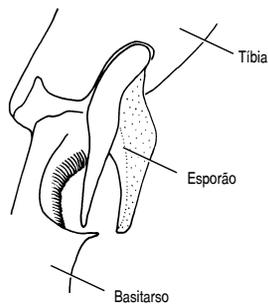


Fig. 1.15 - Estrigilo de *Thygater analis* (♀).

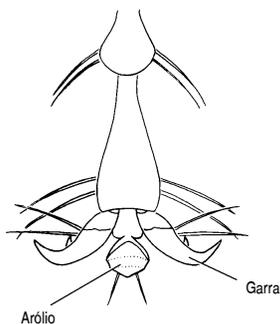


Fig. 1.16 - Pré-tarso de *Thygater analis* (♀).

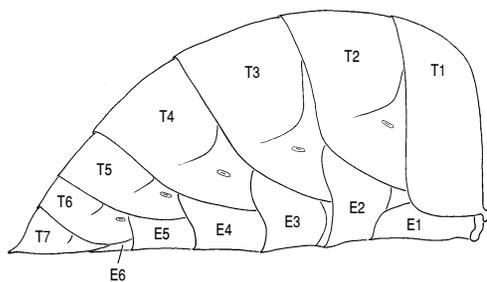


Fig. 1.17 - Metassoma de *Thygater analis* (♂), vista lateral.

lhas. As asas posteriores são dotadas de pequenos ganchos (*hâmulos*) em sua margem anterior. Os hâmulos prendem-se a uma bainha existente na margem posterior das asas anteriores e possibilitam que ambas as asas movimentem-se como uma única estrutura durante o vôo.

Três pares de pernas originam-se na superfície ventral do tórax, cada qual em um segmento (Fig. 1.1). Elas podem ser chamadas respectivamente de pernas anteriores, médias e posteriores ou pernas protorácicas, mesotorácicas e metatorácicas. Todas elas são constituídas pelos mesmos seis artigos: *coxa*, *trocater*, *fêmur*, *tíbia*, *tarso* e *pré-tarso*. As tíbias anteriores e médias são dotadas de um único *esporão tibial* apical em sua face interna ou ventral. As tíbias posteriores, em geral, possuem dois esporões. O esporão da tíbia anterior é modificado e é utilizado juntamente com uma reentrância na base do tarso, para a limpeza das antenas. Juntas, estas estruturas constituem o *estrigilo* (Fig. 1.15). As tíbias posteriores, na maioria das fêmeas das abelhas, possuem modificações utilizadas para o transporte de pólen das flores para os ninhos. A adaptação mais comum é uma escova de pêlos chamada *escopa*. Em alguns grupos de abelhas, como Halictidae e Colletidae, a escopa pode desenvolver-se, também, no fêmur posterior. Na tribo Apini, que contém as abelhas melíferas e nossas abelhas indígenas sem ferrão, a superfície externa da tíbia posterior é côncava e margeada por uma franja de pêlos, um arranjo que é denominado *corbícula*. Modificações adicionais do metatarso e metatíbia destas abelhas são o *rastelo* e a *aurícula*, arranjos de pêlos que auxiliam no processo de carregamento da corbícula com pólen. Os tarsos são divididos em cinco unidades, os *tarsômeros*. O primeiro, sempre maior que os demais, é chamado de *basitarso*

(na literatura mais antiga, às vezes, é chamado metatarso – este termo, entretanto, é utilizado atualmente em referência a todo o tarso do metatórax). Os demais tarsômeros são chamados, em conjunto, de distitarso. O pré-tarso contém as *garras tarsais* e o *arólio* (Fig. 1.16). Os diversos artícuos das pernas apresentam inúmeras modificações nos diferentes grupos de abelhas. Estas modificações incluem projeções, pentes e escovas de pêlos, fossas e glândulas que podem desempenhar importantes papéis no acasalamento e/ou coleta de alimento.

**1.5. Metassoma.** (Fig. 1.17) O metassoma, como já foi dito, é constituído pelos últimos nove dos 10 segmentos abdominais da fêmea (últimos 10 dos 11 segmentos abdominais do macho). Destes, seis estão expostos nas fêmeas e sete nos machos, sendo chamados segmentos pré-genitais. Cada segmento metassomático é formado por um esclerito dorsal, o *tergo*, e um esclerito ventral, o *esterno*. O primeiro desses segmentos possui uma constrição anterior que forma o *pecíolo* e que dá flexibilidade de movimento ao metassoma. O segundo tergo e segundo esterno e os seguintes possuem, cada um, uma linha transversal claramente demarcada em suas superfícies externas próximo às suas margens basais. Estas linhas são chamadas *grádulos* (pequenos degraus). Em alguns grupos de abelhas, parte dos esternos metassomáticos pode estar reduzida ou ausente, principalmente nos machos. Nas fêmeas não parasitas da família Megachilidae e em alguns grupos da família Colletidae, os esternos são dotados de pilosidade especializada que constitui a *escopa ventral*, utilizada para coleta e transporte de pólen.



## Coleta, Montagem e Conservação de Abelhas para Estudo

---

Embora pessoas experientes possam determinar muitos dos gêneros de abelhas com uma simples inspeção a olho nu, a identificação da maioria das espécies de abelhas é impossível de ser feita no campo. Na maioria dos casos é preciso que as abelhas estudadas sejam capturadas, mortas e convenientemente montadas para, então, serem identificadas sob lupa de dissecção.

**2.1. Coleta.** O modo como as abelhas são capturadas depende dos objetivos do estudo que se tem em mente. Nos levantamentos faunísticos e nos estudos sobre polinização, por exemplo, as abelhas normalmente são capturadas enquanto coletam alimento nas flores. Para isto empregam-se as redes entomológicas (puçás). O tecido empregado no puçá não deve ser o filó (tule), pois abelhas pequenas são capazes de fugir através de sua malha. O organdi (de algodão) e a organza de *nylon* são tecidos adequados.

Dependendo de seus objetivos o coletor pode postar-se diante de uma planta florida, capturando as abelhas à medida em que elas pousem nas flores, ou pode deslocar-se lentamente ao longo de uma transeção ou área amostral, coletando as abelhas na medida em que elas forem avistadas. Exemplos de levantamentos faunísticos realizados no Brasil, utilizando-se de variações destes métodos, são os de Sakagami *et al.* (1967), Camargo & Mazzucato (1984) e Silveira & Campos (1995).

Nas florestas, a grande maioria das abelhas forrageia no alto das árvores, permanecendo fora de alcance do coletor. Por isto, poucos são os levantamentos realizados das faunas de abelhas de áreas florestais; nos que foram feitos, as coletas, em geral, foram limitadas à vegetação mais baixa, nas margens de clareiras e trilhas e nas bordas de mata (p. ex., Cure *et al.*, 1992). Mais recentemente, levantamentos da fauna de abelhas no dossel das matas vêm sendo realizados com puçás de cabo longo (Wilms *et al.*, 1996) e com escalada das árvores pela técnica de *rapel* (p. ex. Aguilar, 1999). Algumas abelhas, especialmente as nossas indígenas sem ferrão (Meliponina), podem ser atraídas, em alguns locais, por solução de sal e/ou iscas de feijão com farinha de mandioca ou fatias de goiabada espalhadas no sub-bosque (E. F. Morato, inf. pessoal). Machos de Euglossina podem ser atraídos por substâncias aromáticas específicas depositadas em papel ou chumaço de algodão e expostas sobre troncos ou pedras (p. ex. Rebêlo & Garófalo, 1991) ou em armadilhas (p. ex. Campos *et al.*, 1989). Bacias coloridas (especialmente azuis e amarelas) contendo água e um pouquinho de detergente atraem e capturam abelhas (além de uma variada gama de outros insetos) (p. ex., Laroca, 1980). Armadilhas de interceptação de vôo (como as de Malaise), embora mais eficientes para a captura de outros insetos, sempre coletam abelhas, algumas das quais de espécies bem raras nas coleções, como por exemplo cleptoparasitas obrigatórias e espécies restritas a ambientes florestais. Frascos sugadores podem ser utilizados para coleta de abelhas pequenas. Ninhos-armadilha feitos com gomos de bambu abertos em uma extremidade, blocos de madeira perfurados ou tubos de papel cartonado são utilizados por fêmeas de algumas espécies de

gêneros como *Centris*, *Tetrapedia*, *Euglossa*, *Xylocopa* e vários Anthidiini (também vespas e formigas), em busca de local para nidificação (p. ex., Garófalo *et al.*, 1993; Morato & Campos, 2000).

Uma boa amostragem da fauna de abelhas de um dado local só é obtida com coletas em vários horários do dia e ao longo de todo o ano. Isto porque diferentes abelhas estão ativas em diferentes horas e em diferentes épocas do ano. Quanto maior a diversidade de métodos de coleta empregados e de ambientes amostrados, maior será o número de espécies de abelhas encontradas. Sakagami *et al.* (1967) e Silveira & Godinez (1996) discutem vários problemas relacionados à obtenção de amostras padronizadas para comparação de parâmetros faunísticos entre diferentes amostragens.

Ao serem capturadas, as abelhas devem ser transferidas para um frasco mortífero. Os dois agentes mortíferos mais comumente utilizados nestes frascos são o cianeto (de sódio ou potássio) e o acetato de etila. Cada um tem vantagens e desvantagens. Um frasco mortífero carregado com cianeto pode permanecer eficiente até por meses. Por outro lado, abelhas mortas com cianeto tendem a tornar-se quebradiças e, se mantidas por muito tempo dentro do frasco, perder detalhes de sua coloração devido ao desbotamento de faixas e manchas pigmentadas (manchas amarelas, por exemplo, tornam-se avermelhado-esmaecidas). Além disto, o cianeto é extremamente tóxico ao homem, podendo causar a morte em caso de inalação acidental.

Abelhas mortas com acetato de etila, por outro lado, tendem a ficar menos quebradiças, além de morrerem com suas línguas distendidas (o que facilita o seu estudo e identificação). O acetato de etila, além do mais, não é tão tóxico para o homem quanto o cianeto. A desvantagem do acetato é sua volatilidade, que faz com que se tenha que recarregar o frasco com alguma frequência no campo.

Deve-se ter o cuidado de não deixar as abelhas muito tempo dentro dos frascos mortíferos (principalmente em dias de calor e quando as abelhas forem muitas), para evitar que elas sejam encharcadas pela condensação de água dentro do frasco. Isto faz com que seus pêlos colem-se ao corpo, dificultando a identificação posterior dos espécimes. Além disto, aumenta a probabilidade de que os espécimes mofem.

**2.2. Montagem.** As abelhas capturadas precisam ser montadas para que possam ser manuseadas mais facilmente na hora da identificação ou estudo e para que possam ser armazenadas de forma segura nas coleções. Para isto elas devem ser alfinetadas. Agulhas e alfinetes de costura não devem ser utilizados porque enferrujam, quebrando-se e danificando os espécimes. Além disto, não possuem diâmetro, comprimento, nem ponta adequados para as coleções entomológicas.

Alfinetes entomológicos são comercializados em diferentes diâmetros que são identificados por números. A maioria das abelhas pode ser montada em alfinetes número 1. Apenas abelhas grandes (1,5 cm ou mais de comprimento) devem ser montadas em alfinetes número 2 ou 3. Algumas firmas produzem alfinetes entomológicos de aço comum pintados de negro. Eles são mais baratos mas também terminam por enferrujar e quebrar, danificando os espécimes, principalmente em regiões úmidas. Por isto, deve-se preferir, sempre que possível, os alfinetes de aço inoxidável. Também a cabeça dos alfinetes é produzida de diferentes maneiras. Os melhores são os alfinetes de cabeça batida (como os alfinetes de costura); infelizmente eles são raros. Uma alternativa muito boa, são os alfinetes com cabeça de *nylon*. Alfinetes com cabeças de latão devem ser evitados, porque elas se soltam, tornando o manuseio dos alfinetes difícil (e, muitas vezes, doloroso).

Deve-se introduzir o alfinete perpendicularmente à superfície dorsal da abelha, na região anterior direita do mesoscuto, junto à tégula. Desta forma preservam-se os detalhes de escultura e pilosidade da região central do mesoscuto (frequentemente importantes para a identificação das espécies). Os detalhes estragados pelo alfinete no lado direito do mesoscuto podem ser, ainda, observados no lado esquerdo. As abelhas devem ser posicionadas no alfi-

nete de forma a não ficarem tão altas que sejam danificadas quando este é tomado entre os dedos, nem tão baixas que não haja espaço para se introduzir, sob elas, as etiquetas de procedência e identificação. O ideal é que haja uma distância de oito a 10 mm entre a superfície superior do tórax da abelha e a cabeça do alfinete.

Abelhas muito pequenas para serem espetadas com os alfinetes número um devem ser preferencialmente coladas. Para isto, pode-se utilizar o método sugerido pelo Padre Moure: circunda-se o alfinete com um anel de cola de cerca de 1 mm de espessura, repousando-o com a cola sobre o lado direito do mesossoma da abelha (a cola se soltará depois de seca, se for depositada apenas em um lado do alfinete). Deixa-se secar por alguns minutos. Montagens duplas (em triângulos de papel ou com “micro-alfinetes”) são recomendadas por alguns autores. No entanto, elas consomem mais tempo e mais material, além de tornarem o manuseio dos espécimes sob a lupa mais difícil. O uso de alfinetes “0” e “00” deve ser evitado, uma vez que eles tendem a se entortar ao serem enfiados em superfícies mais duras (espuma de polietileno, por exemplo).

Depois de espetadas, as abelhas devem ser arrumadas no alfinete. Três fatores devem ser considerados neste momento: 1) exposição de estruturas importantes para a identificação; 2) redução do risco das abelhas serem danificadas durante o manuseio e 3) economia de espaço nas coleções.

Qualquer parte da abelha é potencialmente utilizável para sua identificação. Em alguns grupos, determinadas estruturas serão mais importantes do que em outros. Se o coletor não tem conhecimento suficiente sobre quais caracteres são ou não necessários para a identificação de um dado espécime, é preferível que ele exponha o maior número possível de características na hora de montá-lo. Abaixo seguem algumas informações sobre como dispor os apêndices das abelhas:

O aparelho bucal deve estar distendido e, se possível, suas partes devem estar ligeiramente separadas para que possam ser melhor observadas. Não se deve, entretanto, distender a língua e partes anexas para a frente, deixando-as expostas e aumentando o risco de que sejam quebradas durante o manuseio. O aparelho bucal deve ficar, especialmente no caso de abelhas grandes e de língua longa, distendido para trás, protegido entre a etiqueta e a cabeça e o corpo da abelha.

O número, tamanho relativo e disposição dos dentes nas mandíbulas das abelhas de alguns grupos, como as da tribo Anthidiini (Megachilidae) e as dos gêneros *Megachile* (Megachilidae) e *Centris* (Apidae) são importantes para a determinação dos gêneros ou subgêneros a que pertencem as espécies. Em Halictidae, características do labro e da mandíbula podem ser necessários para a identificação dos exemplares. Em tais grupos, as mandíbulas devem ser abertas enquanto o espécime está ainda flexível. Para isto, pode-se introduzir uma pinça de ponta fina (pinça de relojoeiro) fechada entre as mandíbulas, por baixo e por trás da cabeça, deixando-a abrir-se em seguida. Deve-se tomar cuidado para que o labro da abelha não seja danificado nesta operação.

Todos os demais apêndices (antenas, pernas e asas) devem ser ligeiramente afastados do corpo para que possam ser convenientemente observados e para evitar que escondam outras estruturas na cabeça, mesossoma e metassoma. Eles não devem, entretanto, ficar distendidos muito longe do corpo para não se exporem ao risco de quebrarem durante o manuseio e para que não ocupem muito espaço na coleção. As pernas devem estar ligeiramente flexionadas e não devem ficar dobradas sob o corpo.

As asas frequentemente ficam coladas umas às outras e ao metassoma por umidade condensada, néctar regurgitado, óleos florais ou resinas. Isto deve ser corrigido, uma vez que dificulta muito a observação de veias e células alares. Ao se montar as abelhas, deve-se passar um estilete entre as asas e o metassoma e entre a asa anterior e posterior de cada par. Isto deve ser feito com cuidado para evitar que as asas se rasguem.

O principal cuidado que se deve tomar com o metassoma das abelhas é não deixar que eles fiquem ‘caídos’. Isto é especialmente importante quando se montam abelhas grandes.

Neste caso, o metassoma rouba espaço das etiquetas quando fica inclinado para baixo. Além disto, nesta posição ele é mais facilmente quebrado, quando a etiqueta é acidentalmente empurrada contra ele. Pode-se cruzar dois alfinetes em 'x' sob o metassoma, para mantê-lo na posição horizontal até que a abelha montada esteja seca. Deve-se cuidar, entretanto, para que o metassoma não fique elevado demais, impedindo a observação do propódeo.

Depois de montadas, as abelhas devem ser colocadas em estufa a cerca de 40°C por 24 a 48 horas. Isto possibilitará que todos os tecidos do corpo sequem convenientemente, evitando que as abelhas mofem. Por outro lado, a permanência na estufa por tempo muito prolongado (vários dias) torna as abelhas ressecadas e excessivamente quebradiças.

Nem sempre é possível montar as abelhas imediatamente após a captura. Para que sejam conservadas, elas podem ser mantidas em sacos de papel absorvente flexível, dentro de recipientes rígidos hermeticamente fechados. Deve-se colocar, dentro destes recipientes, junto com as abelhas, um chumaço de algodão embebido em acetato de etila. O acetato ajuda a conservar os espécimes, inibindo o crescimento de fungos e mantendo a flexibilidade das abelhas durante algum tempo. Caso o intervalo entre a captura das abelhas e sua montagem for de mais que dois dias, é recomendável mantê-las em congelador ou *freezer*. Desta forma elas permanecem maleáveis até serem montadas.

Se as abelhas chegam a se enrijecer, é necessário relaxá-las antes de se proceder à montagem. Para isto, as abelhas devem ser mantidas por algum tempo (em geral de 24 a 48 horas) em uma câmara úmida. A câmara úmida é um recipiente de vidro ou plástico, hermeticamente fechado, em cujo fundo se coloca papel ou tecido encharcado em água com um pouco de ácido fênico (fenol). A função deste ácido é inibir o crescimento de fungos. As abelhas não devem ser colocadas em contato direto com a água, mas dentro de recipientes abertos (tais como placas de Petri). Deve-se evitar que as abelhas fiquem encharcadas, pois desta maneira seus pêlos se colarão ao corpo, tornando a identificação do espécime mais difícil. Abelhas de coloração verde ou azul-metálica tendem a ficar avermelhadas quando expostas à umidade. Quando a exposição se dá por pouco tempo, a coloração volta ao normal quando as abelhas secam. Entretanto, ela se altera permanentemente, ficando mais avermelhada ou amarelada definitivamente, caso as abelhas sejam expostas à umidade por tempo prolongado.

Os procedimentos acima são os indicados para as abelhas coletadas e mantidas "a seco", até o momento da montagem. Abelhas capturadas em álcool (por exemplo em armadilhas de interceptação de vôo, como a de Malaise) precisam de cuidados especiais antes de serem alfinetadas. Se elas são retiradas do álcool diretamente para o alfinete, seus pêlos ficam grudados, as asas retorcidas e partes do corpo (principalmente os olhos) podem murchar. Uma técnica de preparação de insetos conservados em álcool, antes de serem alfinetados, é apresentada abaixo:

Os espécimes em álcool 70% ou 80% são transferidos para álcool absoluto onde ficam por 15 a 20 minutos. Após este tempo, eles são removidos para uma mistura de álcool absoluto e clorofórmio na proporção de 1:1. Eles devem permanecer aí por mais 15 ou 20 minutos. Em seguida eles são postos para escorrer em papel absorvente. Os pêlos das abelhas devem ser pincelados periodicamente com um pincel fino enquanto secam. Depois de adquirirem seu aspecto normal, as abelhas devem ser colocadas em estufa de secagem por 24 a 48 horas. Estes procedimentos são especialmente importantes para abelhas grandes e pilosas.

Às vezes as abelhas estão muito sujas e/ou com pêlos grudados por substâncias oleosas ou resinas. Indivíduos especialmente valiosos (pela raridade ou pela dificuldade de identificação) podem ser lavados, recuperando sua aparência natural. O seguinte procedimento pode ser empregado:

O espécime (com o alfinete mas sem as etiquetas, se já estiver montado) é colocado em xilol por cerca de 15 minutos. O xilol dissolve massas de pólen e/ou resina ressecada que agarram-se pelo corpo e grudam os pêlos. A abelha é, então, enxaguada em água corrente. Depois de enxaguado o xilol, as áreas mais pilosas da abelha são ensaboadas com detergente, sabão neutro ou sabonete, com auxílio de um pincel fino. O espécime é enxaguado nova-

mente e posto para secar em papel absorvente. A eficiência da secagem pode ser aumentada encostando-se pontinhas do papel absorvente em áreas mais pilosas, onde se acumula mais água. Esta operação, entretanto, deve ser feita observando-se a abelha sob a lupa. Enquanto secam, os pêlos da abelha devem ser pincelados com pincel fino, para se soltarem. A secagem pode ser feita, também, utilizando-se de um secador manual de cabelo. Depois que a abelha recuperou sua aparência normal, ela deve ser posta em estufa a 40°C, por cerca de 24 horas. Espécimes muito velhos ou enfraquecidos (por ataque de fungos ou dermestídeos, por exemplo) não devem passar por este processo, por correrem o risco de serem danificados.

**2.3. Informações associadas aos espécimes.** Existem várias informações relativas aos espécimes coletados que devem ser guardadas junto com eles. Estas informações poderão auxiliar no processo de identificação, na determinação da distribuição geográfica das espécies e de sua variação ao longo do tempo; poderão sugerir quais as fontes de alimento utilizadas pelas várias espécies etc. Praticamente toda informação guardada junto com o espécime em uma coleção é potencialmente útil. Em coleções de insetos, informações são guardadas de duas formas: em etiquetas espetadas no alfinete, junto com o espécime, ou em cadernos ou fichários (modernamente, em bancos de dados em computador). Neste caso, os espécimes devem receber um número que identifica as informações relativas a eles no registro da coleção.

É importante que pelo menos algumas informações básicas estejam em uma etiqueta, junto de cada espécime: o município, estado e país onde o mesmo foi coletado, a data de coleta e nome do coletor.

As etiquetas não devem ser muito grandes para evitar desperdício de espaço nas coleções. Etiquetas grandes tendem também a soltar-se mais facilmente do alfinete, girando e quebrando outros espécimes próximos. Um tamanho máximo apropriado seria em torno de 1 cm × 2 cm, mas as etiquetas podem ser menores quando as abelhas forem pequenas. É conveniente, também, que o papel utilizado seja grosso (120 g/m<sup>2</sup>, por exemplo) e, de preferência, neutro (papéis ácidos amarelam-se e decompõem-se mais rapidamente e contribuem, também, para a oxidação dos alfinetes).

As etiquetas têm de ser absolutamente legíveis. Deve-se ter em mente que os espécimes coletados poderão ser úteis a inúmeros outros pesquisadores, desde que as informações mínimas sobre localidade e data de coleta estejam legíveis. As etiquetas devem ser preenchidas com tinta durável. Se manuscritas, deve-se utilizar preferencialmente tinta nanquim (ou outra tinta à base de pigmento coloidal). Se forem impressas a partir de arquivos de computador, deve-se utilizar, se possível, impressoras a *laser*. A tinta das impressoras matriciais e a jato-de-tinta são solúveis em água e tendem a borrar com a umidade. Uma solução alternativa é imprimir-se as etiquetas com tinta solúvel e, depois, fazer-se fotocópia em máquina de boa qualidade ou recobri-las com verniz fixador na forma de aerossol.

Se as abelhas forem parte de algum projeto de pesquisa específico, é bom que cada uma receba uma pequena etiqueta que a identifique como espécime testemunho do projeto. Esta etiqueta deve ser a primeira a ser colocada no alfinete (ficando, portanto, em posição superior) e pode ser colorida, para chamar atenção. Não se devem utilizar, entretanto, as cores vermelha e amarela pois estas são tradicionalmente utilizadas, nas coleções, para distinguir holótipos e parátipos.

**2.4. Preservação de abelhas alfinetadas.** As abelhas montadas como explicado acima podem ser guardadas por centenas de anos, desde que se tomem alguns cuidados. Um dos principais problemas para a conservação de insetos em geral, e das abelhas em particular, é o excesso de umidade. Em ambientes úmidos, há grande proliferação de fungos (mofo) que acabam por destruir completamente os espécimes. Para evitar que isto aconteça, deve-se secar bem as abelhas montadas, como explicado acima, e guardá-las em local seco. Caso cheguem a mojar, as abelhas podem ser limpas com xilol, com o auxílio de um pincel fino e postas a secar em estufa.

Outro problema sério para a manutenção das coleções de insetos secos é o ataque por insetos daninhos, principalmente os pequenos insetos das famílias Psocidae (ordem Psocoptera ou Corrodentia) e Dermestidae (ordem Coleoptera). Para evitar que isto aconteça, as abelhas montadas devem ser mantidas em recipientes (caixas ou gavetas) hermeticamente fechados, sem frestas ou rachaduras, e contendo naftalina ou creosoto. A naftalina inibe a entrada dos insetos daninhos, mas não mata aqueles que porventura cheguem a penetrar nas caixas. Já o creosoto tem ação inseticida.

Uma forma segura e eficiente de se controlar a infestação dos espécimes por psocópteros e dermestídeos é o tratamento alternado com frio e calor. As abelhas, espetadas dentro de caixas com tampa, são colocadas em *freezer*, onde são mantidas durante três dias. Durante este tempo, larvas e adultos de insetos são mortos pelo frio. Em seguida, elas são transferidas para estufa de secagem a 40°C por um ou dois dias. A esta temperatura novas larvas eclodirão dos ovos que porventura existirem no material a ser preservado. As abelhas são novamente colocadas no *freezer*, onde as larvas recém emergidas dos insetos-praga serão mortas. Depois deste tratamento, as abelhas são postas a secar em estufa e podem retornar à coleção.

Insetos mortos devem ser mantidos no escuro, uma vez que a exposição prolongada à luz provoca sua descoloração, dificultando sua identificação correta no futuro. As gavetas devem ser mantidas em armários próprios, bem fechados, para melhor garantir a conservação das abelhas. Os armários e gavetas devem ser inspecionados periodicamente. Espécimes contendo sinais de infestação por mofo ou de ataque por insetos daninhos devem ser imediatamente retirados para tratamento.

Pesquisadores que possuam coleções grandes de abelhas devem se preocupar com o controle microclimático do ambiente. Os armários contendo as abelhas secas devem estar em ambiente seco e, preferencialmente, fresco. Este controle pode ser alcançado por intermédio de desumidificadores de ambiente e/ou condicionadores de ar.

**2.5. Remessa de abelhas para identificação.** Abelhas coletadas em projetos de pesquisa freqüentemente têm que ser mandadas a especialistas para identificação. Como o número de taxônomos capazes de identificá-las é muito pequeno, é preciso entrar em contato previamente com eles, para verificar sua disponibilidade. Deve-se estar ciente que identificação de material alheio não é a única tarefa a que se dedicam os sistematas. É conveniente, também, que se proceda a uma triagem prévia do material, tentando-se a separação dos espécimes em grandes grupos (subfamílias, tribos ou gêneros) e em morfoespécies. Isto facilita o trabalho do especialista, permitindo que ele gaste o tempo disponível na identificação das espécies e não na triagem inicial do material. Quando se consegue uma identificação prévia até o nível de subfamília ou tribo, deve-se mandar os espécimes de cada táxon para o especialista naquele grupo. Dificilmente um único pesquisador vai ser capaz de reconhecer bem as espécies de todos os grandes grupos de abelhas. De qualquer forma, deve-se ter em mente que a taxonomia da maioria dos grupos de abelhas neotropicais necessita de revisão e que não é possível conseguir a identificação de todas as espécies.

As abelhas podem ser remetidas aos especialistas pelo correio. Esta é uma forma correqueira de se enviar insetos secos, mas os espécimes devem ser convenientemente embalados para que não sejam danificados. Primeiramente as abelhas devem ser espetadas ao fundo de uma caixa forrada com isopor, cortiça ou, preferencialmente, espuma de polietileno expandido. Abelhas grandes devem ser contidas com alfinetes espetados lateralmente, junto aos seus corpos. Etiquetas grandes ou frouxas no alfinete também devem ser contidas da mesma forma. Para economizar espaço, as abelhas devem estar próximas umas das outras mas, para evitar danos durante o transporte ou ao serem desembaladas, elas não devem estar em contato umas com as outras ou com as laterais da caixa. O tamanho da caixa deve ser proporcional ao número de abelhas a serem acondicionadas e alfinetes entomológicos devem ser espetados com espaçamento regular (2-3 cm de distância uns dos outros) no espaços vazios. Sobre os alfinetes, deve ser colocada uma folha de papelão rígido para distribuir eventuais com-

pressões de fora. O espaço entre o papelão e a tampa da caixa deve ser preenchido com isopor ou espuma, por exemplo, para que os alfinetes não fiquem soltos. Esta caixa deve, então, ser acondicionada dentro de outra, em meio a flocos de isopor (devem-se evitar os flocos de amido, que podem atrair insetos potencialmente daninhos aos espécimes). A caixa interna, contendo as abelhas, não deve ficar a menos do que 10 cm de distância da outra, externa, em nenhum dos lados. Tanto a caixa interna quanto a externa devem ser de papelão grosso ou outro material resistente, pois, de outra maneira, a pressão exercida por fora seria facilmente transmitida para o interior da caixa com as abelhas, o que pode levar à quebra dos espécimes. Por fora, além dos endereços do destinatário e remetente, devem ser fixadas etiquetas com dizeres como: “Insetos secos para estudo científico – sem valor comercial” e “Fragil” (em inglês, se o material estiver sendo enviado para o exterior: “*Dry insects for scientific study – no commercial value*” e “*Fragile*”).

**2.6. Espécimes testemunhos.** Uma questão importante que resta a ser discutida é onde manter coleções de espécimes testemunhos. Quando se faz qualquer trabalho, sobre qualquer organismo, produzem-se informações que ajudam a entender melhor a sua biologia. As informações obtidas, entretanto, são importantes apenas na medida em que possam ser associadas com certeza a um determinado táxon. Como as identificações estão sempre sujeitas a dúvida, é imprescindível que haja material testemunho depositado em coleções públicas. Desta forma a identidade do material poderá ser conferida, em qualquer época, por outros pesquisadores. Outro ponto a ser levantado é o do destino geral das abelhas capturadas. Abelhas de grande interesse para a ciência, coletadas a duras penas e em locais às vezes nunca antes amostrados, são freqüentemente perdidas por estarem guardadas em locais inadequados. Cada pesquisador deve sempre contrapor a utilidade que suas abelhas têm para si, àquela que elas teriam para outros pesquisadores, caso fossem depositadas em uma coleção pública. Espécimes sem utilidade imediata devem, preferencialmente, ser enviadas para coleções universitárias ou museus. Nestes locais elas receberão o cuidado necessário para que sejam conservadas para as gerações futuras.

Informações gerais sobre técnicas de coleta, montagem e conservação de insetos podem ser encontradas, por exemplo, em Almeida *et al.* (1998) e Borror & Delong (1988 – capítulo 32).

**2.7. Coleta e remessa de abelhas e a legislação brasileira.** O ritmo acelerado de destruição que vem sendo imposto aos nossos ambientes vem levando um número crescente de espécies à ameaça de extinção. Em consequência da preocupação da sociedade com este fato, várias leis e normas que visam garantir a preservação da biodiversidade brasileira têm sido promulgadas recentemente. Embora leis e portarias quase sempre sejam criadas tendo como preocupação central a conservação de animais vertebrados, plantas ou ambientes, muitas delas têm implicações sobre as atividades de estudo, conservação e criação de nossas abelhas e outros invertebrados nativos. Aqui discutiremos brevemente a legislação federal em vigor.

Os princípios básicos que regulamentam a coleta de espécimes nativos da fauna silvestre brasileira foram definidos pela “Lei dos Crimes Ambientais” (lei nº 9.605 de 12 de fevereiro de 1998). Nela (artigo 29), são definidos como crimes os atos de “matar, perseguir, caçar, apanhar e utilizar espécimes da fauna silvestre brasileira sem a devida permissão, licença ou autorização da autoridade competente ou em desacordo com a licença obtida”. As penas previstas para este crime são a detenção por seis meses a um ano e multa. Segundo a lei, a mesma pena é válida para quem *a)* modifica, danifica ou destrói ninhos e *b)* vende, exporta ou adquire, guarda, tem em cativeiro ou transporta ovos, larvas ou espécimes da fauna silvestre brasileira, bem como produtos e objetos dela oriundos, sem autorização. A pena é aumentada em 50% se o crime for praticado *a)* contra espécie rara ou considerada ameaçada de extinção, ainda que somente no local da infração; *b)* durante a noite; *c)* com abuso de licença e *d)* em unidade de conservação.

Dessa forma, a coleta de abelhas (vivas ou mortas) é crime se efetuada em desacordo com as exigências legais. Até o momento, a coleta de espécimes da fauna silvestre para fins didáticos e científicos é regulamentada pela Portaria 332 de 31 de março de 1990 do IBAMA. O artigo primeiro desta portaria estipula que a captura de animais para pesquisa científica ou fins didáticos só pode ser executada por membros de equipes de cientistas e profissionais qualificados pertencentes a instituições científicas brasileiras, públicas ou privadas, credenciadas pelo IBAMA ou por elas indicadas. O artigo quinto desta mesma portaria, dispensa de licença a coleta de invertebrados (e, portanto, de abelhas) para fins de pesquisa, exceto quando: *a*) ela for executada em unidades de conservação de proteção integral federais, estaduais e municipais (neste caso, o coletor deverá obter consentimento prévio das autoridades responsáveis pelas unidades) e *b*) para a coleta de espécies que constem da Lista Oficial de Espécies da Fauna Ameaçada de Extinção (neste caso a licença deverá ser obtida diretamente no IBAMA).

É preciso ressaltar, portanto, que, embora a captura de abelhas seja dispensada de licença (excetuando-se, obviamente, as espécies ameaçadas de extinção e/ou coletas em unidades de conservação), ela só pode ser efetuada por cientistas e profissionais pertencentes a instituições científicas credenciadas pelo IBAMA. Desta forma, estão fora da lei os colecionadores e coleções particulares de insetos.

Até recentemente, a concessão de licenças para a coleta de espécimes da fauna silvestre para fins didáticos e científicos era atribuição do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA). Isto foi alterado, uma vez que a Medida Provisória (MP) n.º 2.186-16, de 23 de agosto de 2001, instituiu, em seu artigo 10, o Conselho de Gestão do Patrimônio Genético, no âmbito do Ministério do Meio Ambiente, com atribuições deliberativa e normativa. Discutida em um novo fórum e sob novas perspectivas, a regulamentação da coleta de material biológico para estudos sofreu mudanças consideráveis. Por enquanto, ao regulamentar o acesso ao patrimônio genético nacional, essa MP, impôs novas restrições à coleta e transporte de material biológico no país, trazendo novas preocupações aos taxônomos brasileiros. Após sua edição, alguns incidentes já foram registrados, envolvendo material coletado e/ou remetido pelo correio para estudos taxonômicos. Maiores detalhes a respeito da legislação em vigor podem ser encontrados na Internet na página do Ministério do Meio Ambiente (<http://www.mma.gov.br/>).

A MP 2.186-16 estipula que patrimônio genético da fauna silvestre seria a informação de origem genética, contida em amostras do todo ou de parte de espécime animal, na forma de moléculas e substâncias provenientes do metabolismo destes seres vivos e de extratos obtidos destes organismos. Portanto, espécimes mortos de abelhas, preservados a seco ou em meio líquido, são portadores de amostras do patrimônio genético (na forma, por exemplo, de moléculas de DNA) que podem, em tese, ser extraídas para fins comerciais. Entretanto, medidas estão sendo estudadas, no âmbito do Conselho de Gestão do Patrimônio Genético, para evitar que a aplicação da lei impeça o desenvolvimento de estudos científicos básicos sobre a biota brasileira.

## Origem, Filogenia e Biogeografia.

---

**3.1. Origem.** As abelhas são vespas (Hymenoptera, Aculeata) cujas fêmeas, em vez de capturarem outros artrópodes como alimento, coletam pólen e néctar diretamente nas flores para alimentarem suas larvas. Embora as abelhas pareçam, à primeira vista, muito distintas de outros grupos de himenópteros aculeados, elas guardam estreita relação com um grande conjunto de vespas tradicionalmente chamadas de vespas esfecóides (Sphecidae sensu Bohart & Menke, 1976). Estes grupos estão reunidos em uma superfamília — Apoidea (Brothers, 1975; Brothers & Carpenter, 1993). Em um estudo recente das relações filogenéticas desta superfamília, Melo (1999) reconheceu, além das abelhas, quatro grandes grupos de vespas em Apoidea: Heterogynaidae, Ampulicidae, Sphecidae *s.str.* e Crabronidae. Dentro de Apoidea, o grupo mais próximo das abelhas (seu grupo-irmão) é Crabronidae. De fato, as abelhas guardam muitas semelhanças morfológicas e comportamentais com estas vespas, o que sugere um período relativamente longo de evolução comum antes de sua divergência.

Os membros de Apoidea podem ser distinguidos de outros grupos de vespas aculeadas pelas seguintes características morfológicas (Melo, 1999):

*a.* Extensão do pronoto, através de um par de projeções látero-ventrais que circundam ventralmente o tórax, logo atrás das coxas anteriores. O pronoto apresenta-se firmemente encaixado ao mesotórax, formando um anel à sua frente, e tem sua porção dorso-posterior reduzida, fazendo com que os lobos pronotais tornem-se mais individualizados do restante do pronoto. Além disso, o pronoto apresenta um par de carenas internas, situadas em posição oblíqua a cada lado, que normalmente são visíveis externamente como um par de sulcos. Na maioria das abelhas, estas carenas encontram-se ausentes ou muito obsoletas, sendo mais desenvolvidas apenas nos grupos basais.

*b.* Prepecto completamente fundido ao mesepisterno. Nesse aspecto, os Apoidea assemelham-se aos pompilídeos. Nestes, porém, a sutura é ainda bastante evidente, enquanto nos apóideos a sutura encontra-se completamente obliterada.

*c.* Fusão completa entre o meso e o metatórax ao longo da porção ventral do tórax. Na maioria dos Apoidea, a sutura entre o meso e o metepisterno encontra-se completamente obliterada ventralmente. Internamente, essa fusão corresponde à perda do músculo unindo as furcas meso e metatorácicas.

*d.* Expansão pósteromedial do metapostnoto. Nas abelhas e na maioria dos Crabronidae, o metapostnoto forma um longo triângulo separando o propódeo em duas porções laterais.

Várias outras características morfológicas (sinapomorfias), indicando a estreita relação entre esfecóides, crabronídeos e abelhas (p. ex. o sulco mesepisternal), ou apenas entre as abelhas e os crabronídeos (p. ex., a placa pigídal) são apresentadas em Melo (1999). Em termos comportamentais, as abelhas assemelham-se às vespas apóideas pelo fato de construírem um ninho que vão aprovisionar, onde vão ovipositar e onde suas larvas vão se desenvolver. Como entre as vespas, também as abelhas adultas se alimentam nas flores, principalmente de néctar.

Apesar de todas essas semelhanças, não há nenhuma razão para suspeitar que diferentes grupos de abelhas possam ter evoluído independentemente a partir das vespas apóideas. Existe ampla evidência de que as abelhas constituam um grupo monofilético (ou seja, tenham se originado, todas, de uma única espécie ancestral e reúnem todas as espécies descendentes deste ancestral). Michener (2000) faz uma listagem das principais sinapomorfias que comprovam a monofilia do grupo. Abaixo são apresentadas algumas delas, referentes à morfologia externa de adultos e ao comportamento:

a. Consumo de pólen por larvas e fêmeas adultas. Em Hymenoptera, além das abelhas, o uso de pólen como alimento larval surgiu, independentemente, somente na linhagem ancestral que deu origem aos Masarinae, uma subfamília de Vespidae, e em *Krombeinictus nordenae* Leclercq, uma espécie de vespa crabronídea recentemente descoberta (Krombein & Norden 1997). Há evidências de que tanto os Masarinae quanto as abelhas originaram-se aproximadamente no mesmo período do Cretáceo, porém, diferentemente dos Masarinae que contém apenas cerca de 300 espécies (Gess 1996), as abelhas representam uma das maiores radiações dentro de Hymenoptera, com mais de 16.000 espécies descritas (Michener, 2000).

b. Presença de pêlos ramificados, frequentemente plumosos. Tradicionalmente, esses pêlos têm sido considerados como adaptações para a coleta de pólen, por auxiliarem tanto na retenção, quanto na atração eletrostática dos grãos de pólen (p. ex., Thorp, 1979). Atualmente, entretanto, esta idéia tem sido contestada (p. ex., Michener, 2000; Engel, 2001). Segundo estes autores, esses pêlos talvez tenham sido selecionados no ancestral das abelhas, por auxiliarem a retenção de água e, sendo normalmente claros, por refletirem a luz solar (mantendo a temperatura corporal do inseto mais baixa) e camuflarem as abelhas nos ambientes desérticos onde elas possivelmente originaram-se (ver abaixo). Contudo, esta hipótese não explicaria porque outros grupos de insetos vivendo em tais ambientes não teriam desenvolvido pilosidade plumosa.

c. Basitarso posterior mais largo que os tarsômeros seguintes. O alargamento do basitarso é mais acentuado nas fêmeas de abelhas que transportam pólen nas pernas posteriores. Alguns grupos, principalmente as que transportam pólen no papo e as cleptoparasitas obrigatórias, apresentam o basitarso apenas um pouco mais largo que os outros tarsômeros.

d. Presença da placa basitibial. Esta é uma característica presente em quase todas as abelhas que escavam ninhos no solo (principalmente nas fêmeas). Embora seja uma característica derivada que, certamente, surgiu no ancestral de todas as abelhas, ela foi perdida várias vezes em diferentes grupos, mais notavelmente em muitos dos grupos de abelhas cleptoparasitas.

Vários cenários evolutivos têm sido apresentados para descrever as possíveis etapas na diferenciação das abelhas a partir das vespas apóideas. Michener (1944) comenta brevemente que um exame dos vários grupos atuais de vespas 'esfecóideas' sugere que as abelhas não teriam surgido a partir de nenhum deles. Malyshev (1968) propôs um cenário que ganhou certa popularidade: as abelhas teriam se originado a partir de um ancestral comum com vespas da subfamília Pemphredoninae (Crabronidae). A hipótese de Malyshev foi baseada nas supostas semelhanças entre os ninhos de vespas do gênero *Psenulus* e abelhas dos gêneros *Hylaeus* e *Colletes*. Naquele grupo de vespas, as paredes dos ninhos são revestidas com secreções glandulares que conferem um aspecto semelhante ao revestimento encontrado nos ninhos de *Hylaeus* e *Colletes*. Malyshev especulou, também, que o uso de afídeos como presa por *Psenulus* (e por outros Pemphredoninae) poderia ter facilitado a transição para uma dieta de néctar e pólen uma vez que estes insetos tem o corpo mole e cheio de líquidos açucarados. As semelhanças observadas por Malyshev são, contudo, superficiais: as secreções empregadas por *Psenulus* são derivadas de glândulas epidermais (Melo, 1997), ao passo que aquelas de *Hylaeus* derivam de uma mistura de produtos da glândula de Dufour e das glândulas salivares (Espelie et al., 1992). Além disso, as análises filogenéticas conduzidas por Melo (1999) não corroboraram a hipótese de Malyshev, favorecendo a posição de Michener

de que pouco seria aprendido sobre a evolução inicial das abelhas a partir do estudo dos grupos atuais de vespas apoídeas.

A origem da relação estreita entre abelhas e angiospermas tem também despertado bastante interesse. Já foi sugerido várias vezes que as abelhas talvez tenham se originado no Jurássico, antes do surgimento das angiospermas. Neste caso, elas talvez coletassem o pólen de estruturas reprodutivas de outras plantas floríferas, como as extintas Bennettitales, que antecederam as angiospermas. Dessa forma, as abelhas estariam pré-adaptadas ao forrageamento nas flores quando as angiospermas se diferenciaram e ter-se-iam beneficiado grandemente desta nova fonte de alimentos, quando as plantas floríferas tornaram-se dominantes no planeta. Estas hipóteses, entretanto, não têm qualquer sustentação no registro fóssil de Hymenoptera. Uma detalhada refutação das hipóteses postulando uma origem anterior ao Cretáceo para as abelhas pode ser encontrada em Engel (2001).

A idéia mais aceita é que as abelhas tenham surgido após a origem das angiospermas, há, no máximo, cerca de 125 milhões de anos, no final da primeira metade do Cretáceo. Se esta hipótese é correta, a primeira grande diversificação das abelhas teria ocorrido concomitantemente à grande radiação das plantas floríferas, que se deu aproximadamente entre 130 e 90 milhões de anos de anos atrás (p.ex. Crane et al., 1995; Wing & Boucher, 1998). Uma importante evidência disto é a mais antiga abelha fóssil conhecida – *Cretotrigona prisca* (Michener & Grimaldi) – cuja idade é estimada em cerca de 65 milhões de anos (Grimaldi, 1999). *Cretotrigona* é um meliponíneo típico e, como os meliponíneos são um dos grupos de abelhas mais derivados, presume-se que grande parte da diversidade morfológica e comportamental exibida pelas abelhas, hoje, já havia surgido ao final do Cretáceo.

A idéia corrente é que as abelhas teriam se diferenciado em uma região com clima semi-árido temperado (Michener, 1979; Engel, 2001). Esses autores suportam esta hipótese com base nas seguintes constatações e hipóteses auxiliares:

a. As abelhas (e os Apoidea, em geral) são muito mais diversificadas em regiões semi-desérticas temperadas do que em regiões temperadas ou tropicais úmidas.

b. As linhagens basais da maioria das famílias de abelhas são mais abundantes e diversificadas nesses ambientes. Engel (2001) sugere que, por isso, uma reconstrução cladística da preferência por habitats pelas abelhas provavelmente indicaria que o seu ancestral tinha distribuição restrita a regiões xéricas.

c. Considerando a hipótese de que as angiospermas tenham se originado e se restringido, nas fases iniciais de sua evolução, às regiões xéricas no oeste do supercontinente de Gondwana, esta seria, também, a região onde as abelhas teriam se originado. Esta região corresponderia, atualmente, ao sul da América do Sul, África e porções da Antártida. É interessante ressaltar, então, que muitos dos grupos basais da maioria das famílias de abelhas apresentam sua maior abundância e diversidade nos continentes ao sul do Equador, principalmente América do Sul, sul da África e Austrália.

Dois aspectos importantes precisam ser considerados com relação à hipótese de Michener. Realmente, parece plausível supor que as abelhas tenham se originado em uma região temperada semi-árida. Porém, como assinalado por Melo (1999), os padrões de distribuição e diversidade observados para os grupos basais de abelhas não podem ser estendidos a todos os Apoidea. Apenas Crabronidae, dentro de Apoidea, apresenta padrão semelhante ao das abelhas. Tal padrão não é evidente entre os Sphecidae *s.str.*, o grupo irmão dos crabronídeos e abelhas, cujos grupos basais parecem ocorrer preferencialmente em ambientes méxicos.

Mas, ainda mais relevante, são as evidências para o tipo de ambiente ocupado pelas primeiras angiospermas. Ao contrário dos cenários postulados por Axelrod & Raven (1974), em que tanto Michener (1979) quanto Engel (2001) se baseiam, as evidências correntes apontam para o aparecimento das angiospermas em ambientes méxicos das regiões equatoriais do início do Cretáceo, seguido de uma gradual migração em direção aos pólos (Wing & Boucher,

1998). Todos os grupos basais (p. ex., Qiu *et al.*, 1999) de angiospermas viventes estão restritos a ambientes métricos das regiões subtropicais e tropicais do mundo, o que constitui evidência adicional contra hipóteses que postulam uma origem em ambientes semi-áridos.

Portanto, um cenário mais refinado para a origem das abelhas seria que vespas apóideas, vivendo em ambientes semi-áridos temperados, teriam abandonado o hábito predador e passado a utilizar o pólen de grupos mais derivados de angiospermas que, neste período, já tinham desenvolvido adaptações que as permitiam ocupar regiões com clima mais árido e frio. Toda a primeira radiação das abelhas ter-se-ia passado neste tipo de ambiente e, apenas mais para o fim do Cretáceo, após a diferenciação dos principais clados de abelhas, incluindo aquelas de língua longa, é que teria havido uma ocupação dos ambientes úmidos das regiões equatoriais. A presença de faunas de abelhas bastante distintas nas regiões neotropical e paleotropical sugere uma ocupação independente destas regiões a partir das faunas de áreas temperadas e subtropicais de cada uma destas grandes regiões.

**3.2. Filogenia e evolução.** Embora, já em 1944, Michener tenha proposto uma árvore filogenética para as abelhas a partir de seus estudos de morfologia comparada, apenas recentemente é que as relações entre os principais clados de abelhas (famílias, subfamílias e tribos da classificação de Michener) foram investigadas com a aplicação de métodos modernos de análise cladística. Dois estudos, principalmente, trouxeram à luz novas idéias e apontaram uma série de pontos cujo esclarecimento exige estudos mais aprofundados. Estes estudos são o de Roig-Alsina & Michener (1993), sobre as relações entre as abelhas de língua longa, e o de Alexander & Michener (1995), sobre as relações entre as abelhas de língua curta. Nesse segundo estudo, Alexander & Michener propuseram uma classificação para as abelhas em que 9 famílias são reconhecidas: Colletidae, Stenotritidae, Andrenidae, Halictidae, Melittidae *s.str.*, Dasypodidae, Meganomiidae, Megachilidae e Apidae.

Os principais resultados desses dois estudos, incluindo suas diversas implicações classificatórias, são resumidos abaixo, considerando-se cada uma das famílias de abelhas separadamente:

*a.* Colletidae: embora apareçam como um grupo monofilético em algumas das hipóteses filogenéticas apresentadas por Alexander & Michener (1995), estas abelhas formam um grupo bastante heterogêneo e, talvez, artificial, principalmente por causa da posição ambígua de Euryglossinae. Contudo, alguns detalhes da morfologia da glossa fornecem suporte para a monofilia da família e para o posicionamento de Euryglossinae próximo a Hylaeinae e Xeromelissinae. Internamente, a classificação atual em subfamílias permanece questionável. Alexander & Michener foram conservadores com relação à utilização dos seus resultados quando discutiram a classificação de Colletidae. A subfamília Colletinae *sensu* Alexander & Michener parece ser a mais problemática. Como não há evidências para uma estreita relação entre Colletini (isto é, *Colletes* e formas proximamente relacionadas) e os Paracolletini, decidimos então elevar estes dois táxons a subfamílias para acentuar a distinção entre eles. O mesmo deveria ser feito com o gênero *Scapter*, um grupo restrito ao sul da África, tradicionalmente colocado dentro de Paracolletini *sensu* Michener que, claramente, parece mais relacionado aos Hylaeinae e Xeromelissinae.

*b.* Stenotritidae: a posição deste táxon mostrou-se bastante instável nas análises filogenéticas de Alexander & Michener, o que levou estes autores a classificá-lo como um grupo à parte. Este pequeno grupo, contendo apenas dois gêneros restritos à Austrália, tem sido tradicionalmente considerado como parte de Colletidae (p.ex. Michener 1944). Algumas características, como a presença de duas suturas subantenas, sugerem uma possível relação mais próxima com os Andrenidae, um arranjo encontrado em muitas das análises de Alexander & Michener, em particular naquelas baseadas nos planos básicos das famílias, onde Stenotritidae aparece dentro de Andrenidae, como grupo-irmão de Oxaeinae.

*c.* Andrenidae: de acordo com as análises de Alexander & Michener, trata-se de um grupo monofilético, desde que Oxaeinae, um grupo por muito tempo tratado como uma família

à parte, seja também incluído. Como comentado acima, Stenotritidae talvez devesse ser também incluída aqui.

d. Halictidae: as análises confirmaram a monofilia desta família que, de certo modo, já era considerada bem estabelecida.

e. Melittidae *s.str.*, Dasypodidae, Meganomiidae: estas três famílias tinham sido, até então, tratadas como um único grupo, Melittidae *s. lato*. Apesar de possuírem língua curta, várias outras características morfológicas apontam sua relação estreita com as abelhas de língua longa (Megachilidae e Apidae) e, de fato, nas análises de Alexander & Michener (1995), estes grupos formaram um grupo na base do ramo das abelhas de língua longa, o que os levou a colocar cada um dos subgrupos em uma família à parte. Mais recentemente, Michener (2000) voltou atrás, por achar prematura a adoção de um número elevado de famílias para um grupo tão pequeno, e passou novamente a adotar uma classificação em que estes três grupos aparecem subordinados a Melittidae *s. lato*.

f. Megachilidae: a composição desta família foi pouco alterada com as análises de Roig-Alsina & Michener, exceto por fornecer ampla evidência para a inclusão de Fideiinae, até então tratada como uma família à parte, como o grupo mais basal de Megachilidae *s. lato*.

g. Apidae: até pouco tempo considerada como contendo apenas as abelhas corbiculadas (isto é, a tribo Apini deste livro), o escopo de Apidae foi bastante alterado pelas análises de Roig-Alsina & Michener. Na verdade, as análises revelaram, com poucas exceções, um arranjo muito semelhante ao proposto por Michener (1944). ‘Anthophoridae’, por muito tempo reconhecida como um grupo à parte, foi novamente subordinada a Apidae. A tribo Ctenoplectrini, anteriormente tratada como parte de Melittidae ou um grupo isolado (‘Ctenoplectridae’) por causa de sua língua curta, foi corretamente reconhecida por Roig-Alsina & Michener como parte de Apidae.

Como exposto acima, as investigações conduzidas por Roig-Alsina & Michener e Alexander & Michener permitiram uma ampla reavaliação da classificação dos grandes grupos de abelhas, bem como a proposição, em bases mais seguras, de táxons com composição mais natural. Por outro lado, as análises de Alexander & Michener, de maneira geral, contribuíram pouco para resolver as relações filogenéticas entre as principais linhagens de abelhas. Conseqüentemente, uma discussão mais aprofundada e menos especulativa dos padrões de evolução e diversificação das abelhas fica comprometida pela baixa resolução obtida por eles e algumas das hipóteses relacionadas à diversificação das abelhas não podem ser adequadamente avaliadas.

Este é o caso da hipótese segundo a qual Colletidae ocuparia uma posição mais basal por ser o único grupo de abelhas a preservar a glossa bilobada. Este é um caráter plesiomórfico, substituído em todas as demais abelhas por línguas pontiagudas (p. ex. Michener, 1944, 1974). Entretanto, no estudo de Alexander e Michener, todos os grupos de abelhas de língua curta, com exceção de Andrenidae, apareceram como a linhagem mais basal em pelo menos uma das análises.

Há também dificuldade para testar outra hipótese, amplamente aceita entre os melitólogos, de que as abelhas teriam passado por duas grandes radiações adaptativas (p.ex. Michener, 1974): durante a primeira, contemporânea às primeiras angiospermas portadoras de flores de corola rasa e ampla, ter-se-iam originado as famílias de língua curta (Colletidae, Stenotritidae, Halictidae, Andrenidae, Dasypodidae, Meganomiidae e Melittidae); na segunda, associada a uma possível coevolução com plantas de flores tubulares, teriam surgido as famílias de língua longa (Megachilidae e Apidae). Entre os quatro arranjos alternativos que Alexander & Michener (1995) encontraram para as relações entre os grupos basais de abelhas, duas dão suporte à hipótese convencional de que Colletidae (ou Stenotritidae) tenha sido o primeiro grupo a se diferenciar entre as abelhas; uma outra sugere que Melittidae e as abelhas de língua longa constituam um clado que seria o grupo irmão das demais famílias de língua curta. A quarta hipótese, provavelmente a menos provável, sugere que a família mais

basal entre as abelhas seja Halictidae. Se uma das duas primeiras hipóteses ou a última for a verdadeira, o cenário das duas grandes radiações evolutivas das abelhas em correlação com a evolução das angiospermas continua sendo plausível. Por outro lado, se a terceira hipótese for a correta, então, este cenário parece menos realista.

**3.3. Biogeografia.** Embora muitos padrões de distribuição geográfica tenham sido descritos para as abelhas, ainda são muito poucos os estudos analíticos que buscam explicá-los e relacioná-los a eventos da história geológica da Terra. As principais idéias sobre a biogeografia das abelhas foram apresentadas por Michener (1979) e algumas reavaliações sobre elas apresentadas, por exemplo, pelo próprio Michener (2000) e por Engel (2001). Sobre os padrões de distribuição geográfica das abelhas brasileiras, muito pouco tem sido feito, especialmente sob a perspectiva analítica e histórica, sobre a qual apenas Camargo tem se ocupado (p. ex., Camargo & Moure, 1994, 1996 e Camargo, 1996).

Michener (1979) lança mão principalmente de hipóteses dispersionistas para explicar os atuais padrões de distribuição dos grandes táxons de abelhas. Entretanto, têm-se acumulado sugestões de que as famílias e muitas das subfamílias de abelhas tenham se originado antes do final da primeira metade do Cretáceo. Com isto, explicações baseadas em eventos de vicariância para a ampla distribuição daqueles grandes táxons tornam-se mais prováveis. A aceitação de uma origem anterior ao Cretáceo para as abelhas, entretanto, tem sido causa de controvérsias (revisões em Michener, 2000 e Engel, 2001).

### *3.3.1. Padrões de distribuição da diversidade em espécies e abundância de abelhas.*

Um dos padrões biogeográficos mais evidentes, em escala global, é o gradiente latitudinal de diversidade em espécies, para o qual muitas explicações têm sido propostas (p. ex., Pianka, 1966). Para a maioria dos grupos de plantas e animais, a riqueza em espécies diminui à medida em que se afasta do equador em direção aos pólos. Entre as poucas exceções a esta regra encontram-se os Apoidea em geral e as abelhas em particular, que parecem ser mais abundantes em algumas áreas semidesérticas temperadas do mundo (tais como a costa do Mar Mediterrâneo e os desertos do sudoeste da América do Norte) do que nas regiões equatoriais e tropicais (revisão em Michener, 1979). Para a América do Sul, especificamente, já foi dito que as faunas de abelhas tornam-se progressivamente mais ricas do cerrado para os campos nativos do sul do Brasil e, finalmente, para as regiões semidesérticas da Argentina (Michener, 1979).

Várias hipóteses têm sido apresentadas para explicar a diversidade relativamente pequena de espécies de abelhas nos trópicos. Algumas delas relacionam-se ao hábito de nidificação no solo apresentado pela maioria dos táxons. Já foi sugerido, por exemplo, que, em áreas com maiores precipitações, a maior umidade do solo favoreceria o desenvolvimento de fungos nas provisões de alimento, o que mataria as larvas de fome (Michener, 1979). Este, de fato, parece ser um importante fator de mortalidade para as abelhas (Stephen *et al.*, 1969). Rozen (em Michener, 1979) sugeriu, também, que, nessas condições, a liquefação das provisões, devido às suas propriedades higroscópicas, pudesse levar as larvas a se afogarem no alimento. É notável, neste contexto, que alguns dos grupos mais diversificados e mais abundantes nos ambientes tropicais úmidos reúnem abelhas que não constroem seus ninhos no solo mas em outros substratos, especialmente ocos em troncos de árvores. No Brasil, o mais importante exemplo seriam as nossas abelhas indígenas sem ferrão (Meliponina).

Uma hipótese alternativa foi apresentada por Roubik (em Michener, 1979). Segundo ele, as regiões tropicais são habitadas por um número muito maior de espécies eussociais que as regiões subtropicais ou temperadas. Cada uma dessas espécies, com colônias freqüentemente muito populosas, ativas durante todo o ano e com operárias capazes de recrutar suas companheiras de ninho para fontes ricas em alimento, seria o equivalente ecológico de muitas espécies solitárias. De acordo com esta hipótese, a exaustão de fontes de alimento por essas abelhas sociais seria o principal fator de diminuição da riqueza em espécies nos trópicos. A acei-

tação desta hipótese, entretanto, leva a outra pergunta – o que favoreceria a maior riqueza em espécies eussociais nos trópicos, em comparação com as regiões temperadas? Roubik (1989) argumenta que o ambiente tropical favoreceria a evolução da eussocialidade entre suas abelhas. Entretanto, este assunto não será aprofundado aqui.

Embora riquezas relativamente baixas em espécies seja o padrão aparente quando se comparam os diversos levantamentos de faunas tropicais locais no Brasil com os dados para regiões de clima temperado, aqui e em outras regiões, é preciso atentar para outras questões. A primeira diz respeito aos diferentes níveis de conhecimento que possuímos sobre as faunas de abelhas nas várias latitudes e nos vários biomas do Brasil. Por exemplo, enquanto as faunas locais do sul do Brasil, como as dos estados do Paraná e Rio Grande do Sul, têm sido muito estudadas (p. ex., Sakagami *et al.*, 1967; Wittmann & Hoffman, 1990; Barbola & Laroca, 1993; Alves-dos-Santos, 1999), as da Amazônia permanecem essencialmente desconhecidas.

Às vezes, é difícil, também, comparar dados obtidos com diferentes esforços e/ou protocolos amostrais. Por exemplo, Ducke (1906) registrou 251 espécies de abelhas nas redondezas de Belém do Pará. Entretanto, não sabemos qual, ao certo, foi o esforço de coleta despendido por ele, nem sua distribuição nos vários períodos do ano ou nos vários ambientes por ele amostrados. Não é possível, por isso, comparar essa riqueza em espécies com aquelas obtidas em amostragens padronizadas de áreas muito menores em outras regiões do Brasil (p. ex., Sakagami *et al.*, 1967; Camargo & Mazzucato, 1984; Silveira & Campos, 1995). Nestas amostragens, áreas pequenas são varridas a intervalos regulares (semanais, quinzenais ou mensais), normalmente ao longo de um ano, com o esforço amostral sendo distribuído entre as várias plantas floridas proporcionalmente à sua frequência no sítio amostral. Com todas as limitações metodológicas (discutidas, por exemplo, em Sakagami *et al.*, 1967, Silveira & Godinez, 1996 e Williams *et al.*, 2001), estas amostragens padronizadas (ou sistematizadas) facilitam a comparação de dados obtidos por diferentes coletores em diferentes locais.

Os diversos graus de dificuldade impostos pelos diferentes ambientes à amostragem das abelhas também podem ser causa de erro na interpretação dos padrões de riqueza das faunas no Brasil. Assim, enquanto nos campos e savanas as abelhas são facilmente detectadas e capturadas nas flores da vegetação baixa, nos ambientes florestais a maioria delas forrageia longe das vistas e fora do alcance dos coletores. Por isto, as amostras obtidas em ambientes florestais brasileiros são amostras apenas da fauna do sub-bosque (p. ex., Cure *et al.*, 1992) ou empregaram protocolos de coleta alternativos que dificultam a comparação da riqueza em espécies com as de outras amostragens (p. ex., Wilms, 1995; Aguilar, 1999).

Outro problema relaciona-se às características intrínsecas das faunas de diferentes regiões. Silveira & Campos (1995) sugerem, por exemplo, que a aparente pobreza das faunas locais do cerrado pode ser um mero artefato da subamostragem de uma fauna rica em espécies raras. Comparando as faunas do cerrado de Paraopeba, em Minas Gerais, com as do campo de São José dos Pinhais, no Paraná, eles mostram que a captura de abelhas durante 4 horas distribuídas ao longo do ano resultaria, em média, numa amostra de 30 abelhas de 23 espécies em Paraopeba, contra 114 exemplares de 40 espécies em São José dos Pinhais. Após 64 horas de amostragem, entretanto, ter-se-ia obtido uma amostra de 1824 exemplares de 128 espécies no campo paranaense, contra 480 indivíduos de 129 espécies no cerrado mineiro!

Muitos fatores podem atuar na determinação da riqueza e abundância das faunas locais de abelhas. A teoria ecológica sugere que abundância de alimento favoreceria grandes populações e que diversidade de fontes alimentares favoreceria maior riqueza em espécies consumidoras. Assim, Silveira & Campos (1995), por exemplo, sugeriram que a maior diversidade de abelhas no cerrado, comparativamente aos campos sulinos, talvez estivesse relacionada à maior riqueza em espécies e diversidade taxonômica da flora explorada pelas abelhas no cerrado, comparativamente à flora utilizada por elas nos campos do Paraná. Azevedo & Silveira (não publicado), procurando investigar mais a fundo esta questão, encontraram uma correlação positiva entre o número de espécies de abelhas e o número de espécies de plantas utilizadas por elas em áreas restritas de vários biomas brasileiros.

Fatores físicos também podem ajudar na determinação da riqueza e abundância das faunas locais de abelhas. A influência de variáveis meteorológicas, como temperatura e pluviosidade, sobre a atividade de vôo das abelhas já é reconhecida há muito tempo (p. ex., Linsley, 1958). Sabe-se, por exemplo, que as abelhas não iniciam sua atividade de vôo antes que a temperatura atinja um valor mínimo (que varia de espécie para espécie e está negativamente relacionado ao tamanho da abelha). A atividade de vôo intensifica-se com o aumento da temperatura. Entretanto, o aumento da radiação solar só influencia positivamente a atividade de vôo das abelhas até certo ponto, a partir de determinados limites, seu aumento tende a inibir o trabalho das abelhas (p. ex., Burrell & Dietz, 1981). Por isso, a atividade de forrageamento das abelhas (e outros himenópteros) tende a se reduzir nas horas mais quentes do dia, normalmente, entre 12:00 h e 15:00 h (p. ex., Kapyła, 1974). No cerrado, por exemplo, nota-se uma ausência quase absoluta de abelhas nas flores nas horas mais quentes do verão (Silveira, não publicado). No meio do inverno, a atividade de vôo de uma espécie (*Melipona rufiventris*), no cerrado do noroeste de Minas Gerais, inicia-se, em torno das 7:00 h e atinge seu pico em torno das 9:00 h. No verão, entretanto, as primeiras abelhas deixam os ninhos antes das 5:00 h (antes, portanto, do nascer do sol) e atingem seu pico de atividade em torno das 7:00 h, reduzindo drasticamente sua movimentação depois disto (Pompeu & Silveira, não publicado).

A ocorrência de chuvas, por sua vez, provoca a interrupção das atividades das abelhas. Chuvas fortes podem, também, ter efeitos desastrosos sobre as populações de abelhas, destruindo, por exemplo, seus locais de nidificação (Rau, em Linsley, 1958). Interessantemente, Azevedo & Silveira (não publicado) encontraram evidências de que, no cerrado, locais com maiores precipitações pluviométricas, embora tendam a possuir faunas com maior riqueza em espécies, tendem a abrigar menores populações de abelhas.

Será que diferenças entre a radiação solar média e/ou pluviosidade das regiões semidesérticas temperadas e das regiões neotropicais mais secas poderiam explicar as diferenças observadas na riqueza em espécies e abundância de abelhas dessas regiões? Será que a maior riqueza em espécies naquelas regiões semidesérticas, comparativamente a regiões xéricas tropicais, não seria um artefato da amostragem de comunidades com abundâncias populacionais diferentes? Estas são questões que merecem mais estudos.

De qualquer maneira, nem todos os grupos de abelhas têm sua riqueza em espécies variando da mesma forma ao longo do gradiente latitudinal. As famílias Colletidae e Andrenidae são muito mais diversificadas e suas espécies, em média, muito mais abundantes em direção ao sul do Brasil do que nas latitudes tropicais e equatoriais; o contrário ocorre com alguns grupos de Apidae (p. ex., Roubik, 1989). É possível que, pelo menos em parte, estas diferenças reflitam a maior ou menor tolerância das abelhas dessas diferentes famílias às condições climáticas prevalentes ao longo do gradiente latitudinal. Entretanto, mesmo dentro de cada família, diferentes grupos apresentam tendências diferentes e, pelo menos em alguns casos, as variações parecem dever-se à maior ou menor disponibilidade de determinados recursos. Espécies de Centridini e Tetrapediini, por exemplo, são mais abundantes nas regiões tropicais do que mais ao sul do Brasil. Isto parece estar associado à variação da abundância e diversidade de espécies de Malpighiaceae (Silveira & Campos, 1995), uma vez que essas abelhas necessitam do óleo produzido pelas flores de espécies dessa família de plantas. Por outro lado, a pequena diversidade de Meliponina em ambientes campestres mais frios pode dever-se, pelo menos em parte, à escassez de árvores, nos locais das quais a maioria das espécies desse grupo constrói seus ninhos.

Em outros casos, parece haver uma associação com a formação vegetal, embora os fatores que determinam essa associação não sejam aparentes. As Euglossina, por exemplo, são muito mais diversificadas e abundantes nas florestas, com poucas espécies restritas ou ocorrendo preferencialmente em outros ambientes. Algumas exceções seriam *Eulaema nigrata* e *Euglossa melanotricha*, comumente presentes em ambientes dominados por vegetação aberta (Silveira, 1989; Neves & Viana, 1999; Silveira et al., não publicado). Mais interessante é o

caso de *Eufriesea nigrohirta*, restrita aos campos rupestres da Cadeia do Espinhaço e das Serras do Caparaó e Mantiqueira, no sudeste brasileiro (Silveira & Cure, 1993; Silveira e col., não publicado). A riqueza de Euglossina, entretanto, é maior na Amazônia que na floresta atlântica, especialmente mais ao interior e ao sul de sua distribuição. Comparem-se, por exemplo, os números de espécies obtidas na Amazônia por Oliveira & Campos (1995) com os obtidos no nordeste de São Paulo (totalizados por Rebêlo & Moure, 1995). Além disto, a composição de espécies de Euglossina na Amazônia é completamente diferente daquela da floresta amazônica no interior de Minas Gerais ou São Paulo (Rebêlo & Garófalo, 1991; Morato *et al.*, 1992; Morato, 1994; Oliveira & Campos, 1995; Peruquetti *et al.*, 1999).

É preciso atentar, também, para o fato de que não somente as forças ecológicas vigentes atuam na modelagem da faunas locais mas que, em muitos casos, os padrões de diversidade tenham origem, pelo menos parcialmente, histórica. Alguns exemplos destes casos ficarão evidentes abaixo.

### 3.3.2. *Origens dos elementos componentes da fauna brasileira*

Elementos da fauna podem estar presentes em uma dada região por terem se originado nela ou por terem-na colonizado, migrando de outras regiões. Assim, muitos grupos de abelhas que ocorrem em nosso país originaram-se da divergência de espécies comuns à América do Sul e África após a separação destes continentes, no Cretáceo. Eventos de vicariância menos espetaculares deram origem a novas espécies e grupos de espécies em várias regiões biogeográficas do país (p. ex., Camargo, 1996).

A capacidade de dispersão e de transposição de diferentes barreiras geográficas varia de espécie para espécie e, assim, abelhas grandes, com maior capacidade de vôo, devem dispersar-se muito mais rapidamente que abelhas pequenas, com raio de vôo mais restrito. Abelhas eussociais, cuja dispersão se dá com estabelecimento de novas colônias, através do processo de enxameação, podem apresentar taxas de migração mais lentas, quando as colônias-filhas permanecem dependentes por um determinado período e, por isto, não podem se estabelecer muito longe das colônias-mães. Este é o caso das espécies de Meliponina (Nogueira-Neto, 1954). Por outro lado, como esta dependência não existe nas colônias recém fundadas de *Apis mellifera*, a ocupação da América tropical e subtropical, do norte da Argentina ao sul dos Estados Unidos, pela subespécie *A. mellifera scutellata* Lepeletier, 1836 (a abelha africana) se deu em apenas cerca de 30 anos (veja abaixo).

A fauna neotropical e, especificamente, a brasileira são constituídas por elementos de origem variada no tempo e espaço. Assim, podemos considerar:

*Grupos de origem Gondwânica.* São aqueles originados durante o Cretáceo, no antigo supercontinente de Gondwana, antes da América do Sul completar sua separação dos atuais continentes da África, Antártida, Austrália e do subcontinente hindu. Colletidae talvez seja a melhor candidata a exemplo destes táxons. Elas são particularmente abundantes e diversificadas nas regiões temperadas da Austrália e América do Sul, com alguns grupos presentes, ainda, no sul da África. As abelhas desta família estão virtualmente ausentes no hemisfério norte (com exceção dos gêneros *Colletes* e *Hylaeus*, que têm distribuição cosmopolita).

*Grupos de distribuição anfinótica.* São táxons presentes exclusivamente na América do Sul, Austrália e ilhas adjacentes. Eles são evidência de uma antiga massa continental, que incluía esses continentes e a Antártida, e que perdurou do final do Cretáceo até o Eoceno. Talvez o melhor exemplo para este padrão seja Paracolletinae (como proposta aqui).

*Grupos de origem Neotropical.* Esses seriam táxons surgidos a partir do final do Cretáceo (há menos de cerca de 80 milhões de anos), quando a América do Sul já encontrava-se isolada dos demais continentes. Várias tribos, gêneros e subgêneros se incluem aqui. Alguns exemplos notáveis são: em Apidae, as Centridini e grupos cleptoparasitas de seus ninhos (como Rathymini e Ericrocidini), Euglossina, Tapinotaspidini e Tetrapediini; em Colletidae, Diphaglossinae; em Halictidae, Augochlorini e, em Megachilidae, vários subgêneros de

*Megachile* (p. ex., *Acentron*, *Austromegachile*, *Chrysosarus* e *Pseudocentron*) e vários gêneros de Anthidiini (p. ex., *Anthodioctes*, *Epanthidium*, e *Hypanthidium*). Alguns desses grupos, entretanto, dispersaram-se em direção ao norte e, embora sejam mais diversificados nas Américas do Sul e Central, são representados por algumas espécies na América do Norte.

*Invasores da região Neártica.* Seriam aqueles táxons que teriam invadido a América do Sul, provenientes da América do Norte. Isto teria acontecido depois do surgimento de conexões de terra entre os dois continentes, o que parece ter ocorrido algumas vezes antes do estabelecimento da atual América Central. É possível que a elevação dos Andes, criando um corredor de climas frios no sentido norte-sul, tenha facilitado a penetração desses grupos pelo continente, rumo ao sul, até o Chile e Argentina. Exemplos de abelhas que teriam atingido o Brasil, vindas da América do Norte, seriam as espécies dos gêneros *Bombus* e *Anthophora*. *Bombus* tem distribuição primordialmente holártica, sendo especialmente diversificado nas regiões de clima frio. Alguns grupos, entretanto, invadiram regiões de clima tropical no sudeste Asiático e na América do Sul. Em nosso continente, *Bombus* é representado por 5 subgêneros, todos mais abundantes e diversificados ao longo dos Andes e nas regiões temperadas do sul (recentemente, foi introduzida uma espécie europeia no Chile e Argentina, pertencente a um sexto subgênero – ver abaixo). Apenas seis espécies de um único subgênero ocorrem no Brasil. *Anthophora* é mais diversificada na região holártica e na África, sendo rara no sudeste da Ásia e na região neotropical. Na América do Sul é representada apenas pelo subgênero *Mystacanthophora* e, no Brasil, por uma única espécie descrita.

*Grupos de origem biogeográfica indeterminada.* A história biogeográfica de alguns elementos da fauna brasileira é desconhecida e, em alguns casos, controversa. Dois exemplos seriam as abelhas do gênero *Xylocopa* e as da subtribo Meliponina. *Xylocopa* é um grupo de distribuição primariamente tropical e subtropical, presente nos dois hemisférios. Nas Américas, é mais diversificado na região neotropical. Michener (1979) atribuiu a eventos de dispersão, talvez através do Pacífico Norte, as semelhanças que ele reconheceu de grupos asiáticos e africanos com táxons neárticos e neotropicais. Entretanto, em uma análise cladística dos subgêneros de *Xylocopa*, Minckley (1998) obteve forte evidência de que os táxons americanos constituem um grupo monofilético, tendo, portanto, se originado de uma única espécie ancestral. Por outro lado, em algumas de suas análises, os subgêneros *Gnathoxylocopa* (sul-africano) e *Nyctomelitta* (do subcontinente hindu, atingindo o sudeste asiático) aparecem como membros deste clado americano. É possível imaginar, portanto, que estes dois subgêneros e o ancestral das *Xylocopa* americanas fizessem parte de um clado presente em Gondwana. De qualquer forma, o clado americano poderia ter se originado por vicariância, quando da separação da Índia, África e América do Sul.

A história biogeográfica das Meliponina tem sido motivo de grande controvérsia. Sua distribuição atual é pan-tropical, com maior diversidade nas regiões neotropical e indo-malaia (Camargo & Pedro, 1992). Fósseis oriundos do Mar Báltico e da costa atlântica dos Estados Unidos sugerem que elas tenham tido ampla distribuição na região holártica em épocas em que esta era dominada por climas mais quentes. Já foi dito que Meliponina tenha se originado na América do Sul e dispersado, através da América do Norte, para a Ásia, África e Europa ou que elas tenham se originado em Gondwana ou, ainda, no hemisfério norte (veja revisões em Michener, 1979, 2000 e Camargo & Pedro, 1992). Parece certo que as faunas africana e sul-americana tenham evoluído em isolamento uma da outra, talvez a partir de elementos oriundos, respectivamente, da Eurásia e América do Norte. Camargo & Wittmann (1989), entretanto, sugerem que uma linhagem de abelhas presente na porção sul de Gondwana tenha dado origem, com a fragmentação daquele continente, aos gêneros *Austroplebeia* (da Austrália e Nova Guiné), *Plebeina*, *Plebeiella* e *Meliplebeia* (africanos) e *Plebeia*, *Mourella*, *Schwarziana*, *Friesella*, *Melipona* e outros (sul-americanos). Por sua vez, Camargo & Pedro (1992) sugerem que a presença de grupos componentes da linhagem *Tetragonisca-Tetragona*, nas regiões neotropical e malaia (e sua ausência no restante do globo), sugerem uma antiga conexão, via região holártica, anterior à separação da América do

Norte e Eurásia (onde a linhagem é representada, respectivamente, pelos gêneros fósseis *Cretotrigona* e *Kelneriapis*). Assim, as abelhas dessa linhagem (representada no Brasil, também, por *Trigona*, *Cephalotrigona*, *Geotrigona* e outros) teriam atingido a América do Sul vindas da América do Norte. Contudo, análises conduzidas por Costa *et al.* (no prelo), com base em dados de seqüência do gene ribossomal 16S, dão suporte à um clado etiópico-malaio em contraposição a um clado neotropical. O assentamento desta discussão ainda está longe de ser alcançado, dependendo de um aprofundamento no entendimento das relações filogenéticas internas de Meliponina.

*Espécies introduzidas pelo homem.* A introdução de espécies animais e vegetais exóticas é um dos efeitos mais marcantes da colonização humana. Os europeus levaram, para a Europa, inúmeras espécies coletadas nos continentes que descobriram a partir do século 16 e foram responsáveis, também, pela introdução de inúmeros organismos europeus e de outras procedências nos continentes que descobriram e colonizaram. Em geral, essas espécies foram introduzidas propositadamente, com alguma finalidade econômica. Muitas vezes, entretanto, elas foram (e continuam sendo) introduzidas acidentalmente.

Organismos exóticos são motivo de preocupação, pelos efeitos muitas vezes desastrosos que podem ter sobre os ambientes naturais. Entre esses efeitos, poderíamos citar: alterações nos habitats, hibridização com espécies nativas, competição com espécies nativas e introdução de pragas, parasitas e patógenos para espécies nativas ou cultivadas (Simberloff, 1995).

No Brasil, existem registros do estabelecimento de algumas espécies exóticas de abelhas; uma delas (*Apis mellifera*), introduzida propositadamente para produção comercial de mel e as demais trazidas acidentalmente. Novas espécies, introduzidas em países vizinhos para a polinização de plantas cultivadas, podem vir a penetrar no território brasileiro espontaneamente, em breve. Abaixo, são apresentados os casos conhecidos.

Segundo Snelling (1983), *Lithurgus huberi*, uma espécie descrita por Ducke (1907) do Maranhão e que ocorre do Pará, provavelmente passando por todo o nordeste, até os estados de Minas Gerais e São Paulo, pertence ao complexo *L. atratus* (talvez composto por uma única espécie). Este grupo ocorre da Índia à Austrália e nas ilhas da Melanésia e Polinésia. Segundo ele e Michener (2000), esta espécie teria sido introduzida, acidentalmente, através de ninhos escavados em madeira (de embarcações?). Ela, entretanto não parece ser espécie abundante em nenhum ponto de sua distribuição no Brasil.

Outra espécie introduzida no Brasil a partir da Europa é *Anthidium manicatum*. Não se sabe quando isto teria ocorrido mas Moure & Urban (1964) sugerem que ela tenha vindo, acidentalmente, em ninhos construídos em mobiliário trazido de Portugal, Espanha, Itália, França e/ou Alemanha. Hoje, a espécie está presente em toda a região sul do Brasil, até os estados de Minas Gerais e Rio de Janeiro. Embora esteja definitivamente estabelecido no país, *A. manicatum* mantém-se como uma espécie rara e, aparentemente, não teve nenhum efeito considerável sobre outras abelhas ou sobre o ambiente das regiões onde se estabeleceu.

*Apis mellifera* é a espécie exótica de abelhas cujo histórico no país está mais bem documentado. Segundo relato de Nogueira-Neto (1972), as primeiras abelhas melíferas a chegarem ao Brasil foram importadas de Portugal e instaladas no Rio de Janeiro em 1839. Poucos anos depois, em torno de 1845, mais colônias desta espécie foram trazidas por imigrantes germânicos da Alemanha para o Rio Grande do Sul e, nos anos seguintes, para os estados de Santa Catarina e Paraná. O primeiro registro da introdução desta espécie no nordeste brasileiro data de 1873-1874, quando algumas colônias provenientes da França e da Itália foram importadas para a Bahia. Em Goiás, elas parecem ter sido introduzidas apenas em meados do século 20. Considera-se que, no Brasil, as raças européias não tenham se adaptado bem às condições ambientais e que, somente com a introdução da subespécie africana, *A. mellifera scutellata*, é que esta espécie teria começado a se estabelecer definitivamente na natureza. Talvez não seja mais possível saber, ao certo, se isto corresponde à verdade, nem se pode ser generalizado para todo o Brasil.

O processo de africanização das abelhas melíferas nas Américas foi um dos fenômenos biogeográficos mais espetaculares testemunhados pelo homem e nos dá uma idéia de quão rápida pode ser a colonização de uma região por uma espécie de abelhas recém chegada. Zangões e rainhas produzidos a partir de meros 26 enxames, liberados acidentalmente em 1957, foram responsáveis pela disseminação, como uma onda sísmica, dos genes africanos pelo território americano. Com seu epicentro em Rio Claro, no interior de São Paulo, esta onda demorou apenas 13 anos para atingir seu ponto meridional extremo, o paralelo 30° S, na Argentina (Kerr *et al.*, 1982), e 33 anos para atingir o sul dos Estados Unidos da América (Buchmann & Nabhan, 1996).

A introdução e posterior expansão das abelhas africanizadas provocaram grande discussão sobre seus prováveis impactos no ambiente das Américas. Inicialmente, os debates foram focados nos possíveis efeitos adversos que a competição por alimento com a abelha melífera teria sobre as espécies de abelhas nativas (p. ex., Roubik, 1978; 1980; 1982). A julgar pelo que vem acontecendo em todo o mundo, o eixo das discussões deve deslocar-se, paulatinamente, para os efeitos da *A. mellifera* sobre as relações entre polinizadores e plantas nos ambientes naturais e sobre o sucesso reprodutivo das plantas nativas (p. ex., Paton, 1993; Aizen & Feinsinger, 1994; Osorio-Beristain *et al.*, 1996; Hury, 1997; Gross & Mackay, 1998).

A não ser que se mostre intolerante a climas mais quentes, a próxima espécie de abelha a penetrar o território brasileiro provavelmente será *Bombus ruderatus* Fabricius. Esta espécie européia foi introduzida no Chile no início da década de 1980, trazida da Nova Zelândia, para a polinização do trevo branco (*Trifolium repens*). Depois de se estabelecer e ampliar sua distribuição naquele país, invadiu o território argentino, já tendo se estabelecido na região oeste da Patagônia (Roig-Alsina & Aizen, 1993).

Outra candidata a introdução no Brasil é *Megachile rotundata* (Fabricius, 1787). Esta espécie é a principal polinizadora das plantações de alfafa nos Estados Unidos (p. ex., McGregor, 1976), onde um eficiente sistema de criação foi desenvolvido para aumentar suas populações nos campos cultivados. Graças à facilidade de manejo advinda deste sistema, esta espécie vem sendo introduzida em vários países do mundo. Aqui no Brasil, até o momento, todas as tentativas de importação desta abelha foram impedidas pelas agências governamentais, já que sua introdução poderia acarretar em risco para as populações das mais de 150 espécies nativas do gênero. Este risco adviria dos efeitos potenciais da competição por fontes de alimento e locais para nidificação, bem como da introdução de patógenos e parasitas. Por isto, Wittmann & Hoffman (1990), recomendam que se estude a fauna indígena de *Megachile*, em busca de polinizadores para a alfafa e outras leguminosas. Infelizmente, entretanto, se *M. rotundata* chegar a ser introduzida em países vizinhos, haverá uma grande probabilidade dela invadir o território nacional espontaneamente.

### 3.3.3. Disjunções nas distribuições geográficas das abelhas.

Disjunções são discontinuidades na distribuição de um táxon monofilético, de tal forma que populações ou táxons proximamente relacionados são separados por grandes distâncias geográficas. As disjunções são fenômenos de grande interesse biogeográfico que envolvem eventos de vicariância ou, às vezes, de dispersão a longa distância.

No Brasil, dois interessantes padrões de disjunções foram relatados por Silveira & Cure (1993) nas regiões sul e sudeste. O primeiro deles envolve espécies endêmicas das serras do sudeste. Estas abelhas ocorrem em populações isoladas em altitudes superiores a cerca de 1.300 m de altitude, não ocorrendo nas áreas mais baixas entre elas. Assim, *Thygater chaetaspis*, é conhecido de Passa Quatro e da Serra do Brigadeiro, em Minas Gerais, e do Itatiaia, no Rio de Janeiro (Urban, 1967a; Silveira & Cure, 1993). *Eufriesea nigrohirta* já foi registrada nas serras do Ibitipoca e em várias serras constituintes da Cadeia do Espinhaço, em Minas Gerais (Cure & Silveira, 1993; Silveira e col., não publicado). *Pseudagapostemon fluminensis* ocorre no Itatiaia (RJ), na Serra da Bocaina e em Campos do Jordão (SP) e Delim Moreira, Serra da Mantiqueira e Serra da Moeda (MG), sempre em altitudes acima de

1000 m (Cure, 1989; Silveira, não publicado). Um quarto exemplo, uma espécie ainda não identificada (talvez nova) de Emphorini, é conhecido das Serras do Ibitipoca e Caraça (Silveira & Cure, 1993; Silveira, não publicado).

O segundo padrão envolve espécies amplamente distribuídas ao sul do paralelo 24° S, que estão ausentes nas áreas baixas ao norte do estado do Paraná e que reaparecem em áreas de altitude nas serras do norte de São Paulo e no Rio de Janeiro e Minas Gerais. É interessante notar que a temperatura decresce, em média 6°C para cada aumento de 1000 m na altitude (Tubelis & Nascimento, 1983). Por outro lado, a temperatura cai, aproximadamente, 0,75°C para cada aumento de um minuto na latitude (Ricklefs, 1973). Esta mudança em temperatura, juntamente com outros fatores, é responsável por tendências similares observadas nos padrões biogeográficos e ecológicos ao longo de gradientes de altitude e latitude. Assim, as condições climáticas (ou, pelo menos, de temperatura) a uma altitude de 1300 m sobre o paralelo 21° (sul de Minas Gerais), corresponderiam às condições vigentes ao nível do mar a 28° de latitude (sul de Santa Catarina). As seguintes espécies seriam exemplos de táxons com este padrão de distribuição: *Anthophora paranensis* que ocorre no Chile, Argentina e sul do Brasil, e que tem sido registrada em áreas altas nos estados de São Paulo e Minas Gerais (Silveira & Cure, 1993; Melo, não publicado); *Augochloropsis nasuta*, conhecida da Serra da Graciosa (PR), Itatiaia (RJ) e Serra do Brigadeiro (MG) (Moure & Hurd, 1987; Silveira & Cure, 1993); *Centris klugi*, da Argentina, Paraguai e sul do Brasil, coletada, também, em áreas de montanhas em Minas Gerais e Bahia; *Hexanthesa missionica*, da Argentina e sul do Brasil, que ocorre na Serra da Moeda (MG) em associação a uma espécie vicariante de *Calibrachoa* (Solanaceae – Stehmann & Semir, 2001) e *Thygater paranaensis*, que distribui-se desde a província de Misiones (Argentina), por todo o sul do Brasil e ocorre em altos de serra no Rio de Janeiro, São Paulo e Minas Gerais. Cure (1989) oferece, ainda, dois exemplos envolvendo espécies de *Pseudagapostemon* que ocorrem do Rio Grande do Sul a São Paulo (*P. cyaneus*) e Minas Gerais (*P. pruinosus*). Ao norte do Paraná, elas foram registradas apenas em áreas de altitude.

Os dois padrões de disjunção apresentados acima sugerem que as espécies envolvidas tenham tido distribuições mais amplas no passado, durante períodos mais frios. Com o aumento das temperaturas, elas teriam se extinguido nas áreas mais baixas, subsistindo como populações isoladas em refúgios climáticos nos altos de serra. No primeiro caso, as espécies possivelmente se originaram na região Sudeste e teriam permanecido restritas às montanhas desta região após as mudanças climáticas recentes. Já no segundo caso, as abelhas provavelmente são populações remanescentes de espécies que avançaram em direção ao norte, acompanhando a expansão da vegetação subtropical e temperada, provocada pelas modificações climáticas ocorridas durante os períodos frios do Pleistoceno (Simpson, 1979). Com o aumento das temperaturas e retração dessa vegetação, essas populações ficaram isoladas daquelas mais amplamente distribuídas nas regiões subtropicais e temperadas do sul do Brasil. É preciso ressaltar, ainda, que, entre as abelhas representantes de ambos os padrões de distribuição, parecem existir algumas intimamente associadas a vegetações abertas, como *Eufriesea nigrohirta* e *Hexanthesa missionica*, e outras, como *Thygater chaetaspis*, associadas a áreas florestadas.

Há também outros padrões de disjunção interessantes na fauna brasileira de abelhas, como por exemplo aqueles envolvendo espécies amplamente distribuídas na Amazônia e presentes também na floresta atlântica do Espírito Santo e estados do Nordeste, mas ausentes nas regiões intermediárias. *Eulaema bombiformis* pode ser citada como exemplo deste tipo de padrão (Oliveira, 2000).

#### **3.3.4. Impactos do homem sobre a distribuição geográfica das abelhas brasileiras.**

A ocupação intensiva do ambiente pelo homem causa impactos nas comunidades locais de abelhas, através da eliminação de fontes de alimento, destruição de substratos de nidificação, envenenamento com praguicidas etc. Na medida em que esta ocupação se esten-

de por grandes regiões, ela é capaz, também, de provocar modificações na biogeografia das espécies. O exemplo mais evidente disto, com relação às abelhas, é a expansão da distribuição geográfica de *Apis mellifera*, originalmente restrita à África, Europa e Ásia Ocidental e que, hoje, engloba todos os continentes povoados pelo homem. Numa escala menor, dentro do Brasil, outras espécies podem vir a ter suas distribuições geográficas expandidas pela translocação deliberada pelo homem. Este é o caso de várias espécies populares de Meliponina que são levadas de uma região para outra por meliponicultores. Algumas espécies que têm sido alvo de introdução em áreas distantes de suas regiões de ocorrência natural são a tiúba (*Melipona compressipes*) e a uruçú do nordeste (*M. scutellaris*).

Outras alterações menos óbvias devem ter sido e devem continuar a ser provocadas pelas modificações que infligimos ao ambiente. Assim, à medida em que as florestas são derrubadas e substituídas por plantios ou áreas urbanas, espécies de abelhas (e de outros organismos) dependentes desses ambientes são localmente extintas ou confinadas a pequenos fragmentos de onde podem eventualmente acabar desaparecendo por problemas de escassez de recursos, endogamia pela redução populacional, ou pela competição ou predação por organismos invasores. Assim, é possível que inúmeras espécies que tinham, até cerca de 500 anos atrás, ampla distribuição na região costeira originalmente coberta pela mata atlântica, possam estar confinadas, hoje, a um ou poucos “refúgios” florestais isolados.

Existem alguns exemplos em escala local que dão indicação de grupos que, talvez, estejam sofrendo este tipo de restrição. Várias das espécies de *Melipona* têm se mostrado dependentes dos ambientes florestais, não sendo encontradas em ambientes abertos (nativos ou antropogênicos), a não ser nas margens de matas. Assim, *M. bicolor*, *M. marginata*, *M. quadrifasciata* e *M. rufiventris* eram amplamente distribuídas na vasta região coberta pela mata atlântica que, originalmente, ocupava quase metade do estado de Minas Gerais. Hoje, na extensa faixa situada entre a Cadeia do Espinhaço e os estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Bahia, elas têm sua ocorrência limitada aos fragmentos remanescentes de mata. Duas dessas espécies, *M. marginata* e *M. rufiventris*, parecem ser mais exigentes com relação ao tamanho e/ou qualidade desses fragmentos, não ocorrendo a não ser nos maiores, mais antigos e menos perturbados deles (Silveira, não publicado). Assim, *M. marginata*, registrada na cidade de Belo Horizonte no início do século 20 (Schwarz, 1932), parece estar completamente extinta nos remanescentes florestais do município e regiões limítrofes, embora nestas mesmas áreas ainda sejam encontradas *M. bicolor* e *M. quadrifasciata* com relativa frequência. Devido à destruição de seus habitats e à exploração predatória de seu mel, *M. rufiventris* foi incluída na lista das espécies ameaçadas de extinção da fauna de Minas Gerais e *M. bicolor* e *M. marginata* são consideradas presumivelmente ameaçadas no estado (Campos, 1998). No caso dessas espécies, a dependência das florestas se explica, pelo menos em parte, pela necessidade de árvores relativamente grandes, onde se desenvolvem os ocos em que essas abelhas nidificam. Mas este, certamente, não é o único fator envolvido e outras espécies, com comportamentos de nidificação distintos, parecem estar sofrendo o mesmo tipo de restrição em suas distribuições geográficas. Alguns exemplos potenciais seriam, *Euglossa analis*, *Hoplocolletes ventralis*, *Trichocerapis mirabilis*, *Thygater palliventris* e algumas espécies não identificadas de *Paratetrapedia* e suas prováveis parasitas de ninho do gênero *Osiris* (Silveira, não publicado).

Por outro lado, a derrubada da vegetação florestal cria condições propícias à dispersão de espécies adaptadas a áreas abertas. Um exemplo talvez seja *Eulaema nigrita*. Há evidências de que esta espécie não ocorra em áreas densamente florestadas (p. ex., Morato, 1994; Peruquetti *et al.*, 1999, Silveira *et al.*, não publicado). Assim sendo, sua ocorrência em áreas previamente recobertas, por exemplo, pela mata atlântica, deve ser consequência do desmatamento extensivo desse bioma.

**4.1. Classificações.** Antes de apresentar um esquema classificatório para as abelhas, é conveniente que se façam alguns esclarecimentos sobre classificações e sobre alguns termos a elas associados.

Classificações são esquemas que procuram organizar e sintetizar as informações sobre objetos segundo um critério conveniente. Os livros em uma biblioteca, por exemplo, são classificados por assunto. Os critérios pelos quais os seres vivos são classificados dependem da finalidade para a qual se propõe a sua classificação. As plantas, por exemplo, se classificadas segundo sua importância para o homem, podem ser agrupadas nas categorias plantas alimentícias, medicinais, tóxicas, forrageiras etc. Diversos subgrupos, por sua vez, podem ser reconhecidos dentro de cada uma dessas categorias: as plantas medicinais, por exemplo, podem ser agrupadas de acordo com as doenças que são capazes de curar.

As classificações biológicas, em geral, são construídas agrupando-se organismos que compartilham características similares. Há muito tempo que os taxônomos procuram fazer estes agrupamentos de tal forma que eles reflitam uma certa ordem hierárquica intuitivamente percebida na natureza. Era comum se dizer que uma classificação que refletisse esta ordem fielmente seria uma representação do ‘plano da criação Divina’. Com a aceitação de que as espécies se originam de outras espécies, ao longo do processo da evolução, ficou clara a origem da ordem percebida entre os organismos – características similares, herdadas de espécies ancestrais comuns, são compartilhadas por espécies ou grupos de espécies. Como acontece nas famílias humanas, quanto mais recente for o ancestral comum de duas espécies, mais semelhantes entre si elas tendem a ser; quanto mais distante for este ancestral comum, menos similares tendem a ser as espécies.

O campo da biologia que estuda as relações entre os organismos chama-se *sistemática*. A *taxonomia*, por sua vez, procura empregar os conhecimentos obtidos pela sistemática para a construção de classificações naturais dos seres vivos.

Atualmente, o fato de que as classificações devem refletir as relações evolutivas entre os organismos é aceito quase universalmente pelos taxônomos. Há, entretanto, uma séria discordância sobre quais processos evolutivos devem estar representados nos esquemas classificatórios. Reconhecem-se dois processos evolutivos básicos: a cladogênese e a anagênese. A *cladogênese* é o processo pelo qual uma espécie se divide, dando origem a duas ou mais espécies-filhas. A *anagênese* é a modificação, ao longo do tempo, das características de uma espécie, sem que novas espécies sejam produzidas.

Dois escolas taxonômicas contemporâneas defendem posições antagônicas. A escola *evolutiva* (também chamada *ortodoxa* ou *gradista*) argumenta que tanto a cladogênese quanto a anagênese devem estar representadas nas classificações. A escola *filogenética* (também chamada *cladística*), por outro lado, defende que apenas a cladogênese deve estar representada nas classificações. Como consequência, há entre estas escolas uma diferença de opinião sobre quais tipos de grupos devem receber nomes formais na classificação. Os táxons podem ser *monofiléticos* (quando reúnem uma espécie ancestral e todos os seus descendentes),

*parafiléticos* (quando reúnem um ancestral e apenas parte de seus descendentes) ou *polifiléticos* (quando reúnem grupos de organismos que não compartilham um ancestral comum imediato). Nem a escola filogenética, nem a escola evolutiva aceitam táxons polifiléticos em suas classificações. A escola filogenética aceita apenas táxons monofiléticos, mas a escola evolutiva admite, também, táxons parafiléticos.

Classificações baseadas em hipóteses filogenéticas bem fundamentadas facilitam o avanço dos estudos em biologia comparada (morfologia, fisiologia, comportamento, ecologia evolutiva etc). Novos conhecimentos adquiridos nestas e em outras áreas da biologia, por sua vez, podem sugerir diferentes hipóteses sobre as relações evolutivas entre os organismos estudados. Estas novas hipóteses, por sua vez, vão ser a base para a proposição de novas classificações. As classificações biológicas, desta forma, espelham o conhecimento que se têm sobre os grupos de organismos no momento em que sua classificação é proposta. Uma tão sonhada estabilidade das classificações, portanto, só seria alcançada quando tivéssemos uma soma considerável de conhecimentos sobre todos os aspectos biológicos de todas ou, pelo menos, da grande maioria das espécies. Em geral, entretanto, classificações estáveis são evidência da falta de continuidade no estudo da biologia dos organismos. Este não é o caso das abelhas – elas estão entre os organismos vivos mais intensivamente estudados na atualidade e isto tem se refletido numa atualização constante de sua classificação, como será visto abaixo.

É importante ressaltar que diferentes autores podem propor (e freqüentemente o fazem) classificações diferentes para o mesmo grupo de organismos. Com relação às abelhas (e, particularmente, àquelas que ocorrem no Brasil) isto não é diferente. Nos capítulos da próxima seção, será chamada atenção para os casos em que diferentes esquemas classificatórios estiverem em uso. Na maioria das vezes, as diferenças não dizem respeito tanto ao reconhecimento dos vários grupos, mas ao nível que eles devem ocupar na hierarquia lineana. Um bom exemplo é a classificação das abelhas indígenas sem ferrão. Diferentes autores vão agrupá-las em uma subfamília (Meliponinae), em uma tribo (Meliponini) ou em uma subtribo (Meliponina). Dentro deste grupo, os diferentes autores reconhecem basicamente os mesmos táxons. Entretanto, grupos que são reconhecidos como gêneros por um autor podem ser considerados como subgêneros por outro. A decisão sobre qual esquema adotar é freqüentemente arbitrária. Na realidade, esta é uma decisão relativamente pouco importante do ponto de vista da taxonomia; o que importa realmente é que os grupos reconhecidos representem unidades naturais (monofiléticas).

**4.2. Nomenclatura.** A forma como os organismos são agrupados (classificados) não está sujeita a regras definidas e, como já foi visto, os seguidores das diferentes escolas da sistemática vão propor esquemas classificatórios construídos segundo princípios gerais diferentes. Entretanto, para serem aceitos como classificações formais, os agrupamentos obtidos devem se ajustar ao esquema hierárquico proposto por Lineu e adotado pela Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica (CINZ). Os principais níveis desta hierarquia são: reino, filo, classe, ordem, família, gênero e espécie. A CINZ publica (e atualiza de vez em quando) o Código de Nomenclatura Zoológica, onde estão dispostas as normas para nomeação dos táxons dentro da hierarquia lineana.

No código há regras para a nomeação de táxons do “grupo da família” (tribo, subfamília, família, superfamília e categorias suplementares), do “grupo do gênero” (gênero e subgênero) e do “grupo da espécie” (espécie e subespécie). Assim, os táxons do grupo da família têm o seu nome formado pela adição de um sufixo apropriado ao radical do nome de um gênero (escolhido como gênero-tipo do táxon): **oidea** para superfamília (p. ex., Apoidea); **idae** para família (Apidae); **inae** para subfamília (Apinae); **ini** para tribo (Apini) e **ina** para subtribo (Apina). Nesses exemplos entre parênteses, todos os táxons têm como gênero-tipo *Apis* Linnaeus.

Dois dos principais objetivos do CNZ são garantir que cada táxon tenha apenas um nome válido e que duas espécies nunca tenham o mesmo nome. Apesar disto, é impossível impedir

que os taxônomos acabem descrevendo, por engano ou ignorância, a mesma espécie mais de uma vez com nomes diferentes, ou que dêem a espécies distintas o mesmo nome. No primeiro caso, têm-se uma série de sinônimos e, no segundo, uma série de homônimos. A não ser em casos específicos, o primeiro sinônimo a ser publicado (sinônimo *senior*) é que é o nome válido. Também a primeira espécie a receber um nome é aquela a quem o nome é corretamente aplicado – as demais espécies homônimas devem receber nomes novos. O acúmulo de homônimos e, principalmente, sinônimos é causa de confusão. Neste livro, não são fornecidas listas de sinônimos para as espécies (embora nomes tradicionalmente utilizados na literatura e apenas recentemente reconhecidos como sinônimos júniores sejam apontados) e é provável que muitos dos nomes apresentados sejam sinônimos ainda não reconhecidos como tais.

**4.3. Uma classificação para as abelhas.** Nos primórdios da classificação zoológica moderna, Lineu incluiu todas as abelhas em um único gênero, *Apis*. Posteriormente, elas foram divididas em dois grandes grupos, tratados como gêneros por alguns autores e como famílias por outros. Estes grupos reuniam as abelhas de língua longa e as de língua curta, respectivamente. Mais tarde, elas foram divididas, também, de acordo com seus hábitos solitários, sociais ou parasitas. Michener (2000) apresenta um excelente histórico da evolução da classificação das abelhas. Um marco para taxonomia das abelhas é o trabalho de Michener (1944). Nele, todos os principais grupos de abelhas reconhecidos hoje já estão delimitados e a classificação proposta, baseada nas idéias do autor sobre as relações evolutivas entre os grandes grupos de abelhas, tornou-se a base da maioria das classificações propostas na segunda metade do século 20. Nela, foram reconhecidas seis famílias: Colletidae, Andrenidae, Halictidae, Melittidae, Megachilidae e Apidae. Em 1974, Michener apresentou uma classificação que incorporava várias modificações propostas por ele e outros autores nos anos anteriores. Entre estas modificações destaca-se a separação de Anthophoridae e Apidae.

Com o advento dos métodos de análise cladística, a história evolutiva dos diversos grupos de abelhas vem sendo intensivamente reestudada e novas classificações têm sido propostas com base nas hipóteses filogenéticas levantadas. Dois estudos recentes estabeleceram as bases classificatórias adotadas aqui: o de Alexander & Michener (1995) sobre as famílias de abelhas de língua curta e o de Roig-Alsina & Michener (1993) sobre as abelhas de língua longa. Uma sinopse desta classificação é apresentada na Tabela I.

É preciso dizer, entretanto, que pelo menos uma modificação nomenclatural, em relação à classificação adotada aqui, pode vir a ser adotada em futuro não muito distante. Esta modificação seria a inclusão de todas as abelhas em uma única família (neste caso, Apidae) com o rebaixamento das famílias hoje reconhecidas ao nível de subfamília e assim por diante. Este procedimento, já adotado por vários himenopterólogos (p. ex., Gauld & Bolton, 1988; Griswold *et al.*, 1995; Melo, 1999), tem como objetivo dar às grandes linhagens de abelhas posição equivalente, na hierarquia lineana, às de outros himenópteros, especialmente as linhagens de Aculeata. Embora concordemos com esta posição, resolvemos adotar, por hora, uma classificação mais conservadora e de mais ampla aceitação entre os estudiosos das abelhas.

**TABELA I.** Sinopse da classificação das abelhas (famílias, subfamílias, tribos e subtribos) baseada em Roig-Alsina & Michener (1993) e Alexander & Michener (1995). Grupos não representados na fauna brasileira estão marcados com um asterisco.

<b>ANDRENIDAE</b>	Ctenoplectrini*	Hexepeolini*	<b>HALICTIDAE</b>
ANDRENINAE*	Emphorini <sup>2</sup>	Neolarrini*	HALICTINAE
OXAEINAE	Ericrocidini	Nomadini	Augochlorini
PANURGINAE <sup>1</sup>	Eucerini	Townsendiellini*	Halictini
Calliopsini	Exomalopsini	<b>XYLOCOPINAE</b>	<b>NOMIINAE*</b>
Meliturgini*	Isepeolini	Allodapini*	<b>NOMIOLIDINAE*</b>
Panurgini*	Melectini*	Ceratinini	<b>ROPHITINAE<sup>5</sup></b>
Perditini*	Osirini	Manueliini*	<b>MEGACHILIDAE</b>
Protandrenini	Protepeolini	Xylocopini	<b>FIDELIINAE*</b>
Protomeliturgini	Rhathymini	<b>COLLETIDAE</b>	Fideliini*
<b>APIDAE</b>	Tapinotaspidini	<b>EURYGLOSSINAE*</b>	Pararhophitini*
APINAE	Teratognathini <sup>3*</sup>	<b>COLLETINAE</b>	<b>MEGACHILINAE</b>
Ancylini*	Tetrapediini	<b>DIPHAGLOSSINAE</b>	Anthidiini
Anthophorini	<b>NOMADINAE</b>	Caupolicanini	Dyoxini*
Apini	Ammobatini*	Diphaglossini*	Lithurgini
Apina	Ammobatoideini*	Dissoglottini	Megachilini
Bombina	Biastrini*	<b>HYLAEINAE</b>	Osmiini*
Euglossina	Brachynomadini	<b>PARACOLLETINAE<sup>4</sup></b>	<b>MEGANOMIIDAE*</b>
Meliponina	Caenoprosopidini	<b>XEROMELISSINAE</b>	<b>MELITTIDAE*</b>
Centridini	Epeolini	<b>DASYPODAIDAE*</b>	<b>STENOTRITIDAE*</b>

<sup>1</sup> Classificação em tribos segundo Michener (2000).

<sup>2</sup> = Melitomini

<sup>3</sup> Proposta por Silveira (1995a)

<sup>4</sup> Mudança de *status* proposta no presente trabalho

<sup>5</sup> = Dufoureaeinae

## Conhecimento Taxonômico sobre as Abelhas do Brasil

---

O conhecimento taxonômico das abelhas que ocorrem no Brasil começou com Lineu, que descreveu várias de nossas espécies. Durante os séculos 18 e, principalmente, 19, várias expedições científicas foram organizadas por governos e instituições estrangeiras para explorar o território nacional. As abelhas coletadas durante essas viagens foram depositadas em vários museus europeus e descritas por pesquisadores como Fabricius, Latreille, Lepeletier, Spinola e Smith.

No final do século 19 e início do século 20, Friese (p. ex., 1899, 1900) publicou as primeiras monografias sobre grupos de abelhas neotropicals, que incluíram grande número de espécies brasileiras. Curt Schrottky e Adolph Ducke, nesta época, foram os primeiros taxonomistas a trabalhar com abelhas em instituições brasileiras (Obrecht & Huber, 1993; Nomura, 1995), publicando sobre elas até o início da década de 1920. A maior parte do trabalho taxonômico realizado sobre as abelhas brasileiras nesse período é composta de descrições isoladas ou em abordagens sobre faunas regionais, sempre fora do escopo mais abrangente das revisões taxonômicas. Além disto, mesmo trabalhos monográficos como os de Friese, foram escritos com base no estudo de pequenas séries de espécimes, geralmente provenientes de regiões restritas, e nas descrições originais de outros autores, normalmente sem a consulta dos espécimes-tipo. O resultado disto foi uma profusão de sinônimos e uma completa confusão sobre a identidade das espécies.

Schrottky (1902) foi o autor da primeira (e também última) tentativa de agrupar em um trabalho todo o conhecimento da taxonomia das abelhas solitárias brasileiras (excluindo, neste caso, *Bombus* e Meliponina). Seu “Ensaio sobre as Abelhas Solitárias do Brasil” é uma compilação de descrições de táxons com chaves para gêneros e espécies que, apesar de todos os méritos, incorporava muitas das deficiências dos trabalhos precedentes de outros autores. Quatorze anos depois, Ducke (1916) publicou a primeira e única revisão das espécies do grupo de abelhas sociais mais diversificado no Brasil, as Meliponina. Neste trabalho, Ducke sinonimizou ou tratou como subespécies formas hoje reconhecidas como “boas” espécies, subestimando muito a riqueza do grupo no país.

O próximo especialista na sistemática das abelhas a trabalhar no Brasil foi, também, o primeiro brasileiro a dedicar-se ao estudo de sua taxonomia: Padre Jesus Santiago Moure. Ele começou a publicar sobre as abelhas em 1940 e continua ativo, como professor emérito da Universidade Federal do Paraná. Seus estudos sobre os tipos de abelhas brasileiras nos museus europeus e norte-americanos contribuíram muito para o reconhecimento de sinonímias (p. ex., Moure, 1960a, b). Ele também reconheceu muitos gêneros e subgêneros novos de abelhas (p. ex., Moure, 1945b, 1947, 1950a, 1951a) e, sozinho ou em colaboração com outros autores, contribuiu para a melhoria da classificação de importantes grupos de nossa fauna de abelhas (p. ex., Moure, 1946, Moure & Michener, 1955; Michener & Moure, 1957; Hurd & Moure, 1963). Sua obra tem sido uma base sólida para o trabalho de outros taxonomistas, mas auxilia pouco o não-taxônomo, uma vez que ele produziu poucas revisões de espécies com chaves para identificação.

Em 1902, Schrottky reconheceu 385 espécies em seu ensaio sobre as abelhas solitárias do Brasil. Considerando-se as espécies de Meliponina compiladas em 1914 por Ducke (1916) chega-se a um total de cerca de 450 espécies conhecidas para nossa fauna. Hoje, neste livro, são contabilizados 1576 nomes válidos para as espécies de abelhas brasileiras e estima-se que ela reuna, pelo menos, 3000 espécies. O desenvolvimento do conhecimento sobre a identidade dessas espécies pode ser medido pelo número de gêneros revisados nas últimas décadas (Tabela II). Esta tabela deixa claro que o “esforço taxonômico” tem crescido nas últimos tempos. O número de gêneros revisados quase duplicou nos anos 90 em relação aos anos 80 mas, no ritmo atual de 2,8 gêneros revisados por ano, seriam necessários mais de 50 anos para que o resto dos gêneros conhecidos no Brasil fosse estudado. Além disto, deve-se ter em mente que, à medida em que as coletas de abelhas prosseguem e regiões anteriormente subamostradas são inventariadas, novas espécies pertencentes aos gêneros já estudados são continuamente descobertas. Por exemplo, o número de espécies brasileiras conhecidas nos gêneros *Gaesischia* e *Melissoptila* era, respectivamente, 15 e 12 quando eles foram revisados pela primeira vez por Urban (1968a,b). Quando estudados de novo, o número conhecido de espécies brasileiras em cada um dos gêneros subiu, respectivamente, para 25 e 39 (Urban, 1989a, 1998a).

**TABELA II.** Evolução do número de gêneros de abelhas brasileiras revisados ao longo das últimas cinco décadas e número de espécies incluídas nesses gêneros. Gêneros revisados duas vezes em uma década foram contados apenas uma vez. Quando um gênero foi revisado mais de uma vez em décadas diferentes, apenas as espécies adicionais foram consideradas na segunda década; dessa forma, os números de espécies representam os números de espécies adicionadas naquela década ao número total de espécies incluídas nas revisões.

Táxons Revisados	DÉCADAS					TOTAL
	1950	1960	1970	1980	1990	
Gêneros	1	11	9	15	28	59
Espécies	8	69	18	78	122	295

Quando se consideraram as espécies, em vez dos gêneros, a situação mostra-se ainda pior. Enquanto os gêneros estudados nos últimos 50 anos representam cerca de 30% dos gêneros sabidamente representados no Brasil, as espécies incluídas neles representam apenas cerca de 10% das 3000 espécies que se estima existirem no país. Isto se deve ao fato de que vários dos gêneros ainda não revisados estão entre os mais ricos em espécies na fauna brasileira. Alguns exemplos são: em Apidae, *Paratetrapedia* e *Centris* (que contribuem com até 8% e 13% das espécies de faunas locais); em Halictidae, *Augochlora* e *Augochloropsis* (com até 10% das espécies de faunas locais) e, em Megachilidae, *Megachile* (que contribui com até 25% do número total de espécies em faunas locais) (Silveira & Campos, 1995). Assim, se considerarem-se as 12 espécies revisadas por ano, em média, na década de 90, serão precisos 250 anos para que todas as espécies brasileiras estejam estudadas!

PARTE **B**

---

**OS GRUPOS DE ABELHAS PRESENTES  
NA FAUNA BRASILEIRA**



## **Classificação e Identificação das Abelhas presentes no Brasil**

---

Em cada um dos próximos capítulos, são listados os táxons de cada família de abelhas presentes no Brasil e fornecidas informações taxonômicas e biológicas gerais sobre cada grupo, principalmente suas distribuições geográficas, substrato de nidificação e níveis de organização social conhecidos. Estas informações foram extraídas principalmente de Michener (1944, 1974, 2000) e Michener *et al.* (1994), além dos trabalhos citados no tratamento de cada táxon. O número conhecido de espécies para cada grupamento supra-específico é fornecido entre colchetes à frente do táxon.

Dentro das seções dedicadas a cada um dos 207 gêneros aqui reconhecidos (ou 289 gêneros e subgêneros), são listados os 1576 nomes considerados válidos para as espécies de ocorrência conhecida no Brasil. É preciso ressaltar que este não é o número de espécies existentes no Brasil mas, apenas, o número de espécies já descritas para a fauna de nosso país, já descontados muitos sinônimos. Cada um desses nomes é acompanhado pela distribuição geográfica conhecida para a espécie (por estado, entre colchetes). Estes registros de distribuição geográfica foram retirados dos artigos taxonômicos citados no texto, dos catálogos de Hurd (1978 – para *Xylocopa*), Moure & Hurd (1987 – para Halictidae), Silveira (1995b – para *Exomalopsis*), Moure *et al.* (1999 – para Paracolletinae), Urban e Moure (2001) (para Diphaglossinae), Moure & Urban (2002a) (para Colletinae), Moure & Urban (2002b) (para Xeromelissinae), Urban & Moure (2002) (para Hylaeinae) e dos seguintes levantamentos faunísticos: Aguiar (2001 – PB), Aguiar & Martins (1997 – PB), Barbola & Laroca (1993 – PR), Martins (1994 – BA), Ortolan & Laroca (1996 – SC), Pedro & Camargo (1999 – SP), Alves-dos-Santos (1999 – RS), Schindwein (1995 – RS), Silveira & Campos (1995 – MG e SP), Viana (1999 – BA), Wilms (1995 – SP), Wittmann & Hoffman (1990 – RS) e Zanella (2000a – caatinga, especialmente RN). Foram anexados, também, dados provenientes de espécimes coletados principalmente em Minas Gerais e depositados nas coleções da UFMG, da UFV e na coleção particular de G. A. R. Melo (agora, parte da coleção da UFPR), bem como de espécimes de alguns grupos depositados na coleção do Departamento de Zoologia da UFPR. No caso específico das espécies de Euglossina, as distribuições geográficas incluem dados extraídos dos seguintes trabalhos: Morato *et al.* (1992), Morato (1994 – AM), Oliveira & Campos (1995 – AM), Neves & Viana (1997, 1999 – BA), Bonilla-Gómez (1999 – ES), Peruquetti *et al.* (1999 – Mata atlântica), Oliveira (2000 – para *Eulaema*, Brasil), Rebêlo (2001 – Brasil), além de dados não publicados de Silveira e col. (MG). É preciso estar atento para o fato de que as distribuições geográficas apresentadas podem incluir dois tipos de erro: 1) elas podem estar incompletas, por falta de coleta ou de publicação de registros para alguns estados e/ou 2) elas podem incluir estados onde a espécie não ocorrem, devido a erros de identificação do material estudado.

A referência a chaves para identificação das espécies de cada gênero é fornecida, quando elas existirem.

Nos próximos capítulos, são fornecidas, ainda, chaves que permitem a identificação de todos os táxons nominais reconhecidos entre os níveis de família e subgênero. Uma característica interessante (e frustrante) das abelhas é que, na maioria dos casos, é mais fácil identi-

ficar gêneros do que grupos supragenéricos, como tribos e famílias. Uma separação segura das famílias, por exemplo, exige o exame de caracteres das partes bucais que nem sempre são facilmente visíveis.

As chaves de identificação permitem a determinação da posição taxonômica de espécimes através da confrontação de suas características morfológicas com aquelas descritas. Em chaves dicotômicas, como as apresentadas abaixo, os caracteres são apresentados em dilemas ou passos numerados. Em cada dilema, dois conjuntos alternativos de características são apresentados para comparação com o espécime a ser identificado. Uma vez definido o conjunto de caracteres que melhor descreve os presentes no espécime, segue-se para o dilema indicado e assim por diante até chegar-se à identificação.

Uma pessoa experiente é capaz de determinar a maioria dos gêneros e muitas das espécies de abelhas através de simples inspeção de espécimes a olho nu. Os iniciantes no estudo das abelhas, entretanto, ao utilizarem chaves de identificação, terão obrigatoriamente de observar caracteres visíveis apenas com o auxílio de lupa.

As chaves abaixo são, em grande parte, apenas uma compilação e adaptação de chaves apresentadas na literatura, conforme indicado para cada uma. A clareza na descrição das características foi uma preocupação constante durante este trabalho de adaptação (e, muitas vezes, tradução) das chaves abaixo. É certo, contudo, que as pessoas tenham, ainda, alguma dificuldade em interpretar os caracteres, até uma maior familiarização com as chaves e com as abelhas. Para maior facilidade de identificação, é aconselhável que o usuário das chaves leia, em cada dilema, as descrições das duas formas alternativas de cada caráter apresentado. O confronto destas descrições realçará melhor o que se deve observar.

Procurou-se apresentar, em cada dilema, mais de um caráter, de forma a facilitar a tomada de decisões. Foram evitados, na medida do possível, características difíceis de serem observadas ou sujeitas a variações ou exceções dentro dos grupos. Estas exceções, entretanto, existem e é possível que determinados espécimes não concordem com todas as características apresentadas em um ou outro dilema. Neste caso, deve-se seguir o caminho indicado pelo conjunto de caracteres que mais se aproxime dos exibidos pelo espécime examinado. Os caracteres sabidamente sujeitos a variações são indicados nas chaves por termos como 'usualmente', 'normalmente' etc.

Exceto quando são fornecidas chaves separadas para macho e fêmea, são apresentados, em cada passo, primeiro os caracteres comuns a ambos os sexos e, depois, separadamente, os caracteres das fêmeas e dos machos. Alguns caracteres serão mais difíceis de se observar do que outros. Uma boa montagem dos espécimes, garantirá melhor exposição das estruturas, facilitando o trabalho de identificação. Sobre isto, consulte o Capítulo 2. Em abelhas muito pilosas, poderá ser necessária a retirada de pêlos para que se exponham certas estruturas, como sulcos e suturas. Isto pode ser feito raspando-se o integumento com um estilete.

A seguir, são oferecidas algumas informações úteis para a utilização eficiente das chaves de identificação:

## Distinção entre adultos de abelhas e de outros himenópteros (principalmente vespas apóideas)

Características	Abelhas	Outros himenópteros
Pêlos ramificados ou plumosos	Presentes <sup>1</sup>	Ausentes <sup>2</sup>
Basitarso posterior	Mais largo que os demais tarsômeros posteriores, freqüentemente achatado.	Semelhante aos demais tarsômeros posteriores.
Pilosidade da tíbias média e posterior	Quase sempre com pêlos de tamanho aproximadamente uniforme e sem cerdas simples.	Freqüentemente com cerdas simples, nitidamente mais grossas e mais longas que restante dos outros pêlos.
Pilosidade prateada ou dourada brilhante na face.	Quase sempre ausente.	Freqüentemente presente.

<sup>1</sup> Em algumas espécies, muito raros e minúsculos (neste caso, mais fáceis de ver nos lados do propódeo).

<sup>2</sup> Com algumas exceções nas famílias Mutillidae e Bradynobaenidae, em que determinadas regiões do corpo apresentam pêlos com ramificações muito curtas.

## Distinção entre machos e fêmeas adultos

Características	Fêmeas	Machos
Número de flagelômeros	10	11 <sup>1</sup>
Número de tergos expostos	6 <sup>2</sup>	7 <sup>2</sup>
Ferrão	Presente <sup>3</sup>	Ausente
Escopa ou corbícula	Presente <sup>4</sup>	Ausente <sup>5</sup>

<sup>1</sup> Há exceções.

<sup>2</sup> Em algumas fêmeas e, principalmente, em vários machos, um ou mais tergos (normalmente o apical) podem estar retraídos sob os anteriores.

<sup>3</sup> Nem sempre exposto nas que o possuem; ausente em alguns grupos.

<sup>4</sup> Em rainhas de espécies eussociais e em fêmeas de espécies parasitas, ausente.

<sup>5</sup> Alguns machos apresentam pilosidade densa na tíbia, que pode ser confundida com uma escopa.

### Abreviaturas:

**E1, E2...:** esterno do primeiro segmento do metassoma, esterno do segundo segmento do metassoma etc.

**F1, F2...:** primeiro flagelômero da antena, segundo flagelômero da antena etc.

**T1, T2...:** tergo do primeiro segmento do metassoma, tergo do segundo segmento do metassoma etc.

## Chave para as Famílias de Abelhas presentes no Brasil.

1. Palpos labiais com pelo menos os três últimos palpômeros cilíndricos, semelhantes entre si e aos palpômeros dos palpos maxilares (Figs. 6.1, 6.2); palpo maxilar originando-se além da metade da maxila, próximo ao seu ápice; sulco mesepisternal, quando presente, voltado para baixo e para frente, *em geral*, estendendo-se a um ponto mais ventral que o escrobo (Figs. 6.4, 6.5); terço a metade superior da coxa média sempre escondida sob a pleura (articulação lateral da coxa média oculta) (Figs. 6.4, 6.5) ..... **2**
- Palpos labiais com os dois palpômeros proximais achatados e alongados, os dois palpômeros distais pequenos, cilíndricos, semelhantes aos dos palpos maxilares e, *em geral*, em ângulo reto com os palpômeros proximais (Fig. 6.3); palpo maxilar originando-se anteriormente à metade da maxila, mais próximo de sua base; sulco mesepisternal, *quando presente*, voltado para trás e unido ao sulco escrobal (Figs. 6.6, 6.7); coxa média inteiramente exposta, *geralmente* articulando-se livremente com o tórax (articulação lateral da coxa média exposta) (Figs. 6.6, 6.7) ..... **4**
2. Glossa truncada, *normalmente* bilobada (Fig. 6.1), às vezes bífida. .... **COLLETIDAE**
- Glossa terminando em ponta aguda (Fig. 6.2) ..... **3**
3. Com área subantenal definida externamente por duas suturas subantenas (Fig. 6.8) [*se apenas uma sutura subantenal visível, então, abelhas grandes (1,5 cm ou mais de comprimento) robustas e, em geral, com coloração metálica no metassoma*]; fôvea facial freqüentemente presente (Fig. 6.8); veia basal (*M*), na asa anterior, *geralmente* retilínea ou levemente encurvada; coloração variável, brilho metálico, quando presente, restrito ao metassoma ..... **ANDRENIDAE**
- Sem área subantenal definida – com apenas uma sutura subantenal (Fig. 6.9); fôvea facial ausente (Fig. 6.9); veia basal (*M*), na asa anterior, conspicuamente encurvada ou angulada; *geralmente* com forte brilho metálico ..... **HALICTIDAE**
4. Labro sempre mais longo do que largo; sutura subantenal originando-se na margem externa do alvéolo antenal (Fig. 6.10); sempre com duas células submarginais. Fêmea: escopa, quando presente, sempre e somente nos esternos do metassoma ..... **MEGACHILIDAE**
- Labro *em geral* mais largo do que longo; sutura subantenal originando-se na margem interna ou inferior do alvéolo antenal (Fig. 6.11); *normalmente* três células submarginais, *ocasionalmente* duas, *raramente* uma. Fêmea: escopa, quando presente, nas pernas posteriores, às vezes modificada em corbícula ..... **APIDAE**

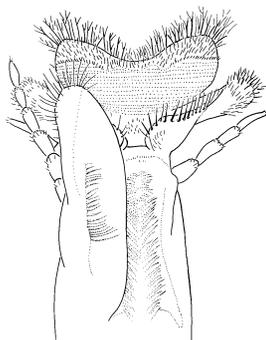


Fig. 6.1 - Aparelho bucal de *Colletes* (♀), vista anterior da metade apical.

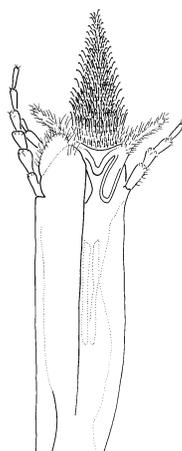


Fig. 6.2 - Aparelho bucal de *Augochloropsis* (♀), vista anterior da metade apical.

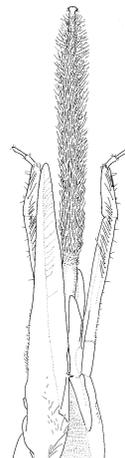


Fig. 6.3 - Aparelho bucal de *Melipona*, vista anterior da metade apical.

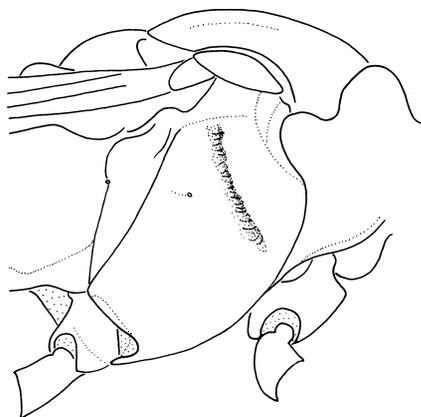


Fig. 6.4 - Mesossoma de *Psauenythia* (♀), vista lateral.

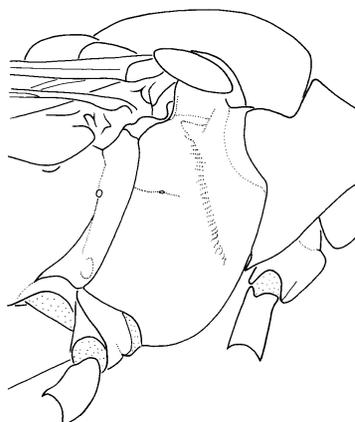


Fig. 6.5 - Mesossoma de *Perditomorpha* (♀), vista lateral.

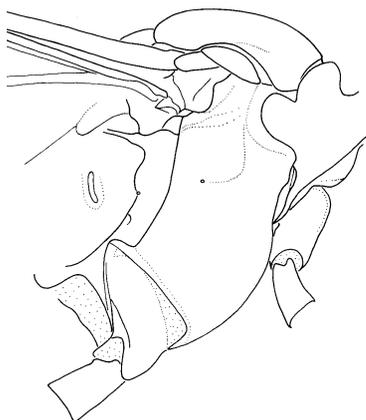


Fig. 6.6 - Mesossoma de *Osiris* (♂), vista lateral.

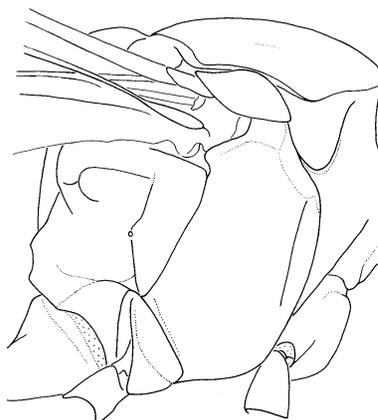


Fig. 6.7 - Mesossoma de *Hypanthidium* (♀), vista lateral.

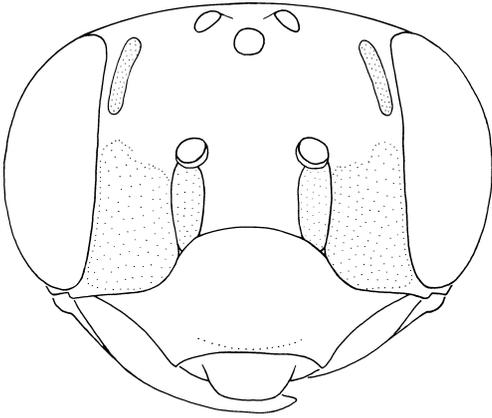


Fig. 6.8 - Cabeça de *Psaenythia* (♀), vista frontal.

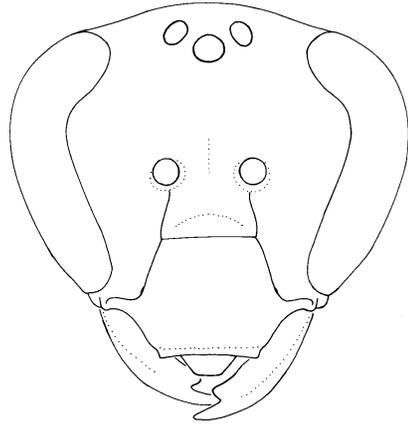


Fig. 6.9 - Cabeça de *Pseudaugochlora* (♀), vista frontal.

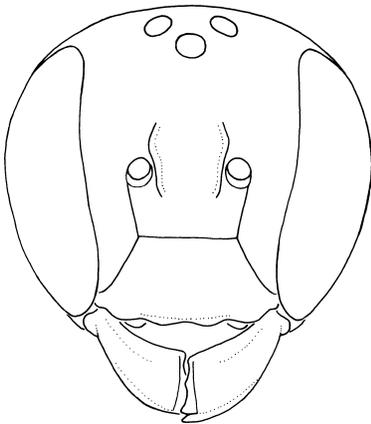


Fig. 6.10 - Cabeça de *Saranthidium* (♀), vista frontal.

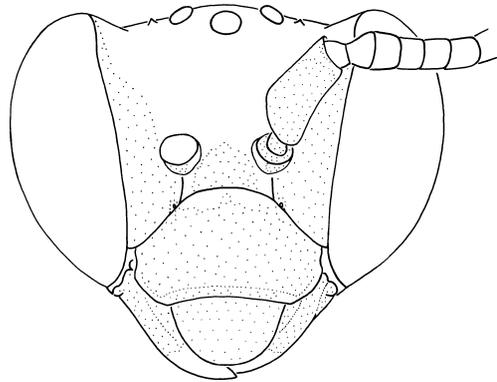


Fig. 6.11 - Cabeça de *Caenonomada* (♂), vista frontal.

É um grupo morfológicamente bastante heterogêneo e com ampla distribuição mundial. De acordo com as análises de Alexander & Michener (1995) trata-se de um grupo monofilético desde que *Oxaea* e formas estreitamente relacionadas (ou seja, os Oxaeinae) sejam também incluídas. Parte das análises sugerem que Stenotritidae, um pequeno grupo restrito à Austrália, talvez faça parte de Andrenidae. As espécies desta família nidificam no solo e algumas vivem em colônias. Na classificação proposta por Michener (2000), quatro subfamílias são reconhecidas, três delas certamente monofiléticas (Alocandreninae, Oxaeinae e Panurginae) e a quarta aparentemente parafilética e/ou polifilética (Andreninae). Apenas Panurginae e Oxaeinae estão presentes na fauna brasileira.

### **Chave para as Subfamílias de Andrenidae presentes no Brasil** (Modificada de Michener, 1944)

1. Abelhas grandes (mais que 1,5 cm de comprimento) e robustas; pterostigma praticamente ausente (Fig. 7.1). Fêmea: ápice do fêmur posterior aumentado e achatado, formando placa semelhante à placa basitibial (Fig. 7.3); escopa bem desenvolvida na tíbia, mas também no fêmur e trocater ..... **OXAEINAE**
- Abelhas pequenas a médias (não ultrapassando 1,5 cm de comprimento) e esguias; pterostigma moderadamente grande (Fig. 7.2). Fêmea: ápice do fêmur posterior não modificado; escopa restrita à tíbia ..... **PANURGINAE**

#### **7.1. OXAEINAE** [8]

É um grupo pequeno de espécies robustas que ocorre apenas nas regiões tropicais e subtropicais das Américas. Aparentemente, todas as suas espécies são solitárias. Foi considerada durante algum tempo como uma família à parte mas é, sem dúvida, apenas uma linhagem altamente modificada de Andrenidae. Em sua revisão de Oxaeinae (tratada por eles como Oxaeidae), Hurd & Linsley (1976) reconheceram 4 gêneros no grupo, dois dos quais representados no Brasil: *Oxaea* Klug e *Notoxaea* Hurd & Linsley.

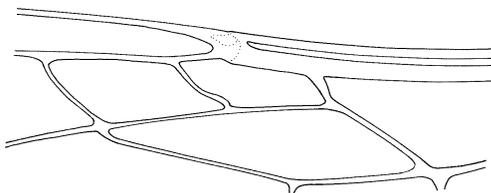


Fig. 7.1 - Detalhe da asa anterior de *Oxaea*.

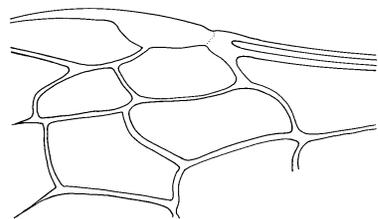


Fig. 7.2 - Detalhe da asa anterior de *Protomeliturga*.

**Chave para os Gêneros de Oxaeinae presentes no Brasil**  
(Modificada de Hurd & Linsley, 1976 e Michener *et al.*, 1994)

1. Palpos maxilares ausentes; mandíbula simples; tergos metassomáticos *freqüentemente* com brilho metálico, às vezes inteiramente verde-metálicos (fêmeas) ou com faixas apicais verde-metálicas (machos) ..... **Oxaea**
- Palpos maxilares com 6 palpômeros (Fig. 7.4); mandíbula bidentada apicalmente (Fig. 7.4); tergos metassomáticos sem brilho metálico, T1-T3 e, às vezes, T4 pelo menos parcialmente avermelhados ..... **Notoxaea**



Fig. 7.3 - Âpice do fêmur e base da tíbia posterior de *Oxaea* (♀)

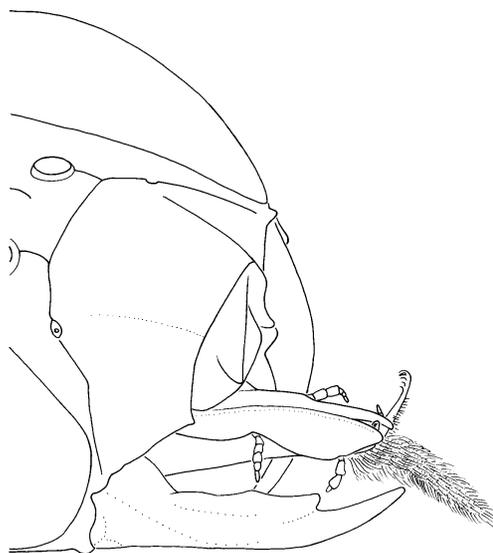


Fig. 7.4 - Detalhe da cabeça de *Notoxaea* (♀), vista dorso-lateral.

**Gênero *Notoxaea* Hurd & Linsley, 1976 [1]**

Este gênero foi proposto para abrigar a única espécie sul-americana de Oxaeinae que não se encaixava em *Oxaea* e que até então era colocada no gênero *Protoxaea*, um grupo exclusivo da América do Norte. Michener (2000), entretanto, mantém *Notoxaea* como subgênero de *Protoxaea*. Embora seja necessária uma análise filogenética formal, parece claro que a classificação adotada por Michener está baseada em caracteres plesiomórficos. Além do Brasil, a única espécie conhecida, *ferruginea* (Friese, 1898) [MS, PI?], ocorre também na Argentina e Paraguai.

**Gênero *Oxaea* Klug, 1807 [7]**

O gênero tem ampla distribuição na América do Sul, chegando até o México. Constitui um elemento conspicuo da fauna brasileira, onde está representado pelas seguintes espécies: *alvarengai* Moure & Urban, 1963 [MT, SP], *austera* Gerstäcker, 1867 [MG, RS, SP], *festiva* Smith, 1854 [PA], *flavescens* Klug, 1807 [BA, ES, MG, PB, SP], *mourei* Graf, 1993 [PR], *rufa* Friese, 1899 [BA, PA] e *schwarzi* Moure & Seabra, 1962 [BA]. A primeira e as três últimas não apresentam o metassoma verde-metálico característico das outras três espécies. Não há chave recente para as espécies brasileiras. Há pelo menos duas espécies novas no Brasil. Uma delas, com ampla distribuição na caatinga, tem sido muitas vezes identificada como *O. austera*.

## 7.2. PANURGINAE [50]

Reúne abelhas minúsculas a médias, sendo especialmente diversificada nas Américas. É melhor representada em áreas sob clima temperado do que em regiões tropicais. A maioria de suas espécies é solitária, mas algumas são comunais. Uma porcentagem expressiva das espécies é especializada na coleta de pólen de grupos restritos de plantas. Ruz (1986) fez um estudo das relações filogenéticas e classificação de Panurginae. Infelizmente, apenas parte de seus resultados foram publicados (Ruz, 1991). Nesse artigo, ela trata das tribos Calliopsini, Protomeliturgini e Perditini que, juntas, constituem um grupo monofilético. Michener (2000), com base nos estudos de Ruz, divide esta subfamília em 6 tribos, das quais 3 estão presentes no Brasil.

### Chave para as Tribos de Panurginae presentes no Brasil (Modificada de Michener, 2000)

1. Fossa tentorial anterior abrindo-se na sutura subantenal externa (Figs. 7.5, 7.6). Fêmea: E5 com margem distal convexa medianamente (Fig. 7.10) ..... **Calliopsini**
  - Fossa tentorial anterior abrindo-se na interseção das suturas epistomal e subantenal externa (Figs. 7.7, 7.8) ou abaixo, na sutura epistomal (Fig. 7.9). Fêmea: E5 com a margem distal quase reta ou côncava ..... **2**
  
2. Os dois primeiros palpômeros labiais alongados (o 1º mais que 2x mais longo que o 2º) e achata-dos; o 3º palpômero originando-se pré-apicalmente no 2º e voltado para fora (como nas abelhas de língua longa); 3º e 4º palpômeros similares e pequenos; veia basal (*M*) da asa anterior fortemente encurvada (Fig. 7.2). Macho: T7 fortemente curvado para a frente, com fortes dentes apicolaterais (Fig. 7.11) ..... **Protomeliturgini**
  - Palpômeros labiais cilíndricos, similares uns aos outros ou apenas o 1º alongado; o 3º palpômero originando-se apicalmente no 2º de forma que ele e o 4º palpômero não direcionam-se para o lado; veia basal (*M*) retilínea ou levemente encurvada. Macho: T7 *normalmente* fracamente encurvado e sem dentes apicolaterais ..... **Protandrenini**

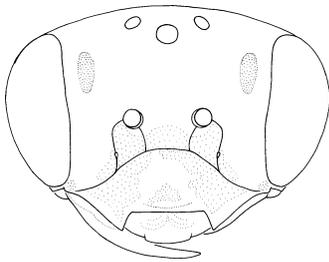


Fig. 7.5 - Cabeça de *Acamptopoeum* (♀), vista frontal.

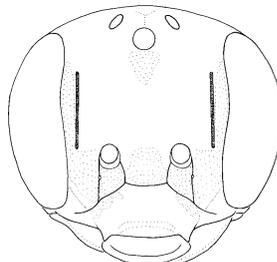


Fig. 7.6 - Cabeça de *Callonychium* (♀), vista frontal.

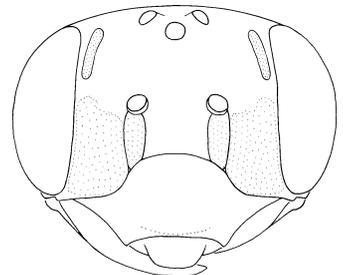


Fig. 7.7 - Cabeça de *Psaenythia* (♀), vista frontal.

### 7.2.1. CALLIOPSINI [5]

Ocorre apenas nas Américas e constitui um dos grupos mais derivados dentro de Panurginae (Ruz, 1991). Contém cinco gêneros, dos quais três ocorrem no Brasil. Suas relações filogenéticas e classificação foram estudadas por Ruz (1991), em quem a maior parte da informação abaixo está baseada.

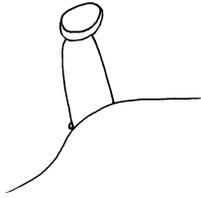


Fig. 7.8 - Detalhe das suturas subantenas e sutura epistomal de *Rhophitulus* ( $\sigma$ ).

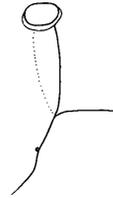


Fig. 7.9 - Detalhe das suturas subantenas e sutura epistomal de *Chaeturginus* ( $\sigma$ ).

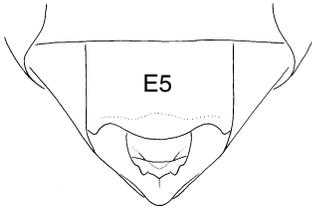


Fig. 7.10 - Ápice do metassoma de *Acamptopoeum* ( $\text{♀}$ ), vista ventral.

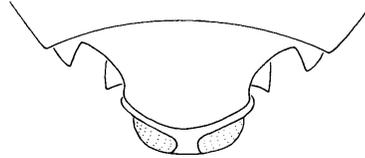


Fig. 7.11 - Ápice do metassoma de *Protomeliturga* ( $\sigma$ ), vista dorsal.

### Chave para os Gêneros de Calliopsini presentes no Brasil (Modificada de Ruz, 1991 e Michener, 2000)

1. Fóvea facial rasa, aproximadamente tão larga quanto o diâmetro ocelar (Fig. 7.5); órbitas internas *geralmente* convergentes em baixo (Fig. 7.5). Macho: fossa tentorial claramente abaixo do meio da sutura subantenal externa. Fêmea: labro com área basal escavada, parte distal convexa, protuberante em vista lateral; esporão médio quase tão longo quanto basitarso, ápice não encurvado; área parocular inferior não intumescida no canto interno ..... ***Acamptopoeum***
- Fóvea facial formando um sulco profundo e estreito (Fig. 7.6); órbitas internas subparalelas (Fig. 7.6) ou divergentes em baixo. Macho: fossa tentorial próxima ao meio da sutura subantenal externa. Fêmea: labro plano ou com crista aproximadamente transversal, arredondada e lisa, área distal plana; esporão médio curto e encurvado apicalmente; área parocular inferior intumescida medianamente ..... **2**
  
2. Órbitas divergentes em baixo; área parocular inferior plana no macho, convexa na fêmea; metassoma muito mais largo que a cabeça; corpo com aproximadamente 7 a 10 mm de comprimento; esporões tibiais posteriores fortemente encurvados. Fêmea: garras bífidas. Macho: corpo predominantemente amarelo ..... ***Arhyosage***
- Órbitas *normalmente* subparalelas (Fig. 7.6); área parocular inferior muito intumescida medianamente no macho, na fêmea no canto interno; metassoma tão largo quanto a cabeça ou mais estreito; corpo entre 4 e 7 mm de comprimento; esporões tibiais posteriores levemente encurvados (no macho, às vezes, reto). Fêmea: garras simples. Macho: corpo predominantemente negro, com manchas amarelas ..... ***Callonychium***

## Gênero *Acamptopoeum* Cockerell, 1905 [2]

É um gênero amplamente distribuído na América do Sul. No Brasil, vai da região Sul ao Nordeste, passando pelo Centro-Oeste e chegando até o Amapá, porém parece estar ausente do restante da Amazônia. Contém oito espécies descritas, das quais apenas duas têm sido reconhecidas para o Brasil: *prinii* (Holmberg, 1884) [BA, CE, DF, ES, GO, MG, RS, SP] e *vagans* (Cockerell, 1926) [AP?, BA, MG, PR, RS, SC]. Não há revisão para o gênero, embora uma chave para as espécies tenha sido publicada por Shinn (1965).

## Gênero *Arhysosage* Brèthes, 1922 [1]

As espécies deste gênero foram revistas recentemente por Engel (2000c). Foram reconhecidas 6 espécies, quase todas restritas à Argentina. No Brasil, há apenas uma espécie: *cactorum* Moure, 1999 [RS].

## Gênero *Callonychium* Brèthes, 1922 [2]

No Brasil é representado por duas espécies descritas: *brasiliense* (Ducke, 1907) [BA, MA, PB] e *petuniae* Cure & Wittmann, 1990 [PR, RS, SC]. Há também uma espécie nova coletada em Diamantina, Minas Gerais, e outra semelhante a *C. brasiliense* encontrada nos estados de Tocantins e Maranhão.

### 7.2.2. PROTANDRENINI [44]

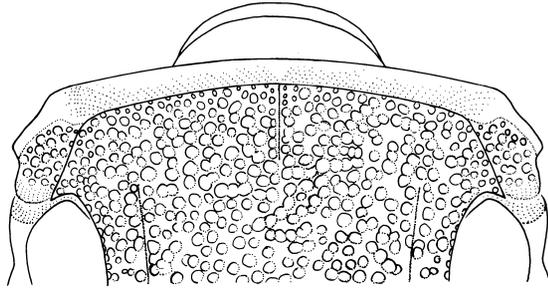
Ocorre apenas nas Américas. No Brasil, a grande maioria das espécies está restrita aos estados das regiões Sudeste e Sul, com poucas espécies no Nordeste e Centro-Oeste. Apenas *Chaeturginus* ocorre na Amazônia. São reconhecidos apenas cinco gêneros para o Brasil. A classificação genérica corrente para esta tribo está bastante precária e o grupo como um todo precisa ter suas relações filogenéticas investigadas em detalhe para que uma classificação consistente possa ser proposta.

### Chave para os Gêneros de Protandrenini presentes no Brasil

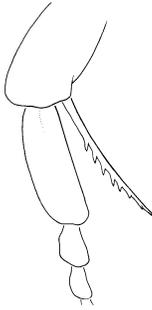
(Modificada de Michener, 2000)

#### Fêmeas

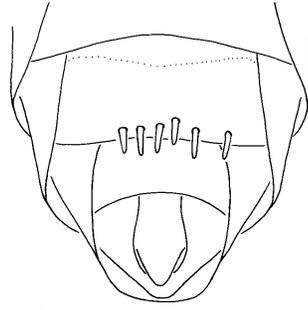
1. Asa anterior com 3 células submarginais ..... 2  
– Asa anterior com 2 células submarginais ..... 4
2. Olho piloso; margem anterior do colar pronotal formando lamela bem evidente (pelo menos lateralmente) (Fig. 7.12); T2 a T5 com faixas pilosas discais (não apicais) completas ou interrompidas ..... ***Parapsaenythia***  
– Olho glabro; margem anterior do colar pronotal arredondada, não formando lamela; tergos metassomáticos *usualmente* sem faixas pilosas ..... 3
3. Metassoma usualmente com marcas amarelas; esporão da tibia média tão longo quanto ou mais longo que basitarso e com dentes grossos (Fig. 7.13); fêmur posterior com crista longitudinal na superfície interna; porção discal de T1 a T5 com pontuação grossa e densa; grádulo lateral de T2 bem evidente ..... ***Psaenythia***  
– Metassoma sem marcas amarelas; esporão da tibia média mais curto que basitarso, *usualmente* com dentes finos; fêmur posterior sem crista longitudinal na superfície interna; T1 a T5, *em geral*, com pontuação relativamente fina e esparsa, distância entre os pontos usualmente maior que seus diâmetros; grádulo de T2 ausente ou apenas fracamente indicado ..... ***Anthrenoides***



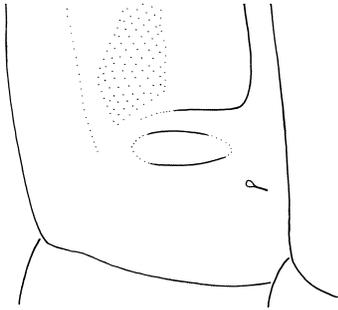
**Fig. 7.12** - Porção anterior do mesossoma de *Parapsaenythia* (♀), vista dorsal.



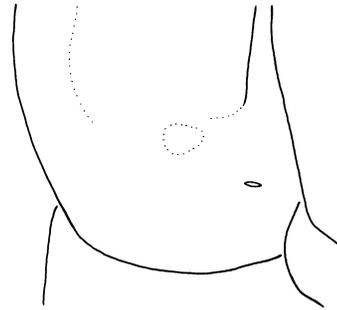
**Fig. 7.13** - Detalhe da perna média de *Psauenythia* (♀).



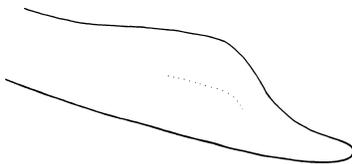
**Fig. 7.14** - Ápice do metassoma de *Chaeturginus* (♀), vista ventral.



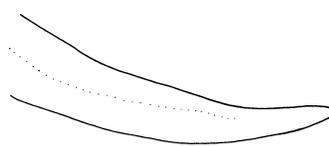
**Fig. 7.15** - Detalhe de T2 de *Psauenythia* (♂), vista lateral.



**Fig. 7.16** - Detalhe de T2 de *Anthrenoides* (♂), vista lateral.



**Fig. 7.17** - Ápice da mandíbula de *Psauenythia* (♂).



**Fig. 7.18** - Ápice da mandíbula de *Anthrenoides* (♂).

4. Pelo menos um dos esternos com fileira irregular de cerdas extremamente grossas na área pré-marginal (Fig. 7.14); fossa tentorial situada nitidamente abaixo da junção da sutura subantenal externa (Fig. 7.9) ..... **Chaeturginus**
- Esternos com pêlos normais nas áreas pré-marginais; fossa tentorial situada na junção com sutura subantenal externa (Fig. 7.8) ..... **Rhophitulus**

#### Machos

1. Asa anterior com 3 células submarginais ..... **2**
- Asa anterior com 2 células submarginais ..... **4**
2. Olho piloso; margem anterior do colar pronotal formando lamela bem evidente (pelo menos lateralmente) (conforme Fig. 7.12); pontos pilíferos em pelo menos algumas regiões do mesossoma fortes e contíguos (conforme Fig. 7.12) ..... **Parapsaenythia**
- Olho glabro; margem anterior do colar pronotal arredondada, não formando lamela; pontos no mesossoma variando de bem marcados (*usualmente* não contíguos) a finos e fracos ..... **3**
3. Metassoma *usualmente* com marcas amarelas; T2 com fôveas laterais bem desenvolvidas (Fig. 7.15); mandíbula com expansão pré-apical (Fig. 7.17) ..... **Psaenythia**
- Metassoma *usualmente* sem marcas amarelas; T2 com fôveas laterais rasas (Fig. 7.16); mandíbula simples (Fig. 8.18) ..... **Anthrenoides**
4. Fossa tentorial situada nitidamente abaixo da junção da sutura subantenal externa (Fig. 7.9); suturas subantenas unindo-se à sutura epistomal em um único ponto (Fig. 7.9) ..... **Chaeturginus**
- Fossa tentorial situada na junção com sutura subantenal externa (Fig. 7.8); suturas subantenas atingindo a sutura epistomal em pontos bem separados (Fig. 7.8) ..... **Rhophitulus**

### Gênero *Anthrenoides* Ducke, 1907 [2]

É um grupo muito heterogêneo morfológicamente e em estudos futuros deveria ser dividido em subgrupos menores mais homogêneos. Há um grande número de espécies nas regiões Sudeste e Sul do Brasil, porém a quase totalidade delas permanece não descrita. As duas espécies brasileiras com nome são: *alfkeni* Ducke, 1907 [MG] e *micans* Urban, 1995 [RS]. O nome *Anthrenoides meridionalis* (Schrottky, 1906), proposto para espécimens coletados no Paraguai, tem sido amplamente usado no Brasil, porém é possível que corresponda a uma espécie restrita àquele país.

### Gênero *Chaeturginus* Oliveira & Moure, 1963 [2]

O gênero contém apenas duas espécies conhecidas, ambas restritas ao Brasil: *alexanderi* Ruz & Melo, 1999 [MG, SP] e *testaceus* (Ducke, 1907) [AC, AM, PA]. A distinção entre elas pode ser realizada com auxílio da revisão de Ruz & Melo (1999).

### Gênero *Parapsaenythia* Friese, 1908 [4]

É um gênero bastante peculiar e fácil de reconhecer pelos olhos pilosos e pontuação grossa. Inclui as seguintes espécies brasileiras: *inornata* Moure, 1998 [RO], *paspalis* (Schrottky, 1909) [RS, SP], *puncticutis* (Vachal, 1909) [RS] e *serripes* (Ducke, 1908) [BA, MG, PR, RS, SP]. Há também uma espécie nova coletada em áreas de caatinga no Nordeste. O nome *fusca* proposto por Vachal (1909) dentro de *Parapsaenythia* possivelmente refere-se a uma espécie de *Anthrenoides*.

### **Gênero *Psaenythia* Gerstäcker, 1868 [17]**

Embora seja um gênero bastante diversificado, apresenta morfologia relativamente uniforme. A maioria das espécies apresenta faixas ou manchas amarelas evidentes nos tergos, porém há algumas espécies com tergos inteiramente pretos. As espécies com ocorrência registrada no Brasil são: *annulata* Gerstaecker, 1868 [MG, PR, RS, SP], *bergi* Holmberg, 1884 [MG, PR, RS, SP], *burmeisteri* Gerstaecker, 1868 [PR], *capito* Gerstaecker, 1868 [MG, PR, RS], *chrysorrhoea* Gerstaecker, 1868 [RS], *collaris* Schrottky, 1906 [PR, RS], *demissa* Holmberg, 1923 [RS], *gerstaeckeri* Friese, 1908 [MG, SP], *hypsohila* Moure, 1944 [RJ], *litoralis* Holmberg, 1923 [RS], *nigriventris* Friese, 1908 [ES], *nomadoides* Gerstaecker, 1868 [RS?, SP], *picta* Gerstaecker, 1868 [PR], *quadrifasciata* Friese, 1908 [PR, RS], *superba* Friese, 1908 [RS], *thoracica* Gerstaecker, 1868 [PR] e *variabilis* Ducke, 1908 [BA, CE, PB].

### **Gênero *Rhopitulus* Ducke, 1907 [19]**

O nome *Rhopitulus* é empregado aqui em sentido amplo, incluindo tanto *Cephalurgus* Moure & Oliveira, 1962 quanto *Panurgillus* Schlindwein & Moure (1998). A presente definição implica em um grupo bastante heterogêneo que com certeza deveria ser dividido em grupos menores a partir de uma análise filogenética para os Protandrenini. Embora várias espécies do Rio Grande do Sul tenham sido recentemente descritas por Schlindwein & Moure (1998), há ainda um grande número de espécies novas principalmente do Paraná, São Paulo e Minas Gerais. São conhecidas no Brasil as espécies: *anomalus* (Moure & Oliveira, 1962) [GO, MG, SP], *eustictus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *flavitorsis* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *formosus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *friesei* Ducke, 1907 [MG], *guariticola* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *hamatus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *harterae* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *holostictus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *hyptidis* Ducke, 1908 [BA, CE], *malvacearum* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *minutus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *pauloensis* (Friese, 1916) [SP], *pereziae* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *plumosulus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *politus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *reticulatus* (Schlindwein & Moure, 1998) [RS], *solani* (Ducke, 1913) [MG, RJ, SP], *vagabundus* (Cockerell, 1918) [RS].

### **7.2.3. PROTOMELITURGINI [1]**

Esta tribo contém apenas um gênero e uma espécie. Embora tenha saído como grupo-irmão de Calliopsini nas análises filogenéticas de Ruz (1986) e portanto pudesse ser incluído dentro desta tribo, Ruz (1991) optou por dar a este gênero o status de tribo por causa de suas peculiaridades morfológicas. *Protomeliturga* é a única abelha de língua curta cujo palpo labial apresenta morfologia semelhante àquela encontrada nas abelhas de língua longa.

### **Gênero *Protomeliturga* Ducke, 1912 [1]**

A única espécie conhecida restringe-se ao nordeste do Brasil: *turnerae* (Ducke, 1907) [BA, CE, MA, PB].

O nome Apidae já foi utilizado para designar desde o conjunto de todas as abelhas, até uma linhagem bem mais restrita que é considerada aqui como a tribo Apini. A família é tratada, neste livro, conforme a definição de Roig-Alsina & Michener (1993). Assim delimitada, ela é a mais diversificada e comum das famílias de abelhas, com ampla distribuição em todos os continentes do globo. Os estudos de Roig-Alsina & Michener (1993) deram suporte adicional à idéia de que Apidae (como definida aqui) é o grupo irmão de Megachilidae e que ambas constituem as famílias mais recentes na história evolutiva das abelhas (p. ex., Michener, 1974).

É importante ressaltar que as abelhas que compunham a família Anthophoridae na classificação mais aceita até recentemente (p. ex., Michener, 1974, 1979) estão sendo consideradas como parte de Apidae. Duas das subfamílias de Anthophoridae (Xylocopinae e Nomadinae) mantêm seu *status* na presente classificação, como subfamílias de Apidae, mas a terceira (Anthophorinae) está incluída em Apinae. As relações filogenéticas entre as três subfamílias, entretanto, ainda não estão bem entendidas. No estudo de Roig-Alsina & Michener (1993), duas opções se apresentam. Na primeira, Nomadinae é o grupo-irmão de Xylocopinae + Apinae; na segunda, Xylocopinae é o grupo basal, com Nomadinae e Apinae surgindo posteriormente. Independente da opção, parece claro que Nomadinae (como definida por Roig-Alsina & Michener, 1993) é um grupo monofilético e que a linhagem ancestral do grupo já era uma espécie cleptoparasita obrigatória. Portanto, de acordo com a primeira hipótese, as abelhas desta subfamília já parasitavam os ninhos de outras Apidae antes da divergência das linhagens que compõem Apinae e Xylocopinae. O fato de não se conhecer nenhuma Nomadinae que parasite ninhos de espécies de Xylocopinae (p. ex., Alexander, 1990) talvez seja, então, uma evidência de que aquelas abelhas tenham se originado depois da origem de Xylocopinae. Neste caso, a segunda hipótese para as relações entre as subfamílias de Apidae, em que Nomadinae seria o grupo-irmão de Apinae, parece ser a mais provável.

Um ponto notável no estudo da taxonomia de Apidae é a grande convergência morfológica entre as formas parasitas de Apinae e Nomadinae. Devido a isto, muitos dos grupos parasitas de Apinae, como *Coelioxoides*, Osirini, Protepeolini e Isepeolini foram, durante muito tempo, considerados como parte de Nomadinae. Do ponto de vista da identificação, a convergência entre esses táxons parasitas torna extremamente difícil a separação das três subfamílias de Apidae. Por isto, na chave abaixo, cada uma delas aparece duas ou mais vezes.

### **Chave para as Subfamílias de Apidae presentes no Brasil**

(Modificada de Michener *et al.*, 1994 e Michener, 2000)

1. Escutelo projetado posteriormente sobre o metanoto (Figs. 8.1, 8.2), se deixando parte do metanoto exposta, *então*, abelhas com venação alar reduzida, células submarginais apenas fracamente indicadas; placas basitibial e pigidial sempre ausentes. Fêmea: aparato para transporte de pólen, *quando presente*, transformado em corbícula na superfície externa da tibia posterior (Fig. 8.3);

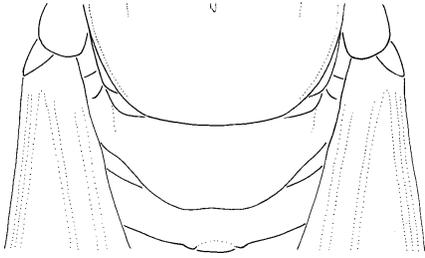


Fig. 8.1 - Detalhe do mesossoma de *Bombus* (♀), vista dorsal.

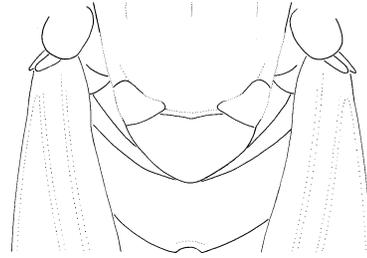


Fig. 8.2 - Detalhe do mesossoma de *Trigona*, vista dorsal.

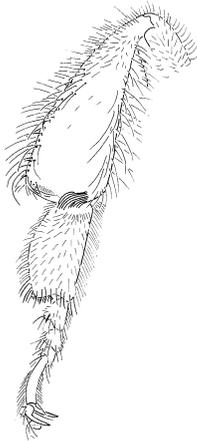


Fig. 8.3 - Detalhe da perna posterior de *Melipona*, vista externa.

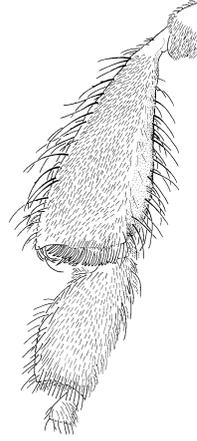


Fig. 8.4 - Detalhe da perna posterior de *Scaptotrigona*, vista interna.

margem apical interna da tibia posterior de espécies não parasitas (exceto rainhas de espécies eussociais) com fileira de cerdas grossas (rastelo) (Fig. 8.4) ..... **APINAE**

- Escutelo *quase sempre* normal e não projetado sobre o metanoto, se encobrimo metanoto, *então* escutelo bilobado posteriormente e abelhas com pêlos de brilho metálico cobrindo o metassoma (Fig. 8.81) ou paraglossa tão longa quanto os 2 primeiros palpômeros do palpo labial juntos (estendendo-se além da gálea quando a língua está estendida); células submarginais sempre delimitadas por veias fortes e evidentes; placas basitibial e pigidial presentes ou não. Fêmea: corbícula ausente; escopa presente ou ausente; margem apical interna da tibia posterior com ou sem pêlos mas sem pente de cerdas grossas ..... **2**

2. Estigma nunca presente; basitarsos médio e posterior *usualmente* maiores que as respectivas tíbias; clipeo praticamente plano, as áreas laterais inferiores não encurvadas para trás ..... **XYLOCOPINAE**

- Estigma *normalmente* presente, *às vezes*, pequeno; basitarsos médio e posterior *normalmente* menores que as respectivas tíbias; clipeo *normalmente* convexo, com as áreas laterais inferiores encurvadas para trás ..... **3**

3. Placa pigidial ausente, às vezes representada por espinho na fímbria pigidial da fêmea; escopa presente; laterais da porção superior do clipeo (acima das fossas tentoriais) subparalelas; clipeo plano ou fracamente convexo ..... **XYLOCOPINAE**
- Placa pigidial presente nas fêmeas e na maioria dos machos, se ausente nas fêmeas, *então*, escopa também ausente; laterais da porção superior do clipeo *normalmente* convergentes ou encurvadas; clipeo *usualmente* protuberante, suas áreas laterais dobradas para trás ..... **4**
4. Labro mais longo que largo ou, *raramente*, quase tão longo quanto largo; escopa ausente; corpo coberto por pilosidade curta ou se a pilosidade longa, *então*, o metassoma com tomento branco formando manchas ou faixas ..... **5**
- Labro, *normalmente*, mais largo que seu comprimento médio; escopa *normalmente* presente; corpo com pilosidade variável ..... **6**
5. Arólios ausentes (Fig. 8.12); porção superior da carena pré-occipital curvada em direção ao olho; mandíbula, na porção mediana de sua margem interna, com um grande dente projetado em ângulo reto ..... **APINAE**
- Arólios presentes; carena pré-occipital ausente ou presente, mas nunca curvada em direção ao olho; mandíbula simples ou com dente pré-apical ..... **NOMADINAE**
6. Segunda abcissa da veia *M+Cu* da asa posterior mais curta que a veia *cu-a*, *algumas vezes*, virtualmente ausente (Fig. 8.5) ou tão longa quanto *cu-a*; escopa tibial ausente (ângulo posterior da mandíbula sob o eixo médio dos olhos; ramo interno das garras do tarso posterior lobado ..... **APINAE**
- Segunda abcissa da veia *M+Cu* da asa posterior tão longa quanto ou muito mais longa que a veia *cu-a* (Figs. 8.9, 8.10); mas, se igual, *então*, abelhas pilosas, com escopa tibial ..... **7**
7. Lobo jugal da asa posterior pequeno, menos de 1/4 do lobo anal; escopa *freqüentemente* ausente ..... **8**
- Lobo jugal da asa posterior igual a pelo menos 1/4 do comprimento do lobo anal (Fig. 8.10); escopa *normalmente* presente ..... **APINAE**
8. Tíbia posterior com apenas um esporão, este largamente pectinado (Fig. 8.137); escopa presente; arólios ausentes ..... **APINAE**
- Tíbia posterior com dois esporões relativamente retos, ciliados ou serrados (Fig. 8.6) ..... **9**

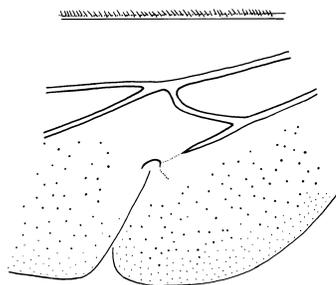


Fig. 8.5 - Detalhe da asa posterior de *Mesoplia* (♀).

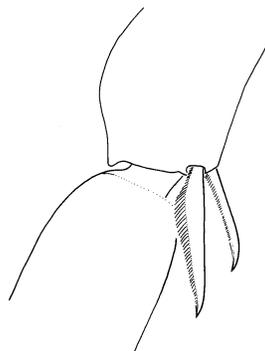


Fig. 8.6 - Esporões da tíbia posterior de *Paratetrapedia* (*Xanthopedia*) (♀).

9. Arólios extremamente pequenos; escopa presente; terceira célula submarginal mais longa que as demais ..... **APINAE**
- Arólios de tamanho normal; escopa ausente; quando três células submarginais presentes, a primeira é a mais longa ..... **10**
10. Coxa anterior quadrangular, dando origem ao trocanter a partir de seus ângulos distais externos (os trocateres, por isto, distantes um do outro); axila *quase sempre* expandida em ângulo agudo ou espinho (Fig. 8.7); E6 da fêmea invaginado, seu disco reduzido e as porções laterais distais formando um par de expansões denteadas ou espinhosas (Fig. 8.142) ..... **NOMADINAE**
- Coxa anterior mais ou menos triangular, trocateres *normalmente*, originando-se no ápice das coxas, próximos um do outro (às vezes lateralmente a um espinho apical); margens externas da axila *usualmente* arredondadas; E6 da fêmea não muito invaginada, seu disco não muito reduzido, expansões espinhosas, se presentes, curtos ou meros lobos ..... **11**
11. Margem mediana da coxa frontal com carena (usualmente curvada e estendendo-se através da base da coxa) (Fig. 8.16); E6 da fêmea sem cerdas espiniformes, dobrado longitudinalmente, formando uma proteção tubular para o ferrão ..... **APINAE**
- Margens mediana e basal da coxa anterior sem carena; E6 da fêmea bifido a subtruncado com cerdas espiniformes de ponta grossa ..... **NOMADINAE**

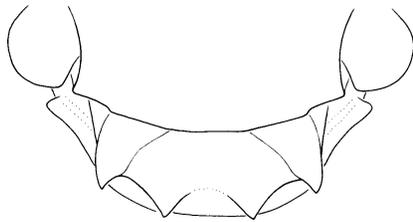


Fig. 8.7 - Escutelo de *Rhinepeolus* (♂), vista dorsal.

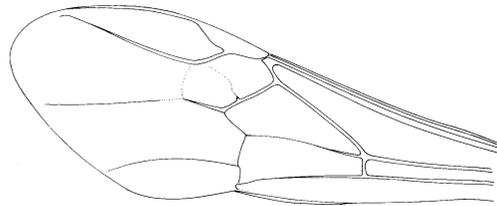


Fig. 8.8 - Asa anterior de *Schwarziana*.

### 8.1. APINAE [692]

Ocorre em todo o mundo, sendo um grupo muito diversificado, morfológica e comportamentalmente. Como considerada aqui, reúne 17 tribos (13 representadas no Brasil) incluídas, até pouco tempo atrás, na subfamília Anthophorinae de Anthophoridae e na família Apidae das classificações tradicionais recentes. Dessas tribos, seis (cinco presentes no Brasil) incluem apenas espécies parasitas dos ninhos de outras abelhas. Espécies parasitas ocorrem, também, em outras duas tribos.

As relações filogenéticas entre os grupos de Apinae ainda não estão bem entendidas. Roig-Alsina & Michener (1993) encontraram, dentro da subfamília, uma linhagem que se apresentou consistentemente monofilética em todas as suas análises e que Silveira (1993) chamou de “apine line”. Esta linhagem é constituída por dois clados principais – um constituído por Anthophorini + Centridini e, o outro, pelas abelhas corbiculadas (Euglossina, Bombina, Meliponina e Apina – aqui tratadas, em conjunto, como tribo Apini). As análises de Silveira (1995a) indicam, ainda, uma relação próxima entre Ancylini (que não ocorre no Brasil) e Eucerini e destas com Exomalopsini. Suas análises sugerem, ainda, que Teratognathini (não presente no Brasil) seja o grupo irmão de Eucerini. Esta hipótese, entretanto, é sustentada

por poucos caracteres e merece ser mais bem avaliada. O entendimento das relações entre estas linhagens e as demais tribos e entre as demais tribos de Apinae ainda depende de mais estudos.

De grande interesse são as afinidades filogenéticas das tribos parasitas. Já foi dito, acima, que essas abelhas tendem a convergir morfológicamente, de tal forma que mesmo grupos situados em famílias diferentes apresentam grande similaridade, pelo menos superficialmente. Embora em clados muito antigos, como Nomadinae, diferentes grupos tenham se tornado capazes de parasitar ninhos de espécies filogeneticamente distantes (de outras famílias, por exemplo), aceita-se que, normalmente, as relações entre parasitas e hospedeiros iniciam-se entre espécies proximamente relacionadas, talvez a partir de comportamentos esporádicos de usurpação de ninhos e/ou parasitismo facultativo (Roubik, 1989 e referências aí citadas). No caso de Apinae parasitas, isto foi confirmado para as relações entre espécies de *Coelioxoides*, cujos hospedeiros, constatou-se recentemente, são espécies de *Tetrapedia*. Roig-Alsina (1990) demonstrou que estes dois gêneros são grupos irmãos e eles estão, hoje, incluídos em uma única tribo. Presume-se, ainda, que outros grupos cleptoparasitas de Apinae derivem de ancestrais compartilhados com seus hospedeiros atuais. Seriam exemplos, Ericrocidini e Centridini, Osirini e Tapinotaspidini, Protepeolini e Emphorini e *Rhathymus* e *Epicharis*. Essas hipóteses, entretanto, ainda não foram confirmadas por análises filogenéticas.

### Chave para as Tribos de Apinae presentes no Brasil (Modificada de Michener 1944 e Roig-Alsina, 1991)

1. Escutelo projetado posteriormente sobre o metanoto (Figs. 8.1, 8.2), se deixando parte do metanoto exposta, *então*, abelhas com venação alar reduzida, células submarginais apenas fracamente indicadas (Fig. 8.8); placas basitibial e pigidial sempre ausentes. Fêmea: aparato para transporte de pólen na perna posterior, *quando presente*, transformado em corbícula (Fig. 8.3); margem apical interna da tibia posterior de fêmeas não parasitas (exceto rainhas de espécies eussociais) com fileira de cerdas grossas (rastelo) (Fig. 8.4); ..... **Apini**
- Escutelo *quase sempre* normal e não projetado sobre o metanoto, se encobrendo metanoto, *então* escutelo bilobado posteriormente e abelhas com pêlos de brilho metálico cobrindo o metassoma; células submarginais sempre delimitadas por veias fortes e evidentes; placas basitibial e pigidial presentes ou não. Fêmea: escopa, quando presente, normal ..... **2**
2. Segunda abcissa da veia *M+Cu* da asa posterior menos que 2x mais longa do que a veia *cu-a* (Fig. 8.9) e, *normalmente*, não mais que metade da veia *M*; partes distais das asas, *às vezes*, fortemente papiladas, partes basais, *às vezes*, com áreas glabras ..... **3**
- Segunda abcissa da veia *M+Cu* da asa posterior quase ou mais que 2x maior que a veia *cu-a* (Fig. 8.10) e *raramente* mais curta que a metade da veia *M*; asas, *em geral*, mais homoganeamente pilosas e não mais que levemente papiladas apicalmente ..... **9**

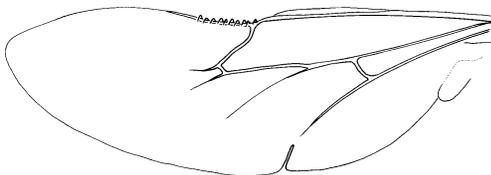


Fig. 8.9 - Asa posterior de *Leiopodus* (♂).

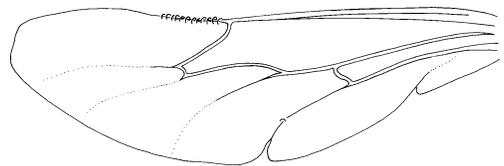


Fig. 8.10 - Asa posterior de *Monoeca* (♂).

3. Lobo jugal da asa posterior com pelo menos metade do comprimento do lobo vanal; escopa *geralmente* constituída apenas por pêlos longos e ramificados ..... 4
  - Lobo jugal da asa posterior não ultrapassando 1/3 do comprimento do lobo vanal; escopa da fêmea, quando presente, constituída por pêlos simples ou por pêlos simples e longos entremeados com pêlos plumosos mais curtos ..... 5
  
4. Célula marginal mais longa que a distância entre seu ápice e o ápice da asa; 1ª célula submarginal (medida em sua margem posterior) mais longa do que as outras, a 2ª menor que todas; mandíbula simples, raramente bidentada ..... **Emphorini**
  - Célula marginal tão longa quanto ou, *normalmente*, bem menor que a distância de seu ápice ao ápice da asa; 2ª célula submarginal tão longa quanto ou maior do que as outras, a 3ª *normalmente* menor que todas; mandíbula dentada ..... **Centridini**
  
5. Asas homogeneamente pilosas, não papiladas apicalmente; célula marginal tão longa quanto ou mais longa que a distância entre seu ápice e o ápice da asa ..... 6
  - Asas inteiramente glabras (ou quase), papiladas apicalmente; célula marginal mais curta que a distância entre seu ápice e o ápice da asa ..... 8
  
6. Dente interno das garras tarsais modificado em um grande lobo com ápice truncado (Fig. 8.11); abelhas de tamanho médio a grande, com pelo menos 11 mm de comprimento. Fêmea: escopa ausente ..... **Rhathymini**
  - Garras tarsais normais, dente interno pontiagudo (Fig. 8.12); abelhas de tamanho médio a pequeno, no máximo com 13 mm de comprimento. Fêmea: escopa variável, *frequentemente* presente ..... 7

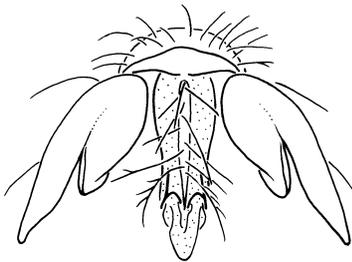


Fig. 8.11 - Garras tarsais de *Rhathymus* (♂).

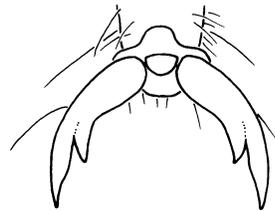


Fig. 8.12 - Garras tarsais de *Tetrapedia* (♂).

7. Arólhos ausentes (Fig. 8. 12); esporão da tibia média largo, serreado em ambos os lados e com denticulos aumentando em direção ao ápice do esporão; pedicelo mais longo do que largo, cônico; F2 de tamanho semelhante a F3; nas espécies não parasitas, apenas um esporão na tibia posterior de machos e fêmeas ..... **Tetrapediini**
  - Arólhos presentes; esporão da tibia média serreado apenas na borda posterior, com denticulos de tamanho semelhantes ou diminuindo em direção ao ápice do esporão; pedicelo *normalmente* tão longo quanto largo, arredondado; se pedicelo longo, *então*, F2 menor que F3; dois esporões na tibia posterior ..... **Tapinotaspidini**
  
8. Segunda abcissa da veia *M+Cu* da asa posterior mais curta que a veia *cu-a*, às vezes, virtualmente ausente (Fig. 8.5); ângulo posterior da mandíbula sob o eixo médio do olho; escopa ausente; garras tarsais com grande lobo ou dente basal interno; esporão da tibia média grande, bifido ou multidentado (Fig. 8.13) ..... **Ericrocidiini**

- Segunda abscissa da veia *M+Cu* da asa posterior mais ou menos do mesmo tamanho de *cu-a*; ângulo posterior da mandíbula sob a margem posterior do olho; escopa presente na fêmea; garras tarsais do macho fendidas, da fêmea com dente médio interno; esporão da tíbia média simples ..... **Anthophorini**
- 9. Paraglossa tão longa quanto os 2 primeiros palpômeros do palpo labial juntos (estendendo-se além da gálea quando a língua está estendida); lobo jugal da asa posterior com cerca da metade do comprimento do lobo vanal; antena do macho *normalmente* muito alongada ..... **Eucerini**
- Paraglossa menor que o 1º palpômero do palpo labial (escondido entre a gálea e a glossa quando a língua está estendida); lobo jugal da asa posterior *normalmente* menor que a metade do comprimento do lobo vanal; antena do macho não excessivamente alongada ..... **10**
- 10. Placa basitibial presente em ambos os sexos, na fêmea com área pilosa aveludada central, separada da margem lisa por um sulco (Fig. 8.14); esporão da tíbia anterior com projeção espiniforme na porção basal ('tronco') (Fig. 8.15); corpo coberto *predominantemente* por pilosidade longa e ereta. Fêmea: escopa presente, bem desenvolvida ..... **Exomalopsini**
- Placa basitibial ausente em ambos os sexos; esporão da tíbia anterior não modificado; corpo coberto *predominantemente* por pilosidade curta e decumbente. Fêmea: escopa ausente ..... **11**



Fig. 8.13 - Tibia e esporão médios de *Acanthopus* (♂), vista lateral.

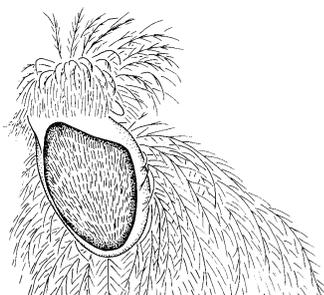


Fig. 8.14 - Placa basitibial de *Exomalopsis* (♀).



Fig. 8.15 - Esporão da tíbia anterior de *Exomalopsis* (♀).

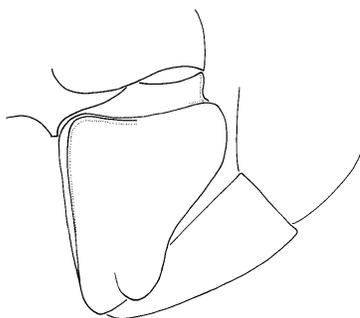


Fig. 8.16 - Coxa anterior de *Osiris* (♀), vista ventral.

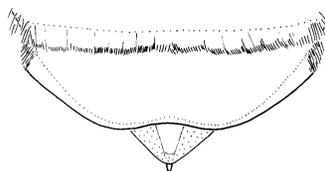


Fig. 8.17 - Ápice do metassoma de *Isepeolus* (♀), vista dorsal.

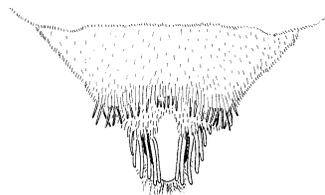


Fig. 8.18 - Ápice do metassoma de *Leiopodus* (♀), vista dorsal.

11. Pontuação pilígera *predominantemente* fina e pouco conspícua; coxa anterior com carena ventral ao longo de sua margem interna e, às vezes, também ao longo da margem basal (Fig. 8.16); membrana cervical com esclerito redondo ventral; F1 menos que 1,5x mais longo que F2; muitas espécies com integumento predominantemente testáceo ..... **Osirini**
- Pontuação pilígera *predominantemente* grossa e conspícua; coxa anterior sem carena, margem ventral interna arredondada; membrana cervical no máximo com leve esclerotinização ventral; F1 pelo menos 1,5x mais longo que F2; integumento, *em geral*, preto, no máximo com áreas castanho-avermelhadas ..... **12**
12. Fêmea: T6 com o ápice amplo, emarginado medianamente e com a franja marginal de pêlos mais longa dos lados (Fig. 8.17). Macho: mandíbula com pêlos longos e esparsos na superfície externa ..... **Isepeolini**
- Fêmea: T6 com ápice estreito, espatulado, bordado por setas espiniformes (Fig. 8.18). Macho: mandíbula com denso tufo de pêlos na superfície externa ..... **Protepeolini**

### 8.1.1. ANTHOPHORINI [1]

É mais comum no Velho Mundo, embora ocorra também nas Américas; é rara, entretanto, nos trópicos americanos. Suas abelhas são grandes, robustas e pilosas, nidificam no solo e são todas solitárias. Aqui é considerada no sentido mais amplo adotado por Michener (2000), incluindo o grupo de gêneros reunido por outros autores em Habropodini. Assim definida, a tribo é dividida em 7 gêneros. Apenas *Anthophora*, representado por um dos seus 14 subgêneros (*Mystacanthophora* Brooks, 1988) está presente no Brasil.

### Gênero *Anthophora* Latreille, 1802 [1]

É representado no Brasil por uma única espécie descrita: *Anthophora* (*Mystacanthophora*) *paranensis* Holmberg, 1903 [MG, PR, SP]. Além desta, há uma espécie não descrita da Serra do Mar, no Rio de Janeiro.

### 8.1.2. APINI [303]

Como considerada aqui, corresponde à família Apidae de outros autores (por exemplo, Michener, 1974). A classificação seguida aqui é aquela sugerida por Roig-Alsina (em Roig-Alsina & Michener, 1993). Há, porém, um problema nomenclatural decorrente da adoção da categoria de subtribo para o qual não temos solução no momento: Bombina, aqui tratada como a subtribo contendo o gênero *Bombus*, é homônima de *Bombina* Oken, 1816, um gênero de Anura da região paleártica. A tribo Apini reúne abelhas pequenas a grandes cuja principal característica morfológica é a presença da corbícula nas fêmeas. A presença de algum nível de organização social é característica de todas as subtribos e colônias de organização complexa ocorrem em todas as espécies das subtribos Meliponina, Apina e Bombina (exceto as espécies de *Psithyrus*, que são parasitas sociais).

### Chave para as Subtribos de Apini presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 1990)

1. Esporões tibiais posteriores ausentes; arólios presentes; lobo jugal da asa posterior presente; labro 3 ou 4x mais largo do que longo; célula marginal aberta ou com veias finas ou evanescentes distalmente (se completamente delimitada por veias fortes, pelo menos 2x maior que a distância de seu ápice ao ápice da asa) ..... **2**
- Esporões tibiais posteriores presentes; arólios muito reduzidos ou ausentes; lobo jugal da asa posterior ausente ou muito reduzido; labro no máximo 2x mais largo do que longo; ápice da célula marginal completamente delimitado por veias fortes e separado do ápice da asa por uma distância igual a pelo menos metade do comprimento da célula ..... **3**

2. Célula marginal aberta (ou limitada por veias fracas), afinando-se a partir da base larga (Fig. 8.8); 2ª veia recorrente ausente; pterostigma de tamanho moderado a grande, estendendo-se bem além da base da veia 2ª r-rs. Fêmea: garras tarsais simples; ferrão atrofiado ..... **Meliponina**
  - Célula marginal completa, com lados paralelos em parte de seu comprimento; 2ª veia recorrente presente; pterostigma minúsculo, não afinando-se além da base da veia 2ª r-rs. Fêmea: garras tarsais fendidas; ferrão bem desenvolvido ..... **Apina**
  
3. Língua, em repouso, atingindo pelo menos a base do metassoma; escutelo sobrepondo-se ao metanoto e propódeo. Macho: tibia posterior intumescida e com uma fenda pilosa na metade apical da margem posterior (Figs. 8.21, 8.22) ..... **Euglossina**
  - Língua, em repouso, *normalmente* não ultrapassando a coxa média; escutelo arredondado posteriormente, sobrepondo-se ao metanoto mas não ao propódeo. Macho: tibia posterior nem intumescida, nem com fenda pilosa ..... **Bombina**

#### 8.1.2.1. Apina [1]

Contém apenas o gênero *Apis*. Apina é mais diversificada nas regiões tropicais da Ásia e África e era restrita ao Velho Mundo até que *A. mellifera* fosse introduzida nos demais continentes para a produção comercial de mel. Suas espécies são médias a grandes e pilosas e seus ninhos são expostos ou em cavidades pré-existentes. Todas as espécies são eussociais. No Brasil é representada por híbridos de várias subespécies européias e uma subespécie africana de *A. mellifera* Linnaeus, 1758. Esta espécie ocorre em todo o país.

#### 8.1.2.2. Bombina [6]

Reúne as mamangabas sociais. Apesar de ocorrer em todo o mundo (exceto Austrália), é um grupo especialmente bem adaptado aos climas frios, estando melhor representado na região holártica, principalmente Eurásia. A subtribo contém apenas um gênero: *Bombus*. Além de espécies “primitivamente” eussociais, o gênero inclui, ainda, espécies parasitas (que não ocorrem no Brasil) dos ninhos de outras espécies do gênero. Estas eram classificadas separadamente no gênero *Psithyrus* Lepeletier, incluído recentemente em *Bombus* por Michener (2000).

#### **Gênero *Bombus* Latreille, 1802 [6]**

É um grupo bastante homogêneo. Entretanto, devido à sua enorme riqueza em espécies (estimada em 250 por Michener, 2000), muitas têm sido as tentativas de dividi-lo em gêneros e subgêneros. Um sumário das várias propostas de classificação do grupo pode ser encontrado em Michener (2000), que divide-o em 37 subgêneros (incluindo *Psithyrus*). Seus ninhos são construídos em cavidades pré-existentes (ninhos abandonados de roedores e termiteiros) ou sob moitas de capim. É representado no Brasil por apenas seis espécies, todas incluídas no subgênero *Fervidobombus* Skorikov: *atratus* Franklin, 1913 [BA, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RO, RS, SC, SP], *bellicosus* Smith, 1879 [PR, RS], *brasiliensis* Lepeletier, 1836 [ES, GO, MG, MS, PR, RJ, SC, SP], *brevivillus* Franklin, 1913 [AP, BA, CE, ES, GO, MT, PA, PB, PE, RJ, RN], *morio* (Swederus, 1787) [BA, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP] e *transversalis* (Olivier, 1789) [AC, AM, AP, MT, PA, RO]. Estas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave de Moure & Sakagami (1962).

O registro de *B. brevivillus* no sul de Minas Gerais (em Moure & Sakagami, 1962), provavelmente deve-se a erro de identificação (Moure, inf. pessoal). A espécie talvez ocorra, entretanto, no norte do estado, no domínio da caatinga.

#### 8.1.2.3. Euglossina [104]

É um grupo amplamente distribuído na região neotropical, ocorrendo do norte da Argentina ao sul dos Estados Unidos. Ocorre em diferentes biomas, mas é mais diversificado

nas florestas úmidas. Reúne abelhas grandes e robustas que comumente apresentam colorido metálico vivo. Seus ninhos podem ser expostos mas, normalmente, são construídos em cavidades pré-existent em barrancos, árvores etc. Uma característica marcante das espécies desta subtribo é o fato de seus machos coletarem substâncias aromáticas, geralmente produzidas em flores de Orchidaceae, Araceae, Gesneriaceae ou Solanaceae mas, também, por fungos e outras fontes. Rebêlo (2001) fornece listas de iscas aromáticas atrativas e plantas sabidamente fornecedoras de compostos odoríferos para as espécies da subtribo. A utilidade dessas substâncias para as abelhas ainda não é conhecida mas acredita-se que tenham alguma função em sua biologia reprodutiva. Dos cinco gêneros da subtribo, dois (*Exaerete* e *Aglae*) contêm exclusivamente espécies parasitas nos ninhos de outras euglossinas. A maioria das espécies é solitária mas pelo menos algumas *Euglossa* e, aparentemente, todas as *Eulaema* constituem colônias parassociais com várias fêmeas. Não se tem questionado a monofilia dos gêneros de Euglossina mas as relações filogenéticas entre eles têm sido motivo de debate na literatura. Nos resultados de Kimsey (1982) e Oliveira (2000), *Aglae* apresenta-se como o grupo basal da tribo e *Eufriesea* e *Eulaema* como grupos irmãos. Nesses trabalhos, o clado constituído por estes dois gêneros foi considerado como o grupo irmão de *Euglossa* (Oliveira, 2000) ou de *Euglossa* + *Exaerete* (Kimsey, 1982). As análises de Kimsey (1987), muito criticadas por Michener (1990) e Oliveira (2000), resultaram em outra hipótese, segundo a qual *Euglossa* seria o grupo basal da subtribo, *Exaerete* o próximo gênero a se diferenciar e *Eufriesea* o grupo irmão de *Aglae* e *Eulaema*. Engel (1999) apresenta, ainda, uma outra alternativa, segundo a qual *Aglae* e *Eulaema* constituiriam um clado, irmão do restante dos gêneros, com *Eufriesea* originando-se em seguida, como grupo irmão de *Euglossa* + *Exaerete*.

**Chave para os Gêneros de Euglossina presentes no Brasil**  
(Modificada de Kimsey, 1982 e Michener, 2000)

- 1. Tíbia posterior 3-4x mais longa que larga na altura dos esporões (Fig. 8.19); asas homogeneamente fuscas. Fêmea: tíbia posterior sem corbícula, um pouco intumescida (parasitas) (Fig. 8.19) .. 2
- Tíbia posterior 1-2x mais longa que larga na altura dos esporões (Figs. 8.20, 8.21, 8.22); asas com reflexos castanhos ou metade negras e metade brancas. Fêmea: tíbia posterior com corbícula, achatada (Fig. 8.20) ..... 3

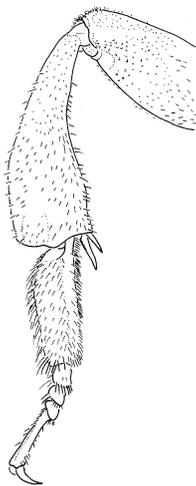


Fig. 8.19 - Perna posterior de *Exaerete* (♀), vista externa.

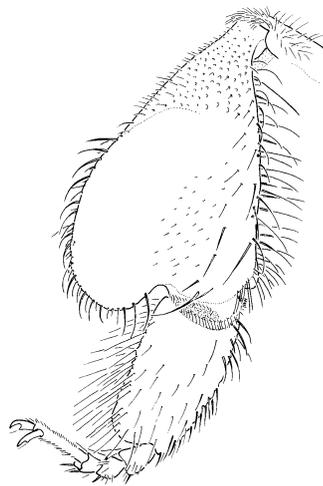


Fig. 8.20 - Perna posterior de *Euglossa* (♀), vista externa.

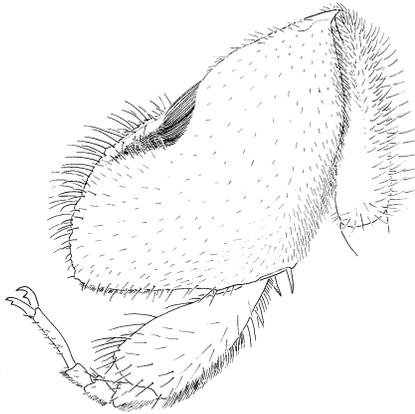


Fig. 8.21 - Perna posterior de *Euglossa* (♂), vista externa.

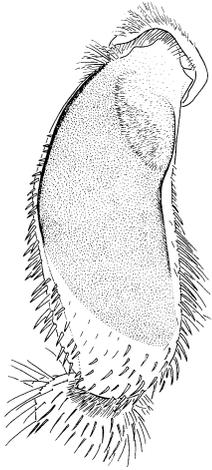


Fig. 8.23 - Tibia média de *Eulaema* (♂), vista externa.

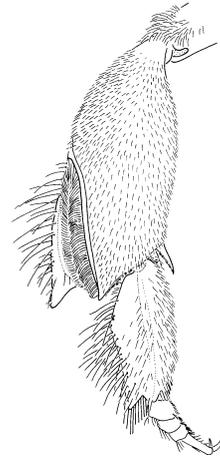


Fig. 8.22 - Perna posterior de *Eulaema* (♂), vista externa.

2. Fêmur posterior esguio e não modificado; tibia posterior reta e afinada apicalmente; escutelo plano, truncado posteriormente ..... **Aglae**
  - Fêmur posterior intumescido e, *normalmente*, com dentículo ventral; tibia posterior encurvada e alargada distalmente, formando um triângulo alongado; escutelo convexo dorsalmente, com 2 tubérculos dorso-laterais ..... **Exaerete**
  
3. Labro esbranquiçado com 2 marcas ovais translúcidas; região parocular *normalmente* com estria branca. Macho: tibia média com 2 ou, às vezes, um ou 3 pequenos coxins junto à base da área aveludada; fenda da tibia posterior nunca atingindo a margem distal da tibia, cuja margem distal é arredondada, sem pontas (Fig. 8.21) ..... **Euglossa**
  - Labro de colorações escuras; margem ocular anterior sem marcas brancas. Macho: tibia média com apenas um coxim relativamente grande junto à base da área aveludada (Fig. 8.23); fenda da tibia posterior atingindo a margem distal da tibia, cuja margem distal é dotada de uma projeção pontiaguda de cada lado do sulco (Fig. 8.22) ..... **4**

4. Palpo labial com 2 palpômeros; face castanha a negra, com marcas brancas no clipeo em algumas espécies; clipeo sempre com apenas uma carena longitudinal mediana. Fêmea: com tufo de pêlos negros no disco do escutelo ..... ***Eulaema***
- Palpo labial com 4 palpômeros; face metálica, sem marcas brancas no clipeo; clipeo sem carenas ou com uma ou mais carenas medianas. Fêmea: sem tufo de pêlos no escutelo ..... ***Eufriesea***

### **Gênero *Aglae* Lepeletier & Serville, 1825 [1]**

É um gênero monotípico, raro e restrito à região amazônica e Panamá. Pouco é conhecido sobre sua biologia mas sabe-se que suas fêmeas são cleptoparasitas dos ninhos de *Eufriesea* e *Eulaema*. Sua única espécie é *coerulea* Lepeletier & Serville, 1825 [AC, AM, AP, PA].

### **Gênero *Eufriesea* Cockerell, 1909 [32]**

Este gênero reúne abelhas relativamente grandes e robustas, freqüentemente com bonitos padrões de cores. Seus ninhos constituem-se de células construídas com partículas de cascas de árvores cimentadas com resina em frestas ou cavidades em troncos, rochas ou termiteiros. Aparentemente, todas as suas espécies são solitárias, embora algumas construam seus ninhos em grandes agregações. Elas são freqüentemente sazonais e, pelo menos no sudeste e sul brasileiros, estão ativas apenas durante uns poucos meses na estação chuvosa. Normalmente, suas espécies são relativamente raras. Os principais trabalhos sobre a taxonomia do gênero são os de Moure (1976, 1999 – como *Euplusia*) e o de Kimsey (1982). A maior parte das espécies do gênero foi descrita e/ou incluída em *Euplusia* Moure, que foi posto em sinonímia por Kimsey (1982). A chave mais completa para as espécies do gênero é a de Kimsey (1982). Entretanto, várias espécies foram descritas após a publicação desse trabalho e, além disto, sua autora parece ter interpretado mal algumas delas (p. ex., Moure, 1999b). As espécies que ocorrem no Brasil são as seguintes: *aeniventris* (Mocsáry, 1896) [ES, MG, RJ, SP], *aridicola* (Moure, Neves & Viana, 2001) [BA], *auriceps* (Friese, 1899) [ES, GO, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP], *auripes* (Gribodo, 1822) [AM], *brasilianorum* (Friese, 1899) [ES], *concava* (Friese, 1899) [BA, PA], *convexa* (Friese, 1899) [AM], *danielis* (Schrottky, 1907) [ES, MS, PA, RJ, RS, SC, SP, TO], *distinguenda* (Gribodo, 1882) [ES, PR, SP], *duckei* (Friese, 1923) [ES, SP], *elegans* (Lepeletier, 1841) [AP, PA], *faceta* (Moure, 1999) [BA, SC], *fallax* (Smith, 1854) [AM, PA, PI], *flaviventris* (Friese, 1899) [AM, PA], *formosa* (Mocsary, 1908) [AM], *fragocara* (Kimsey, 1977) [RO], *laniventris* (Ducke, 1902) [PA], *limbata* (Mocsary, 1897) [PA, PI], *mussitans* (Fabricius, 1787) [ES, MT, PA, RJ], *nigrescens* (Friese, 1923) [PA], *nigrohirta* (Friese, 1899) [MG, PA], *nordestina* (Moure, 1999) [BA?, PB], *ornata* (Mocsary, 1896) [AM, BA, ES, MA, MG, PA], *pulchra* (Smith, 1854) [AM, PA, SP], *purpurata* (Mocsáry, 1896) [AM, AP, BA, MT, PA, RJ, RO, SP], *smaragdina* (Perty, 1833) [ES, MG, SC, SP, PR], *superba* (Hoffmannsegg, 1817) [AM, ES], *surinamensis* (Linnaeus, 1758) [AC, AM, BA, ES, MG, MT, PA, PI, RJ, SP], *theresia* (Mocsáry, 1908) [AM], *vidua* (Moure, 1976) [AM], *violacea* (Blanchard, 1840) [ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP], *violacens* (Mocsáry, 1898) [ES, GO, MG, PA, SC, SP]. Além dessas espécies, existe uma, nova, na Bahia, a que Neves & Viana (1999) referem-se pelo *nomen nudum* *E. melaena* Moure.

A referência à ocorrência de *Ef. nigrohirta* no Pará pode se dever a erro de etiquetagem, uma vez que ela não tem sido coletada na Amazônia e que todos os exemplares capturados posteriormente são provenientes de campos rupestres no estado de Minas Gerais. Existe a interessante possibilidade, entretanto, de que o tipo tenha sido capturado em algum dos campos rupestres do Pará (como os da Serra dos Carajás, por exemplo).

### **Gênero *Euglossa* Latreille, 1802 [56]**

É o mais diversificado dos gêneros de Euglossina e, também, o que contém as menores abelhas dentro da subtribo. Seus indivíduos normalmente são verde ou azul metálicos e várias das espécies caracterizam-se por áreas de coloração vermelha, acobreada ou violeta. Os

ninhos de algumas delas, construídos como uma urna de resina, são expostos sobre ramos ou gravetos. A maioria das espécies, entretanto, constrói suas células de resina aglomeradas dentro de cavidades pré-existentes em ramos ou troncos de árvores, em barrancos ou em edificações. A maioria delas é solitária mas, em alguns casos, várias fêmeas podem dividir cooperativamente um mesmo ninho. Embora raramente vistas nas flores, muitas das *Euglossa* são muito abundantes em amostras obtidas com iscas aromáticas. Suas espécies distribuem-se do Paraguai até o México. O tratamento infra-genérico mais abrangente para o gênero foi publicado por Dressler (1978). Posteriormente, mais dois subgêneros foram estabelecidos por Dressler (1982) e Moure (1989). Embora seja possível que esses subgêneros sejam monofiléticos, seu reconhecimento, entretanto, nem sempre é fácil e, por isto, eles não foram considerados por Michener (2000).

### Chave para os Subgêneros de *Euglossa* presentes no Brasil (Machos)

(Adaptada de Bonilla-Gómez & Nates-Parra, 1992)

1. Esporão da tíbia média presente; largura da tíbia média cerca de 1/3 de seu comprimento; margem posterior do basitarso médio com apenas um lobo basal, o basitarso com largura aproximadamente uniforme em direção ao ápice ..... **2**
  - Esporão da tíbia média ausente; tíbia média bastante inchada, sua largura aproximadamente a metade de seu comprimento; margem posterior do basitarso médio com um amplo lobo na metade do comprimento do basitarso, além do lobo basal ..... ***Glossuropoda***
2. Cochim anterior da tíbia média inteiro; tufos pilosos esternais presentes ou ausentes; língua de comprimento quase tão longo quanto ou muito mais longo que o corpo ..... **3**
  - Cochim anterior da tíbia média dividido, bilobado ou encurvado; tufos pilosos esternais pequenos e muito separados; língua mais curta que o corpo ..... ***Euglossa s.str.***
3. Cochim anterior da tíbia média maior que o posterior; E2 com tufos pilosos *geralmente* pequenos e muito separados e com depressões semicirculares presentes ou ausentes ..... **4**
  - Cochim anterior da tíbia média semelhante, menor ou ligeiramente maior que o posterior (às vezes, muito próximos, dando a impressão de ser apenas um); E2 com fendas diagonais abertas ..... ***Glossura***
4. Basitarsos médios longos e delgados, tarsos posteriores muito longos; mandíbula tridentada; E2 com tufos de pêlos pequenos e amplamente separados ..... ***Euglossella***
  - Basitarsos médios curtos e dilatados; mandíbula bi ou tridentada; E2 com ou sem depressões semicirculares ..... ***Glossurella***

#### Subgênero *Euglossa* Latreille, 1802 s. str. [30]

Este é o mais diversificado dos subgêneros de *Euglossa*, reunindo 57 espécies que se distribuem do Rio Grande do Sul, Paraguai e Bolívia até o México. É representado no Brasil pelas seguintes espécies: *amazonica* Dressler, 1982 [AM, MG, PA], *analís* Westwood, 1840 [AM, BA, ES, MG], *aureiventris* Friese, 1899 [AM, ES, PA], *auriventris* Friese, 1925 [AC], *avicula* Dressler, 1982 [AM, ES, MG], *bidentata* Dressler, 1982 [AM, PA], *chlorina* Dressler, 1982 [ES], *cognata* Moure, 1970 [AM, BA, ES, MG, PA, RJ], *cordata* (Linnaeus, 1758) [AM, BA, CE, ES, GO, MA, MG, PA, PB, RS, SP], *fimbriata* Rebêlo & Moure, 1995 [BA, ES, MA, MG, RJ, SP], *gaianii* Dressler, 1982 [AM, BA, ES, MA, MG, PA], *ioprosopa* Dressler, 1982 [AM, PA], *iopyrrha* Dressler 1982 [AM, BA, PA], *lazulina* Friese, 1923 [PA], *leucotricha* Rebêlo & Moure, 1995 [ES, MG, SP], *liopoda* Dressler, 1982 [AM, BA, MA, MG, PA], *magnipes* Dressler, 1982 [ES, PA], *melanotricha* Moure, 1967 [BA, GO, MA, MG,

MT, SP], *mixta* Friese, 1899 [AM, ES, PA, SP], *modestior* Dressler, 1982 [AM, ES, MA, MG, PA, SP], *mourei* Dressler 1982 [AM, ES], *pictipennis* Moure, 1943 [SP], *platymera* Dressler, 1982 [AM], *pleosticta* Dressler, 1982 [BA, ES, MG, RJ, SP], *retroviridis* Dressler, 1982 [AM, ES, PA], *securigera* Dressler, 1982 [AM, BA, ES, MA, MG, SP], *townsendi* Cockerell, 1904 [BA, ES, MG, SP], *truncata* Rebêlo & Moure, 1995 [BA, MA, MG, PR, SP], *variabilis* Friese, 1899 [AM, AP, PA] e *violaceifrons* Rebêlo & Moure, 1995 [ES, SP].

#### **Subgênero *Euglossella* Moure, 1967 [6]**

Reúne cerca de 10 espécies, distribuídas da Bolívia, Paraguai e sul do Brasil até a Costa Rica. Um fato interessante sobre as abelhas deste grupo é que seus machos nunca foram coletados em iscas aromáticas, mesmo em áreas onde sua ocorrência é conhecida. Na Zona da Mata de Minas Gerais, os machos de *E. mandibularis* coletam compostos odoríferos nas flores de *Cyphomandra calycina* (Solanaceae – Soares *et al.*, 1989). As espécies deste subgênero conhecidas no Brasil são: *cyanochlora* Moure, 1995 [BA], *decorata* Smith, 1874 [AM, AP, MA, MG, PA], *mandibularis* Friese, 1899 [MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *perfulgens* Moure, 1967 [AM], *polita* Ducke, 1902 [AM, PA] e *viridis* (Perty, 1833) [AM].

#### **Subgênero *Glossura* Cockerell, 1917 [8]**

Como em *Glossuropoda*, as espécies deste subgênero são relativamente grandes quando comparadas às demais *Euglossa*. Elas ocorrem desde a Argentina, Paraguai e Bolívia até a Costa Rica. No Brasil é representado por: *annectans* Dressler, 1982 [ES, MG, RJ, SC, SP], *chalybeata* Friese, 1925 [AM, AP, BA, ES, MA, PA], *ignita* (Smith, 1854) [AM, AP, ES, MA, PA, PB], *imperialis* Cockerell, 1922 [AM, BA, ES, MA, MG, PA, SP], *iopoecila* Dressler, 1982 [AM, AP, BA, MA, PA, PR, SP], *piliventris* Guérin, 1845 [AM, AP, MA, PA], *rugilabris* Moure, 1967 [AM] e *stellfeldi* Moure, 1947 [PR].

#### **Subgênero *Glossurella* Dressler, 1982 [9]**

Este grupo tem sua ocorrência restrita às áreas mais quentes das Américas, estando representado dos estados de Minas Gerais e Rio de Janeiro até o México. No Brasil são conhecidas: *augaspis* Dressler, 1982 [AM, ES], *carinilabris* Dressler, 1982 [BA, ES], *crassipunctata* Moure, 1968 [AM, ES, MG, PB], *laevicincta* Dressler, 1982 [AM], *parvula* Dressler 1982 [AM, ES, PA], *prasina* Dressler, 1982 [AM], *sapphirina* Moure, 1968 [BA, ES, MG, RJ], *stilbonata* Dressler, 1982 [AM, PA] e *viridifrons* Dressler, 1982 [AM, PA].

#### **Subgênero *Glossuropoda* Moure, 1989 [3]**

Este subgênero foi proposto por Moure (1989) para abrigar um pequeno grupo de espécies anteriormente colocadas dentro de *Glossura*. Reúne apenas três espécies, restritas à bacia amazônica (Brasil e países vizinhos). Em nosso país, é representado por: *hugonis* Moure, 1989 [AM, PA], *intersecta* Latreille, 1938 [AM, AP, MA, PA], e *juremae* Moure, 1989 [PA].

### **Gênero *Eulaema* Lepeletier, 1841 [11]**

*Eulaema* reúne 22 espécies (mais cinco por descrever), distribuídas desde o Rio Grande do Sul, Argentina e Paraguai até o México. Seus ninhos são cachos de células ovais construídas de barro ou fezes, misturados com secreções glandulares ou resina. As células são abrigadas em cavidades no solo, barrancos, troncos de árvore etc. É comum que uma ou mais fêmeas de uma mesma geração compartilhem um mesmo ninho, cada qual trabalhando em suas próprias células. A filogenia, taxonomia e distribuição geográfica das espécies deste gênero foi estudada recentemente por Oliveira (2000), que confirmou a monofilia dos dois subgêneros propostos por Moure (1950b). As espécies do gênero podem ser identificadas com auxílio da chave de Oliveira (2000).

## Chave para os Subgêneros de *Eulaema* presentes no Brasil (modificada de Moure, 1950b)

1. Pelo menos T1 e T2 negros, sem reflexos metálicos; área malar curta. Macho: face com desenhos amarelo-esbranquiçados; E5 normal; E6 mais ou menos triangular ..... ***Apeulaema***
- Pelo menos T1 e T2 verde-azul-metálicos; área malar relativamente longa, em geral igual ou maior que o diâmetro flagelar. Macho: face sem desenhos amarelos, E5 e E6 projetado-truncados ..... ***Eulaema***

### Subgênero *Apeulaema* Moure, 1950 [3]

As espécies deste subgênero, seis ao todo, ocorrem desde o Rio Grande do Sul até o sul dos Estados Unidos. Uma delas (*El. nigrita*), comum em áreas abertas, é uma das poucas espécies com registro na caatinga. As espécies conhecidas no Brasil são: *cingulata* (Fabricius, 1804) [AC, AL, AM, AP, BA, ES, MA, MG, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, SP, TO], *mocsaryi* (Friese, 1899) [AM, AP, MA, MT, PA, PI, RO, RR] e *nigrita* Lepelletier, 1841 [AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RN, RO, RR, RS, SC, SP]. Além dessas espécies, existe uma quarta, reconhecida por Moure e em vias de ser descrita por Oliveira (Oliveira, 2000), que ocorre na Amazônia.

### Subgênero *Eulaema* Lepelletier, 1841 s.str [8]

Reúne 16 espécies (mais três em vias de serem descritas – Oliveira, 2000), a maioria das quais ocorre da bacia amazônica à Guatemala. Oito ocorrem no Brasil, na Amazônia e/ou na mata atlântica. Elas são: *bombiformis* (Packard, 1869) [AC, AM, AP, BA, ES, MA, MT, PA, PB, PE, RO, RR], *flavescens* (Friese, 1899) [BA, ES, PB, PE, RJ] *meriana* (Olivier, 1789) [AC, AM, AP, MA, MT, PA, PB, RO, TO], *nigrifascies* (Friese, 1898) [MS], *peruviana* (Friese, 1903) [AP], *polyzona* (Mocsary, 1897) [AC, AM, AP, ES, GO, MA, MT, PA, RJ, RO, SP], *seabrai* Moure, 1960 [BA, ES, RJ, SP] e *tenuifasciata* (Friese, 1925) [AC, AM, AP, MA, MT, PA, RO]. Além destas, uma outra espécie, reconhecida por Moure e registrada no Mato Grosso e Goiás, está sendo descrita (Oliveira, 2000).

### Gênero *Exaerete* Hoffmannsegg, 1817 [4]

Reúne quatro espécies, todas parasitas de ninhos de *Eulaema* e *Eufriesea*. São abelhas grandes e de colorido verde metálico. O gênero ocorre desde o norte da Argentina até o México, sendo que uma de suas espécies, *Ex. smaragdina*, está presente em toda a área de distribuição do gênero. Todas as espécies estão representadas no Brasil: *dentata* (Linnaeus, 1758) [ES, RJ, SP], *frontalis* (Guérin, 1845) [AC, AM, AP, BA, ES, GO, MA, MT, PA, PB, RO], *smaragdina* (Guérin, 1845) [AM, ES, MA, MG, PB, PR, RJ, SP] e *trochanterica* (Friese, 1900) [AM, AP, PA].

#### 8.1.2.4. *Meliponina* [192]

Reúne as chamadas ‘abelhas indígenas sem ferrão’, entre elas a jataí, a mandaçaia e a irapuá. Esta subtribo é representada por várias centenas de espécies em todas as regiões tropicais do mundo, bem como nas regiões subtropicais do hemisfério sul. São abelhas minúsculas a médias, em geral robustas. Todas as suas espécies são eussociais, embora algumas delas vivam de alimento roubado a colônias de outras espécies. Seus ninhos são, em geral, construídos em cavidades pré-existentes (ocos de árvores, ninhos abandonados de cupins e formigas etc.), mas algumas espécies constroem ninhos expostos. É seguida aqui a classificação de Moure e Camargo, apresentada por exemplo em Moure (1951, 1961) e Camargo & Pedro (1992), em que táxons menores são reconhecidos como gêneros. A única exceção é o grupo contendo *Trigonisca* e formas relacionadas. Classificações alternativas têm sido propostas por outros autores, como por exemplo Michener (1990, 2000), em que são reconheci-

dos gêneros maiores contendo vários subgêneros. Dados moleculares apresentados por Costa et al. (no prelo) dão suporte à classificação de Moure e Camargo, indicando que os caracteres utilizados por Michener (1990, 2000) para propor táxons como *Plebeia s. lato* representam possivelmente simplesiomorfias.

Na chave abaixo, “dentes basais da mandíbula” refere-se aos dentes em posição superior ao longo da margem apical (ou cortante) da mandíbula (considerando a cabeça com as peças bucais voltadas para baixo e a face para a frente). O dente em posição imediatamente abaixo ao dente mais basal é o 2º dente (ou dentículo, quando muito reduzido); aqueles em posição oposta ao dente basal são denominados distais (ou apicais).

**Chave para os Gêneros de Meliponina presentes no Brasil (operárias)**

(Modificada de Michener, 1990 e Moure, 1951a).

1. Abelhas muito pequenas, corpo com 4 mm ou menos de comprimento (não considerando as asas); espaço malar amplo, pelo menos tão longo quanto o diâmetro do flagelo; escutelo pouco projetado sobre o metanoto, em vista dorsal porção medial do metanoto parcialmente visível; cerdas da superfície interna do basitarso posterior formando fileiras transversais (Fig. 8.24); faixa marginal glabra na superfície interna da tibia posterior pelo menos tão larga quanto o diâmetro do flagelo (medida no meio da tibia) ..... **2**

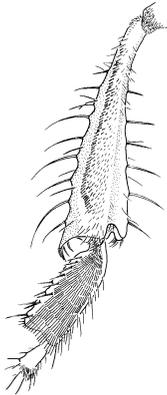


Fig. 8.24 - Tibia e basitarso posteriores de *Trigonisca*, vista interna.

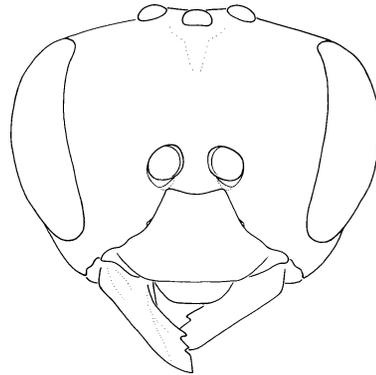


Fig. 8.26 - Cabeça de *Oxytrigona*, vista frontal.

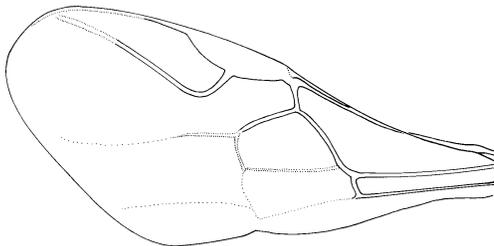


Fig. 8.25 - Asa anterior de *Trigonisca*.

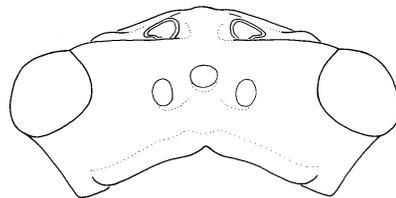


Fig. 8.27 - Cabeça de *Cephalotrigona*, vista dorsal.

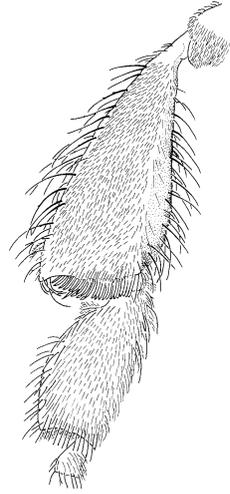
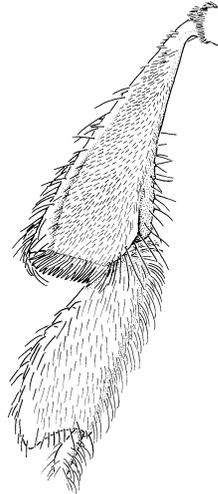
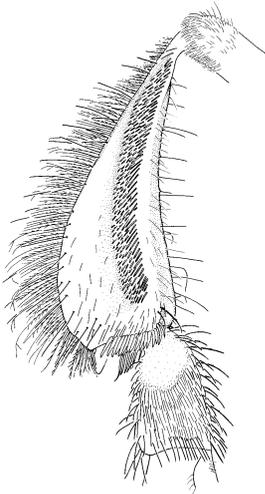


Fig. 8.28 - Tibia e basitarso posteriores de *Trigona*, vista interna.

Fig. 8.29 - Tibia e basitarso posteriores de *Scaura*, vista interna.

Fig. 8.30 - Tibia e basitarso posteriores de *Scaptotrigona*, vista interna.

- Abelhas com tamanho variável, em geral corpo com mais de 4 mm de comprimento, *se* menores que 4 mm, *frequentemente* com áreas pigmentadas amarelas; espaço malar variável, *em geral*, mais curto que o diâmetro do flagelo; *em geral*, pelo menos porção mediana do metanoto encoberta pelo escutelo em vista dorsal, *se* visível, *então* abelhas com mais de 4 mm; cerdas da superfície interna do basitarso posterior não formando fileiras transversais (Figs. 8.28, 8.29, 8.30); largura da faixa marginal glabra na superfície interna da tibia posterior variável, faixa muitas vezes estreita ou ausente ..... **3**
- 2. Integumento *em geral* fosco e densamente pontilhado-reticulado, *se* brilhante *então* pelo menos com alguma reticulação evidente no mesossoma; base da célula marginal bojuda (Fig. 8.25); carena pré-occipital presente, *em geral* conspicua; escutelo distintamente convexo no sentido antero-posterior ..... **Trigonisca**
- Integumento extremamente liso e brilhante, com pontuação muito fina e esparsa; base da célula marginal normal; carena pré-occipital ausente; escutelo achatado e plano ..... **Leurotrigona**
- 3. Fronte muito ampla (distância mínima entre os olhos distintamente maior que o comprimento dos olhos) (Fig. 8.26), sua superfície muito lisa e brilhante, praticamente glabra, pilosidade muito curta e esparsa; cabeça larga, cerca de 1,5x mais larga que largura do mesoscuto entre as tégulas; espaço malar amplo, mais longo que o diâmetro do flagelo (Fig. 8.26); faixa marginal glabra na superfície interna da tibia posterior pelo menos tão larga quanto o diâmetro do flagelo (medida no meio da tibia), sua superfície ligeiramente rebaixada em relação à área com quirotríquias, porém não formando um sulco amplo ao longo da margem da tibia ..... **Oxytrigona**
- Sem a combinação de caracteres acima ..... **4**
- 4. Abelhas grandes e robustas, corpo com pelo menos 9 mm de comprimento; porção dorsal da região pré-occipital formando uma forte lamela (Fig. 8.27); espaço malar amplo, mais longo que o diâmetro do flagelo; dente basal da mandíbula bem desenvolvido, separado do denticulo seguinte por ampla emarginação; corbícula muito ampla, ocupando quase toda a superfície anterior da tibia; escutelo não encobrindo o metanoto em vista dorsal; metanoto e propódeo coberto por

pilosidade clara e finamente plumosa, no restante do corpo, pilosidade ereta relativamente curta, simples e deixando exposta a maior parte da superfície; integumento forte e densamente pontuado; faixa marginal glabra na superfície interna da tíbia posterior cerca de 2x mais larga que o diâmetro do flagelo (medida no meio da tíbia), sua superfície ligeiramente rebaixada em relação à área com quirotríquias, porém não formando um sulco amplo ao longo da margem da tíbia .....

**Cephalotrigona**

- Sem a combinação de caracteres acima ..... **5**
- 5. Superfície interna da tíbia posterior com faixa marginal fortemente deprimida, formando um amplo sulco ao longo dos 2/3 basais da margem posterior da tíbia (Fig. 8.28); ângulo submarginal variável, *frequentemente* aberto (Fig. 8.31); *em geral*, pelo menos terço distal da margem posterior da tíbia posterior com pêlos plumosos, estes quase ou tão longos quanto as cerdas simples (Fig. 8.28); canto distal posterior da tíbia posterior, *em geral*, arredondado e não formando ângulo, muito raramente terminando em ponta ..... **6**
- Superfície interna da tíbia posterior com faixa marginal glabra estreita (distintamente mais estreita que a metade da largura da área com quirotríquias) (Fig. 8.29) ou faixa ausente (área com quirotríquias estendendo-se até a margem da tíbia) (Fig. 8.30); ângulo submarginal reto ou agudo (Fig. 8.32); margem posterior da tíbia posterior apenas com cerdas simples (Figs. 8.29, 8.30) ou apenas com cerdas plumosas, *se* com pêlos plumosos misturados às cerdas simples, *então* pêlos plumosos relativamente curtos e restritos ao quinto distal da tíbia; canto distal posterior da tíbia posterior usualmente terminando em ponta ou ângulo (Figs. 8.29, 8.30), raramente arredondado ..... **14**

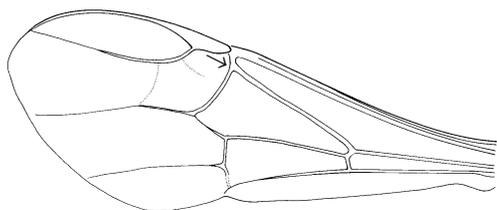


Fig. 8.31 - Asa anterior de *Camargoia* (ângulo submarginal indicado pela seta).

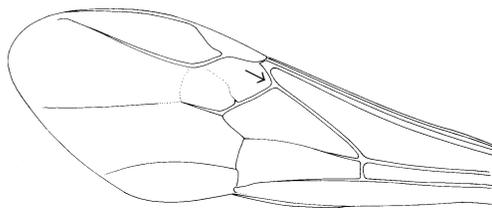


Fig. 8.32 - Asa anterior de *Schwarziana* (ângulo submarginal indicado pela seta).

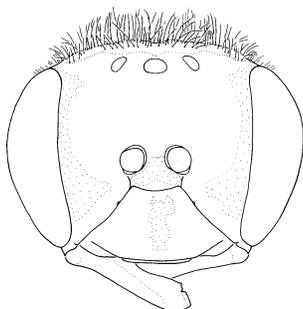


Fig. 8.33 - Cabeça de *Duckeola*, vista frontal.

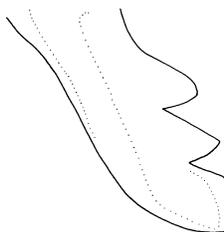


Fig. 8.34 - Ápice da mandíbula de *Ptilotrigona*, vista frontal.

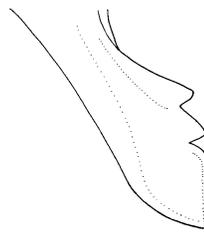


Fig. 8.35 - Ápice da mandíbula de *Camargoia*, vista frontal.

6. Superfície interna do basitarso posterior com uma área sedosa basal (Fig. 8.28); porções laterais de E3-E5 com pilosidade densa e ereta, na margem voltada para o meio do esterno, pêlos quase tão longos quanto cerdas longas medianas ..... **7**
- Superfície interna do basitarso posterior apenas com cerdas simples, sem área sedosa; pilosidade nas porções laterais de E3-E5 variável, *em geral* curta e decumbente, em forte contraste com as cerdas longas medianas ..... **8**
7. Abelhas pequenas, com menos de 5 mm de comprimento; cabeça e mesossoma com desenhos amarelos; bordo cortante da mandíbula apenas com 2 dentículos basais ..... **Tetragonisca**
- Abelhas de tamanho médio a grande, com pelos menos 5 mm de comprimento; integumento, *em geral*, preto, raramente castanho-avermelhado ou testáceo, desenhos amarelos sempre ausentes; bordo cortante da mandíbula com 4 a 5 dentes, pelo menos os 3 distais bem desenvolvidos ..... **Trigona**
8. Esporão da tíbia média ausente; pilosidade no terço basal da superfície externa da tíbia variável, *frequentemente* com muitos pêlos plumosos entre as cerdas simples; dentes da mandíbula pequenos e inconspícuos (Fig. 8.33) ..... **9**
- Esporão da tíbia média presente; pilosidade no terço basal da superfície externa da tíbia posterior com apenas alguns pêlos plumosos entre as cerdas simples; dentes da mandíbula, *em geral*, fortes e conspícuos (Figs. 8.34, 8.35) ..... **12**
9. Áreas pigmentadas amarelas ausentes, integumento preto ou castanho; porção central dos esternos com densa pilosidade ereta, *em geral*, pêlos com ápice curvo ..... **Geotrigona**
- Desenhos amarelos sempre presentes, *algumas vezes* bastante reduzidos e restritos ao clipeo e áreas paroculares nas formas melânicas; porção central dos esternos com pilosidade esparsa, composta por cerdas longas e simples ..... **10**
10. Olhos compostos cobertos por pilosidade curta, mas conspícua; corbícula ausente, superfície externa da tíbia posterior uniformemente coberta por pilosidade esparsa simples; rastelo e penicilo bastante reduzidos, compostos por pêlos relativamente finos; fronte e mesoscuto sem tomento, pilosidade predominantemente simples e ereta ..... **Trichotrigona**
- Olhos compostos com pilosidade diminuta e inconspícua; tíbia posterior com corbícula, algumas vezes pouco evidente e restrita ao quinto distal da tíbia, superfície externa da tíbia com amplas áreas praticamente glabras, contendo apenas poucas cerdas longas simples; rastelo e penicilo normais, formados por cerdas grossas e rígidas; fronte e mesoscuto com densa pilosidade plumosa entre os pêlos eretos simples, *frequentemente* formando um tomento ..... **11**
11. Abelhas relativamente grandes, corpo (medido da cabeça à extremidade das asas anteriores) com pelo menos 11 mm de comprimento; vértice, atrás dos ocelos, bastante elevado e formando uma proeminente crista transversal (Fig. 8.33); canto distal posterior da tíbia posterior terminando em ponta ..... **Duckeola**
- Abelhas de tamanho pequeno a médio, corpo com 10 mm ou menos de comprimento; vértice não elevado acima dos ocelos; canto distal posterior da tíbia posterior arredondado .. **Frieseomelitta**
12. Metaposnoto (triângulo propodeal) glabro ..... **Tetragona**
- Metaposnoto, pelo menos lateralmente, coberto por pilosidade plumosa ..... **13**

13. Triângulo propodeal inteiramente piloso; dentes da mandíbula bastante fortes (Fig. 8.34), recorte entre dente basal e 2º dente cerca de 1,5 vezes mais profundo que recorte seguinte; palpos labiais apenas com cerdas relativamente curtas e retas ..... ***Ptilotrigona***
- Triângulo propodeal com uma faixa glabra ao longo da linha média; dentes da mandíbula menos desenvolvidos (Fig. 8.35), recorte entre dente basal e 2º dente subigual ao recorte seguinte; palpos labiais com cerdas longas e sinuosas ..... ***Camargoia***
14. Superfície externa da tíbia posterior convexa, sem corbícula (Fig. 8.36); penicilo ausente, rastelo composto por pêlos finos e bem curtos; labro modificado, sua porção central bastante deprimida, margens elevadas e protuberantes (Fig. 8.38); gena, em vista lateral, mais larga que largura do olho ..... ***Lestrimelitta***
- Superfície externa da tíbia posterior côncava, com corbícula bem desenvolvida (Fig. 8.37); penicilo presente, rastelo composto por cerdas rijas; labro normal, fracamente convexo a plano (Fig. 8.39); largura da gena variável, freqüentemente mais estreita que o olho ..... **15**

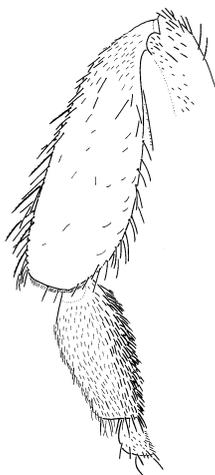


Fig. 8.36 - Tibia e basitarso posteriores de *Lestrimelitta*, vista externa.



Fig. 8.37 - Perna posterior de *Melipona*, vista externa.

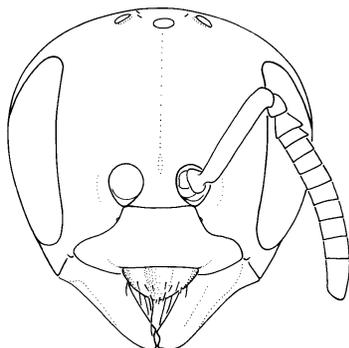


Fig. 8.38 - Cabeça de *Lestrimelitta*, vista frontal.

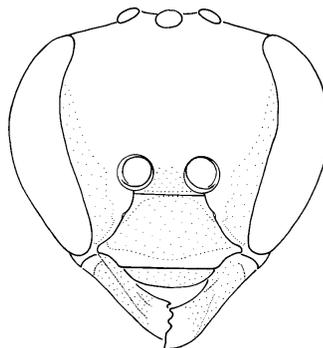


Fig. 8.39 - Cabeça de *Plebeia*, vista frontal.

15. Faixa marginal glabra na superfície interna da tíbia posterior claramente rebaixada em relação à área com quirotríquias (Fig. 8.29), formando um degrau ou rebordo ao longo da margem posterior da tíbia ..... 16
- Margem posterior da superfície interna da tíbia posterior sem degrau ou rebordo (Fig. 8.30), faixa marginal glabra, quando presente, no mesmo plano que área com quirotríquias ..... 21
16. Basitarso posterior inchado, sua superfície externa distintamente convexa, *frequentemente* mais largo que a tíbia, cerdas da margem anterior de sua superfície interna com ápice curvo (Fig. 8.29); rastelo ocupando quase toda a margem distal da superfície interna da tíbia posterior (Fig. 8.29); manchas amarelas ausentes ..... 17
- Basitarso posterior normal, sua superfície externa plana, sempre mais estreito que a tíbia, cerdas da margem anterior de sua superfície interna retas; rastelo ocupando não mais que 2/3 da margem distal da superfície interna da tíbia; manchas amarelas sempre presentes, algumas vezes reduzidas ..... 18
17. Basitarso posterior mais estreito que a tíbia; gena, em vista lateral, mais larga que o olho; espaço malar amplo, tão longo quanto o diâmetro do flagelo; mandíbulas robustas, bordo cortante com dois denticulos basais ..... **Schwarzula**
- Basitarso posterior tão largo quanto ou mais largo que a tíbia (Fig. 8.29); gena, em vista lateral, mais estreita que o olho; espaço malar mais curto que o diâmetro do flagelo; mandíbulas mais delgadas, bordo cortante praticamente edentado ..... **Scaura**
18. Integumento da cabeça e mesossoma predominantemente brilhante, pontuação pilígera relativamente fina e quase sempre esparsa; porção lateral do mesepisterno com pelo menos alguns pêlos eretos simples entre a pilosidade plumosa ..... **Plebeia**
- Cabeça e mesossoma com pontuação relativamente grossa e densa ou com integumento predominantemente fosco (neste caso pontuação pilígera obscurecida pelo microreticulado); pilosidade ereta nas laterais do mesepisterno sempre plumosa ..... 19
19. Abelhas pequenas, corpo com menos de 4 mm de comprimento; desenhos amarelos bastante reduzidos; pilosidade ereta nos esternos simples ..... **Friesella**
- Abelhas de tamanho médio, corpo com mais de 5 mm de comprimento; cabeça e mesossoma com desenhos amarelos conspícuos; pilosidade ereta nos esternos predominantemente plumosa .. 20
20. Integumento sem reflexos metálicos; mesoscuto fosco, pontuação pilígera pouco evidente; porção lateral do mesepisterno coberta por pilosidade densa e longa, pêlos nitidamente mais longos que os do mesoscuto ..... **Schwarziana**
- Integumento com fracos reflexos metálicos; mesoscuto predominantemente brilhante, pontuação pilígera grossa e bem evidente; porção lateral do mesepisterno com pilosidade mais esparsa, pêlos tão longos quanto os do mesoscuto ..... **Mourella**
21. Abelhas robustas, de tamanho médio a grande, corpo com pelo menos 7 mm de comprimento; fronte, vértice e mesossoma cobertos por pilosidade plumosa longa; metaposnoto piloso, sua superfície quase sempre finamente reticulada e fosca, raramente lisa e brilhante; ápice das asas não ultrapassando ou ultrapassando apenas um pouco o ápice do metassoma ..... **Melipona**
- Abelhas de tamanho médio a pequeno, corpo com 7 mm ou menos de comprimento; pilosidade da cabeça e mesossoma predominantemente simples e curta; pilosidade e micro-escultura do metaposnoto variáveis, *se* microreticulado, *então* glabro, ou *se* piloso, *então* liso e brilhante .... 22

22. Integumento da cabeça e/ou mesossoma finamente mate-reticulado e fosco ou com pontuação grossa e densa; escutelo fortemente projetado sobre o metanoto (Fig. 8.40) ..... 23
- Integumento liso e brilhante, pontuação pilígera fina; escutelo relativamente curto, sua margem posterior, em vista dorsal, coincidindo com margem posterior do metanoto ..... 26
23. Cabeça e mesossoma com pontuação grossa e relativamente densa; base do escutelo com uma reentrância longitudinal mediana em forma de U ou V (Fig. 8.40); carena pré-occipital presente, *muitas vezes*, bem desenvolvida e lamelada; mandíbulas com apenas dois denticulos basais ..... 24
- Cabeça e mesossoma finamente mate-reticulados; escutelo sem reentrância basal; carena pré-occipital ausente; mandíbulas quadridentadas, algumas vezes denticulos apicais fracamente diferenciados e unidos por um septo ..... 25
24. Margem posterior do escutelo, em vista dorsal, chanfrada ou emarginada na região mediana (Fig. 8.40); pelo menos escutelo fortemente ruguloso, carenas formando um padrão areolado (Fig. 8.40); carena pré-occipital não lamelada; palpos labiais com cerdas longas e sinuosas; tergos basais predominantemente lisos e brilhantes; margem posterior da porção dorsal de T1 reta; transição entre superfícies anterior vertical e posterior dorsal de T1 arredondada ..... **Nannotrigona**
- Margem posterior do escutelo inteira; mesoscuto e escutelo com pontuação forte e muito densa; carena pré-occipital pelo menos parcialmente lamelada; palpos labiais com cerdas curtas e retas; tergos inteiramente mate-reticulados, foscos; margem posterior da porção dorsal de T1 ligeiramente projetada para trás nos lados; superfícies anterior vertical e posterior dorsal de T1 separadas por uma carena ..... **Scaptotrigona**
25. Superfície dos tergos brilhante, em forte contraste com mate-reticulado no restante do corpo; pilosidade, em geral, bastante conspícua ..... **Aparatrigona**
- Tergos mate-reticulados como restante do corpo; cabeça, laterais e dorso do mesossoma e tergos quase sempre apenas com pilosidade extremamente curta e inconspícua, raramente com pilosidade ereta evidente nestas regiões ..... **Paratrigona**
26. Abelhas pequenas, corpo com 5 mm ou menos de comprimento; tíbia posterior normal, menos de 2,5 vezes mais larga que o fêmur; metaposnoto glabro; espaço malar mais curto que a metade do diâmetro do flagelo (Fig. 8.41) ..... **Nogueirapis**
- Abelhas de tamanho médio, corpo entre 6 e 7 mm de comprimento; tíbia posterior muito alargada, em forma de colher, cerca de 3 vezes mais larga que o fêmur; metaposnoto piloso; espaço malar pelo menos tão longo quanto 2/3 do diâmetro do flagelo ..... **Partamona**

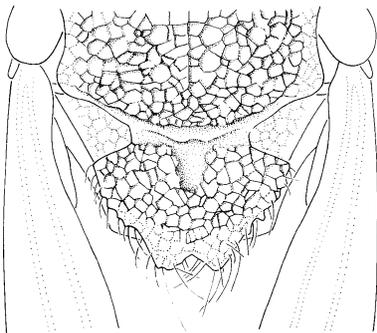


Fig. 8.40 - Detalhe do mesossoma de *Nannotrigona*, vista dorsal.

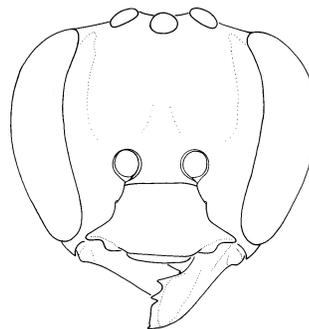


Fig. 8.41 - Cabeça de *Nogueirapis*, vista frontal.

### **Gênero *Aparatrigona* Moure, 1951 [1]**

Camargo & Moure (1994) reconheceram duas espécies para este gênero. No Brasil, está presente apenas *impunctata* (Ducke, 1916) [AC, AM, AP, PA, RO, RR, MT].

### **Gênero *Camargoia* Moure, 1989 [3]**

O gênero foi revisto por Camargo (1996). As três espécies reconhecidas estão presentes no Brasil: *camargoi* Moure, 1989 [AM, AP], *nordestina* Camargo, 1996 [CE, PI, TO] e *pilicornis* (Ducke, 1911) [MA, PA]. Nas análises filogenéticas conduzidas por Camargo (1996), *Camargoia* aparece como grupo-irmão de *Ptilotrigona*.

### **Gênero *Cephalotrigona* Schwarz, 1940 [2]**

A última revisão para o gênero, publicada por Schwarz (1948), encontra-se desatualizada. Duas espécies, tratadas como subespécies por Schwarz, têm sido reconhecidas na fauna brasileira: *capitata* (Smith, 1874) [ES, MG, PR, SC, SP] e *femorata* (Smith, 1854) [AM, PA].

### **Gênero *Duckeola* Moure, 1944 [2]**

É um grupo restrito à bacia amazônica, com apenas duas espécies conhecidas: *ghilianii* (Spinola, 1853) [AM, AP, PA] e *pavani* (Moure, 1963) [AM]. A ausência do esporão mesotibial (Oliveira, no prelo) e outros caracteres morfológicos e comportamentais sugere uma estreita relação com *Frieseomelitta* e *Trichotrigona*.

### **Gênero *Friesella* Moure, 1946 [1]**

Este gênero é monotípico, contendo apenas *schrottkyi* (Friese, 1900) [ES, MG, SP], mas há evidências morfológicas e comportamentais de que pelo menos duas espécies crípticas estejam sendo confundidas (Camillo-Atique, 1977).

### **Gênero *Frieseomelitta* Ihering, 1912 [9]**

Constitui um grupo relativamente grande e diversificado, ocorrendo do sudeste do Brasil ao México. As espécies presentes no Brasil são: *dispar* (Moure, 1950) [BA, ES, MG], *doederleini* (Friese, 1900) [BA, MG, PB], *flavicornis* (Fabricius, 1798) [AM, AP], *francoi* (Moure, 1946) [BA, ES, SE), *languida* Moure, 1989 [BA, MG, SP], *silvestrii* (Friese, 1902) [MT], *portoi* (Friese, 1900) [PA], *trichocerata* Moure, 1988 [AM, AP, PA] e *varia* (Lepeletier, 1836) [BA, MG, SP]. Há ainda várias espécies brasileiras não descritas (F. F. Oliveira, inf. pessoal).

### **Gênero *Geotrigona* Moure, 1943 [10]**

As espécies de *Geotrigona* foram revistas recentemente por Camargo & Moure (1996) que reconheceram 20 formas distintas (16 espécies e 4 subespécies). No Brasil, as seguintes espécies estão presentes: *aequinoctialis* (Ducke, 1925) [CE, MA, PA], *fulvohirta* (Friese, 1900) [AC, AM], *kwyrakai* Camargo & Moure, 1996 [PA, RO], *mombuca* (Smith, 1863) [BA, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PI, SP, TO], *matto grossensis* (Ducke, 1925) [MT, PA, RO], *subfulva* Camargo & Moure, 1996 [AM], *subgrisea* (Cockerell, 1920) [RR], *subnigra* (Schwarz, 1940) [AM, AP, PA], *subterranea* (Friese, 1901) [BA, MG, PR, SP] e *xanthopoda* Camargo & Moure, 1996 [PB].

### **Gênero *Lestrimelitta* Friese, 1903 [4]**

O gênero foi revisto pela última vez por Schwarz (1948). Mais recentemente, Camargo & Moure (1990) descreveram duas novas espécies da Amazônia e apresentaram uma chave para as espécies conhecidas. Esses autores também comentam que *limao* sensu Schwarz (1948) apresenta uma grande variação de formas e combinações de caracteres que parece in-

dicar tratar-se de um repositório de espécies distintas. No Brasil, estão presentes: *ehrharti* Friese, 1931 [ES, MG, PR, SP], *glabrata* Camargo & Moure, 1990 [AM, RR], *limao* (Smith, 1863) [BA, MG, SP] e *monodonta* Camargo & Moure, 1990 [RR]. Além destas, há pelo menos 3 espécies não descritas no Brasil.

### Gênero *Leurotrigona* Moure, 1951 [2]

Este gênero parece formar um grupo monofilético com *Trigonisca*, tendo sido inclusive sinonimizado a este táxon por Michener (2000). Apenas duas espécies são reconhecidas, ambas presentes no Brasil: *muelleri* (Friese, 1900) [BA, ES, MG, PR, SC, SP] e *pusilla* (Moure & Camargo, 1987) [AM, AP]. Embora sejam relativamente distintas entre si, estas duas espécies aparentemente constituem um grupo monofilético e não derivações independentes a partir de diferentes linhagens de *Trigonisca*.

### Gênero *Melipona* Illiger, 1806 [35]

*Melipona* constitui o gênero de Meliponina com maior número de espécies. Ocorre em toda a região neotropical, sendo mais diversificado na bacia amazônica. Suas espécies foram revistas pela última vez por Schwarz (1932). Como já ressaltado por Moure & Kerr (1950), Schwarz foi extremamente conservador ao reconhecer inúmeras subespécies e variedades que claramente representam unidades naturais e que merecem o *status* de espécie. Embora a chave apresentada por Schwarz (1932) ainda possa ser utilizada, várias espécies foram propostas posteriormente. O gênero necessita urgentemente de uma ampla revisão. Segue-se aqui, com algumas modificações, a classificação proposta por Moure (1992), com o reconhecimento de quatro subgêneros.

#### Chave para os Subgêneros de *Melipona* (operárias) presentes no Brasil (Modificada de Schwarz, 1932 e Moure, 1992)

1. Vértice, atrás dos ocelos, distintamente elevado em relação às porções laterais, região entre ocelo lateral e olho deprimida e formando uma concavidade bem distinta; colar pronotal praticamente ausente, esta região do pronoto fortemente ajustada ao mesoscuto e formando uma crista bem acentuada; superfície ventral do mesepisterno brilhante; mesoscuto, axilas e escutelo sem desenhos amarelos ..... ***Melipona s.str.***
- Vértice, atrás dos ocelos, no máximo apenas levemente elevado em relação às porções laterais, região entre ocelo lateral e olho plana; colar pronotal, *em geral*, presente e formando uma elevação de contorno suave e arredondado junto ao mesoscuto, *raramente* formando uma crista; superfície ventral do mesepisterno variável, freqüentemente microreticulada e fosca; mesoscuto, axilas e/ou escutelo *freqüentemente* com desenhos amarelos ..... **2**
2. Cantos anteriores do mesoscuto com um tufo denso de pêlos pardo-ferrugíneos, contrastando com restante da pilosidade do mesoscuto; dentes da mandíbula bem evidentes, recorte entre dente basal e 2º dente relativamente curto e profundo; ângulo postero-distal da tibia posterior terminando em uma forte projeção; fronte com pontuação pilígera evidente entre o micro-reticulado ..... ***Melikerria***
- Pilosidade nos cantos anteriores do mesoscuto não diferindo daquela no restante do esclerito; dentes da mandíbula relativamente pequenos, recorte entre o dente basal e 2º dente em arco suave; ângulo postero-distal da tibia posterior apenas com uma curta projeção; pontuação pilígera da fronte, *em geral*, inconspícua ..... **3**

3. Espaço malar estreito, distintamente mais curto que diâmetro do flagelo; distância interocelar maior que a ocelorbital; distância interorbital superior claramente menor que o comprimento do olho ..... ***Eomelipona***
- Espaço malar relativamente amplo, tão longo quanto ou mais longo que diâmetro do flagelo; distância interocelar, *em geral*, mais curta que a ocelorbital; distância interorbital superior igual ou um pouco menor que o comprimento do olho ..... ***Michmelia***

#### **Subgênero *Eomelipona* Moure, 1992 [9]**

Talvez não constitua um grupo monofilético, uma vez que seus caracteres diagnósticos parecem representar apenas simplesiomorfias. As espécies presentes no Brasil são: *amazonica* Schulz, 1905 [AM, AP, PA, RO], *asilvai* Moure, 1971 [BA, MG], *bicolor* Lepeletier, 1836 [BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *bradley* Schwarz, 1932 [RR], *ilustris* Schwarz, 1932 [AM, AP, MT, PA, RO], *marginata* Lepeletier, 1836 [BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *ogilviei* Schwarz, 1932 [AP], *puncticollis* Friese, 1902 [AM, PA] e *schwarzi* Moure, 1963 [AC, AM, MT, PA, RO].

#### **Subgênero *Melikerria* Moure, 1992 [6]**

Constitui um grupo relativamente homogêneo e certamente monofilético. As espécies presentes no Brasil são: *compressipes* (Fabricius, 1804) [AM?, AP?], *fasciculata* Smith, 1854 [MA, PA, TO], *grandis* Guérin, 1844 [AC, AM, MT, RO], *interrupta* Latreille, 1811 [AM?, AP?], *manaosensis* Schwarz, 1932 [AM] e *quinquefasciata* Lepeletier, 1836 [ES?, GO, MG, MS, MT, PR, RO, RS, SP]. Além destas, há uma nova espécie, próxima a *quinquefasciata*, do Ceará e Piauí.

#### **Subgênero *Melipona* s.str. Illiger, 1806 [4]**

Embora relativamente heterogêneo, parece constituir um grupo monofilético. Todas as espécies deste grupo são extra-amazônicas. No Brasil, estão presentes: *mandacaia* Smith, 1863 [BA, CE, PB, PE], *orbigny* (Guérin, 1844) [MS, MT], *quadrifasciata* Lepeletier, 1836 [BA, ES, GO, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SC, SP] e *subnitida* Ducke, 1910 [CE, MA, PB, RN]. Moure (1992) atribui *quadrifasciata* a *Michmelia*, porém a estreita relação entre esta espécie e *mandacaia* é bastante evidente, tanto na morfologia dos adultos quanto na estrutura dos ninhos.

#### **Subgênero *Michmelia* Moure, 1975 [16]**

Constitui um grupo relativamente uniforme, exceto por formas como *fuliginosa* que se afastam da maioria das outras espécies. É o grupo de *Melipona* com o maior número de espécies. No Brasil, as seguintes espécies estão presentes: *brachychaeta* Moure, 1950 [MT], *capixaba* Moure & Camargo, 1995 [ES], *captiosa* Moure, 1962 [AM, AP], *crinita* Moure & Kerr, 1950 [AC], *dubia* Moure & Kerr, 1950 [AC, AM, RO], *eburnea* Friese, 1900 [AC, AM, PA], *flavolineata* Friese, 1900 [AM, MA, PA, TO], *fuliginosa* Lepeletier, 1836 [AC, AM], *fulva* Lepeletier, 1836 [AM, AP, PA], *lateralis* Erichson, 1848 [AM, AP, PA, RR], *melanoventer* Schwarz, 1932 [PA, RO], *nebulosa* Camargo, 1988 [AM, PA], *paraensis* Ducke, 1916 [AP, PA], *rufiventris* Lepeletier, 1836 [BA, ES, GO, MG, PR, RJ, SC, SP], *scutellaris* Latreille, 1811 [AL, BA, PE, SE] e *seminigra* Friese, 1903 [AM, AC, MT, PA].

#### **Gênero *Mourella* Schwarz, 1946 [1]**

Gênero monotípico, contendo apenas *caerulea* (Friese, 1900) [PR, RS, SC]. Aspectos da biologia e relações filogenéticas foram apresentados por Camargo & Wittmann (1989).

#### **Gênero *Nannotrigona* Cockerell, 1922 [7]**

É um gênero relativamente pequeno, com maior diversidade na bacia amazônica. Não

há revisão para suas espécies. Nomes atribuídos a formas presentes na fauna brasileira são: *chapadana* (Schwarz, 1938) [MT], *dutrae* (Friese, 1901) [PA], *melanocera* (Schwarz, 1938) [AM?], *minuta* (Lepeletier, 1836) [?], *punctata* (Smith, 1854) [PA], *schultzei* (Friese, 1901) [AM, AP, PA] e *testaceicornis* (Lepeletier, 1836) [BA, ES, GO, MG, RJ, SP].

### **Gênero *Nogueirapis* Moure, 1953 [2]**

É um pequeno grupo, com apenas três espécies reconhecidas, duas das quais estão presentes no Brasil: *butteli* (Friese, 1900) [AM] e *minor* (Moure & Camargo, 1982) [AM, AP].

### **Gênero *Oxytrigona* Cockerell, 1917 [3]**

O gênero foi revisto pela última vez por Schwarz (1948), que reconheceu apenas uma espécie, *tataira*, contendo várias subespécies. Mais recentemente, Camargo (1984) descreveu uma nova espécie do Pará e reconheceu como espécie algumas subespécies de Schwarz. As espécies descritas presentes no Brasil são: *ignis* Camargo, 1984 [PA], *obscura* (Friese, 1900) [AM, RO] e *tataira* Smith, 1863 [BA, ES, MG, PR, SC, SP]. Há ainda várias espécies não descritas. Schwarz (1948) aplica erroneamente o nome *flaveola* (Friese, 1900) a uma espécie inteiramente amarela presente no Mato Grosso; Friese, ao propor este nome, lista para o Brasil apenas material do Espírito Santo e que, portanto, deve corresponder a *tataira*.

### **Gênero *Paratrigona* Schwarz, 1938 [16]**

O gênero foi revisto por Camargo & Moure (1994) que reconheceram um total de 26 espécies e uma subespécie. No Brasil, as seguintes espécies estão presentes: *catabolonota* Camargo & Moure, 1994 [AM], *compsa* Camargo & Moure, 1994 [AM], *crassicornis* Camargo & Moure, 1994 [PA], *euxanthospila* Camargo & Moure, 1994 [AM], *femoralis* Camargo & Moure, 1994 [AP], *haeckeli* (Friese, 1900) [MT, PA, RO], *incerta* Camargo & Moure, 1994 [MG], *lineata* (Lepeletier, 1836) [BA, CE, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PI, PR, SP], *lineatifrons* (Schwarz, 1938) [AM, PA], *melanaspis* Camargo & Moure, 1994 [AM], *myrmecophila* Moure, 1989 [RO], *pacifica* (Schwarz, 1943) [AC, RO], *pannosa* Moure, 1989 [AM, AP, PA], *peltata* (Spinola, 1853) [MA, PA], *prosopiformis* (Gribodo, 1893) [AC, AM, RO] e *subnuda* Moure, 1947 [MG, PR, RJ, RS, SC, SP].

### **Gênero *Partamona* Schwarz, 1939 [23]**

Amplamente distribuído na região Neotropical, apresenta um grande número de espécies no Brasil. Embora as espécies de *Partamona* tenham sido recentemente revistas por Pedro (1998), seu trabalho ainda permanece inédito. Além das 14 espécies novas reconhecidas por essa autora, estão presentes no Brasil [dados de distribuição geográfica atualizados de acordo com Pedro (1998)]: *ailyae* Camargo, 1980 [AC, AM, CE, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PI, RO, TO], *cupira* (Smith, 1863) [DF, GO, MG, MS], *helleri* (Friese, 1900) [BA, ES, MG, PR, RJ, SC, SP], *mourei* Camargo, 1980 [AM, AP, PA, RR], *mulata* Moure, 1980 [MS, MT], *nigrilor* (Cockerell, 1925) [RR], *pearsoni* (Schwarz, 1938) [AM, AP, MA, PA], *testacea* (Klug, 1807) [AC, AM, AP, CE, MA, MT, PA, RO] e *vicina* Camargo, 1980 [AC, AM, AP, MT, PA, RO, RR].

### **Gênero *Plebeia* Schwarz, 1938 [16]**

Constitui um grupo bastante diversificado e amplamente distribuído na região Neotropical. No Brasil, estão presentes: *alvarengai* Moure, 1995 [PA], *catamarcensis* (Holmberg, 1903) [MS], *droryana* (Friese, 1900) [BA, ES, MG, PR, RS, SP], *emerina* (Friese, 1900) [PR, RS], *flavocincta* (Cockerell, 1912) [PB], *julianii* Moure, 1962 [PR], *margaritae* Moure, 1962 [MT, RO], *meridionalis* (Ducke, 1916) [ES, MG, RJ], *minima* (Gribodo, 1893) [AC, AM, AP, MT, PA], *mosquito* (Smith, 1863) [?], *nigriceps* (Friese, 1901) [PR, SP],

*poecilochroa* Moure & Camargo, 1995 [BA, ES, MG], *remota* (Holmberg, 1903) [MG, PR, SP], *saiqui* (Friese, 1900) [MG, PR, RJ, RS, SP], *variicolor* (Ducke, 1916) [PA, RO] e *wittmanni* Moure & Camargo, 1989 [RS]. Há ainda um grande número de espécies novas não descritas no Brasil.

### **Gênero *Ptilotrigona* Moure, 1951 [3]**

Constitui um grupo pequeno e pouco diversificado, restrito às florestas úmidas tropicais da América do Sul e Central. Não há revisão para suas espécies. Segundo Camargo et al. (1992), os nomes disponíveis para as formas brasileiras são: *lurida* (Smith, 1854) [AM, MT, PA], *mocsaryi* (Friese, 1900) [AM, AP, PA, RR] e *pereneae* (Schwarz, 1943) [AM].

### **Gênero *Scaptotrigona* Moure, 1942 [8]**

De maneira similar a grupos como *Melipona*, *Paratrigona*, *Partamona*, *Plebeia* e *Trigona*, este gênero distribui-se por toda a região Neotropical e apresenta uma grande diversidade de formas, muitas delas constituindo complexos de difícil separação. Aqui, está sendo incluído *Sakagamilla* Moure, 1989. Os nomes utilizados para espécies presentes no Brasil são: *affabra* (Moure, 1989) [RO], *bipunctata* (Lepelletier, 1836) [MG, RS, SP], *depilis* (Moure, 1942) [MG, MS, PR, RS, SP], *fulvicutis* Moure, 1964 [AP], *polysticta* (Moure, 1950) [MG], *postica* (Latreille, 1807) [MG, SP], *tubiba* (Smith, 1863) [BA, MG, SE, SP] e *xanthotricha* (Moure, 1950) [BA, ES, MG, RJ, SP]. Há ainda um grande número de espécies não descritas em todas as regiões brasileiras.

### **Gênero *Scaura* Schwarz, 1938 [3]**

É um grupo pouco diversificado, cujas espécies apresentam ampla distribuição. Foi revisado pela última vez por Schwarz (1948). Todas as três espécies tradicionalmente reconhecidas estão presentes no Brasil: *latitarsis* (Friese, 1900) [AM, AP, ES, MG, MT, PA, RO, RR, SP], *longula* (Lepelletier, 1836) [AM, AP, GO, MG, MT, PA, SP] e *tenuis* (Ducke, 1916) [AM, MT, PA].

### **Gênero *Schwarziana* Moure, 1943 [1]**

Apenas uma espécie, *quadripunctata* (Lepelletier, 1836) [BA, ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], tem sido reconhecida para este gênero. Há também uma nova espécie de Minas Gerais e Mato Grosso do Sul. Diversos aspectos da morfologia e biologia de *quadripunctata* foram publicados por Camargo (1974).

### **Gênero *Schwarzula* Moure, 1946 [1]**

Este pequeno grupo é constituído por abelhas de tamanho reduzido e aparentemente estreitamente relacionada a *Scaura*. Contém apenas uma espécie descrita, *timida* (Silvestri, 1902) [ES?, MT, MG?, SP?]. Espécies adicionais, aparentemente não descritas, estão presentes entre material coletado no Brasil.

### **Gênero *Tetragona* Lepelletier & Serville, 1828 [8]**

Praticamente restrito à bacia amazônica, contém, entretanto, uma espécie com ampla distribuição no Brasil. Embora não seja muito diversificado, não há revisão para suas espécies. Os nomes utilizados para as formas presentes no Brasil são: *clavipes* (Fabricius, 1804) [AC, AM, AP, BA, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, SP], *dorsalis* (Smith, 1854) [AM, AP, PA, TO], *essequioboensis* (Schwarz, 1940) [AM], *goettei* (Friese, 1900) [AM], *handlirschii* (Friese, 1900) [AM, AP, PA], *kaieteurensis* (Schwarz, 1938) [AM], *truncata* Moure, 1971 [AM, GO] e *zieglerei* (Friese, 1900) [AM, AP, MA, PA].

### **Gênero *Tetragonisca* Moure, 1946 [2]**

Apenas três espécies têm sido reconhecidas dentro desse gênero, das quais duas estão presentes na fauna brasileira: *angustula* (Latreille, 1811) [AM, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP] e *weyrauchi* (Schwarz, 1943) [AC, RO].

### **Gênero *Trichotrigona* Camargo & Moure, 1983 [1]**

Este gênero foi proposto para uma forma bastante aberrante cujas operárias apresentam morfologia indicativa de uma espécie parasita obrigatória. A única espécie conhecida é *extranea* Camargo & Moure, 1983 [AM].

### **Gênero *Trigona* Jurine, 1807 [19]**

Constitui um dos grandes gêneros de Meliponina neotropicais, com espécies desde o norte da Argentina ao México. Suas espécies são elementos conspícuos da fauna neotropical. O gênero foi revisto pela última vez por Schwarz (1948). Entretanto, o grupo necessita de uma ampla revisão, dado o grande número de confusões taxonômicas ainda por resolver e de formas novas não descritas. No Brasil, as seguintes espécies têm sido reconhecidas: *albipennis* Almeida, 1995 [AC, AM, MT, PA, RO], *amalthea* (Olivier, 1789) [AM, MT, RO], *amazonensis* (Ducke, 1916) [AM, AC, RO], *branneri* Cockerell, 1912 [AM, MT, PA], *chanchamayoensis* Schwarz, 1948 [AC, MT, RO], *cilipes* (Fabricius, 1804) [AM, AC, AP, MT, PA], *crassipes* (Fabricius, 1793) [AM, AP, PA], *dallatorreana* Friese, 1900 [AM, AP, MT, PA], *dimidiata* Smith, 1854 [AM, MT, PA, RO], *fulviventris* Guérin, 1837 [AC, AM, CE, MG, MT, PA, RJ, SP], *fuscipennis* Friese, 1900 [AM, BA, GO, MG, MT, PA, PE, RJ, SP], *hyalinata* (Lepelletier, 1836) [BA, GO, MG, SP], *hypogea* Silverstri, 1902 [AM, AP, MA, MT, PA, SP], *pallens* (Fabricius, 1798) [AC, AM, MA, PA], *recurva* Smith, 1863 [AM, MG, MT, PA, RO, SP], *sesquipedalis* Almeida, 1984 [AP], *spinipes* (Fabricius, 1793) [BA, CE, GO, MG, MS, PB, PE, RJ, RS, SC, SP], *truculenta* Almeida, 1985 [AC, AM, AP, GO, MA, MG, MS, MT, PA, RO, SP] e *williana* Friese, 1900 [AC, AM, MT, PA].

### **Gênero *Trigonisca* Moure, 1950 [9]**

Amplamente distribuído pela região Neotropical, parece constituir um grupo monofilético juntamente com *Leurotrigona*. O nome *Trigonisca* é utilizado aqui em sentido distinto daquele de autores anteriores, uma vez que inclui *Celetrigona* Moure, 1950 e *Dolichotrigona* Moure, 1950. No Brasil, as seguintes espécies descritas estão presentes: *buyssoni* (Friese, 1902) [AM?], *dobzhanskyi* (Moure, 1950) [AM, PA], *duckei* (Friese, 1900) [AM, MA, MT, PA], *flavicans* (Moure, 1950) [AM], *fraissei* (Friese, 1901) [MT, PA], *intermedia* Moure, 1989 [ES, MG, SP], *longicornis* (Friese, 1903) [AM, MA, MT, PA], *longitarsis* (Ducke, 1916) [AM, MA, PA] e *nataliae* (Moure, 1950) [MA]. Há também um grande número de espécies adicionais, aparentemente não descritas, presentes na fauna brasileira, principalmente na região Norte.

### **8.1.3. CENTRIDINI [97]**

Restringe-se às regiões tropicais das Américas, com alguns grupos presentes (e até restritos) a áreas mais secas nas regiões subtropicais e temperadas. Contém abelhas médias a grandes, robustas e pilosas, com bonitos padrões de cores. Centridini é constituída por dois gêneros, *Centris* e *Epicharis*. A maioria de suas espécies nidifica no solo, freqüentemente em grandes agregações, mas alguns grupos utilizam-se de orifícios na madeira para esta finalidade. Todas as suas espécies são solitárias. Centridini é um dos grupos de abelhas cujas fêmeas coletam óleo produzidos nas flores de plantas de famílias como Malpighiaceae e Krameriaceae.

## Chave para os Gêneros de Centridini presentes no Brasil (Segundo Ayala, 1998)

1. Triângulo supraclipeal ausente; célula marginal da asa anterior mais curta que a distância entre seu ápice e o ápice da asa; cerdas occipitais flageliformes *usualmente* ausentes (presentes em *Ptilotopus* mas não alcançando a margem anterior da tégula) ..... **Centris**
- Triângulo supraclipeal evidente, delimitado por carenas que convergem para a carena frontal (Fig. 8.42); célula marginal da asa anterior mais longa que a distância entre seu ápice e o ápice da asa; cerdas occipitais flageliformes presentes na região lateral do vértice (atrás dos olhos) (Fig. 8.42) e, *normalmente*, alcançando a margem anterior da tégula ..... **Epicharis**

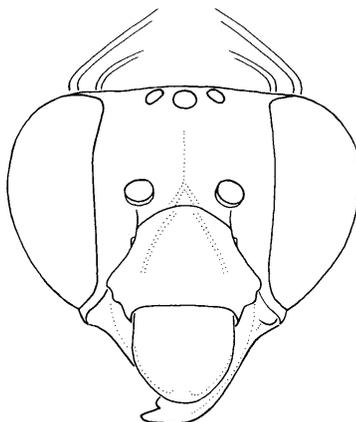


Fig. 8.42 - Cabeça de *Epicharis* (*Epicharis*) (♀), vista frontal.

### Gênero *Centris* Fabricius, 1804 [69]

Reúne um grande número de espécies distribuídas desde a Argentina e Bolívia até os Estados Unidos. Embora seja mais abundante nas regiões tropicais úmidas, alguns grupos ocorrem em regiões semi-áridas temperadas. O gênero foi, durante algum tempo, chamado *Hemisia* Klug, devido ao fato do nome *Centris* ter sido ocupado anteriormente para uma espécie de *Eulaema*. O nome habitual, entretanto, foi conservado por resolução da Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica. *Centris* é dividido em vários subgêneros, a maioria dos quais bem estabelecida. O único estudo sobre as relações filogenéticas entre os subgêneros de *Centris* foi o de Ayala (1998). Seus resultados, em grande parte, confirmam as relações propostas por Michener (1951). Ele reconheceu três grandes linhagens no gênero, as quais denominou: a) Grupo Melacentris, reunindo *Melacentris* Moure, *Ptilocentris* Snelling, *Ptilotopus* Klug, *Wagenknechtia* Moure, *Aphemisia* Ayala e *Schisthemisia* Ayala; b) Grupo Trachina, contendo *Hemisiella* Moure (incluindo *Heterocentris* Cockerell) e *Trachina* Klug (incluindo *Paremisia* Moure) e c) Grupo Centris, que reúne *Acritocentris* Snelling, *Centris s.str.*, *Exallocentris* Snelling, *Paracentris* Cameron, *Xanthemisia* Moure e *Xerocentris* Snelling. A última revisão das espécies do gênero a incluir os elementos da fauna brasileira foi a de Friese (1900). Não há chaves de identificação atualizadas para nenhum dos subgêneros presentes no Brasil, embora Zanella (2000c) apresente uma chave para *Paracentris* que, até o momento, permanece inédita. Todas as espécies de *Centris* parecem ser solitárias, embora os ninhos freqüentemente constituam grandes agregações. Aparentemente, a nidificação no solo é a característica plesiomórfica (e mais comum) no gênero, com hábitos especializados tendo se desenvolvido em algumas linhagens.

Na chave abaixo, os dentes da mandíbula são contados do ápice para a base

### Chave para os Subgêneros de *Centris* presentes no Brasil

(Modificada de Ayala, 1998; Michener, 1951; Roig-Alsina, 2000 e Snelling, 1974)

1. Escutelo com 2 lóbulos, tubérculos ou gibas nos 2 sexos (Figs. 8.43, 8.44); *em geral*, abelhas grandes, com mais de 20 mm de comprimento ..... **2**
  - Escutelo sem lóbulos, tubérculos ou gibas, *geralmente* convexo; *em geral*, abelhas de tamanho médio, com menos de 20 mm de comprimento ..... **3**
- 
2. Vértice, em vista frontal, distintamente projetado acima dos olhos (distância entre margem do olho e borda do vértice igual ou maior que o diâmetro de um ocelo); região lateral do vértice, atrás dos olhos, com feixe de cerdas flageliformes longas, mais longas que a pilosidade plumosa em torno; área póstero-lateral superior do mesepisterno com um tubérculo forte na porção anterior inferior (normalmente, escondido sob a pilosidade); mesoscuto e escutelo com áreas glabras (em algumas espécies somente no escutelo). Fêmea: placa basitibial simples (Fig. 8.45) ..... ***Ptilotopus***
  - Vértice, em vista frontal, pouco projetado acima dos olhos (distância entre margem do olho e borda do vértice menor que o diâmetro de um ocelo); região lateral do vértice, atrás dos olhos, apenas com pilosidade plumosa; área póstero-lateral do mesepisterno sem tubérculo; mesoscuto e escutelo com pilosidade abundante, sem áreas glabras (exceto, em algumas espécies, no ápice dos tubérculos escutelares). Fêmea: placa basitibial dupla (Fig. 8.46) ..... ***Melacentris***

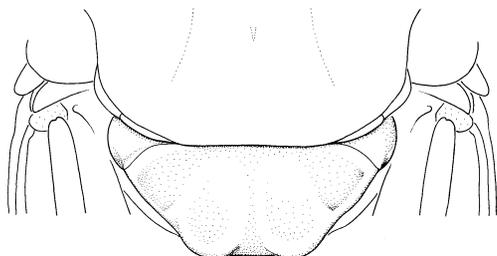


Fig. 8.43 - Escutelo de *Centris* (*Ptilotopus*) (♀), vista dorsal.

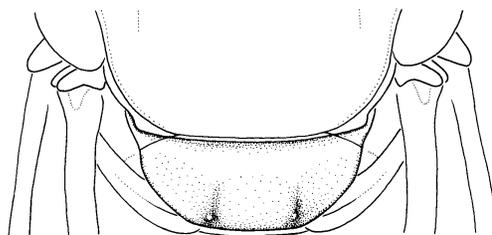


Fig. 8.44 - Escutelo de *Centris* (*Melacentris*) (♀), vista dorsal.

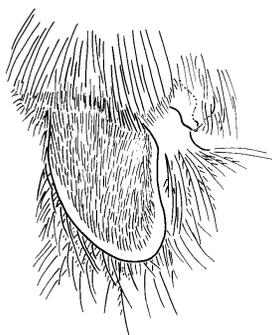


Fig. 8.45 - Placa basitibial de *Centris* (*Ptilotopus*) (♀).

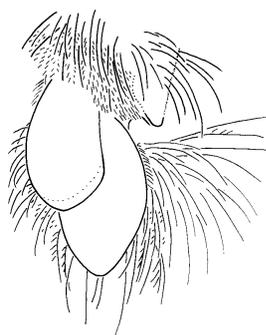


Fig. 8.46 - Placa basitibial de *Centris* (*Melacentris*) (♀).

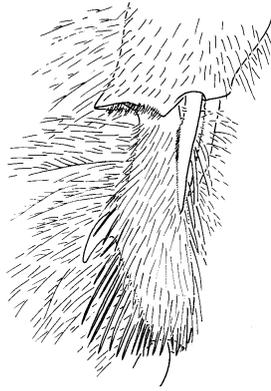


Fig. 8.47 - Ápice da tíbia e basitarso posterior de *Centris* (*Heterocentris*) (♂), vista interna.

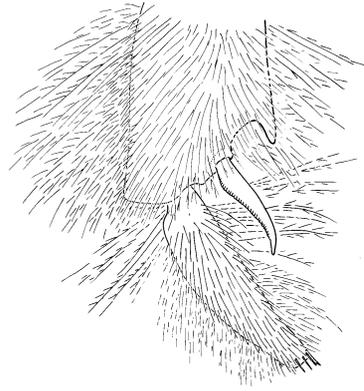


Fig. 8.48 - Ápice da tíbia e basitarso posterior de *Centris* (*Trachina*) (♂), vista interna.

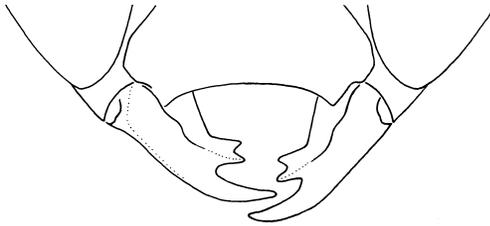


Fig. 8.49 - Mandíbulas de *Centris* (*Heterocentris*) (♂), vista frontal.

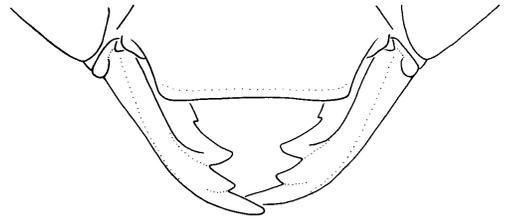


Fig. 8.50 - Mandíbulas de *Centris* (*Hemisiella*) (♂), vista frontal.

3. Palpos maxilares com 3 ou 4 palpômeros; metassoma sem brilho metálico. Macho: fêmur e tíbia das pernas posteriores intumescidos; basitarso posterior *normalmente* com um espinho ou carena elevada sobre a margem posterior interna (Fig. 8.47) ..... **4**
  - Palpos maxilares com 5 ou 6 palpômeros (o apical diminuto, *as vezes*, difícil de ver); metassoma, *em geral*, pelo menos com algumas regiões com brilho metálico. Macho: pernas posteriores *geralmente* não intumescidas; basitarso posterior sem espinho ou carena na margem posterior ..... **6**
  
4. Clípeo com faixa amarela longitudinal. Fêmea: placa basitibial composta, com placa secundária distinta, porém com margem distal normalmente pouco projetada sobre a placa principal. Macho: margem anterior da tíbia posterior com grande espinho submediano (Fig. 8.48) ..... **Trachina**
  - Clípeo sem faixa amarela longitudinal. Fêmea: placa basitibial simples, sem placa secundária (em algumas espécies placa secundária vestigial, coberta por pilosidade densa e curta). Macho: margem anterior da tíbia posterior sem espinho submediano ..... **5**
  
5. Fêmea: coxas médias e, principalmente, posteriores com setas largas, achatadas e de pontas arredondadas; superfície ventral do mesossoma com pêlos de ápice curvo, em gancho; labro modificado, com ápice recortado; carena superior interna da mandíbula elevada basalmente. Macho: margem posterior de T1 projetada para trás, lateralmente, formando lobos; pilosidade dos lobos laterais de T1 modificada, com pêlos plumosos escuros de ápices dobrados paralelamente à superfície do tergo; 2º dente mandibular maior que o 3º e mais próximo do 3º que do 1º (Fig. 8.49) ..... **Heterocentris**

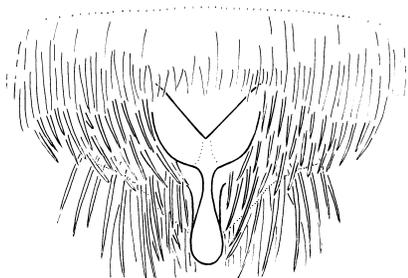


Fig. 8.51 - Placa pigídal de *Centris (Xanthemisia)* (♀).

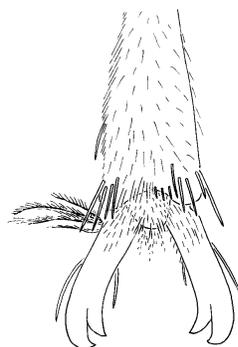


Fig. 8.52 - Garras tarsais de *Centris (Xanthemisia)* (♂).

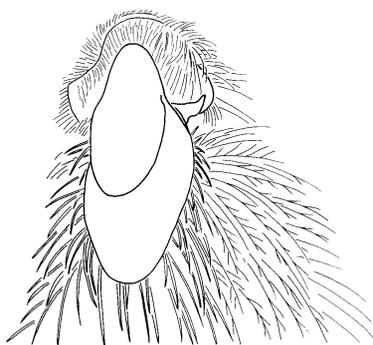


Fig. 8.53 - Placa basitibial de *Centris (Centris)* (♀), vista dorsal.



Fig. 8.54 - Placa basitibial de *Centris (Centris)* (♀), vista lateral.

- Fêmea: coxas médias e posteriores apenas com pêlos plumosos normais; superfície ventral do mesossoma com pêlos normais; labro simples, sua margem apical inteira; carena superior interna da mandíbula simples ou elevada apicalmente. Macho: margem posterior de T1 retilínea ou suavemente arqueada, sem projeções laterais; pilosidade da região lateral de T1 igual à do centro do terço; 2º dente mandibular menor que o 3º e mais próximo ao 1º (Fig. 8.50) ..... **Hemisiella**
- 6. Fêmea: mandíbula com 4 dentes e mais um 5º, internamente, na base do dente apical; placa pigídal com sulco longitudinal que surge do ápice da placa secundária, estreitando-se apicalmente (Fig. 8.51). Macho: base das garras tarsais posteriores com tufos de pêlos plumosos, além de pêlos simples, o tufo da garra interna muito mais longo que o da externa, quase tão longo quanto a garra (Fig. 8.52); mandíbula curta e robusta; fêmur e tíbia posteriores intumescidos ..... **Xanthemisia**
- Fêmea: mandíbula com 3 ou 4 dentes, mas sem dente interno; placa pigídal sem sulco longitudinal na parte média. Macho: base das garras tarsais apenas com pêlos simples ou, quando tufos de pêlos plumosos presente, os da garra interna e externa semelhantes, muito mais curtos que as garras; mandíbula longa ou muito longa; fêmur e tíbia posteriores normais ..... **7**

7. Fêmea: placa basitibial secundária elevada mas sem margem projetada, *normalmente* com a margem separada da margem anterior e continuando ao longo da margem posterior da placa principal (em algumas espécies, a placa secundária com uma depressão até a margem posterior); clipeo inteiramente negro ou com manchas amarelas, estas, porém, nunca em forma de “T” ou “Y” invertido. Macho: tufos de pêlos plumosos presentes na base das garras tarsais posteriores; clipeo negro ou amarelo, sem margens negras supralaterais (em algumas espécies, áreas parocular inferior e supraclipeal e parte dos escapos com desenhos amarelos); metassoma sem manchas amarelas e brilho metálico ..... **Paracentris**
- Fêmea: placa basitibial secundária elevada (Fig. 8.53), com a margem saliente e projetada sobre a placa principal (Fig. 8.54); clipeo com mancha amarela em forma de “T” ou “Y” invertido. Macho: sem tufos de pêlos plumosos na base das garras tarsais posteriores; clipeo amarelo, com margens supralaterais negras; labro, mandíbula, área malar, área parocular inferior, área supraclipeal e parte do escapo (ou pelo menos algumas dessas áreas) com desenhos amarelos; metassoma *normalmente* com manchas amarelas e brilho pelo menos levemente metálico ..... **Centris s.str.**

#### Subgênero *Centris s.str.* Fabricius, 1804 [12]

Distribui-se do sul do Brasil ao sul dos Estados Unidos. Embora as fêmeas de suas espécies sejam relativamente fáceis de distinguir umas das outras, o mesmo não ocorre com os machos de algumas delas. Suas espécies nidificam no solo. No Brasil é representada por: *aenea* Lepeletier, 1841 [BA, CE, MG, PB, RN, SP], *caxiensis* Ducke, 1907 [BA, CE, MA, MG, PB], *flavifrons* (Fabricius, 1775) [AP, BA, ES, MG, PB, SP], *inermis* Friese, 1899 [SP], *leprieuri* (Spinola, 1841) [BA], *nitens* Lepeletier, 1841 [BA, MG, PB, SP], *obscurior* Michener, 1954 [MG], *poecila* Lepeletier, 1841 [BA, MG], *segregata* Crawford, 1906 [SP?], *spilopoda* Moure, 1969 [BA, ES, MG, PB], *varia* (Erichson, 1848) [MG, SP] e *versicolor* (Fabricius, 1793) [SP].

#### Subgênero *Hemisiella* Moure, 1945 [6]

Embora predominantemente sul-americano, o grupo chega até os Estados Unidos. Constituí, com *Heterocentris* Cockerell e *Trachina* Klug, um grupo monofilético bem distinto dentro do gênero. Sua semelhança com *Heterocentris* Cockerell vem levando alguns autores a considerá-los sinônimos (p.ex., Ayala, 1998; Michener, 2000). Michener (2000), por exemplo, considera que *Hemisiella* seja parafilético em relação a *Heterocentris*. *Hemisiella* é um dos grupos de *Centris* cujas fêmeas nidificam em orifícios pré-existentes na madeira, no solo ou barrancos. Independente do substrato, esses orifícios são sempre forrados com terra ou areia coletada pelas fêmeas fora dos ninhos. No Brasil é representado por: *dichootricha* (Moure, 1945) [AM, MG, RO], *lanipes* (Fabricius, 1775) [CE, SP], *nigripes* Friese, 1899 [RS], *tarsata* Smith, 1874 [BA, CE, ES, MG, PB, RN, SP], *trigonoides* Lepeletier, 1841 [BA, GO, MG, MT, PE, PR, RN, SP] e *vittata* Lepeletier, 1841 [BA, ES, MG, SP].

#### Subgênero *Heterocentris* Cockerell, 1899 [5]

Tem ampla distribuição, do Brasil até o México. Alguns autores, como dito acima, incluem neste subgênero, também as espécies de *Hemisiella*. As fêmeas de *Heterocentris* também nidificam em orifícios pré-existentes. Entretanto, as estruturas de seus ninhos são construídas com raspa de madeira e outros materiais de origem vegetal. No Brasil, é representado por: *analís* (Fabricius, 1804) [AM, BA, CE, MG, PB, SP], *bicornuta* Mocsáry, 1899 [?], *difformis* Smith (1854) [AM, PA], *labrosa* Friese, 1899 [MG, SP] e *terminata* Smith, 1874 [MG].

#### Subgênero *Melacentris* Moure, 1995 [23]

Suas espécies, grandes e robustas, distribuem-se do sul do Brasil ao México. Este é o grupo chamado tradicionalmente na literatura de *Melanocentris* Friese (*Melanocentris*, entre-

tanto, é um sinônimo de *Ptilotopus*, como demonstrou Moure, 1995). Os dois subgêneros recentemente propostos por Ayala (2002), *Aphemisia* e *Schisthemisia*, são aqui tratados como sinônimos de *Melacentris*. Embora estes dois grupos tenham sido propostos com base em análise filogenética desenvolvida por Ayala (1998), a existência de formas intermediárias, aparentemente não levadas em consideração por Ayala em suas análises, torna difícil a separação desses táxons em bases não arbitrárias. Por exemplo, *C. fusciventris* e, de certo modo, *C. mocsaryi*, são intermediárias entre as *Melacentris* típicas e a espécie-tipo de *Aphemisia*, e o mesmo ocorre com relação a *C. xanthocnemis* e a espécie-tipo de *Schisthemisia*. As espécies de *Melacentris* nidificam no solo e há casos relatados de algumas delas nidificando nos montes de terra solta sobre saúveiros. No Brasil é representado pelas seguintes espécies: *aneiventris* Mocsáry, 1899 [?], *collaris* Lepeletier, 1841 [GO, MG, MT, SP], *confusa* Moure, 1960 [ES, MG, SP], *conspersa* Mocsáry, 1899 [ES, MG, RJ], *dimidiata* (Olivier, 1789) [AM, PA, RO], *discolor* Smith, 1874 [ES, MG, RJ, SP], *dorsata* Lepeletier, 1841 [MG, PR, RS, SC, SP], *flavilabris* Mocsáry, 1899 [AC, AM, PA, RO], *fluviatilis* (Friese, 1904) [MG, PA], *fusciventris* Mocsáry, 1899 [AM, AP, PA], *intermixta* Friese, 1900 [MT], *lateritia* Friese, 1899 [BA], *laticincta* (Spinola, 1841) [AP], *mocsaryi* Friese, 1899 [DF, GO, MG, MT, SC, SP], *obsoleta* Lepeletier, 1841 [AM, BA, CE, ES, MG, MT, RS, SP], *pectoralis* Burmeister, 1876 [MG, RS, SP], *plumipes* Smith, 1854 [AM, PA], *pocograndensis* Schrottky, 1902 [SP], *rhodoprocta* Moure & Seabra, 1960 [AM], *rufipes* Friese, 1899 [MG], *smithiana* Friese, 1900 [ES, MG, PI, RJ], *violacea* Lepeletier, 1841 [MG] e *xanthocnemis* (Perty, 1833) [MG, MT, SP].

#### **Subgênero *Paracentris* Cameron, 1903 [5]**

Ocorre da Argentina e Chile até o centro dos Estados Unidos. Contrariamente à maioria dos outros grupos do gênero, *Paracentris* é mais comum em regiões semidesérticas. Suas espécies nidificam no solo. Embora Zanella (2000c) não tenha encontrado evidências para a inclusão de *C. hyptidis* e *C. xanthomelaena* em *Paracentris*, estamos mantendo estas duas espécies provisoriamente neste subgênero por questões práticas. No Brasil é representado por: *burgdorfi* Friese, 1900 [CE, PE, MG, DF, GO, PR, RS, SP], *hyptidis* Ducke, 1908 [BA, CE, MG, PB, PE, RN], *klugi* Friese, 1899 [BA, GO, MG, PA, PR, SP], *tricolor* Friese, 1900 [RS, SC], e *xanthomelaena* Moure & Castro, 2001 [BA, MG, MT, PB].

#### **Subgênero *Ptilotopus* Klug, 1810 [10]**

Ocorre do sudeste do Brasil até a Costa Rica. Em 1984, foi elevado à categoria de gênero por Snelling. As análises cladísticas de Ayala (1998), entretanto, mostram que o grupo está inserido dentro de *Centris*. As espécies deste subgênero, bastante grandes e robustas, constroem seus ninhos em associação com termiteiros arborícolas. No Brasil, é representado por: *americana* (Klug, 1810) [PA], *atra* Friese, 1900 [GO, MG, TO], *decipiens* Moure & Seabra, 1960 [ES, RJ], *denudans* Lepeletier, 1841 [MG, SP], *langsdorffii* Blanchard, 1840 [ES, MG, RJ], *maranhensis* Ducke, 1910 [BA, MA], *moerens* (Perty, 1833) [BA, CE, MG], *nobilis* Westwood, 1840 [AM, PA, RO], *scopipes* Friese, 1899 [MG, SP] e *sponsa* Smith, 1854 [BA, CE, MG, PB, SP].

#### **Subgênero *Trachina* Klug, 1810 [5]**

No sentido amplo adotado aqui (incluindo *Paremisia* Moure) ocorre do sudeste brasileiro e Bolívia até o México. Diferentes espécies deste subgênero podem construir seus ninhos no solo ou termiteiros. No Brasil é representado pelas seguintes espécies: *dentata* Smith, 1854 [?]; *fuscata* Lepeletier, 1841 [BA, CE, MG, PB, PE, PR, RN, RS, SP], *longimana* Fabricius, 1804 [AM, BA, ES, MG, SP], *proxima* Friese, 1899 [RS] e *similis* (Fabricius, 1804) [MG, SP].

### Subgênero *Xanthemisia* Moure, 1945 [3]

Distribui-se do sul do Brasil até ao México. Suas fêmeas parecem nidificar apenas em orifícios pré-existentes em madeira e constroem suas células com partículas de madeira. É representada no Brasil por: *bicolor* Lepeletier, 1841 [BA, MG, PR, SP], *ferruginea* Lepeletier, 1841 [AM, BA, ES, MT, PA, PB] e *lutea* Friese, 1899 [ES, MG, PB, SP]. Além dessas, há uma espécie ainda não descrita em Minas Gerais.

### Gênero *Epicharis* Klug, 1807 [28]

É um grupo de espécies moderadamente diverso que ocorre desde a Argentina e Bolívia até o México. É considerado o grupo irmão de *Centris*. A classificação subgenérica atual foi desenvolvida, em grande parte, por Moure (1945b) que sugeriu, também, a existência de duas grandes linhagens no gênero. Estas linhagens foram posteriormente confirmadas pelas análises filogenéticas realizadas por Ayala (1998) que as chamou Grupo *Epicharis*, constituído pelos subgêneros *Epicharis*, *Epicharana* e *Hoplepicharis* e, a outra, Grupo *Epicharoides*, constituída pelos demais subgêneros. Aparentemente, todas as espécies escavam seus ninhos no solo. A última revisão das espécies do gênero a incluir os elementos da fauna brasileira foi a de Friese (1900), que o considerou como subgênero de *Centris*. A distribuição geográfica apresentada abaixo para as espécies presentes no Brasil foi complementada pelos dados apresentados em Gaglianone (2001a).

#### Chave para os Subgêneros de *Epicharis* presentes no Brasil (Modificada de Moure, 1945b e Snelling, 1984)

1. Fêmea: placa basitibial dupla. Macho: placa pigidial ausente, margem apical de T7 bilobada ou bidenticulada ..... **2**
  - Fêmea: placa basitibial simples. Macho: placa pigidial variável, *comumente* distinta, com margens bem delimitadas, seu ápice acuminado (Fig. 8.55), estreitamente truncado (Fig. 8.56) ou arredondado, *raramente* muito reduzida com margens obsoletas (Fig. 8.57) ..... **4**
2. Fêmea: ápice da placa pigidial largamente truncado (Fig. 8.58); tíbia posterior tão longa quanto ou mais curta que o basitarso. Macho: pilosidade no basitarso e, principalmente, na tíbia posteriores pouco desenvolvida, nunca assemelhando-se a uma escopa (Fig. 8.59); basitarso posterior com quilha longitudinal na margem anterior terminando numa projeção espiniforme (às vezes, ausente) ..... **3**
  - Fêmea: ápice da placa pigidial estreitamente truncado; tíbia posterior mais longa que o basitarso. Macho: basitarso e, principalmente, a tíbia posteriores com pilosidade longa assemelhando-se a uma escopa (Fig. 8.60); basitarso posterior com dente proeminente no seu terço basal (Fig. 8.60) ..... ***Hoplepicharis***
3. Fêmea: ápice da placa pigidial mais estreito que o diâmetro do ocelo médio, suas margens laterais normalmente retas; cerdas do disco de T5 simples ou barbuladas. Macho: tubérculos mesepisternais ausentes sobre as coxas médias; basitarso posterior sem crista carenada na margem anterior; trocanter e fêmur posteriores sem agrupamento de pêlos curtos e plumosos ventralmente ..... ***Epicharis s.str.***
  - Fêmea: ápice da placa pigidial mais larga que o diâmetro do ocelo médio, suas margens laterais amplamente sinuosas; cerdas do disco de T5 com ramificações finas, curtas e esparsas. Macho: tubérculos mesepisternais presentes sobre as coxas médias (Fig. 8.61); basitarso posterior com quilha terminando em projeções dentiformes na margem anterior (Fig. 8.59); trocanter e fêmur posteriores com agrupamento de pêlos escuros, curtos e plumosos (Fig. 8.61) ..... ***Epicharana***

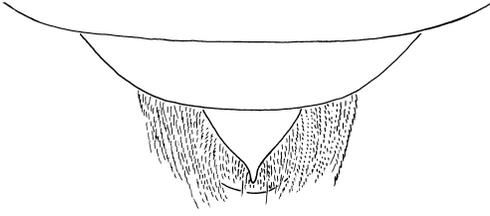


Fig. 8.55 - Ápice do metassoma de *Epicharis (Epicharitides)* (♂), vista dorsal.

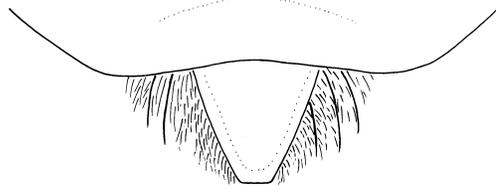


Fig. 8.56 - Ápice do metassoma de *Epicharis (Triepicharis)* (♂), vista dorsal.

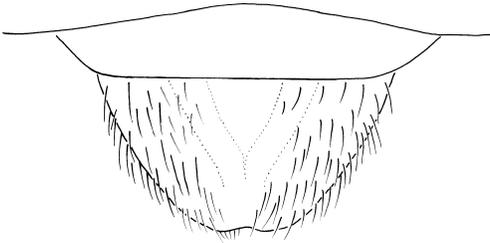


Fig. 8.57 - Ápice do metassoma de *Epicharis (Cyphepicharis)* (♂), vista dorsal.

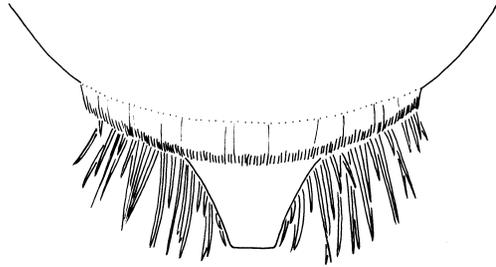


Fig. 8.58 - Ápice do metassoma de *Epicharis (Epicharis)* (♀), vista dorsal.

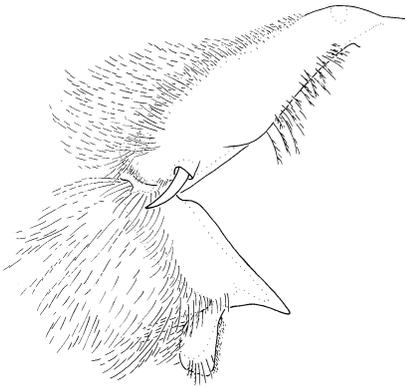


Fig. 8.59 - Tíbia e basitarsos posteriores de *Epicharis (Epicharana)* (♂), vista externa.



Fig. 8.60 - Perna posterior de *Epicharis (Hoplepicharis)* (♂), vista externa.

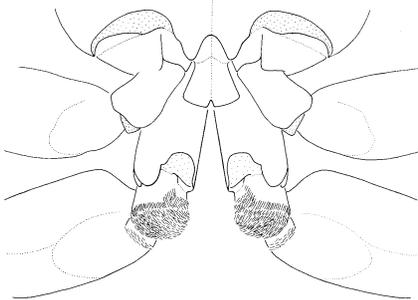


Fig. 8.61 - Detalhe do mesossoma de *Epicharis (Epicharana)* (♂), vista ventral.

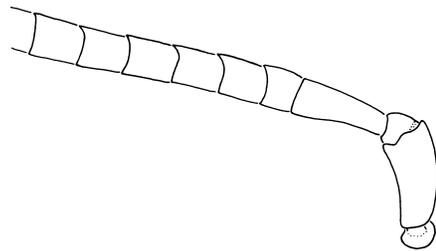


Fig. 8.62 - Detalhe da antena de *Epicharis (Triepicharis)* (♀).

4. Margem posterior da face dorsal do escutelo sem depressão longitudinal, às vezes levemente deprimida (quando fortemente deprimida, palpo maxilar com 3 palpômeros). Fêmea: F1 curto, *normalmente* maior que os 2 seguintes juntos mas sempre mais curto que os 3 seguintes juntos. Macho: F1 mais curto que o escapo ..... **5**
- Margem posterior da face dorsal do escutelo bilobada na fêmea, bigibosa no macho. Fêmea: F1 tão longo quanto os 3 seguintes combinados. Macho: F1 mais longo que o escapo e mais longo que os 2 flagelômeros seguintes combinados ..... **Parepicharis**
5. Carenas laterais do disco do clipeo ausentes ou fracamente marcadas apenas na metade basal do clipeo. Macho: basitarso posterior com carena na margem anterior terminando em um grande dente aproximadamente na metade do comprimento do basitarso ..... **6**
- Carenas laterais do disco do clipeo fortes e bem definidas até quase a margem apical do clipeo. Macho: basitarso posterior sem carena ou dente na margem anterior ..... **7**
6. Palpo maxilar com 2 palpômeros; setas occipitais flageliformes distintas, ultrapassando a margem anterior do mesoscuto. Fêmea: F1 cerca de 1,5x mais longo que F2 e F3 juntos (Fig. 8.62). Macho: distância ocelocular menor que o diâmetro do ocelo *lateral* em vista dorsal; F1 claramente pedunculado, tão longo quanto F2 e F3 juntos ..... **Anepicharis**
- Palpo maxilar com 3 palpômeros; setas occipitais flageliformes curtas, não atingindo a margem anterior do mesoscuto. Fêmea: F1 ligeiramente mais longo que F2 e F3 juntos. Macho: distância ocelocular igual ao diâmetro do ocelo *médio* em vista dorsal; F1 não pedunculado, aproximadamente tão longo quanto F2 ..... **Triepicharis**
7. Face dorsal do escutelo plana ou levemente convexa. Fêmea: franja prepigial precedida por uma área brilhante, quase glabra ..... **8**
- Face dorsal do escutelo bigibosa. Fêmea: área brilhante anterior à franja prepigial ausente ..... **Cyphepicharis**
8. Lobo jugal da asa posterior com cerca da metade do comprimento do lobo vanal e quase atingindo o ápice da célula cubital; esporão da tibia média com dentes da margem interna longos, robustos e bem separados (Fig. 8.63). Fêmea: basitarso posterior 2x mais longo que largo, sua margem posterior quase reta. Macho: placa pigidial larga, recobrimdo a maior parte de T7, o ápice da placa arredondado, translúcido e delimitado por uma carena ..... **Epicharoides**
- Lobo jugal da asa posterior com cerca de 1/3 do comprimento do lobo vanal, terminando bem antes do ápice da célula cubital; esporão da tibia média com ambas as margens densamente denticuladas, com dentes finos e curtos. Fêmea: basitarso posterior 1/3 mais longo que largo, sua margem posterior fortemente curva. Macho: placa pigidial mais estreita, com o ápice pontiagudo, ladeado por densa franja de pêlos (Fig. 8.55) ..... **Epicharitides**

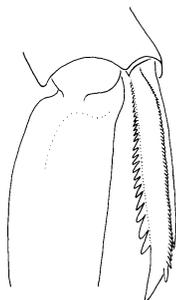


Fig. 8.63 - Esporão da tibia média de *Epicharis* (*Epicharoides*) (♂).

### **Subgênero *Anepicharis* Moure, 1945 [4]**

Restringe-se ao território brasileiro, ocorrendo do Rio Grande do Sul a Goiás. As espécies conhecidas são: *chrysopyga* (Friese, 1900) [ES, RJ, SC], *dejeanii* Lepeletier, 1841 [AM, ES, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP], *melanoxantha* (Moure, 1945) [GO, SP] e *nigricollis* Friese, 1924 [GO, MT, RO].

### **Subgênero *Cyphepicharis* Moure, 1945 [1]**

É um grupo monotípico de ocorrência limitada ao sudeste brasileiro. A espécie conhecida é: *morio* Friese, 1924 [MG, PR, RJ, SP].

### **Subgênero *Epicharana* Michener, 1954 [4]**

Este subgênero está representado desde o sul do Brasil e Bolívia até o México. Corresponde ao grupo chamado tradicionalmente na literatura brasileira como *Epicharis*. Entretanto, as normas do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica não permitem que este nome seja aplicado a este grupo de espécies, como já foi mostrado por Michener (p. ex., 1957, 1997). Os ninhos de espécies deste subgênero já estudados são escavados em barrancos ao abrigo da luz (entrada de cavernas, paredes de cisternas etc.). As espécies conhecidas no Brasil são: *conica* Smith, 1874 [AM, PA], *flava* (Friese, 1900) [AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RO, RS, SC, SP], *pygialis* (Friese, 1900) [AP, AM, MG, PA, RO, SP] e *rustica* (Olivier, 1789) [ES, MG, PA, RJ, SP, TO]. As três últimas espécies podem ser distinguidas com auxílio da chave fornecida por Moure (1995).

### **Subgênero *Epicharis* Klug, 1807 s.str. [4]**

Distribui-se do sul do Brasil às Guianas. Corresponde ao grupo chamado *Xanthepicharis* por Moure (1945b). Já foi demonstrado, entretanto, que a designação, por Lutz e Cockerell, de *Centris umbraculata* como espécie tipo de *Epicharis* é correta (sobre isto, veja, por exemplo, Michener, 1997). As espécies conhecidas no Brasil são: *bicolor* Smith, 1874 [BA, ES, GO, MA, MG, MT, PB, PE, PI, SP], *flavotaeniata* (Moure, 1945) [AM], *nigrita* (Friese, 1900) [BA, ES, MA, MG, MS, PB, RJ, RN, SP] e *umbraculata* (Fabricius, 1804) [AM, ES, MT, PA, RO].

### **Subgênero *Epicharitides* Moure, 1945 [7]**

Está representado do sul do Brasil e Bolívia até o Panamá. As espécies conhecidas no Brasil são: *cockerelli* (Friese, 1900) [BA, DF, MG, MT, RO, SP], *duckei* (Friese, 1900) [MG, MT, PA], *iheringi* Friese, 1899 [DF, MG, MT, MS, SP], *luteocincta* Moure & Seabra, 1959 [GO, MG, MS, MT, SP], *minima* (Friese, 1904) [AP, MG, MT, RO, SP], *obscura* (Friese, 1899) [ES, MG, PR, RJ, SC, SP] e *rufescens* Moure & Seabra, 1959 [PA].

### **Subgênero *Epicharoides* Radoszkowski, 1884 [3]**

Ocorre desde a Argentina e Uruguai até o México. As espécies conhecidas no Brasil são: *albofasciata* Smith, 1874 [AM, BA, ES, MG, MT, PA, SP, TO], *grandior* (Friese, 1899) [DF, ES, MG, PB, PR, RJ, SC, SP] e *xanthogastra* Moure & Seabra, 1959 [MG, MS, MT, PA, SP]. Existe pelo menos uma espécie ainda não descrita neste subgênero, encontrada nos seguintes estados: BA, ES, GO, MG, MT, MS, SP.

### **Subgênero *Hoplepicharis* Moure, 1945 [2]**

Distribui-se do sul do Brasil ao México, reunindo quatro espécies. As espécies conhecidas do Brasil são: *affinis* Smith, 1874 [AM, AP, BA, DF, ES, MG, MS, PA, RJ, SC, SP] e *fasciata* Lepeletier & Serville, 1828 [AM, BA, MG, MT, PA, PE, RJ, RO, RS, SC, SP]

### **Subgênero *Parepicharis* Moure, 1945 [1]**

Reúne apenas duas espécies, distribuindo-se da Bolívia e norte do Brasil até a Costa

Rica. No Brasil é representada apenas por: *zonata* Smith, 1854 [AP, AC, AM, MT, PA, RO, RR, TO].

#### Subgênero *Triepicharis* Moure, 1945 [2]

É conhecido apenas do Brasil. Suas espécies são: *analys* Lepeletier, 1841 [AM, BA, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PR, RJ, RO, SP] e *schrotkyi* Friese, 1899 [AM, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MT, PI, PR, RO, SC, SP].

#### 8.1.4. EMPHORINI [21]

Tem sido chamada, alternativamente, de Melitomini. Aqui, entretanto, está sendo adotado o nome mais freqüente na literatura atual. A classificação da tribo começou a se estabelecer melhor com o trabalho de Roig-Alsina & Michener (1993) que incluíram, nela, o gênero *Ancyloscelis* (previamente considerado em Exomalopsini) e para o qual propuseram uma subtribo, Ancyloscelina. Os demais gêneros ficaram reunidos em uma outra tribo, Emphorina. A classificação genérica adotada aqui é aquela proposta por Roig-Alsina (1998). Dos dez gêneros reconhecidos nela, três (*Leptometriella* Roig-Alsina, 1998, *Meliphilopsis* Roig-Alsina, 1994 e *Toromelissa* Roig-Alsina, 1998) não ocorrem no Brasil. Segundo as hipóteses apresentadas por Roig-Alsina & Michener (1993) e Roig-Alsina (1994), as relações entre os gêneros da tribo, são as seguintes: *Ancyloscelis* seria o grupo irmão de Emphorina e esta subtribo, por sua vez, seria dividida em dois cladogramas principais, um composto por *Alepidosceles*, *Diadasina* e *Ptilothrix* e, o outro, por *Melitoma*, *Meliphilopsis* e *Diadasia*. Roig-Alsina não esclareceu as afinidades dos gêneros descritos por ele posteriormente (Roig-Alsina, 1998), embora, aparentemente, *Toromelissa* pertença ao clado que contém *Melitoma*.

Emphorini é exclusivamente americana, distribuindo-se da Argentina e Chile até ao Canadá, sendo mais diversificada nas regiões temperadas da América do Sul e menos diversificada nas regiões tropicais. Ela contém espécies robustas, pequenas a grandes, muitas das quais são especialistas na coleta de pólen de grupos específicos de plantas (principalmente nas famílias Asteraceae, Cactaceae, Convolvulaceae, Malvaceae, Onagraceae e Pontederiaceae). Seus ninhos são construídos no solo ou em barrancos e todas as suas espécies são solitárias.

#### Chave para os Gêneros de Emphorini presentes no Brasil

(Modificada de Roig-Alsina, 1998)

1. Carena parocular presente, conspicua ao longo de toda a margem interna do olho; asa posterior com a 2ª abscissa de *M+Cu* pelo menos 3x maior que *cu-a*. Fêmea: palpo maxilar sem escova de pêlos. Macho: mandíbula levemente curva, curta ..... **Ancyloscelis**
- Carena parocular ausente; asa posterior com a 2ª abscissa de *M+Cu* no máximo 2x maior que *cu-a*. Fêmea: palpo maxilar com escova de pêlos no 3º palpômero e freqüentemente nos palpômeros 2 e 4 (Fig. 8.64). Macho: mandíbula formando forte ângulo próximo à base ..... **2**
2. Segundo palpômero do palpo labial 1,1 a 3,0x mais longo que o primeiro e *usualmente* 1,2 a 2,5x mais longo que o comprimento do olho (exceto em *Melitomella* em que é quase tão longo quanto o olho); probóscide em repouso ultrapassando as coxas anteriores e *normalmente* também as coxas médias ..... **3**
- Segundo palpômero do palpo labial 0,5 a 0,8x mais curto que o primeiro e 0,3 a 0,6x mais curto que o comprimento do olho; probóscide em repouso no máximo alcançando as coxas anteriores ..... **4**
3. Segundo palpômero do palpo labial 2 a 3x mais longo que o 1º. Fêmea: labro de lados paralelos, mais ou menos quadrado, margem apical com tubérculo mediano e 1 a 3 tubérculos laterais (Fig.



Fig. 8.64 - Palpo maxilar de *Ptilothrix* (♀).

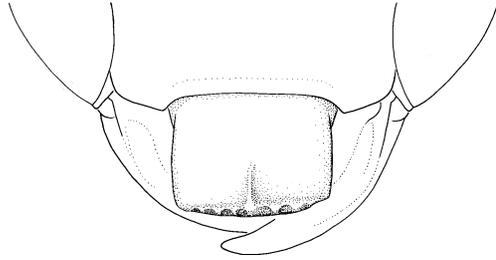


Fig. 8.65 - Detalhe da cabeça de *Melitoma* (♀), vista frontal.

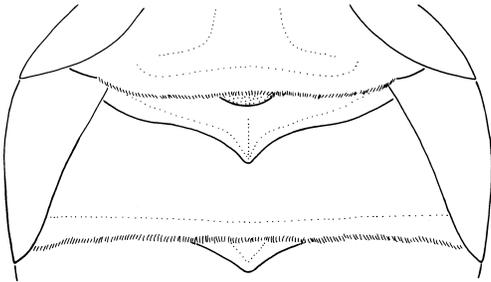


Fig. 8.66 - Detalhe do metassoma de *Diadasia* (♀), vista ventral.



Fig. 8.67 - Garras tarsais de *Diadasia* (♂).

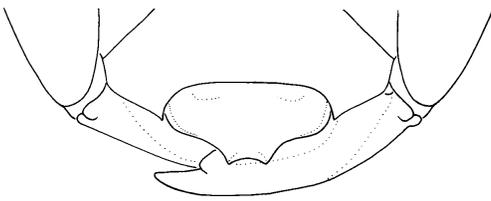


Fig. 8.68 - Detalhe da cabeça de *Alepidosceles* (♂), vista frontal.

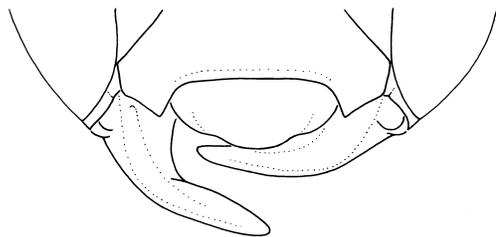


Fig. 8.69 - Detalhe da cabeça de *Diadasina* (♂), vista frontal.

- 8.65). Macho: fêmur posterior com quilha afiada no bordo inferior interno ..... **Melitoma**
- Segundo palpômero do palpo labial 1,5x mais longo que o 1º. Fêmea: labro com lados divergentes apicalmente, pentagonal; margem distal sem tubérculos. Macho: fêmur posterior com o bordo inferior interno arredondado ..... **Melitomella**
4. Arólios ausentes; comprimento de F1 pelo menos 2x maior que sua largura apical ..... **Ptilothrix**
- Arólios presentes (às vezes reduzidos); comprimento de F1 não mais que 1,5x maior que sua largura apical ..... **5**

5. Grádulo de E2 e, *usualmente*, também de E3 e E4 angulado medianamente (Fig. 8.66); garras tarsais posteriores com bordos arredondados (Fig. 8.67), exceto em fêmeas de uma espécie. Fêmea: metade basal do fêmur anterior *comumente* com uma densa escova de pêlos longos. Macho: metaposnoto glabro (umas poucas espécies com alguns pêlos junto aos bordos posteriores do metaposnoto) ..... **Diadasia**
- Grádulo dos esternos metassomáticos com a porção média suavemente encurvada; garras tarsais sempre agudas. Fêmea: fêmur anterior com pilosidade normal, sem escova basal densa. Macho: metaposnoto piloso ..... **6**
6. Fêmea: placa basitibial ausente; fimbria de T5 densa, formada por numerosas fileiras de pêlos que ocupam, medianamente, quase a metade da parte exposta do tergo. Macho: mandíbula dilatada pré-apicalmente (Fig. 8.68); ápice do labro com tubérculo mediano bilobado (Fig. 8.68) ..... **Alepidosceles**
- Fêmea: placa basitibial presente; fimbria de T5 formada por poucas fileiras estreitas de pêlos. Macho: mandíbula afinando apicalmente (Fig. 8.69); ápice do labro com tubérculo simples ou sem tubérculo (Fig. 8.69) ..... **Diadasina**

### Gênero *Alepidosceles* Moure, 1947 [2]

Sua distribuição restringe-se à Argentina, Bolívia, Brasil e Paraguai. Seis espécies são conhecidas no gênero; entre elas, são registradas para o Brasil: *hamata* Moure, 1947 [MS] e *imitatrix* (Schrottky, 1909) [MG, SP].

### Gênero *Ancyloscelis* Latreille, 1836 [7]

De ampla distribuição nas Américas, ocorre do sul dos Estados Unidos até a Argentina. Tradicionalmente incluída em Exomalopsini, *Ancyloscelis* foi transferida para Emphorini por Roig-Alsina & Michener (1993). O gênero reúne cerca de 25 espécies mas as espécies sul-americanas estão muito mal conhecidas: a última revisão a considerá-las foi feita por Schrottky (1920), muito incompleta. No Brasil, são conhecidas: *apiformis* (Fabricius, 1793) [BA, CE, ES, MG, RN, RR, RS, SP], *armatitarsis* Strand, 1910 [SP], *fiebrigi* Brèthes, 1909 [RS], *frieseana* (Ducke, 1908) [CE, PE?], *gigas* Friese, 1904 [RS, SP], *turmalis* Vachal, 1904 [RS] e *ursinus* Haliday, 1836 [RS]. Há pelo menos uma espécie não descrita em Minas Gerais.

### Gênero *Diadasia* Patton, 1879 [?]

É um gênero de distribuição disjunta (anfitropical), com parte de suas espécies ocorrendo do Canadá à América Central (uma espécie atinge a Venezuela) e outro grupo ocorrendo na Argentina, Bolívia, Brasil, Chile e Peru. É o maior gênero de Emphorini, reunindo em torno de 50 espécies. A fauna sul-americana é muito pouco conhecida. No Brasil existem, pelo menos, três espécies, com ocorrências registradas, respectivamente, uma de Campos de Jordão, SP, uma do Amapá e outra da caatinga de Minas Gerais e Nordeste.

### Gênero *Diadasina* Moure, 1950 [4]

Distribui-se pela Argentina, Brasil e Paraguai. Já foi considerado como subgênero de *Diadasia* Patton mas, segundo estudos de Roig-Alsina (1998), está mais proximalmente relacionado a *Ptilothrix* Smith. São conhecidas cinco espécies no gênero, das quais as seguintes ocorrem no Brasil: *distincta* (Holmberg, 1903) [MG, MT?, RS], *monticola* Moure, 1944 [SP], *paraensis* (Ducke, 1913) [BA, CE, RN, RS] e *riparia* (Ducke, 1908) [BA, CE, MG, RN, RS].

### **Gênero *Melitoma* Lepeletier & Serville, 1825 [3]**

Ocorre desde os Estados Unidos até a Argentina. O gênero reúne cerca de 10 espécies, que Roig-Alsina (1998) divide em dois grupos. Um deles é representado em toda a área de distribuição do gênero e é composto por espécies relativamente comuns; o outro é restrito à América do Sul e contém espécies raras, semelhantes às de *Ptilothrix* Smith. No Brasil são conhecidas: *ipomoearum* (Ducke, 1913) [CE, RN], *osmioides* Ducke, 1908 [CE, RN] e *segmentaria* (Fabricius, 1804) [BA, ES, GO, MG, PE, RN, RS, SP].

### **Gênero *Melitomella* Roig-Alsina, 1998 [2]**

É conhecido apenas no Brasil e Panamá, reunindo três espécies. No Brasil, é representado por *grisescens* (Ducke, 1907) [PB] e *murihirta* (Cockerell, 1912) [CE, MG, PB, RN]. A primeira delas, tem sido identificada como uma *Melitoma*.

### **Gênero *Ptilothrix* Smith, 1853 [3]**

É outro gênero com distribuição disjunta (anfitropical), sendo representado por três espécies nos Estados Unidos e México e por várias espécies (algumas das quais ainda não descritas) na América do Sul (do norte do Brasil até a Argentina, Bolívia e Paraguai). No Brasil é representada por: *fructifera* (Holmberg, 1903) [PR, RS], *plumata* Smith, 1853 [CE, MG, PR, RN, SP] e *relata* (Holmberg, 1903) [MG, RS, SP].

## **8.1.5. ERICROCIDINI [25]**

Ocorre apenas nas Américas, com maior diversidade na região amazônica. Reúne abelhas médias a grandes, às vezes com bonitos padrões metálicos devido à iridescência do integumento ou de pêlos escamiformes. Suas espécies aparentemente parasitam apenas os ninhos de espécies de Centridini, tribo a que provavelmente estão proximamente relacionadas. Aqui, são reconhecidos nove gêneros para o Brasil, com a revalidação de *Cyphomelissa* e *Eurytis*, considerados sinônimos de *Hopliphora* em revisões recentes (Snelling & Brooks, 1985; Michener, 2000).

### **Chave para os Gêneros de Ericrocidini presentes no Brasil**

(Modificada de Snelling & Brooks, 1985)

1. Região lateral do mesepisterno, próximo à inserção da coxa média, com uma elevação transversal, *em geral*, formando uma aresta carenada, sua extremidade dorsal protuberante (elevação muitas vezes encoberta pela pilosidade longa) (Fig. 8.70); cerdas apicais dos tarsômeros 2 e 3 da perna anterior (no lado voltado para o corpo) fortemente engrossadas e curvas (Fig. 8.71), *em geral* curtas e com aspecto de garras (Figs. 8.72, 8.73); tubérculos do escutelo sempre encobertos pela pilosidade (exceto pelo ápice, muitas vezes visível) ..... **2**
- Região lateral do mesepisterno, próximo à inserção da coxa média, sem arestas ou com apenas uma elevação transversal fraca e não carenada; cerdas apicais dos tarsômeros 2 e 3, *em geral*, relativamente finas e não diferindo muito daquelas dos tarsômeros da perna média (Fig. 8.74), *se* curtas e grossas, *então*, aquelas do tarsômero 2 apenas levemente encurvadas; tubérculos do escutelo, *em geral*, expostos ..... **5**
2. Abelhas grandes, com mais de 20 mm de comprimento; pêlos com brilho verde ou azul metálico cobrindo todo o corpo; perna posterior bastante alongada, último tarsômero pelo menos 1,5x mais longo que o comprimento total dos tarsômeros 2-4; região omaular fortemente carenada na sua



Fig. 8.70 - Detalhe do mesossoma de *Acanthopus* (♀), vista lateral.



Fig. 8.71 - Tarso anterior de *Eurytis* (♀), vista lateral da porção apical.

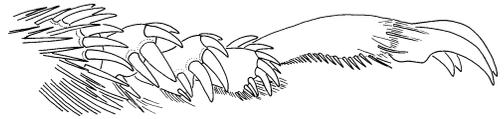


Fig. 8.73 - Tarso anterior de *Acanthopus* (♀), vista lateral da porção apical.

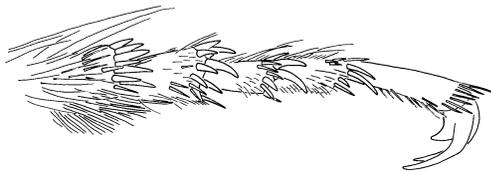


Fig. 8.72 - Tarso anterior de *Hopliphora* (♀), vista lateral da porção apical.

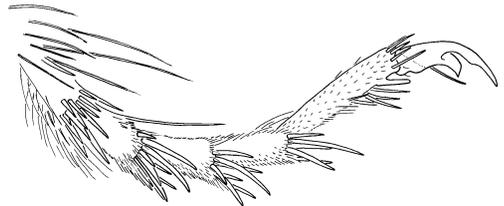


Fig. 8.74 - Tarso anterior de *Mesoplia* (♀), vista lateral da porção apical.



Fig. 8.75 - Tibia e esporão médios de *Acanthopus* (♂), vista lateral.

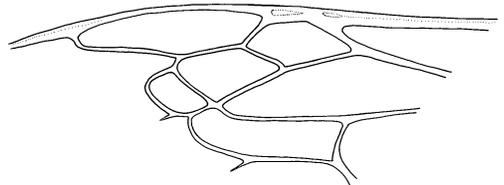


Fig. 8.76 - Detalhe da asa anterior de *Cyphomelissa* (♀).

porção latero-ventral (Fig. 8.70); 3ª célula submarginal grande, recebendo as 2 veias recorrentes (1ª *m-cu* e 2ª *m-cu*); carena na superfície externa da tíbia média estendendo-se até o meio da tíbia (Fig. 8.75). Fêmea: placa pigidial vestigial, não delimitada lateralmente por carenas .....

**Acanthopus**

- Abelhas de tamanho médio, em geral não ultrapassando 20 mm de comprimento; pêlos com brilho metálico ausentes ou, se presentes, com brilho fraco e restritos às pernas e aos 3 últimos terços; perna posterior mais curta, último tarsômero aproximadamente tão longo quanto o comprimento total dos tarsômeros 2-4; região omalar, *algumas vezes*, elevada mas nunca carenada; 3ª célula submarginal recebendo apenas uma veia recorrente (2ª *m-cu*); carena na superfície externa da tíbia restrita ao seu ápice. Fêmea: placa pigidial bem desenvolvida e larga, delimitada lateralmente por carenas fortes ..... **3**

- 3. Aresta transversal do mesepisterno fortemente carenada, crista lisa e sem pêlos; veias 2ª *rs-m* e 3ª *rs-m* fundidas entre si antes de se unirem a *Rs* (3ª célula submarginal acuminada anteriormente) (Fig. 8.76); margem apical da superfície externa do fêmur posterior fortemente engrossada e projetada sobre a base da tíbia. Fêmea: placa pigidial terminando em ponta estreita, ápice distintamente curvado para cima ..... **Cyphomelissa**

- Aresta transversal do mesepisterno arredondada, rombuda, crista com pontuação pilígera evidente; veias 2ª *rs-m* e 3ª *rs-m* atingindo *Rs* em pontos amplamente separados; margem apical da superfície externa do fêmur posterior não modificada. Fêmea: ápice da placa pigidial arredondado, apenas levemente inclinado para cima ..... **4**

- 4. Labro pelo menos 1,8x mais largo que longo, carena pré-apical protuberante e bidentada; 3ª célula submarginal, medida ao longo de sua metade, pelo menos tão larga quanto a 2ª célula submarginal. Macho: fêmur posterior com sua superfície posterior densamente coberta por pêlos plumosos, relativamente longos (Fig. 8.77); franja apical de E4 pouco desenvolvida, seus pêlos mais curtos que aqueles da franja do E5 ..... **Hopliphora**

- Labro menos que 1,5x mais largo que longo (Fig. 8.78), carena pré-apical baixa e acompanhando a margem do labro; 3ª célula submarginal, medida ao longo de sua metade, mais estreita que a 2ª célula submarginal. Macho: pilosidade da superfície posterior do fêmur posterior não diferindo daquela do restante do fêmur; franja apical do E4 bastante desenvolvida, seus pêlos bem mais longos que aqueles da franja do E5 e curvados para o meio ..... **Eurytis**

- 5. Superfícies anterior vertical e posterior horizontal de T1 encontrando-se em aresta subangulosa (Fig. 8.79); basitarso médio sem projeção distal, achatada e espiniforme na margem posterior; mandíbula simples ..... **6**

- Superfícies anterior vertical e posterior horizontal de T1 encontrando-se em curva suave (Fig. 8.80); basitarso médio *frequentemente* com projeção distal achatada que, *em geral*, desenvolve-se em uma carena em direção à base do basitarso; mandíbula normalmente com dente pré-apical ..... **8**

- 6. Região omalar arredondada, exceto por uma carena baixa na porção latero-dorsal; lobo pronotal sem carenas. Macho: antena muito longa, flagelo ultrapassando ápice do metassoma ..... **Ctenioschelus**

- Região omalar fortemente carenada, carena prolongando-se ventralmente; lobo pronotal com uma carena ou lamela (Fig. 8.81) na sua superfície anterior. Macho: antena relativamente curta, não ultrapassando o mesossoma ..... **7**

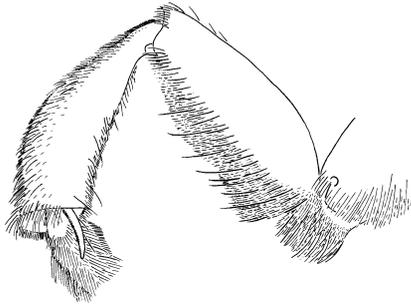


Fig. 8.77 - Detalhe da perna posterior de *Hoplyphora* (♂), vista posterior.

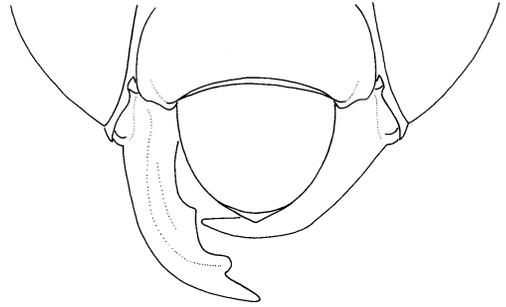


Fig. 8.78 - Detalhe da cabeça de *Eurytis* (♂), vista frontal.

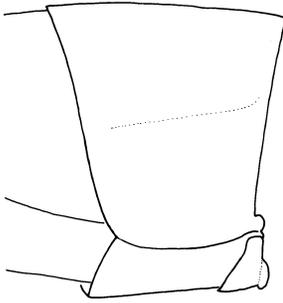


Fig. 8.79 - Base do metassoma de *Mesocheira* (♀), vista lateral.

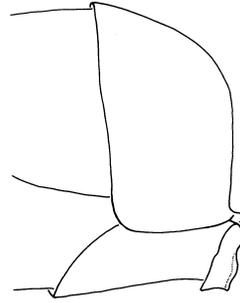


Fig. 8.80 - Base do metassoma de *Mesonychium* (♀), vista lateral.

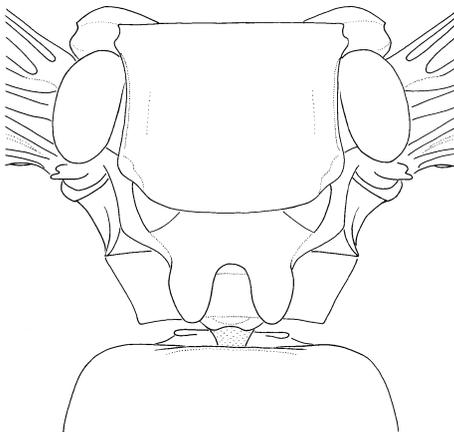


Fig. 8.81 - Tórax e porção basal do metassoma de *Mesocheira* (♀), vista dorsal.



Fig. 8.82 - Distitarso posterior de *Mesonychium* (♀), vista dorsal.

7. Escutelo com 2 tubérculos robustos, cônicos e eretos; célula marginal da asa anterior da mesma cor do restante da asa; carena do lobo pronotal baixa ..... ***Aglaomelissa***  
 – Escutelo com 2 processos achatados, com ápices amplamente curvos e direcionados para trás (Fig. 8.81); célula marginal da asa anterior com quase todo o terço apical escurecido; lobo pronotal com uma lamela bem desenvolvida (Fig. 8.81) ..... ***Mesocheira***
8. Tarsômero distal das pernas média e posterior com um tufo de cerdas curtas, achatadas e decumbentes de cada lado (Fig. 8.82); veias 2ª *rs-m* e 3ª *rs-m* fundidas entre si antes de se unirem a *Rs* (3ª célula submarginal acuminada anteriormente); escutelo uniformemente coberto por pilosidade longa e ereta, tubérculos pouco visíveis ..... ***Mesonychium***  
 – Tarsômero distal das pernas média e posterior apenas com pêlos finos aos lados; veias 2ª *rs-m* e 3ª *rs-m* atingindo *Rs* em pontos amplamente separados; pelo menos a superfície anterior dos tubérculos do escutelo coberta apenas por pilosidade curta e decumbente, tubérculos bem visíveis ..... ***Mesoplia***

### Gênero *Acanthopus* Klug, 1807 [3]

Ocorre do sudeste do Brasil até as Guianas. Seus hospedeiros parecem ser exclusivamente espécies de *Centris* (*Ptilotopus*) (Gaglianone, 2001b). As espécies conhecidas no Brasil são: *excellens* Schrottky, 1902 [MG, PB, SP], *modestior* Ducke, 1908 [MA, PA] e *palmatus* (Olivier, 1789) [AM, AP, MA, MT, PA]. Há também o que parece ser uma espécie adicional não descrita nas regiões Sudeste e Nordeste.

### Gênero *Aglaomelissa* Snelling & Brooks, 1985 [1]

É um gênero monotípico cuja ocorrência restringe-se do norte da América do Sul até a Costa Rica. A única espécie conhecida é: *duckei* (Friese, 1906) [PA].

### Gênero *Ctenioschelus* Romand, 1840 [1]

É um gênero de ampla distribuição geográfica, ocorrendo desde o Uruguai e Paraguai até o México. Apenas uma espécie é reconhecida em todo este território: *goryi* (Romand, 1840) [BA, ES, MG, PA, PB, PR, RJ, RS, SP].

### Gênero *Cyphomelissa* Schrottky, 1902 [4]

Contém quatro espécies, todas com ocorrência registrada no Brasil: *commata* Moure, 1958 [MG, RJ], *diabolica* (Friese, 1900) [ES, GO, MG, SP], *magnifica* Moure, 1958 [AM] e *superba* (Ducke, 1902) [AM, MT, PA]. As espécies podem ser identificadas com auxílio da chave apresentada por Moure (1958). Nesse trabalho, Moure comenta que as diferentes formas descritas talvez correspondam, apenas, a variações de uma única espécie. Há também o que parece ser uma espécie adicional aparentemente não descrita no Amapá.

### Gênero *Eurytis* Smith, 1854 [1]

Gênero monotípico, com ampla distribuição no Brasil. A única espécie reconhecida é: *funereus* Smith, 1874 [AM, ES, PA, RS, SP].

### Gênero *Hopliphora* Lepeletier, 1841 [1]

Aqui, este gênero é considerado num sentido mais restrito do que aquele adotado por Snelling & Brooks (1985) e Michener (2000), devido à exclusão das espécies de *Eurytis* e *Cyphomelissa*. A única espécie descrita conhecida no Brasil é: *velutina* (Lepeletier & Serville, 1825) [GO, MG, MT, PA, PR, RS, SC, SP]. Há também o que parece ser uma espécie adicional não descrita em Minas Gerais.

### **Gênero *Mesocheira* Lepelletier & Serville, 1825 [1]**

Distribui-se por toda a região tropical das Américas, do Paraguai até o México. Em toda esta extensão, o gênero parece conter uma única espécie: *bicolor* (Fabricius, 1804) [BA, MG, SP].

### **Gênero *Mesonychium* Lepelletier & Serville, 1825 [5]**

Este gênero está presente desde o centro do Chile e Argentina até o Peru, Brasil e Guiana Francesa. Suas espécies parecem ser parasitas de *Centris*. No Brasil, foram registradas as seguintes espécies: *asteria* (Smith, 1854) [AM, SP, CE, MA, PA, PB] (= *maculata* Friese, 1900), *caerulescens* Lepelletier & Serville, 1825 [MG, SP], *littoreum* Moure, 1944 [MG, SP], *violacea* (Friese, 1900) [SP] e *viridis* (Friese, 1900) [MG, SP].

### **Gênero *Mesoplia* Lepelletier, 1841 [8]**

As espécies deste gênero, parasitas dos ninhos de *Centris* e *Epicharis*, ocorrem desde o norte da Argentina até o sul dos Estados Unidos. Suas cerca de 12 espécies foram divididas em dois subgêneros por Snelling & Brooks (1985).

#### **Chave para os Subgêneros de *Mesoplia* presentes no Brasil**

(Modificada de Michener, 2000)

1. Fêmea: placa pigidial larga, ocupando toda a superfície dorsal exposta de T6, e coberta por pêlos ou escamas. Macho: esporões tibiais posteriores não ultrapassando o terço basal do basitarso, às vezes, apenas um esporão presente; tibia posterior com uma área de pilosidade densa e negra em sua região distal interna ..... ***Mesoplia s.str.***
- Fêmea: placa pigidial estreita e glabra. Macho: ambos os esporões tibiais posteriores presentes, atingindo ou ultrapassando o meio do basitarso; tibia posterior sem área pilosa distal interna ..... ***Eumelissa***

#### **Subgênero *Eumelissa* Snelling & Brooks, 1985 [4]**

Ocorre do sudeste do Brasil e leste da Bolívia até a Costa Rica. As espécies registradas no Brasil são: *alboguttata* (Ducke, 1905) [PA], *decorata* (Smith, 1854) [PA, SP] (= *itaitubina* (Ducke, 1902)), *friesei* (Ducke, 1902) [PA] e *guedesi* (Ducke, 1902) [PA].

#### **Subgênero *Mesoplia* Lepelletier, 1841 s. str. [4]**

Distribui-se do sul do Brasil até o sul dos Estados Unidos. As espécies brasileiras são: *chalybaea* (Friese, 1912) [?], *regalis* (Smith, 1854) [PA], *rufipes* (Perty, 1833) [ES, MG, PI, SP] e *simillima* Schrottky, 1920 [BA, RS?].

### **8.1.6. EUCERINI [109]**

Distribui-se por todos os continentes, menos Austrália, estando melhor representada nas Américas. Contém abelhas robustas e pilosas, médias a grandes. Como considerada aqui, inclui também as espécies anteriormente consideradas nas tribos Canephorulini e Eucerinodini (não representadas no Brasil). As relações filogenéticas entre os grupos que constituem a tribo não estão estabelecidas e, por isto, sua classificação estará sujeita a modificações no futuro. As espécies desta tribo constroem seus ninhos no solo e a grande maioria é solitária, embora algumas vivam em ninhos comunais.

**Chave para os Gêneros de Eucerini presentes no Brasil**  
(Modificada de Moure & Michener, 1955; Urban, 1989 e Michener, 2000)

**Fêmeas**

1. Grádulo de E2 fracamente biconvexo (Figs. 8.83, 8.84); comprimento da lamela da gálea pelo menos 1,4x o comprimento do olho; carena externa inferior da mandíbula expandida para a frente de forma que ela se apresenta pelo menos tão saliente (*normalmente* mais saliente) que a carena externa superior; grádulo de T6 sem partes laterais; comprimento do labro *normalmente* 2 terços da sua largura ..... **2**
- Grádulo de E2 fortemente biconvexo (Fig. 8.85), formando ângulo de 140° ou menos entre as 2 convexidades; lamela da gálea tão longa quanto o olho ou ligeiramente mais longa; mandíbula normal, com a carena externa inferior menos saliente que a carena externa superior; grádulo de T6, *em geral*, com porção lateral desenvolvida; comprimento do labro *normalmente* menor que 2 terços de sua largura ..... **5**
2. Vértice com carena pré-occipital forte; escapo quase tão longo quanto a distância inter-antenal; F1 ligeiramente mais curto que o escapo ..... **Lophothygater**
- Vértice sem carena pré-occipital; escapo muito mais curto que a distância inter-antenal; F1 tão longo quanto, ou mais longo que o escapo ..... **3**
3. Comprimento do escapo até 2x a sua largura ou pouco mais que isso; clipeo negro, sem um par de *elevações* que divergem inferiormente; placa pigidial estreita, suas margens formando ângulo de, aproximadamente, 65°; tergos sem faixas de pêlos decumbentes [no grupo de *Thygater analis*, com faixas basais completamente escondidas pelos tergos precedentes] ..... **Thygater**
- Comprimento do escapo mais que 2x sua largura; clipeo, *normalmente*, com um par de áreas amareladas e com um par de *elevações* fracas ou carenas divergindo inferiormente; placa pigidial muito larga, suas margens formando ângulo de 80° ou mais; T2-T4 com bandas basais formadas por pêlos esparsos, decumbentes, plumosos e pálidos ..... **4**
4. Clipeo com um par de carenas distintas que divergem inferiormente (Fig. 8.86); comprimento da área malar aproximadamente 1/3 de sua largura; asa anterior com 3 células submarginais ..... **Trichocerapis**
- Clipeo sem carenas, mas com as áreas súpero-laterais fortemente declivosas, formando um par de elevações de cumo arredondado que divergem inferiormente; comprimento da área malar 1/5 de sua largura; asa anterior com 2 células submarginais ..... **Dithygater**
5. Superfície interna do basitarso posterior com pêlos esparsamente distribuídos, exceto por uma estreita faixa pilosa próxima à margem inferior; clipeo fortemente protuberante; comprimento do labro cerca de 2/3 da sua largura ..... **Peponapis**
- Superfície interna do basitarso posterior uniforme e densamente piloso; clipeo variável, mas *normalmente* moderadamente protuberante (fortemente protuberante em *Santiago*); comprimento do labro *normalmente* igual à metade de sua largura, ou menos ..... **6**
6. Margens da placa basitibial completamente expostas, sua superfície freqüentemente glabra; porção lateral do grádulo de T6 lameliforme e terminando em dente forte (Fig. 8.87) ..... **Florilegus**
- Margens da placa basitibial escondidas pela pilosidade da placa ou, se expostas, superfície coberta por pilosidade apenas posteriormente; grádulo de T6 variável, *normalmente* sem dente ... **7**

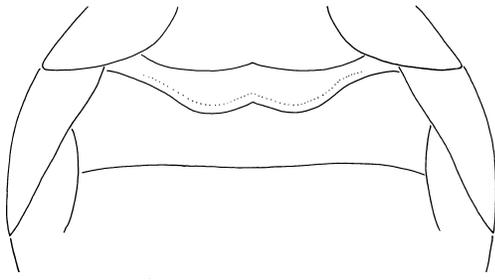


Fig. 8.83 - Detalhe do metassoma de *Trichocerapis* (♀), vista ventral.

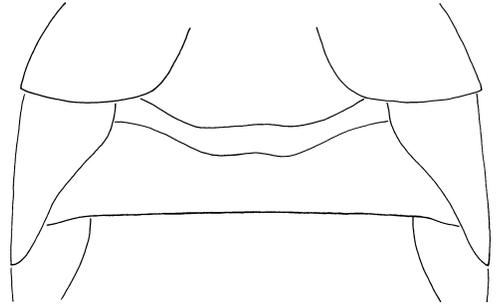


Fig. 8.84 - Detalhe do metassoma de *Thygater* (♀), vista ventral.

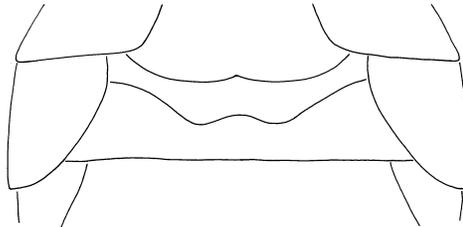


Fig. 8.85 - Detalhe do metassoma de *Gaesischia* (♀), vista ventral.

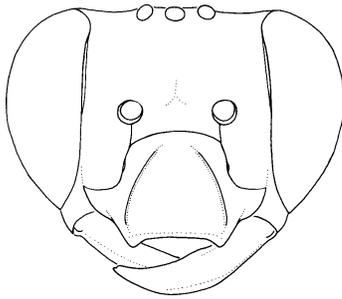


Fig. 8.86 - Cabeça de *Trichocerapis* (♀), vista frontal.

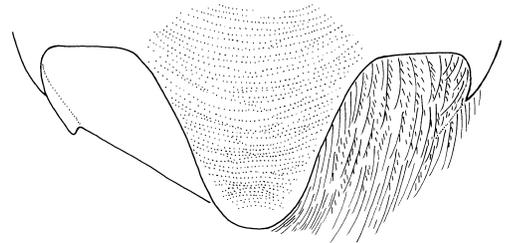


Fig. 8.87 - Detalhe de T6 de *Florilegus* (♀), vista dorsal.

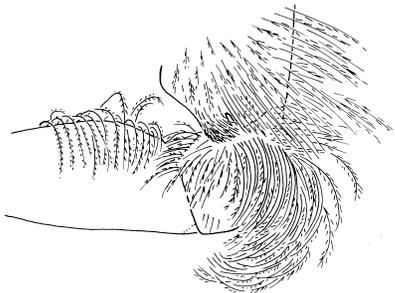


Fig. 8.88 - Detalhe da perna posterior de *Melissoptila* (♀), vista ventral.

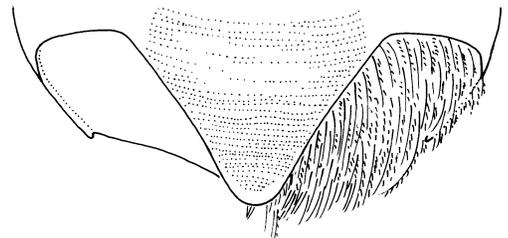


Fig. 8.89 - Detalhe de T6 de *Melissoptila* (♀), vista dorsal.

7. Escutelo longo (metade do mesoscuto), achatado, projetado bem além do metanoto sobre todo o propódeo, este último vertical em vista lateral ..... **Platysvastra**  
 – Escutelo *normalmente* menos que metade do mesoscuto, *raramente* achatado e não projetado além do metanoto e sobre o propódeo, este último com uma zona basal quase horizontal ou fracamente inclinada em vista lateral ..... **8**
8. Arólios ausentes; porção lateral do grádulo de T6 lameliforme e terminando em dente forte; palpo maxilar com 5 palpômeros ..... **9**  
 – Arólios presentes; grádulo de T6 variável; palpo maxilar com 2 ou 3 palpômeros ..... **10**
9. Premento e estípites com cerdas de ápice em gancho; diâmetro do flagelo maior que do ocelo médio; comprimento de F1 menos que 2x sua largura máxima ..... **Pachysvastra**  
 – Premento e estípites desprovidos de cerdas de ápice em gancho; diâmetro do flagelo menor que do ocelo médio, comprimento de F1 mais que 2x sua largura máxima ..... **Svastrina**
10. Palpo maxilar com 2 ou 3 palpômeros; trocanter posterior com um tufo de pêlos plumosos longos e curvados para os lados (Fig. 8.88); grádulo de T6 com a porção lateral elevada terminando em dente (Fig. 8.89); pterostigma *normalmente* mais longo que o prestigma; 2ª célula submarginal claramente mais longa que larga (conforme Fig. 8.105) ..... **Melissoptila**  
 – Palpo maxilar com 4 a 6 palpômeros, *raramente* com 3; trocanter posterior sem tal tufo de pêlos; porção lateral do grádulo de T6 fraca e careniforme, *se* lameliforme, terminado em dente curto e *normalmente* arredondado ou não terminando em dente; pterostigma *normalmente* mais curto que o prestigma; segunda célula submarginal variável, *normalmente* mais curta que larga ou tão longa quanto larga (conforme Fig. 8.106) ..... **11**
11. Palpo maxilar *normalmente* com 4 palpômeros (*raramente* com 3); coxa anterior sem espinho; carena parocular, quando visível em sua porção inferior, independente da carena látero-clipeal (Fig. 8.96); margem anterior externa da tégula reta ou levemente encurvada para dentro (Fig. 8.90) ...  
 ..... **Melissodes**  
 – Palpo maxilar *normalmente* com 5 ou 6 palpômeros, quando com 4, coxa anterior com espinho apical grande; carena parocular, quando visível em sua porção inferior, conectada à carena látero-clipeal (Figs. 8.97, 8.98); margem anterior externa da tégula arredondada (Fig. 8.91) ..... **12**
12. Garras tarsais muito curtas, ramo externo um pouco maior que o dente interno; E6 profunda e estreitamente chanfrado apicalmente (Fig. 8.92); comprimento do basitarso médio menos que 2/3 do comprimento da tibia ..... **Micronychapis**  
 – Garras tarsais normais, ramo externo muito maior que o dente interno (o último *raramente* ausente); E6 apenas levemente chanfrado ou com recorte suave; basitarso médio aproximadamente tão longo quanto a tibia ..... **13**
13. Escutelo mais longo que 1/3 do mesoscuto, aplainado e aproximadamente no mesmo plano da parte posterior do mesoscuto; clípeo extremamente plano; esporões tibiais médio e posterior robustos e quase tão longos quanto os basitarsos ..... **Gaesochira**  
 – Escutelo menos que 1/3 do comprimento do mesoscuto, convexo; clípeo moderada a fortemente protuberante; esporões tibiais normais, 2/3 do comprimento dos basitarsos ou menos ..... **14**
14. Mandíbula com um grande dente interno largamente separado da extremidade apical (Fig. 8.93); vértice muito elevado atrás dos ocelos, estendendo-se para cima e para trás mais que dois diâ-

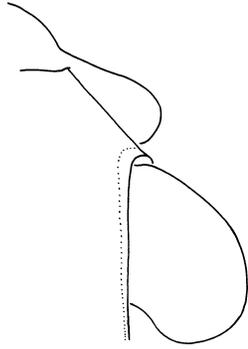


Fig. 8.90 - Tégula de *Melissodes* (♀), vista dorsal.

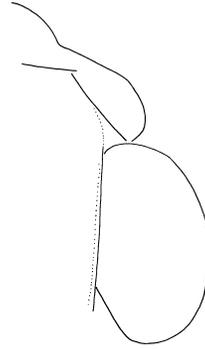


Fig. 8.91 - Tégula de *Gaesischia* (♀), vista dorsal.

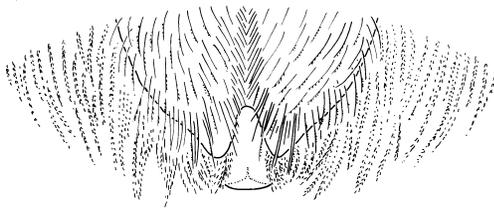


Fig. 8.92 - Detalhe de E6 de *Micronychapis* (♀), vista ventral.

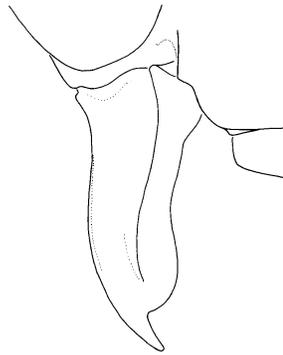


Fig. 8.93 - Mandíbula de *Megascirtetica* (♀), vista frontal.

- metros ocelares; garras tarsais sem dente interno ..... ***Megascirtetica***
- Mandíbula com dente interno pequeno ou ausente (ápice, às vezes, bidentado); vértice não elevado ou moderadamente elevado atrás dos ocelos; garras tarsais com dente interno ..... **15**
  - 15.** Vértice elevado atrás dos ocelos, os quais situam-se na superfície anterior; carena parocular forte; coxa anterior *normalmente* com espinho apical forte; palpo maxilar com 4 ou 5 palpômeros (*raramente* com 6) ..... **16**
  - Vértice não elevado atrás dos ocelos, os quais são dorsais; carena parocular variável, fraca se o vértice for levemente elevado atrás dos ocelos; coxa anterior sem espinho apical forte; palpo maxilar com 6 palpômeros (*ocasionalmente* com 5) ..... **17**
  - 16.** Coxa anterior com espinho apical (Fig. 8.94), *algumas vezes*, espinho curto e pouco evidente (Fig. 8.95); clipeo pouco a moderadamente protuberante (Fig. 8.97); lamela da gálea menor que o comprimento do olho ..... ***Gaesischia***
  - Coxa anterior sem espinho apical; clipeo fortemente protuberante (clipeo mais largo que olho, em vista lateral) (Fig. 8.98); lamela da gálea 1,5x o comprimento do olho ..... ***Santiago***

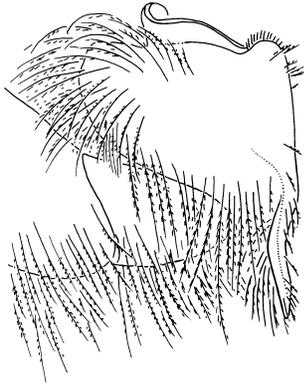


Fig. 8.94 - Detalhe da perna anterior de *Gaesischia* (♀), vista ventral.

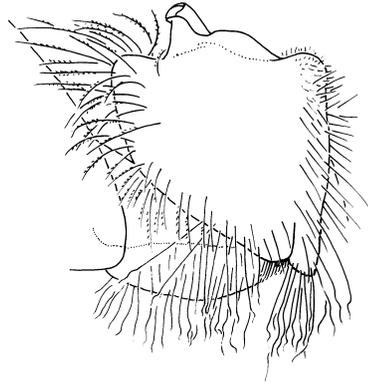


Fig. 8.95 - Detalhe da perna anterior de *Gaesischia* (♀), vista ventral.

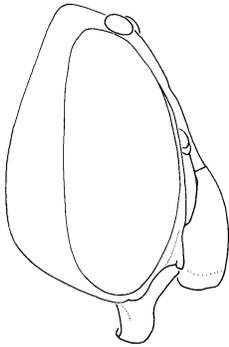


Fig. 8.96 - Cabeça de *Gaesischia* (♀), vista lateral.

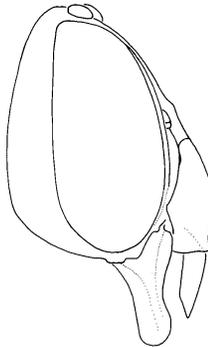


Fig. 8.97 - Cabeça de *Melissodes* (♀), vista lateral.

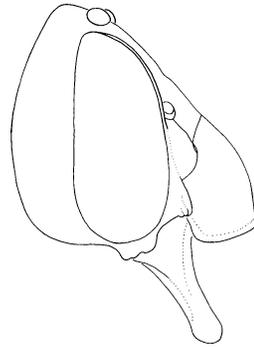


Fig. 8.98 - Cabeça de *Santiago* (♀), vista lateral.

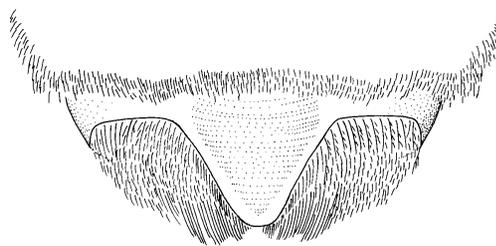


Fig. 8.99 - Ápice do metassoma de *Dasyhalonia* (♀), vista dorsal.

17. Porção lateral do grádulo de T6 longa e fortemente carenada ou lamelada (Fig. 8.99) ..... ***Dasyhalonia***  
 - Porção lateral do grádulo de T6 ausente ou muito curta (às vezes, presentes como uma carena longa porém fraca) ..... ***Alloscirtetica***

Machos (nota: não são conhecidos machos do gênero *Platysvastra*).

1. Distância clipeo-ocular pelo menos igual ao diâmetro mínimo de F1; porção inferior da carena parocular completamente ausente (indicada por uma crista em algumas espécies de *Thygater*); porção lateral do clipeo, porção da área parocular acima dessa parte do clipeo e parte da área parocular adjacente ao olho, todas quase num só plano; comprimento do labro pelo menos 3/4 da sua largura; clipeo muito fortemente protuberante ..... **2**
  - Distância clipeo-ocular menos que o diâmetro mínimo de F1; parte inferior da carena parocular presente ou, se ausente, indicada por uma crista de forma que uma estreita área próxima ao olho se encontra em um plano muito diferente das regiões adjacentes (isto pode não ser muito evidente em formas nas quais o clipeo e, conseqüentemente a carena parocular, estão muito próximos do olho); comprimento do labro menos de 3/4 de sua largura; clipeo protuberante, mas não muito fortemente ..... **4**
  
2. T7 terminando em dois lobos ou dentes cegos (com recorte em apenas uma espécie) (Fig. 8.100); placa pigidial não reconhecível, ou indicada apenas por carena lateral fraca e incompleta; flagelômeros com diâmetros aproximadamente uniformes, sem pêlos longos ..... ***Thygater***
  - T7 não bilobado (Fig. 8.101); placa pigidial claramente delimitada; F8-F11 mais delgados que os flagelômeros anteriores, com uma fila de pêlos em uma das margens ..... **3**
  
3. Placa pigidial arredondada posteriormente, carena marginal uniforme; último flagelômero mais longo que qualquer outro, não alargado; asa anterior com 2 células submarginais ..... ***Dithygater***
  - Placa pigidial estreitada pré-apicalmente e terminando em um pequeno processo dirigido para cima, carena marginal elevada pré-apicalmente (Fig. 8.101); último flagelômero, largo, achatado e mais curto que os outros, exceto o primeiro; asa anterior com 3 células submarginais ..... ***Trichocerapis***
  
4. Placa pigidial ausente, reduzida e terminando em ápice agudo ou, pelo menos, com a carena lateral terminando pré-apicalmente, porção apical da placa truncada ou arredondada e sem margens elevadas; E7 *normalmente* com projeção apical mediana entre lobos apicais pilosos e elaborados .... **5**
  - Placa pigidial com margem elevada distinta ou carenada lateral e posteriormente (Figs. 8.102, 8.103) (interrompida posteriormente somente em poucas formas com o ápice da placa bilobado ou bidentado) (Fig. 8.104); E7 sem projeção apical mediana ..... **6**

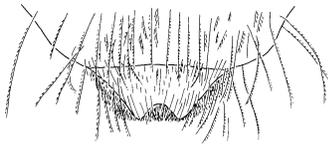


Fig. 8.100 - Ápice do metassoma de *Thygater* (♂), vista dorsal.

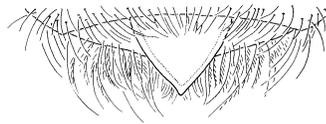


Fig. 8.101 - Ápice do metassoma de *Trichocerapis* (♂), vista dorsal.

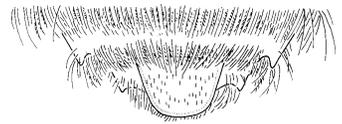


Fig. 8.102 - Ápice do metassoma de *Melissoptila* (♂), vista dorsal.

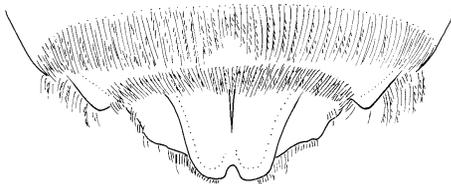


Fig. 8.103 - Ápice do metassoma de *Pachysvastra* (♂), vista dorsal.

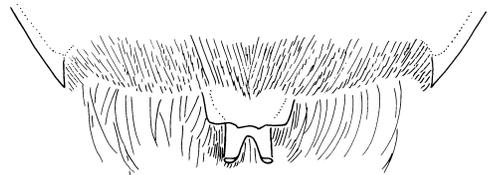


Fig. 8.104 - Ápice do metassoma de *Micronychapis* (♂), vista dorsal.

5. Distância interocelar bem menor que distância ocelo-ocular; placas internas de E7 profundamente trilobadas; os olhos divergem inferiormente ..... **Megascirtetica**  
 – Distância interocelar quase igual à distância ocelo-ocular; placas internas de E7 cada uma com um ou 2 lobos; os olhos convergem inferiormente ..... **Alloscirtetica**
6. T7 com dente gradular (Fig. 8.102) ou ângulo forte lateralmente à placa pigidial (Fig. 8.103), às vezes escondido por pilosidade densa ou por T6 ..... **7**  
 – T7 sem dente lateral ..... **11**
7. Arólios ausentes; placa pigidial profundamente chanfrada mediantemente (Fig. 8.103); antena quase não ultrapassando o escutelo, comprimento dos flagelômeros médios menos que 2x sua largura e cerca de 1,5x do diâmetro ocelar ..... **Pachysvastra**  
 – Arólios presentes; placa pigidial não dividida (Fig. 8.102); antena *normalmente* muito mais longa, comprimento dos flagelômeros mais que 2x sua largura, flagelômeros um pouco mais largos que diâmetro ocelar ..... **8**
8. Comprimento de F1 pelo menos 1/4 do comprimento de F2; palpo maxilar com 2 ou 3 palpômeros; pterostigma grande (comparado ao pterostigma em outros gêneros de Eucerini), mais longo que o prestigma (Fig. 8.105); segunda célula submarginal grande (comparado a outros gêneros de Eucerini), quase tão longa quanto a primeira (medidas na veia *M*) (Fig. 8.105); lobos interno e externo de E7 quase indistinguíveis, fundidos e *normalmente* glabros; largura da espata mais de 4x seu comprimento ..... **Melissoptila**  
 – Comprimento de F1 não mais que 1/5 do comprimento de F2; palpo maxilar com 4 ou 5 palpômeros, *muito raramente* com 3; pterostigma e segunda célula submarginal *normalmente* menores (Fig. 8.106); lobos interno e externo de E7 separados por uma zona transparente, placa interna enrolada, dobrada ou grande com pêlos espalhados por sua superfície; largura da espata menos que 4x seu comprimento ..... **9**
9. Fêmur anterior sempre delgado, visivelmente mais que 3x mais longo que largo (mais largo próximo da base); palpo maxilar com 4 (*raramente* 3) palpômeros ..... **Melissodes**  
 – Fêmur anterior robusto (comprimento igual a 3x sua largura, mais largo próximo ou além do meio) ou delgado; palpo maxilar sempre com 5 palpômeros ..... **10**
10. F2-F11 subcilíndricos; com diâmetros iguais ou ligeiramente maiores que o do ocelo; clipeo e labro amarelos; placa pigidial sem carena transversal pré-apical ..... **Florilegus**  
 – F2-F11 achatados, F2-F4 consideravelmente mais largos que o diâmetro ocelar, os seguintes progressivamente mais estreitos; clipeo negro com áreas subapicais laterais amarelas, labro negro; placa pigidial com forte carena transversal pré-apical, a superfície da placa, entre esta carena e o ápice da placa, fortemente côncava e brilhante ..... **Gaesochira**

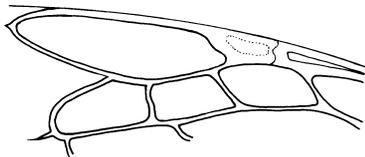


Fig. 8.105 - Detalhe da asa anterior de *Melissoptila* (♂).

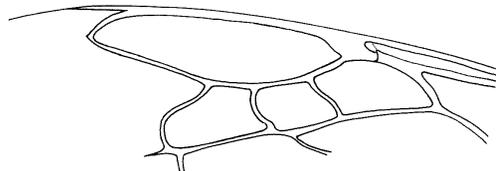


Fig. 8.106 - Detalhe da asa anterior de *Melissodes* (♂).

11. Articulação anterior da mandíbula 2x mais afastada da margem do olho que a posterior; distância clipeo-ocular igual a cerca de metade da largura mínima de F1; gonóstilo dobrado para baixo próximo do meio; lobos internos de E7 pequenos, um pouco maiores que os lobos laterais ..... **Peponapis**
- Articulação anterior da mandíbula um pouco mais afastada da margem do olho que a posterior; distância clipeo-ocular menor que metade da largura mínima F1; gonóstilo sem dobra abrupta próximo de sua metade; lobos internos de E7 grandes, muito maiores que os outros lobos ..... 12
12. Arólios ausentes; trocater posterior com proeminência ventral forte ..... **Svastrina**
- Arólios presentes; trocater posterior *normalmente* sem proeminência ventral ..... 13
13. Placa pigidial terminando em dois pontos voltados para cima (Fig. 8.104); pernas médias e posteriores engrossadas e contorcidas, esporões tibiais robustos, comprimento do esporão tibial interno posterior apenas cerca de 4x sua largura máxima ..... **Micronychapis**
- Placa pigidial arredondada ou truncada; pernas não muito modificadas, esporões tibiais com a forma delgada usual ..... 14
14. E6 sem par de carenas convergentes, mas com área basal mediana elevada ou com lamela mediana; recorte do labro profundo e largo, ocupando bem mais que 1/3 da margem apical (Fig. 8.107); fêmur médio quase glabro inferiormente, exceto por massa ou tufo denso de pêlos curtos; flagelo bem mais grosso que o diâmetro ocelar ..... **Dasyhalonia**
- E6 com um par de carenas convergentes e sem área basal elevada; recorte do labro raso e ocupando menos que 1/3 da margem (Fig. 8.108); fêmur médio sem massa ou tufo de pêlos; flagelo um pouco mais grosso que o diâmetro ocelar ..... 15
15. Clipeo fortemente protuberante (mais largo que o olho, em vista lateral) (conforme Fig. 8.98); placa pigidial truncada no ápice e apresentando lamelas subapicais divergentes ..... **Santiago**
- Clipeo não muito protuberante (conforme Fig. 8.97); placa pigidial não truncada e sem lamelas subapicais divergentes ..... **Gaesischia**

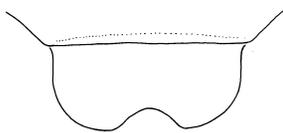


Fig. 8.107 - Labro de *Dasyhalonia* (♂), vista frontal.

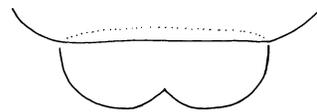


Fig. 8.108 - Labro de *Gaesischia* (♂), vista frontal.

### Gênero *Alloscirtetica* Holmberg, 1903 [4]

*Alloscirtetica* foi descrito para abrigar uma única espécie argentina. Michener *et al.* (1955) incluíram neste gênero um grande número de espécies sul-americanas e criaram, para um grupo delas, o subgênero *Dasyscirtetica*. A este, Moure & Michener (1955) acrescentaram, ainda, *Ascirtetica* e *Scirteticops*. Posteriormente, Urban (1977) suprimiu todos os subgêneros, dada a impossibilidade de delimitação clara dos vários grupos. O gênero tem máxima diversidade na Argentina e Peru, ocorrendo também na Bolívia, Brasil, Paraguai e Uruguai. *Alloscirtetica* foi revisto por Urban (1971) que, posteriormente (1977), adicionou a ele novas espécies. Ocorrem no Brasil: *alvarengai* Urban, 1971 [MA, PA], *clypeata* Urban,

1971 [MG, PR], *gilva* (Holmberg, 1884) [RS], *paraguayensis* (Friese, 1909) [MG]. Estas espécies podem ser identificadas com a chave de Urban (1982).

### **Gênero *Dasyhalonia* Michener, LaBerge & Moure 1955 [3]**

Michener *et al.* (1955) propuseram *Dasyhalonia* para duas espécies sul-americanas, mencionando que duas outras, então não descritas, eram tão diferentes que mereceriam um subgênero à parte. De fato, naquele mesmo ano, Moure & Michener (1955) proporiam a divisão do gênero em três subgêneros: *Dasyhalonia s.str.*, *Pachyhalonia* e *Zonalonia*. Posteriormente, LaBerge (segundo Urban 1967b, 1968b) propôs a fusão de *Dasyhalonia* e *Gaesischia*. *Dasyhalonia* foi revalidado e teve suas espécies revisadas por Urban (1967b), que reconheceu apenas dois dos subgêneros propostos previamente: *Dasyhalonia s.str.* e *Pachyhalonia* (incluindo *Zonalonia*). Destes, apenas o segundo ocorre no Brasil. De acordo com Urban (1967b) o gênero inclui 5 espécies limitadas à Argentina, Brasil e Paraguai. As seguintes são conhecidas no Brasil: *cearensis* (Ducke, 1910) [CE, PB], *phaeoptera* Moure & Michener, 1955 [SP] e *sapucacensis* (Cockerell, 1918) [PR]. Elas podem ser identificadas com a chave de Urban (1967b).

### **Gênero *Dithygater* Moure & Michener, 1955 [1]**

Contém uma única espécie com ocorrência limitada à região leste do Brasil: *seabrai* Moure & Michener, 1955 [MG, RJ, SP].

### **Gênero *Florilegus* Robertson, 1900 [7]**

O gênero *Florilegus* reúne 10 espécies distribuídas da Argentina aos Estados Unidos. Estas espécies foram divididas em 3 subgêneros por Moure & Michener (1955): *Florilegus s.str.*, *Eufloilegus* Ogloblin, 1955 e *Floriraptor* Moure & Michener, 1955. Esta classificação foi mantida por Urban (1970) que fez a revisão das espécies do gênero e forneceu chave para sua identificação. Os subgêneros podem ser identificados com a chave abaixo:

#### **Chave para os Subgêneros de *Florilegus* presentes no Brasil**

(Modificada de Moure & Michener, 1955)

1. Fêmea: pêlos da maxila e do premento eretos, em forma de gancho; célula marginal um pouco mais curta que a distância da extremidade da asa ao ápice desta célula. Macho: tibia posterior pelo menos levemente contorcida, com uma faixa denso-pilosa na superfície oposta à superfície interna glabra; fêmur posterior côncavo inferiormente; placa interna de E7 muito mais longa que larga, terminando em pêlos esparsos e relativamente curtos ..... ***Eufloilegus***
- Fêmea: pêlos da maxila e do premento simples, inconspícuos; célula marginal mais longa que a distância da extremidade da asa ao ápice desta célula. Macho: tibia posterior não modificada; fêmur posterior convexo inferiormente; placa interna de E7 mais longa que larga, terminando em uma franja de longos pêlos ..... **2**
  
2. Abelhas grandes, negras. Fêmea: escutelo mais de 1/3 mais longo que o comprimento do mesoscuto, achatado e aproximadamente no mesmo plano que a porção posterior do mesoscuto; F1 tão longo quanto a distância interocelar; T1-T3 bastante glabros. Macho: T1-T3 sem faixas pilosas; escutelo relativamente plano, seu perfil em continuidade com o perfil do mesoscuto ..... ***Floriraptor***
- Abelhas menores. Fêmea: escutelo menos de 1/3 mais longo do que o mesoscuto e convexo; F1 visivelmente mais curto que a distância interocelar; ao menos T3 com faixa pilosa pálida (às vezes interrompida). Macho: ao menos T3 com faixas pilosas claras, às vezes interrompidas; escutelo mais convexo ..... ***Florilegus s.str.***

### Subgênero *Florilegus* Robertson, 1900 s.str. [1]

Apenas uma espécie deste subgênero é conhecida do Brasil: *condignus* (Cresson, 1878) [AM, AP, MT, RO, RS, SP].

### Subgênero *Eufloilegus* Ogloblin, 1955 [5]

As espécies deste grupo que ocorrem no Brasil são: *affinis* Urban, 1970 [GO], *festivus* (Smith, 1854) [AM, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PR, RJ, RN, RO, RS, SP], *fulvipes* (Smith, 1854) [GO, MG, PR, RJ, RS, SP], *riparius* Ogloblin, 1955 [PR, RS] e *similis* Urban, 1970 [AP, BA, CE, MA, PB, RJ, RN]

### Subgênero *Floriraptor* Moure & Michener, 1955 [1]

Contém apenas uma espécie, distribuída do Panamá até a Argentina: *melectoides* (Smith, 1879) [BA, CE, GO, MG, MS, PB, PR, SP].

## Gênero *Gaesischia* Michener, LaBerge & Moure, 1955 [25]

Ao proporem este gênero, Michener *et al.* (1955) já o dividiram em três subgêneros: *Gaesischia s.str.*, *Gaesischiopsis* e *Gaesischiana*. Posteriormente, mais dois subgêneros foram criados (*Agaesischia* Moure & Michener, 1955 e *Prodasyhalonia* LaBerge, 1958). Aqui, segue-se a classificação adotada por Urban (1968b), em que apenas os três primeiros subgêneros são aceitos. O gênero foi revisto por Urban (1968b) e, novamente, por Urban (1989a). Neste último trabalho, a autora fornece uma chave para a identificação das espécies.

### Chave para os Subgêneros de *Gaesischia* presentes no Brasil

(Modificada de Moure & Michener, 1955 e Urban, 1968b)

#### Fêmeas

1. Espinho da coxa anterior alcançando o ápice do trocanter (Fig. 8.94); porções laterais do grádulo de T6 ausentes ou bastante reduzidas; palpo maxilar com 4 palpômeros ..... ***Gaesischiopsis***
  - Espinho da coxa anterior de comprimento variável (quase ausente a alcançando a metade do trocanter) (Fig. 8.95); grádulo de T6 com porções laterais; palpo maxilar com 5 palpômeros (raramente 6) ..... **2**
2. Espinho da coxa anterior variável (desde quase ausente até desenvolvido, com forma de um triângulo equilátero); T2 com faixa pilosa basal larga pálida, sem faixa apical ..... ***Gaesischiana***
  - Espinho da coxa anterior com cerca da metade do comprimento do trocanter; T2 com faixa pilosa apical ou mediana (às vezes fraca), além de uma banda basal ..... ***Gaesischia s.str.***

#### Machos

1. Placa externa de E7 fortemente esclerotizada, grosseiramente arredondada, com uma emarginação profunda e estreita no lado externo; placa mediana um pouco maior que a placa lateral e não se expandindo muito apicalmente ..... ***Gaesischia s.str.***
  - Placa externa de E7 mais levemente esclerotizada, *normalmente* alongada, emarginação do lado externo rasa; placa mediana ultrapassando bastante a lateral e *normalmente* muito largamente expandida apicalmente ..... **2**
2. T2 e T3 com faixas pilosas basais larga e pálidas e sem indicação de bandas apicais; antena (nas formas disponíveis) delgada pré-apicalmente com o último flagelômero expandido; palpo maxilar com 5 palpômeros ..... ***Gaesischiana***
  - T2 e T3 com faixas pilosas apicais pálidas (*normalmente* fortes mas somente presentes lateralmente); antena com o último flagelômero no máximo tão largo quanto o anterior; palpo maxilar com 4 palpômeros ..... ***Gaesischiopsis***

### **Subgênero *Gaesischia* Michener, LaBerge & Moure, 1955 s.str. [16]**

Reúne 19 espécies distribuídas do norte da Argentina, Brasil e Paraguai até ao México e que podem ser identificadas pela chave de Urban (1989a). No Brasil têm ocorrência registrada as seguintes espécies: *anthidioides* Urban, 1968 [ES, MG, RJ], *araguaiana* Urban, 1968 [BA, ES, GO, MG, MT, PA, RJ, RN], *buzzi* Urban, 1989 [PE], *carinata* Urban, 1989 [BA, RN], *fimbriata* Urban, 1968 [MT], *fulgurans* (Holmberg, 1903) [ES, MG, PB, PR, RS, SC, SP], *glabrata* Urban, 1989 [BA, PE, RN], *hyptidis* (Ducke, 1910) [BA, CE, PB, RN], *labiatarum* (Ducke, 1910) [CE, PB], *melanaspis* Urban, 1968 [MG, SP], *mirnae* Urban, 1989 [PE], *nigra* Moure, 1948 [ES, MG, PR, RJ, RS, SP], *rosadoi* Urban, 1989 [PB, RN], *similis* Urban, 1989 [BA, MG, PA, PB, RN], *trifasciata* Urban, 1968 [RS] e *undulata* Urban, 1989 [PR].

### **Subgênero *Gaesischiana* Michener, LaBerge & Moure, 1955 [2]**

Contém apenas duas espécies sul-americanas (colocadas em *Agaesischia* por Moure & Michener, 1955), além de uma espécie norte-americana. No Brasil são registradas: *interrupta* Urban, 1989 [BA, CE] e *patellicornis* (Ducke, 1910) [BA, GO, MA, MG, MT, PA, SP]. Estas espécies podem ser identificadas com ajuda da chave de Urban (1989a).

### **Subgênero *Gaesischiopsis* Michener, LaBerge & Moure, 1955 [7]**

Inclui sete espécies do Brasil e Paraguai. No Brasil, são conhecidas as seguintes: *aurea* Urban, 1968 [PR], *belophora* (Moure, 1941) [MG, SP], *cacerensis* Urban, 1989 [MT], *flavoclypeata* Michener, LaBerge & Moure, 1955 [GO, MG, PR, SP], *minima* Urban, 1989 [CE, GO], *pygmaea* Urban, 1968 [CE, PA, PB] e *sparsa* (Brèthes, 1910) [BA, GO, MT, RS]. Essas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave de Urban (1989a).

### **Gênero *Gaesochira* Moure & Michener, 1955 [1]**

O gênero foi descrito para uma única espécie, de ocorrência limitada ao Brasil: *obscura* (Smith, 1879) [AM, PA, RO]. O último tratamento taxonômico do gênero foi feito por Urban (1974a).

### **Gênero *Lophothygater* Moure & Michener, 1955 [3]**

O gênero foi descrito para apenas uma espécie, à qual Urban (1999d) acrescentou mais duas. Todas elas têm ocorrência restrita à região norte do Brasil: *aculeata* Urban, 1999 [AM], *decorata* (Smith, 1879) [AM, AP] e *nigrita* Urban, 1999 [RO].

### **Gênero *Megascirtetica* Moure & Michener, 1955 [1]**

É, também, um gênero monotípico que Moure & Michener (1955) julgaram relacionado a *Alloscirtetica*. Sua única espécie, conhecida apenas do Brasil é: *mephistophelica* (Schrottky, 1902) [SP].

### **Gênero *Melissodes* Latreille, 1829 [2]**

Na última das três partes de sua revisão das espécies norte e centro-americanas de *Melissodes*, LaBerge (1961) dividiu-as em oito subgêneros. As espécies sul-americanas distribuem-se em apenas dois deles: *Melissodes* s.str. e *Ecplectica* Holmberg, 1884. Segundo a revisão de Urban (1973), apenas duas espécies ocorrem no Brasil, ambas pertencentes ao subgênero *Ecplectica*: *nigroaenea* (Smith, 1854) [BA, CE, ES, GO, MG, PB, PR, RJ, RN, RS, SC, SP] e *sexincta* (Lepelletier, 1841) [BA, ES, GO, MG, PR, RJ, SC, SP]. Elas podem ser identificadas com auxílio da chave de Urban (1973)

### **Gênero *Melissoptila* Holmberg, 1884 [38]**

Em sua revisão sobre os grupamentos supraespecíficos de Eucerini neotropicais, Moure & Michener (1955) dividiram *Melissoptila* em três subgêneros (*Melissoptila* Holmberg, *s.str.*, *Ptilomelissa* Moure, 1943 e *Comeptila* Moure & Michener, 1955). Em sua primeira revisão do gênero, Urban (1968a) já considerou discutível essa divisão. Mais recentemente, ela (Urban, 1998a) propôs formalmente sua supressão, devido à dificuldade para sua delimitação. Nesta última revisão das espécies sul-americanas, foram reconhecidas as seguintes espécies brasileiras: *amazonica* Urban, 1998 [AM], *aliceae* Urban, 1998 [BA, MG, MT, PB, RJ], *argentina* Brèthes, 1910 [PR], *aureocincta* Urban, 1968 [MG, PR, RJ, SC, SP], *bahiana* Urban, 1998 [BA, ES, MG], *bonaerensis* Holmberg, 1903 [ES, PR, RS, SC, SP], *buzzii* Urban, 1998 [SP], *cacerensis* Urban, 1998 [MT], *carinata* Urban, 1998 [RS], *claudii* Urban, 1988 [MG, PR, RS], *clypeata* Urban, 1998 [BA], *cnecomala* (Moure, 1944) [ES, MG, PR, RJ, RN, RS, SP], *fiabrighi* Brèthes, 1909 [MG, PA, PR, RS, SC], *fulvonigra* Urban, 1988 [MG, PR], *grafi* Urban, 1998 [MG, RJ], *inducens* Brèthes, 1910 [PR, RS, SC], *larocai* Urban, 1998 [PR, RS, SC, SP], *marinonii* Urban, 1998 [MG, PR], *mielkei* Urban, 1998 [MG], *minarum* (Bertoni & Schrottky, 1910) [ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *moureana* Urban, 1998 [MT], *ochromelaena* (Moure, 1943) [ES, PR, RJ, SP], *paraguayensis* (Brèthes, 1909) [DF, MG, PR, RS, SC, SP], *paranaensis* Urban, 1998 [MG, PR], *plumata* Urban, 1998 [BA], *pubescens* (Smith, 1879) [AM, BA, CE, GO, MG, MT, SP], *richardiae* Bertoni & Schrottky, 1910 [BA, CE, MG, PR, SP], *sertanicola* Urban, 1998 [BA], *setigera* Urban, 1998 [PR, RS], *sexcincta* Urban, 1998 [RS], *similis* Urban, 1988 [PR, SP], *solangeae* Urban, 1998 [BA, ES], *sonaerensis* Holmberg, 1903 [RS], *tandilensis* Holmberg, 1884 [MG, PR, RS], *thoracica* (Smith, 1854) [ES, MG, MS, PR, RJ, SC, SP], *trifasciata* Urban, 1998 [MG, SP], *uncicornis* (Ducke, 1910) [CE, MA] e *vulpecula* Bertoni & Schrottky, 1910 [ES, MG, PR, SP].

### **Gênero *Micronychapis* Moure & Michener, 1955 [1]**

Gênero monotípico, descrito para uma espécie conhecida apenas do Brasil: *duckei* (Friese, 1908) [MA, PA, SP].

### **Gênero *Pachysvastra* Moure & Michener, 1955 [2]**

O gênero foi descrito para uma única espécie, à qual Urban (1999d) acrescentou mais uma. Ambas ocorrem no Brasil: *flavofasciata* Urban, 1999 [PR] e *leucocephala* (Bertoni & Schrottky, 1910) [GO, MG, MT, SP].

### **Gênero *Peponapis* Robertson, 1902 [1]**

Ocorre do norte da Argentina ao nordeste dos Estados Unidos. Na América do Sul, entretanto, está ausente na bacia amazônica, na caatinga e maior parte do domínio dos cerrados (Hurd & Linsley, 1970). Sua maior diversidade ocorre no México e países vizinhos, também a região de máxima diversidade de *Cucurbita*, plantas das quais as espécies de *Peponapis* dependem para a coleta de pólen. As treze espécies conhecidas no gênero foram distribuídas em seis subgêneros (Hurd & Linsley, 1970) dos quais apenas *Colocynthophila* Moure, 1948, contendo apenas uma espécie, está representado no Brasil. Esta espécie é *fervens* (Smith, 1879) [MG, PR, RJ, RS, SC, SP].

### **Gênero *Platysvastra* Moure, 1967 [1]**

O gênero foi descrito para uma única espécie, conhecida apenas do Brasil e da Guiana: *macrasis* Moure, 1967 [PA]. O macho da espécie não é conhecido.

### **Gênero *Santiago* Urban, 1989 [1]**

Foi descrita para conter uma única espécie, *mourei* Urban, 1989 [MG, SP], aparentemente endêmica do cerrado, dependente do pólen de *Vochysia* (Vochysiaceae) e relativamen-

te rara. Recentemente, outra espécie, ainda não descrita, foi encontrada no Peru (D. Urban, inf. pessoal).

### **Gênero *Svastrina* Moure & Michener, 1955 [1]**

É um gênero monotípico do qual apenas o macho foi descrito. O último tratamento taxonômico do gênero foi feito por Urban (1974b). Sua única espécie ocorre na Argentina e Brasil: *subapicalis* (Brèthes, 1910) [MG, MS, SP].

### **Gênero *Thygater* Holmberg, 1884 [14]**

É um grupo exclusivamente neotropical, ocorrendo do norte da Argentina ao México (está ausente no Chile e nas Antilhas – Urban, 1967a). As abelhas deste gênero, todas solitárias, nidificam em orifícios escavados no solo e barrancos.

### **Chave para os Subgêneros de *Thygater* presentes no Brasil**

(Modificada de Moure & Michener, 1955)

1. Fêmea: olhos fortemente divergentes inferiormente; comprimento da antena menos que 2x o comprimento do olho; comprimento dos flagelômeros médios *normalmente* menos que 2x sua largura. Macho: F1 1/6 do comprimento de F2 ou menos; flagelo estendendo-se além do pterostigma, largura máxima quase igual à largura basal da mandíbula; comprimento da área malar 1/3 de sua largura ou maior ..... ***Thygater s.str.***
- Fêmea: olhos pouco ou não divergentes inferiormente; comprimento da antena quase igual ao dobro ou mais que o dobro do comprimento do olho; comprimento dos flagelômeros médios quase o dobro ou mais que o dobro das suas respectivas larguras. Macho: F1 1/4 do comprimento de F2; flagelo alcançando o pterostigma, largura máxima aproximadamente 2/3 da largura basal da mandíbula; comprimento da área malar menos que 1/4 de sua largura ..... ***Nectarodiaeta***

### **Subgênero *Thygater* Holmberg, 1884 s.str. [8]**

A última revisão das espécies deste subgênero foi feita por Urban (1967a). Posteriormente, a mesma autora (Urban, 1999c) descreveu mais algumas espécies. A identificação das espécies pode ser feita com ajuda da chave de Urban (1967a), acrescida das informações dadas pela autora no trabalho subsequente, citado acima. As espécies com ocorrência registrada no Brasil são: *anae* Urban, 1999 [ES, RJ, SP], *analís* (Lepeletier, 1841) [AM, BA, ES, GO, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP], *armandoi* Urban, 1999 [MG, RJ], *chaetaspis* Moure, 1941 [MG, RJ, RS, SP], *minarum* Urban, 1999 [MG], *nigrilabris* Urban, 1967 [PR, SC], *palliventris* (Friese, 1908) [AM, BA, ES, MG, MT, RJ, PA] e *paranaensis* Urban, 1967 [MG, PR, RJ, RS, SC, SP].

### **Subgênero *Nectarodiaeta* Holmberg, 1903 [6]**

Este subgênero foi revisado por Urban (1967a). As espécies de ocorrência conhecida no Brasil são: *latitarsis* Urban, 1967 [PR, RJ, SP], *luederwaldti* (Schrottky, 1910) [GO, SP], *mourei* Urban, 1961 [PR], *seabrai* Urban, 1967 [MG, PR, RJ, SP], *sordidipennis* Moure, 1941 [PR, RJ, RS, SP] e *tuberculata* Urban, 1967 [RJ].

### **Gênero *Trichocerapis* Cockerell, 1904 [3]**

É um grupo exclusivamente neotropical, incluindo quatro espécies que se distribuem do sul do Brasil e Paraguai à região amazônica. Michener & Moure (1955) consideraram-no relacionado a *Dithygater*. No Brasil é representado por três espécies: *chaetogastra* Moure, 1967 [RO], *mirabilis* (Smith, 1865) [ES, MG, PR, RJ, SC, SP] e *pernambucana* Urban, 1989 [PE]. Estas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave de Urban (1989c).

### 8.1.7. EXOMALOPSINI [21]

Foi desmembrada recentemente com a remoção de *Ancylloscelis* Latreille para Emphorini e com a constituição das tribos Tapinotaspidini (Roig-Alsina & Michener, 1993) e Teratognathini (Silveira, 1995). As relações filogenéticas e classificação genérica e subgenérica da tribo foram estudadas por Silveira (1995a) que dividiu a tribo em três gêneros: *Eremapis* Ogloblin (monotípico e grupo irmão dos demais), *Anthophorula* Cockerell (incluindo, como subgêneros, *Anthophorisca* e *Isomalopsis*) e *Exomalopsis* Spinola. No Brasil, a tribo é representada apenas por *Exomalopsis*. É um grupo preponderantemente neotropical mas com alguns grupos bem diversificados em regiões semidesérticas da América do Norte. Reúne abelhas pequenas a médias, robustas e peludas. Nidificam no solo, podendo ser solitárias ou não. Os ninhos de várias espécies de *Exomalopsis* abrigam muitas fêmeas e, aparentemente, são parassociais.

#### Gênero *Exomalopsis* Spinola, 1853 [21]

É considerado aqui no senso mais restrito, proposto por Silveira (1995a), com a exclusão dos subgêneros *Anthophorula* Cockerell *s.str.* e *Anthophorisca* Michener & Moure, considerados como subgêneros de *Anthophorula s. lato* e que não ocorrem no Brasil. As espécies de *Exomalopsis* distribuem-se da Argentina e Chile até os Estados Unidos. O gênero é dividido em quatro subgêneros, dos quais um, *Stilbomalopsis* Silveira, não ocorre no Brasil. As relações entre esses subgêneros ainda não está bem entendida.

#### Chave para os Subgêneros de *Exomalopsis* presentes no Brasil.

(Modificada de Almeida & Silveira, 1999)

1. Fêmea: vértice, entre o ocelo lateral e o olho, fortemente escavado; crista pós-ocelar presente, às vezes limitada à região imediatamente posterior aos ocelos. Macho: E6 com área mediana elevada que se alarga em direção ao ápice do esterno, formando uma carena ou espinho de cada lado ..... ***Exomalopsis s.str.***
- Fêmea: vértice, entre o ocelo lateral e o olho, não escavado ou apenas levemente escavado; sem carena pós-ocelar. Macho: E6 inteiramente plano ..... **2**
  
2. Três células submarginais; hâmulos homoganeamente espaçados. Fêmea: vértice entre o ocelo lateral e o olho levemente escavado; linha premarginal de T1 deprimida, formando um sulco transversal; franja apical de T5 e T6 encurvada, esparsa (às vezes densa), com pêlos curtos ..... ***Phanomalopsis***
- Duas células submarginais; hâmulos com espaçamentos desiguais. Fêmea: vértice entre o ocelo lateral e o olho convexo; linha premarginal de T1 não deprimida, sem formar sulco; franja apical de T5 e T6 com ápice reto, densa com pêlos longos ..... ***Diomalopsis***

#### Subgênero *Diomalopsis* Michener & Moure, 1957 [1]

É um grupo constituído por duas espécies, aparentemente restritas a ambientes florestais, uma na Serra do Mar e, a outra, no Paraguai. O subgênero foi revisto por Almeida & Silveira (1999). No Brasil é representado por: *bicellularis* Michener & Moure, 1957 [PR, SP].

#### Subgênero *Exomalopsis* Spinola, 1853 *s.str.* [14]

É o subgênero mais diversificado de *Exomalopsis*, ocorrendo desde o norte da Argentina até o sul dos Estados Unidos. Aqui, inclui o subgênero *Megomalopsis* Michener & Moure, 1957. É representado, no Brasil, por várias espécies, às quais algumas ainda não descritas deverão se juntar: *analís* Spinola, 1853 [AL, AM, BA, DF, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE,

PR, RJ, SC, SE, SP], *auropilosa* Spinola, 1853 [AM, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RS, RO, SP], *campestris* Silveira, 1996 [DF, MG, SP], *collaris* Friese, 1899 [ES, MG, PE, PR, RJ, SP], *fernandoi* Moure, 1989 [MG], *fulvipennis* Schrottky, 1910 [SP], *fulvofasciata* Smith, 1879 [BA, CE, DF, GO, MT, MG, PB, PE, SP], *iridipennis* Smith, 1879 [AM], *lissotera* Moure, 1943 [SP], *minor* Schrottky, 1910 [MG, PB, PE, RJ, SP], *planiceps* Smith, 1879 [AM], *subtilis* Timberlake, 1980 [MG, PB, RJ, SP], *tomentosa* Friese, 1899 [ES, MG, PE, RS, SC, SP] e *ypirangensis* Schrottky, 1910 [MG, SP]. Vários outros nomes citados para nossa fauna representam identificações errôneas ou sinônimos das espécies acima.

#### **Subgênero *Phanomalopsis* Michener & Moure, 1957 [6]**

Também ocorre da Argentina ao sul dos Estados Unidos. Entretanto, é especialmente diversificado nas regiões temperadas semidesérticas da América do Sul (principalmente Argentina). Aqui é considerado num sentido mais restrito, devido à transferência de espécies para *Stilbomalopsis* (ausente no Brasil) por Silveira (1995a). Em nosso país, é representado por seis espécies, além de algumas mais, ainda não descritas: *atlantica* Silveira, 1996 [SP], *aureosericea* Friese, 1899 [MG, PR, SC, SP], *diminuta* Silveira, 1996 [MG, SP], *jenseni* Friese, 1908 [RS], *snowi* Cockerell, 1906 [RR] e *trifasciata* Brèthes, 1910 [PR, RS].

#### **8.1.8. ISEPEOLINI [3]**

Restringe-se à América do Sul, com maior diversidade na Argentina e Chile. Reúne abelhas pequenas a médias, com tomento definindo manchas claras e escuras no metassoma. Todas as espécies seguramente hospedeiras de Isepeolini pertencem ao gênero *Colletes* (Colletidae). Suspeita-se, entretanto, que outros grupos, incluindo *Caupolicana* (Colletidae), possam também ser parasitados (Roig-Alsina, 1991). Roig-Alsina (1991) reconhece dois gêneros na tribo, *Melectoides* e *Isepeolus*, dos quais apenas o último está representado no Brasil

#### **Gênero *Isepeolus* Cockerell, 1907 [3]**

As espécies deste gênero foram revistas por Roig-Alsina (1991). Das 11 espécies atualmente reconhecidas, apenas três estão presentes no Brasil: *bufoninus* (Holmberg, 1886) [PR], *octopunctatus* (Jørgensen, 1909) [RS] e *viperinus* (Holmberg, 1886) [BA, CE, MG, PR, SC, SP].

#### **8.1.9. OSIRINI [28]**

Os limites e a classificação genérica atual desta tribo foram estabelecidos por Roig-Alsina (1989) que nela reuniu seis gêneros, um holártico e os demais neotropicais. Suas relações filogenéticas com as demais tribos de Apinae permanecem obscuras mas, dado o pouco que se conhece sobre sua biologia, é possível que seja o grupo irmão de Tapinotaspidini. As espécies européias de *Epeoloides* já estudadas são parasitas dos ninhos de *Macropis* (Melittidae), enquanto as neotropicais parecem ser todas parasitas dos ninhos de Tapinotaspidini (*Paratetrapedia*, *Tapinotaspoides* e, possivelmente, *Arhysoceble*, *Lanthanommelissa* e *Monoeca*). Quatro gêneros estão presentes no Brasil: *Parepeolus*, *Osiris*, *Osirinus* e *Protosiris* (Roig-Alsina, 1989).

#### **Chave para os Gêneros de Osirini presentes no Brasil**

(Modificada de Roig-Alsina, 1989b)

1. Lobo jugal da asa posterior arredondado (Fig. 8.109); veia *M* da asa anterior divergindo de *Cu* basalmente a *cu-a* ou, às vezes, coincidindo com *cu-a*; margem lateral do clipeo não continuada acima do nível da articulação anterior da mandíbula; labro com 2-4 dentes próximos ao meio do disco ..... ***Parepeolus***

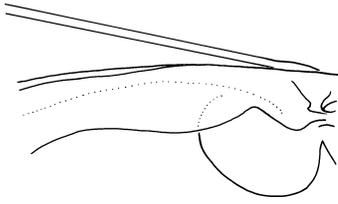


Fig. 8.109 - Detalhe da asa posterior de *Parepeolus* (♂).

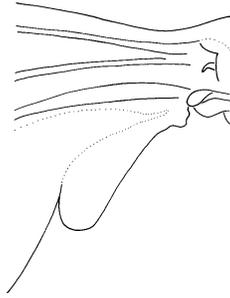


Fig. 8.110 - Detalhe da asa posterior de *Protosiris* (♂).

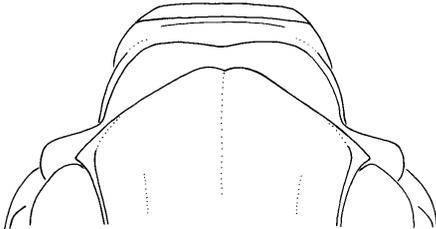


Fig. 8.111 - Detalhe do mesossoma de *Osiris* (♀), vista dorsal da metade anterior.

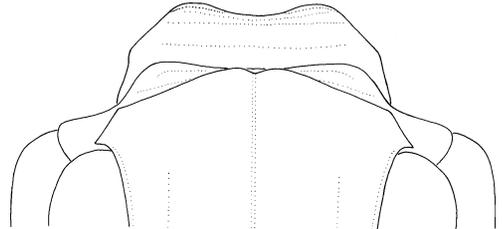


Fig. 8.112 - Detalhe do mesossoma de *Protosiris* (♀), vista dorsal da metade anterior.

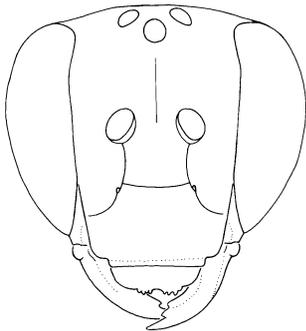


Fig. 8.113 - Cabeça de *Osiris* (♀), vista frontal.

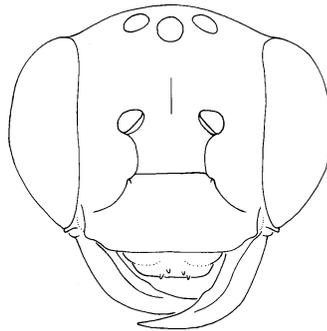


Fig. 8.114 - Cabeça de *Protosiris* (♀), vista frontal.

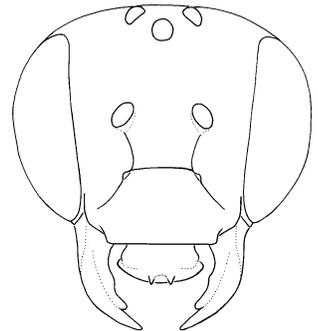


Fig. 8.115 - Cabeça de *Osirinus* (♀), vista frontal.

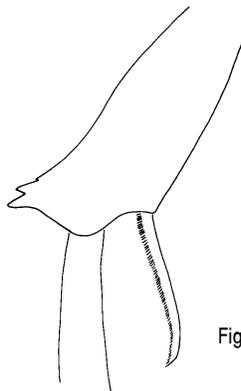


Fig. 8.116 - Detalhe da perna média de *Osiris* (♀), vista frontal.

- Lobo jugal da asa posterior alongado (Fig. 8.110); veia *M* da asa anterior divergindo de *Cu* apicalmente a *cu-a* ou, às vezes, coincidindo com *cu-a* ou, *mais raramente*, divergindo basalmente; margem lateral do clípeo continuada acima do nível da articulação anterior da mandíbula por uma carena parocular; labro com dois a vários dentículos pré-apicais ..... **2**
- 2. Lobos dorsolaterais do pronoto bastante intumescidos e arredondados, praticamente conectados medialmente em vista dorsal (Fig. 8.111); margem interna do olho com emarginação rasa próxima ao terço superior (Fig. 8.113); mandíbula com 2 dentes subapicais (Fig. 8.113). Fêmea: tibia média com pelo menos 2 espinhos apicais (Fig. 8.116); E6 normalmente ultrapassando a T6; ápice da placa pigidial não atingindo a margem do terço. Macho: placa pigidial reduzida a uma região esclerotizada na margem do terço ..... **Osiris**
- Lobos dorsolaterais do pronoto relativamente pequenos, pouco evidentes, em vista dorsal bem separados um do outro (Fig. 8.112); margem interna do olho praticamente reta, raramente com uma fraca emarginação (Figs. 8.114, 8.115); mandíbula simples (Fig. 8.114) ou com apenas um dente pré-apical (Fig. 8.115); tibia média com apenas um espinho apical. Fêmea: E6 não ultrapassando a T6; ápice da placa pigidial constituindo o ápice do terço. Macho: placa pigidial bem desenvolvida ..... **3**
- 3. Margens internas dos olhos praticamente paralelas (Fig. 8.114); mandíbula longa, fortemente encurvada, largura basal, medida em vista lateral, menos que 0,35x o comprimento (Fig. 8.114); pernas delgadas, tibia posterior (em vista posterior) pelo menos 4x mais longa que larga (com uma exceção); zona marginal de T1 densamente pilosa, como em T2, se pilosidade esparsa, *então*, T1 e T2 com pilosidade semelhante; abelhas, em geral, com mais de 8 mm de comprimento ..... **Protosiris**
- Margens internas dos olhos usualmente convergindo em baixo (Fig. 8.115), raramente paralelas ou divergindo em baixo; mandíbula, *em geral*, curta, largura basal, em vista lateral, pelo menos 0,4x o comprimento (exceto em uma espécie) (Fig. 8.115); pernas curtas e robustas, tibia posterior (em vista posterior), menos que 4x mais longa que larga; T1 em geral glabro, se pêlos esparsos presentes, *então*, pelo menos porção central glabra; abelhas, em geral, pequenas, com menos de 8 mm de comprimento ..... **Osirinus**

### Gênero *Osirinus* Roig-Alsina, 1989 [5]

Este gênero tem sido encontrado principalmente em formações abertas (no Brasil, cerrado e caatinga), embora o número de espécimes coletados seja extremamente reduzido para a maior parte das espécies. O gênero foi revisto recentemente por Melo & Zanella (no prelo) que reconheceram oito espécies, das quais seis presentes no Brasil: *parvicollis* (Ducke, 1911) [CE, RN], *ruficrus* Melo & Zanella, no prelo [MG], *rutilans* (Friese, 1930) [BA], *santiagoi* (Almeida, 1996) [PR, SP] e *tarsalis* Melo & Zanella, no prelo [MT].

### Gênero *Osiris* Smith, 1854 [17]

As espécies de *Osiris* têm sido encontradas por todo o Brasil, exceto em áreas de caatinga. Este padrão parece ser reflexo da distribuição apresentada por *Paratetrapedia*, o único hospedeiro comprovado de *Osiris* (Camilo *et al.*, 1993; Melo, não publicado). O gênero foi revisto pela última vez por Shanks (1986). Em sua revisão, estão incluídas também espécies que posteriormente foram removidas para os gêneros *Osirinus* e *Protosiris* por Roig-Alsina (1989). Das espécies de *Osiris* propriamente ditas listadas por Shanks (1986), oito ocorrem no Brasil. Contudo, Friese (1930), em sua revisão de *Osiris*, descreveu várias outras espécies coletadas em nosso país, cujo material tipo não foi localizado por Shanks (ou nem mesmo mencionado em sua revisão). Somando-se as espécies mencionadas por Shanks (1986) e

Friese (1930), tínhamos no Brasil: *acutiventris* Friese, 1930 [PA], *analís* Friese, 1930 [AM, PA], *angustipes* Friese, 1930 [AM, PA], *atriventris* Friese, 1930 [AM], *boliviensis* Friese, 1930 [PA, RJ], *carinicollis* Friese, 1930 [RJ], *collaris* Friese, 1930 [AM], *duckei* Friese, 1930 [AM, PA], *fulvicornis* Friese, 1930 [PA], *latitarsis* Friese, 1930 [AM, PA], *longipes* Friese, 1930 [AP, PA], *nigrocinctus* Friese, 1930 [PA], *notaticollis* Friese, 1930 [PA], *pallidus* Smith, 1854 [MT, RJ], *paraensis* Friese, 1930 [ES, PA], *tarsatus* Smith, 1879 [AM, PA] e *variegatus* Smith, 1854 [MG, PR, RJ, SC, SP].

### **Gênero *Parepeolus* Ducke, 1913 [3]**

Abelhas deste gênero têm sido encontradas predominantemente em formações mais abertas (no Brasil, cerrado e caatinga). As espécies de *Parepeolus* foram revistas por Roig-Alsina (1989b) e três delas estão presentes no Brasil: *aterrimus* (Friese, 1906) [BA, CE, MT, PA, PB, PR, RN, RS, SP], *minutus* Roig-Alsina, 1989 [RS] e *niger* Roig-Alsina, 1989 [BA, MG, PR, SP]. Conhece-se também uma espécie não descrita de Minas Gerais.

### **Gênero *Protosiris* Roig-Alsina, 1989 [3]**

São abelhas pouco coletadas e bastante raras nas coleções. Neste gênero, estão incluídos os maiores Osirini e, dada a associação desta tribo com Tapinotaspidini, é possível que as fêmeas de *Protosiris* sejam cleptoparasitas em ninhos de *Monoeca*. As quatro espécies descritas são tratadas como *Osiris* por Shanks (1986). Três delas ocorrem no Brasil: *caligneus* (Shanks, 1986) [MG, RJ, SP], *mcginleyi* (Shanks, 1986) [SP] e *tricosus* (Shanks, 1986) [MS, SP]. Há pelo menos duas espécies não descritas de Minas Gerais e São Paulo.

#### **8.1.10. PROTEPEOLINI [4]**

Ocorre da região temperada da América do Sul até aos desertos da América do Norte. Contém abelhas pequenas a médias, com tomento formando padrões distintos de manchas claras e escuras no metassoma. Suas relações filogenéticas não estão esclarecidas mas, por parasitarem apenas ninhos de Emphorini, é possível que estas duas tribos sejam estreitamente relacionadas. Protepeolini contém somente o gênero *Leiopodus*.

### **Gênero *Leiopodus* Smith, 1854 [4]**

Foi revisto por Roig-Alsina & Rozen (1994) e está representado no Brasil por 4 espécies: *abnormis* (Jørgensen, 1912) [BA, CE, MG, RN], *lacertinus* Smith, 1854 [BA, ES, MA, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP], *nigripes* Friese, 1908 [PR, SP, TO] e *trochantericus* Ducke, 1907 [BA, CE, MA, MG, MT, PB, PR].

#### **8.1.11. RHATHYMINI [9]**

Esta tribo está restrita às regiões tropicais das Américas, do Brasil ao México. Contém apenas um gênero, *Rhathymus*. Tem sido sugerido que estas abelhas são estreitamente relacionadas aos Centridini e também aos Ericrocidini (Michener, 1974; Snelling e Brooks, 1985) mas, por parasitarem apenas ninhos de *Epicharis*, é possível que sejam mais estreitamente relacionadas a *Epicharis* do que a Centridini como um todo.

### **Gênero *Rhathymus* Lepelletier & Serville, 1828 [9]**

Este gênero foi revisto pela última vez por Friese (1912), que nele incluía, também, as espécies de *Odyneropsis*. As seguintes espécies são conhecidas para o Brasil: *ater* (Smith, 1854) [PA, RS?], *bicolor* Lepelletier & Serville (1828) [ES, MG, SP], *concolor* Friese, 1921 [BA], *cristatus* Ducke, 1907 [PA], *friesei* Ducke, 1907 [MG, SP], *fulvus* Friese, 1906 [?], *michaelis* Friese, 1900 [ES, RS], *nigripes* Friese, 1912 [BA, MG, SP] e *unicolor* (Smith, 1854) [PA, SP?].

### 8.1.12. TAPINOTASPIDINI [51]

Até recentemente considerada como parte de Exomalopsini, contém espécies pequenas a médias com alguma diversidade morfológica. É exclusivamente neotropical. Suas espécies são notórias coletoras de óleo em flores de plantas de famílias como Malpighiaceae. Aqui consideram-se os limites da tribo propostos por Roig-Alsina & Michener (1993) e não da forma mais restrita proposta por Moure (1994). A classificação genérica e subgenérica da tribo foi revista por Roig-Alsina (1997) que, também, apresenta hipóteses para a filogenia da tribo. A maioria das espécies sobre as quais há alguma informação nidifica no solo. Algumas *Paratetrapedia*, entretanto, utilizam orifícios pré-existentes na madeira. Pelo que se sabe, são todas solitárias.

#### Chave para os Gêneros de Tapinotaspidini presentes no Brasil

(Modificada de Roig-Alsina, 1997)

1. Esporão da tibia média, *em geral*, fortemente curvado no ápice e margem serreada alargando-se em direção ao ápice (Fig. 8.117), exceto em machos de umas poucas espécies (*neste caso*, margem posterior dos esternos coberta com densa pilosidade plumosa); basitarso anterior com pente de cerdas ao longo da margem interna, após a concavidade estrigilar (Fig. 8.120); basitarso médio com um pente semelhante em sua metade apical. Fêmea: ventre do tórax com cerdas em forma de gancho ..... ***Monoeca***
  - Esporão da tibia média afinando-se lentamente em direção ao ápice e, *em geral*, em curva suave (Figs. 8.118, 8.119); basitarso anterior sem pente de cerdas ou com pente na margem externa (oposta à cavidade estrigilar) (Fig. 8.121); basitarso médio sem pente de cerdas. Fêmea: ventre do tórax com pêlos simples ou ramificados, mas não em forma de gancho ..... **2**
2. Esporão interno da tibia posterior fortemente curvado na base, nitidamente pectinado e com a raque sinuosa (mais acentuado na fêmea) (Fig. 8.122); tarsômeros 2-4 da tibia média cobertos com densa pilosidade plumosa, distintamente mais pilosos que aqueles das tibias anteriores e posteriores, pêlos com comprimento mais ou menos uniforme. Macho: antena alongada, F1 mais curto que F2, F2 pelo menos 1,5x mais longo que largo ..... ***Tapinotaspis***
  - Esporão interno da tibia posterior não curvado na base, pectinado ou serreado, se raque sinuosa, *então*, apenas apicalmente; pilosidade dos tarsômeros 2-4 da tibia média não diferindo daquela dos tarsômeros das tibias anteriores e posteriores, se pilosidade densa presente (*Tapinotaspoides*), *então*, pêlos posteriores mais longos, formando uma escova assimétrica. Macho: F1 mais longo que F2, F2 tão longo quanto ou mais curto que seu diâmetro apical ..... **3**
3. Lobo jugal da asa posterior pequeno, 0,3x ou menos o comprimento do lobo vanal medido a partir da base da asa. Fêmea: F1 2x mais longo do que sua largura apical e mais longo do que a metade do comprimento do escapo. Macho: face, em vista frontal, com a área entre o ocelo lateral e o olho e também o vértice claramente deprimidos (Fig. 8.123) ..... **4**
  - Lobo jugal da asa posterior mais que 0,4x o comprimento do lobo vanal medido a partir da base da asa. Fêmea: F1 não mais que 1,5x mais longo do que sua largura apical e menos do que a metade do comprimento do escapo. Macho: face em vista frontal com a área entre o ocelo lateral e o olho levemente convexa a plana, o vértice não deprimido ..... **5**
4. Integumento das pernas e metassoma extensivamente marcados de amarelo. Fêmea: E2-E4 com os pêlos da fímbria apical plumosos, os de E2 mais curtos que os de E3-E4. Macho: escapo intumescido (Fig. 8.123); tibia posterior com apenas um esporão ..... ***Caenonomada***
  - Integumento das pernas e metassoma negro. Fêmea: E2-E4 com uma longa franja apical, formada por pêlos ondulados, largos e sem ramificações, franjas de E2-E4 de tamanho semelhante. Macho: escapo delgado; tibia posterior com 2 esporões ..... ***Tapinotaspoides***

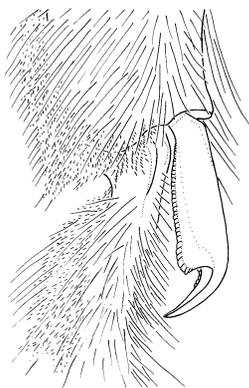


Fig. 8.117 - Esporão da tíbia média de *Monoeca* (♀), vista externa.

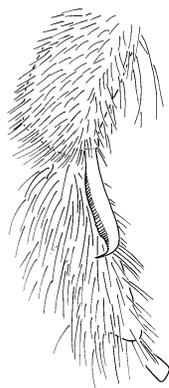


Fig. 8.118 - Esporão da tíbia média de *Lanthanomelissa* (♀), vista externa.



Fig. 8.119 - Esporão da tíbia média de *Paratetrapedia* (*Paratetrapedia*) (♀), vista externa.



Fig. 8.120 - Detalhe da perna anterior de *Monoeca* (♀), vista interna.



Fig. 8.121 - Detalhe da perna anterior de *Trigonopedia* (♀), vista interna.

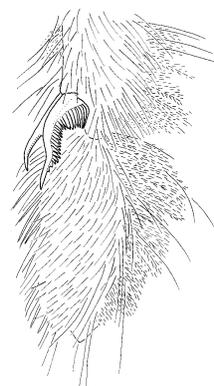


Fig. 8.122 - Detalhe da perna posterior de *Tapinotaspis* (♀), vista interna.

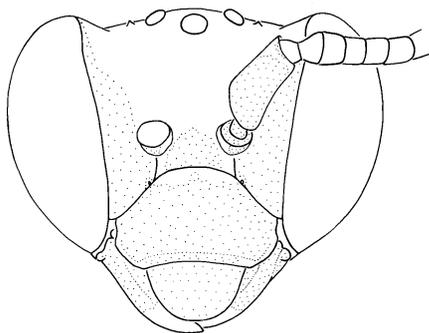


Fig. 8.123 - Cabeça de *Caenonomada* (♂), vista frontal.

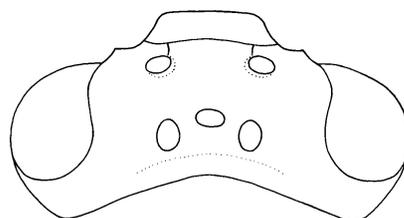


Fig. 8.124 - Cabeça de *Arhysoceble* (♀), vista dorsal.

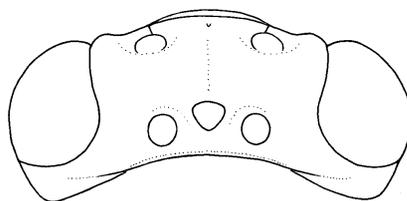


Fig. 8.125 - Cabeça de *Paratetrapedia* (♀), vista dorsal.

5. Vértice da cabeça, atrás dos ocelos, arredondado ou declivoso, não carenado (Fig. 8.124). Fêmea: ápice do basitarso posterior arredondado ou estreitamente truncado, distintamente projetado além da articulação do 2º tarsômero (Fig. 8.126) ..... 6
- Vértice da cabeça, atrás dos ocelos, carenado (Figs. 8.125, 8.128). Fêmea: ápice do basitarso posterior amplamente truncado, pouco projetado sobre a articulação do 2º tarsômero (Fig. 8.127) ..... 8
6. Superfície anterior do basitarso anterior achatada e com área longitudinal polida contendo cerdas minúsculas, a área polida marginada, basal e dorsalmente, por linhas de cerdas curtas e achatadas (com formato de folha); asas anteriores com 2 células submarginais. Macho: placa pigidial bem evidente, glabra ..... **Lanthanomelissa**
- Superfície anterior do basitarso anterior convexa, homogeneamente coberta por longas cerdas; asas anteriores *usualmente* com 3 células submarginais. Macho: placa pigidial ausente ou, quando presente, coberta por pêlos ..... 7
7. Mesoscuto uniformemente coberto por pilosidade densa e extremamente curta, com aspecto aveludado; célula marginal pelo menos 1,25x mais longa que a distância entre seu ápice e o ápice da asa anterior; escutelo convexo no sentido ântero-posterior, com uma superfície dorsal nitidamente distinta de uma superfície posterior. Macho: placa pigidial ausente ..... **Arhysoceble**
- Mesoscuto usualmente com pilosidade longa (tão longa quanto ou mais longa que diâmetro do flagelo), exceto em algumas espécies com pilosidade curta, mas neste caso pelo menos alguns pêlos longos presentes; comprimento da célula marginal subigual à distância entre o ápice da célula e o da asa; escutelo achatado, não apresentando uma superfície posterior bem definida. Macho: placa pigidial indicada apicalmente por carena fraca ..... **Chalepogenus**
8. Face finamente pontuada; diâmetro dos pontos apenas um pouco maior que o dos pêlos que neles se originam; áreas paroculares planas junto às órbitas ..... **Trigonopedia**
- Face com pelo menos alguma pontuação grossa na área supraclipeal e clipeo; diâmetro dos pontos várias vezes maior do que o dos pêlos que neles se originam, freqüentemente não dando origem a pêlos; áreas paroculares convexas junto às órbitas (Fig. 8.125) ..... **Paratetrapedia**

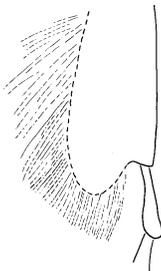


Fig. 8.126 - Contorno do ápice do basitarso posterior de *Lanthanomelissa* (♀), vista interna.



Fig. 8.127 - Contorno do ápice do basitarso posterior de *Paratetrapedia* (*Paratetrapedia*) (♀), vista interna.

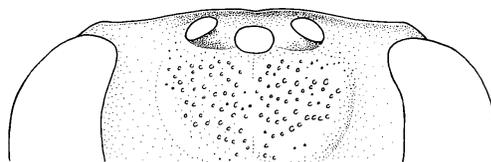


Fig. 8.128 - Detalhe da cabeça de *Paratetrapedia* (*Xanthopedia*) (♀), vista frontal.

### **Gênero *Arhysoceble* Moure, 1948 [4]**

Este pequeno gênero ocorre da Argentina até o estado do Ceará. Foi considerado como subgênero de *Paratetrapedia* por Michener & Moure (1957). Entretanto, as análises filogenéticas de Roig-Alsina (1997) mostraram que os dois grupos não estavam proximamente relacionados. Como comentado abaixo para *Trigonopedia*, contudo, há evidências adicionais de que estes dois gêneros sejam realmente estreitamente relacionados a *Paratetrapedia*. Praticamente nada é conhecido sobre a biologia de *Arhysoceble*. As espécies de ocorrência conhecida no Brasil são: *huberi* (Ducke, 1908) [CE, MA, PB, RN, PE], *dichroopoda* Moure, 1948 [PR], *picta* (Friese, 1899) (= *melampoda* Moure, 1948) [RS, SC] e *xanthopoda* Moure, 1948 [MG, SP]. Além destas, são conhecidas várias espécies não descritas.

### **Gênero *Caenonomada* Ashmead, 1899 [3]**

Ocorre apenas na Argentina, Brasil e Paraguai. O gênero já foi considerado como proximamente relacionado a Centridini. Sua posição entre os Tapinotaspidini, entretanto, foi reforçada pelos estudos de Roig-Alsina & Michener (1993) e confirmada por Roig-Alsina (1997), cujas análises sugeriram que ele seja o grupo irmão de *Tapinotaspoidea*. Em revisão recente, Zanella (no prelo) reconheceu apenas 3 espécies (uma das quais descrita como nova), todas elas presentes no Brasil: *bruneri* Ashmead, 1899 [PR, RS, SC], *labrata* Zanella, no prelo [MG, MS, MT, SP] e *unicarata* Ducke, 1908 [BA, CE, MG, PB, PE, RN]. Essas espécies podem ser identificadas com a chave apresentada por Zanella (no prelo). Os espécimens coletados no Mato Grosso e atribuídos a *C. unicarata* por Zanella (no prelo) parecem constituir uma espécie distinta ainda não descrita.

### **Gênero *Chalepogenus* Holmberg, 1903 [4]**

Inclui 21 espécies restritas à América do Sul, apresentando diversidade máxima na Argentina. Seus limites foram redefinidos por Roig-Alsina (1997) que incluiu, neste gênero, espécies previamente consideradas em *Lanthanella* Michener & Moure e *Tapinorrhina* Michener & Moure. Suas espécies foram revistas posteriormente pelo mesmo autor (Roig-Alsina, 1999). Entre elas, ocorrem no Brasil: *goeldianus* (Friese, 1899) [RS], *muelleri* (Friese, 1899) [RS], *nigripes* (Friese, 1899) [?] e *parvus* Roig-Alsina, 1997 [RS]. Segundo Roig-Alsina (1997), *C. parvus* é a espécie identificada erroneamente por Michener & Moure (1957) como *Tetrapedia goeldiana* Friese. Estas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave fornecida por Roig-Alsina (1999). Há também uma nova espécie de Minas Gerais e Mato Grosso e uma outra, bastante distinta das outras do gênero, em Minas Gerais, São Paulo e Mato Grosso.

### **Gênero *Lanthanomelissa* Holmberg, 1903 [4]**

Este pequeno gênero reúne apenas 5 espécies, restritas à Argentina e sul do Brasil. Michener & Moure (1957), dividiram *Lanthanomelissa* em dois subgêneros, *Lanthanomelissa* Holmberg *s.str.* e *Lanthanella* Michener & Moure, 1957. Urban (1995c) considerou *Lanthanella* como um gênero à parte e, mais recentemente, Roig-Alsina (1997) considerou-o como sinônimo de *Chalepogenus* Holmberg. Esta é a posição adotada aqui. Michener (2000) trata *Lanthanomelissa* como subgênero de *Chalepogenus*. Roig-Alsina (1997), em sua interpretação de *Lanthanomelissa*, considera, nele, apenas a espécie tipo (conhecida apenas da Argentina) e as quatro espécies descritas por Urban (1995c), estas últimas todas presentes no Brasil: *betinae* Urban, 1995 [RS, PR, SC], *clementis* Urban, 1995 [RS, SC], *magaliae* Urban, 1995 [RS] e *pampicola* Urban, 1995 [RS].

## Gênero *Monoeca* Lepelletier & Serville, 1828 [8]

Embora sempre representado por poucos espécimes nas coleções, este gênero reúne muitas espécies e sua distribuição estende-se do sul do Brasil ao México. A posição sistemática de *Monoeca* já foi motivo de controvérsias, tendo ele sido considerado como um gênero associado a *Tetrapedia* ou aos Centridini. Sua relação com os Tapinotaspidini foi demonstrada por Roig-Alsina & Michener (1993) e reafirmada por Roig-Alsina (1997). As espécies conhecidas no Brasil são: *brasiliensis* Lepelletier & Serville, 1828 [MG, RJ], *haemorrhoidalis* (Smith, 1854) [RJ], *lanei* (Moure, 1944) [SP], *piliventris* (Friese, 1899) [MG, SP], *pluricincta* (Vachal, 1909) [GO, MS?], *schizacantha* (Ducke, 1912) [MG, SP], *schrottkyi* (Friese, 1902) [MG, SP] e *xanthopyga* Harter-Marques, Cunha & Moure, 2001 [PR, RS]. Há um grande número de espécies não descritas nas regiões Sul e Sudeste.

## Gênero *Paratetrapedia* Moure, 1941 [19]

Contém um grande número de espécies, sendo o mais diverso dos gêneros da tribo e ocorrendo em toda a região neotropical. O primeiro estudo detalhado de sua taxonomia foi o de Michener & Moure (1957), que propuseram sua divisão em sete subgêneros. Destes, *Arhysoceble* e *Trigonopedia* foram posteriormente elevados a gênero por Roig-Alsina (1997), com base em estudo das relações filogenéticas entre os grupos de Tapinotaspidini. Moure (1994), adicionou *Lissopedia* aos cinco subgêneros restantes. Aqui, acompanhamos a opinião de Michener (2000) e consideramos este subgênero como sinônimo de *Xanthopedia*. Além disso, há um pequeno grupo com três espécies conhecidas que apresenta algumas semelhanças com *Xanthopedia*, contudo não se encaixa neste e em nenhum outro dos subgêneros atualmente reconhecidos e talvez devesse ser colocado em um novo táxon. Entre os gêneros mais especiosos da fauna brasileira, *Paratetrapedia s. lato* é um dos que precisa mais urgentemente de revisão. Mesmo espécies relativamente comuns são difíceis de identificar; muitas delas provavelmente foram descritas no gênero *Tetrapedia* mas ainda não tiveram seus tipos estudados para um correto reconhecimento. Além disso, muitas de suas espécies aguardam descrição.

### Chave para os Subgêneros de *Paratetrapedia* presentes no Brasil (Modificada de Michener & Moure, 1957)

1. Região entre os ocelos laterais e o médio distintamente protuberante, separada da frente por um sulco raso mas bem marcado (Fig. 8.128); pontuação pilígera na superfície lateral do mesepisterno fina e inconspícua. Fêmea: porção basal da placa pigidial largamente confluyente com a porção apical (Fig. 8.129); esporão interno da tíbia posterior muito mais largamente (mas finamente) pectinado basalmente do que o esporão externo (Fig. 8.132). Macho: placa basitibial distinta, com margens laterais claramente definidas; placa pigidial reduzida, porém margens laterais claramente indicadas, seu ápice estreitamente arredondado ..... ***Xanthopedia***
- Região entre os ocelos laterais plana ou apenas fracamente elevada, contínua com a frente; pontuação pilígera na superfície lateral do mesepisterno variável, *freqüentemente* grossa e evidente. Fêmea: porção basal da placa pigidial distintamente separada da porção apical, suas margens encontrando-se no meio, porção apical espatulada (Figs. 8.130, 8.131); esporão interno da tíbia posterior variável, *freqüentemente* não diferindo do esporão externo (Fig. 8.133). Macho: placa basitibial variável, *freqüentemente* obsoleta e indicada apenas por uma fraca carena na porção apical; placa pigidial completamente obsoleta, T7 terminando em ponta estreita ..... **2**
2. Margem inferior da área supraclipeal, imediatamente acima da sutura epistomal, com carena transversal, sempre evidente, *pelo menos* nos machos. Fêmea: margens laterais da porção basal da placa pigidial encontrando-se em ângulo fortemente obtuso, ápice da porção basal truncado, com

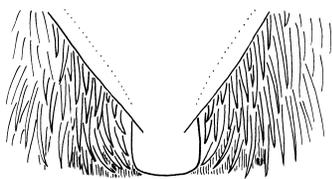


Fig. 8.129 - Detalhe da placa pigidial de *Paratetrapedia* (*Xanthopedia*) (♀), vista dorsal.

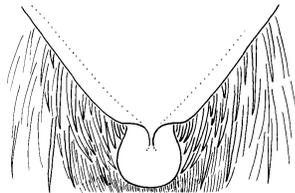


Fig. 8.130 - Detalhe da placa pigidial de *Paratetrapedia* (*Tropidopedia*) (♀), vista dorsal.

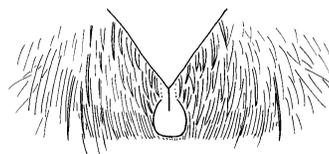


Fig. 8.131 - Detalhe da placa pigidial de *Paratetrapedia* (*Paratetrapedia*) (♀), vista dorsal.

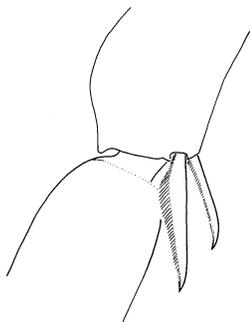


Fig. 8.132 - Detalhe da perna posterior de *Paratetrapedia* (*Xanthopedia*) (♀), vista interna.

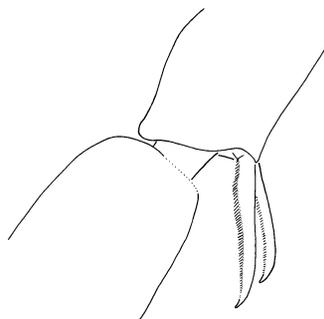


Fig. 8.133 - Detalhe da perna posterior de *Paratetrapedia* (*Paratetrapedia*) (♀), vista interna.



Fig. 8.134 - Detalhe do basitarso anterior de *Paratetrapedia* (*Amphipedia*) (♀), vista anterior.

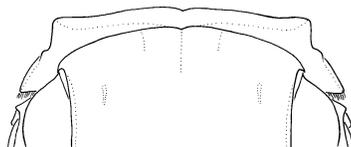


Fig. 8.135 - Detalhe do mesossoma de *Paratetrapedia* (*Lophopedia*) (♀), vista dorsal.

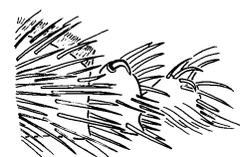


Fig. 8.136 - Detalhe da perna anterior de *Paratetrapedia* (*Paratetrapedia*) (♀).

- processo mediano agudo que une as porções basal e apical (Fig. 8.130); superfície externa da tíbia anterior com cerdas relativamente grossas, ápice das cerdas fortemente curvados para trás. Macho: superfície ventral da mandíbula com pilosidade plumosa longa abundante; pilosidade ereta na porção mediana da margem posterior de E2 formando um tufo triangular, os ápices do triângulo e pêlos voltados para a região anterior; placa basitibial presente ..... **3**
- Margem inferior da área supraclipeal *frequentemente* não modificada, se carena transversal presente no macho, *então*, distância entre a carena pré-occipital e os olhos igual ou menor que o diâmetro do flagelo. Fêmea: margens laterais da porção basal da placa pigidial encontrando-se em ângulo agudo, ápice da porção basal pontiagudo (Fig. 8.131); cerdas na superfície externa da tíbia anterior mais delgadas e apenas suavemente curvadas para trás. Macho: superfície ventral da mandíbula apenas com pilosidade simples; pilosidade de E2 não como a descrita acima; placa basitibial variável, algumas vezes completamente obsoleta ..... **4**

3. Carena pré-occipital não se estendendo para atrás dos olhos. Fêmea: projeção lateral no ápice do basitarso anterior não atingindo o ápice do 2º tarsômero; porção apical da placa pigidial aproximadamente tão larga quanto longa (Fig. 8.130). Macho: pente do basitarso anterior reduzido a uma simples fímbria inconspícua devido aos pêlos em torno; margem posterior de E3 coberta apenas com pilosidade fina na porção mediana do esclerito ..... **Tropidopedia**
- Carena pré-occipital estendendo-se para trás dos olhos. Fêmea: projeção apical no basitarso anterior atingindo o ápice do 2º tarsômero (Fig. 8.134); porção apical da placa pigidial estreita, distintamente mais longa que larga (semelhante à de *Paratetrapedia s.str.*). Macho: pente do basitarso anterior distinto; linha de cerdas ao longo da margem posterior de E3 fortemente curvada para a base do esclerito, delimitando uma área em “U” no meio do esclerito ..... **Amphipedia**
4. Distância entre a carena pré-occipital e os olhos igual ou menor que o diâmetro do flagelo; pronoto com uma lamela transversal alta e *frequentemente* translúcida (Fig. 8.135), de forma que a superfície anterior à lamela é côncava de perfil. Fêmea: 2º tarsômero anterior sem cerda em forma de gancho; placa basitibial aproximadamente tão larga quanto longa. Macho: placa basitibial indicada apicalmente por uma fraca carena ..... **Lophopedia**
- Distância entre a carena pré-occipital e os olhos maior que o diâmetro antenal; pronoto com forte carena transversal, porém sem lamela, de forma que a superfície anterior à carena é convexa de perfil. Fêmea: 2º tarsômero anterior com uma cerda muito grossa em forma de gancho na margem externa (Fig. 8.136); placa basitibial curta, com formato reniforme, claramente mais larga que longa. Macho: placa basitibial completamente obsoleta, praticamente ausente ..... **Paratetrapedia s.str.**

#### **Subgênero *Amphipedia* Michener & Moure, 1957 [1]**

É um grupo conhecido apenas do Brasil. Além da espécie tipo, *haeckeli* (Friese, 1910) [GO, MG, MS, MT, SP], há pelo menos três outras espécies, aparentemente não descritas. Uma delas pode ser facilmente confundida com *P. (Paratetrapedia) lineata* em um exame superficial.

#### **Subgênero *Lophopedia* Michener & Moure, 1957 [2]**

Reúne um número limitado de espécies que se distribuem do sul do Brasil e Paraguai até o México. Várias de suas espécies, certamente, ainda aguardam para ser descritas. As espécies conhecidas no Brasil são: *bicolor* (Smith, 1854) [?] e *pygmaea* (Schrottky, 1902) [MG?, SP].

#### **Subgênero *Paratetrapedia* Moure, 1941 s.str. [10]**

Ocorre da Argentina e Bolívia até o México. Provavelmente é o mais diversificado grupo do gênero, com várias espécies descritas e muitas ainda por descrever. As espécies conhecidas no Brasil são: *amplipennis* (Smith, 1879) [AM], *bunchosiae* (Friese, 1899) [PR, SC], *flavipennis* (Smith, 1879) [AM], *flaviventris* (Friese, 1899) [MG, PR, RJ, SC], *gigantea* (Schrottky, 1909) [AM, SP], *lineata* (Spinola, 1851) [GO, MG, SP], *maculata* (Friese, 1899) [MG?, RS, SC, SP], *obsoleta* (Schrottky, 1902) [SP], *pallidipennis* (Friese, 1899) [ES] e *testacea* (Smith, 1854) [AM, MA, PA].

#### **Subgênero *Tropidopedia* Michener & Moure, 1957 [2]**

Com distribuição limitada à América do Sul (Brasil e Peru), contém apenas duas espécies descritas e pelo menos mais uma de Minas Gerais por descrever. As espécies conhecidas são: *duckei* (Friese, 1910) [PA, SP] e *seabrai* Michener & Moure, 1957 [MG, RJ].

### **Subgênero *Xanthopedia* Michener & Moure, 1957 [4]**

É um grupo pequeno de espécies que, entretanto, apresenta ampla distribuição na região neotropical – da Bolívia e Paraná até o México, estando presente, também, na Jamaica. As espécies brasileiras descritas são: *globulosa* (Friese, 1899) [BA, MG], *iheringii* (Friese, 1899) [MG, SP] (= *tricolor* Michener & Moure, 1957), *larocai* (Moure, 1995) [PR] e *tristriata* (Moure, 1994) [AM, RO, RR].

### **Gênero *Tapinotaspis* Holmberg, 1903 [2]**

Como redefinido por Roig-Alsina (1997), o escopo deste gênero foi bastante alterado em relação ao apresentado por Michener & Moure (1957). As duas únicas espécies descritas estão presentes no Brasil: *chalybea* (Friese, 1899) [RS?] e *latitarsis* (Friese, 1899) [RS?]. Há também uma espécie não descrita da região Nordeste.

### **Gênero *Tapinotaspoides* Moure, 1944 [3]**

Reúne um pequeno grupo de espécies que distribuí-se do centro da Argentina até o nordeste do Brasil. Descrito como gênero por Moure e considerado como subgênero de *Tapinotaspis* por Michener & Moure (1957), o grupo foi novamente elevado à categoria de gênero por Roig-Alsina (1997). Os estudos deste autor sugerem que *Tapinotaspoides* seja o grupo irmão de *Caenomada*, não tendo relação próxima a *Tapinotaspis*. As espécies registradas no Brasil são: *serraticornis* (Friese, 1899) [BA, MG, PR, RJ, SP], *rufescens* (Friese, 1899) [BA?, RJ] e *tucumana* (Vachal, 1904) [RS].

### **Gênero *Trigonopedia* Moure, 1941 [4]**

Reúne um pequeno número de espécies, conhecidas apenas do Brasil. Considerado como subgênero de *Paratetrapedia* por Michener & Moure (1957), foi novamente elevado a gênero por Roig-Alsina (1997), cujos estudos sugerem que ele seja o grupo irmão de *Monoeca*. Entretanto, alguns caracteres, aparentemente não levados em consideração por esse autor, sugerem uma estreita proximidade com *Paratetrapedia* e *Arhysoceble*. As espécies descritas são: *ferruginea* (Friese, 1899) [ES, RJ, SC, SP], *glaberrima* (Friese, 1899) [RJ], *michaelis* (Friese, 1899) [ES] e *oligotricha* Moure, 1941 [SP]. Há várias outras espécies aparentemente não descritas nas regiões Sul e Sudeste.

## **8.1.13. TETRAPEDIINI [20]**

Contém abelhas pequenas e esguias, pouco pilosas, restritas às regiões tropicais das Américas. Suas espécies não parasitas (gênero *Tetrapedia*) são todas solitárias e nidificam em orifícios na madeira. Elas utilizam óleo coletado nas flores de certas plantas misturado ao pólen, como alimento para suas larvas. Este óleo tem função, também, na cimentação de partículas de areia para a construção das células nos ninhos. O outro gênero da tribo, *Coelioxoides*, contém apenas espécies cleptoparasitas dos ninhos de *Tetrapedia*.

### **Chave para os Gêneros de Tetrapediini presentes no Brasil**

(Modificada de Michener, 2000)

1. Metassoma com lados subparalelos; metepisterno estreito mas não linear; tibia posterior com apenas um esporão, pectinado (Fig. 8.137). Fêmea: escopa presente na tibia e basitarso .. ***Tetrapedia***
  - Metassoma afinando-se em direção ao ápice (Fig. 8.139); metepisterno linear, exceto na extremidade superior; tibia posterior com 2 esporões na fêmea (Fig. 8.138), nenhum no macho. Fêmea: escopa ausente ..... ***Coelioxoides***

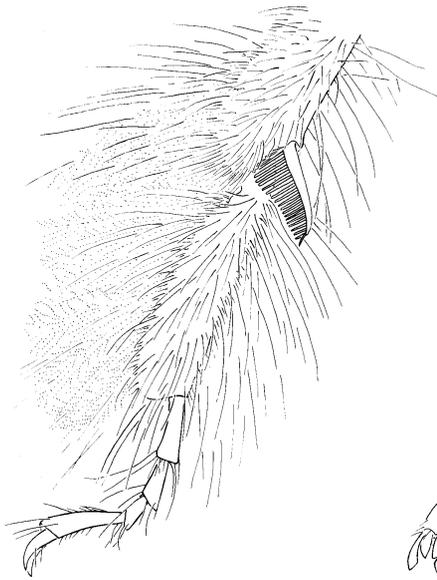


Fig. 8.137 - Detalhe da perna posterior de *Tetrapedia* (♀), vista interna.



Fig. 8.138 - Detalhe da perna posterior de *Coelioxoides* (♀), vista interna.

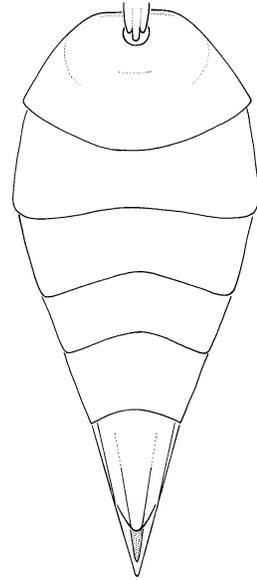


Fig. 8.139 - Metassoma de *Coelioxoides* (♀), vista dorsal.

### Gênero *Coelioxoides* Cresson, 1878 [2]

As relações de *Coelioxoides* com o restante das abelhas foi motivo de dúvidas desde sua descrição. Suas afinidades com *Tetrapedia* foram claramente reconhecidas, entretanto, por Roig-Alsina (1990). O gênero, restrito ao Novo Mundo, ocorre da Argentina ao México, reunindo três espécies, todas parasitas dos ninhos de outras abelhas. Seus únicos hospedeiros conhecidos são espécies de *Tetrapedia* (Alves-dos-Santos *et al.*, 2002; C. A. Garófalo, inf. pessoal). O gênero foi revisado por Roig-Alsina (1990), que apresenta uma chave para a identificação de suas espécies. No Brasil ocorrem: *exulans* (Holmberg, 1887) [MT, SP] e *waltheriae* Ducke, 1908 [MG, PA, PB, SC, SP]. Referências à ocorrência de *C. punctipennis* Cresson, 1878 (às vezes chamada, erroneamente, de *punctiventris*) no Brasil devem-se a erro de identificação.

### Gênero *Tetrapedia* Klug, 1810 [18]

O gênero *Tetrapedia* foi descrito por Klug, baseado em uma espécie que hoje é considerada em *Exomalopsis* Spinola (Michener, inf. pessoal; Moure inf. pessoal). A atual interpretação do gênero tem origem em trabalhos como os de Smith (1854) e Friese (1899) que identificaram erroneamente a espécie tipo designada por Klug. A manutenção do uso tradicional dos nomes *Tetrapedia* e *Exomalopsis* está sendo pedida ao Comitê Internacional de Nomenclatura Zoológica por Michener (inf. pessoal). Os autores que trataram deste gênero até as primeiras décadas do século vinte deram a ele uma grande amplitude, incluindo espécies que, mais tarde, foram transferidas para gêneros como *Paratetrapedia* e *Tapinotaspoides*. Michener & Moure (1957) reconheceram dois subgêneros: *Tetrapedia s.str.* e *Lagobata* Smith,

1861. Como estes mesmos autores já sugeriam, as espécies de *Lagobata* não diferem consideravelmente das de *Tetrapedia s.str.* que provavelmente tornam um grupo parafilético. Aqui, portanto, aceita-se a posição de Michener (2000) e não se reconhece essa divisão subgenérica. Como muitos dos tipos das espécies atribuídas ao gênero (principalmente os de Friese) não haviam sido estudados até bem pouco tempo, suas identidades permanecem obscuras e confusas. Desta forma, embora o gênero aparentemente não seja excessivamente diverso, a identificação de suas espécies não tem sido fácil. Com o exame recente dos tipos de Friese, por Moure (1999a), esta situação tende a melhorar. As espécies atribuídas com segurança ao gênero e de ocorrência constatada no Brasil são as seguintes: *albodecorata* Moure, 1999 [PA], *amplitarsis* Friese, 1899 [SP], *basalis* Smith, 1879 [AM], *bipartita* Moure, 1999 [RO] *clypeata* Friese, 1899 [SP], *curvitaris* Friese, 1899 [ES], *diversipes* Klug, 1810 [BA, MG, PB, RN, RS, SP], *garofaloi* Moure, 1999 [SP], *helvola* Moure, 1999 [MT], *hemileuca* Moure, 1999 [AM], *hypoleuca* Moure, 1999 [ES], *imitatrix* Moure, 1999 [RO], *melampoda* Moure, 1999 [MA, MT], *peckoltii* Friese, 1899 [MG, RJ, SP], *pyramidalis* Friese, 1899 [PR, SC, SP], *rugulosa* Friese, 1899 [BA, MG, RS, SP], *spanosticta* Moure, 1999 [MG], *xanthorrhina* Moure, 1999 [MT].

## 8.2. NOMADINAE [37]

É um grupo de abelhas cleptoparasíticas aparentemente bastante antigo, dada a sua grande diversidade, tanto morfológica quanto de hospedeiros. O escopo atual desta subfamília foi proposto por Roig-Alsina (1991) e posteriormente corroborado por Roig-Alsina & Michener (1993). Vários grupos anteriormente incluídos nesta subfamília, como Isepeolini, Osirini e Protepeolini, foram transferidos para Apinae por Roig-Alsina & Michener (1993), que reconheceram 10 tribos em Nomadinae. Destas, apenas quatro estão presentes na América do Sul. Estas abelhas ocorrem em todo o mundo, sendo mais diversificadas no oeste da América do Norte, onde nove tribos estão presentes, e praticamente ausentes da Austrália, onde apenas o gênero *Nomada* está presente. As relações filogenéticas entre as tribos foram investigadas recentemente por Rozen et al. (1997), que utilizaram caracteres morfológicos tanto de adultos quanto de larvas. As espécies de Nomadinae são bastante distintas de todas as espécies não parasitas de Apidae e, como um todo, apresentam uma grande gama de hospedeiros de inúmeros gêneros de várias famílias.

### Chave para as Tribos de Nomadinae presentes no Brasil (Modificada de Michener, 2000)

1. Labro mais longo que largo; sulco mesepisternal longo, estendendo-se muito além do sulco escrobal; coxa média, lateralmente, amplamente oculta sob o mesepisterno. Fêmea: T6 sem placa pigidial, sua margem posterior com uma reentrância mediana; T5 sem área pseudopigidial; ápice de E6 exposto e na forma de um par de espinhos bem evidentes. Macho: placa pigidial expandida, ápice bilobado ..... **Caenoprosopidini**
- Labro mais largo que longo; sulco mesepisternal voltado para trás e contínuo com o sulco escrobal; coxa média amplamente exposta. Fêmea: placa pigidial presente em T6, sua margem posterior inteira; T5, *em geral*, com área pseudopigidial bem desenvolvida (indicada por pilosidade ereta muito curta e densa); E6, *em geral*, oculto, *quando exposto*, seu ápice arredondado e com cerdas grossas, curtas ou em forma de gancho. Macho: placa pigidial normal e bem desenvolvida ..... **2**
2. Coxa anterior quadrada, trocanteres inseridos em posição pré-apical e lateral na coxa, suas bases afastadas entre si; axilas projetadas posteriormente em ponta aguda ou espinho (Fig. 8.145); região interalveolar *frequentemente* protuberante e com carena frontal bem desenvolvida ..... **Epeolini**

- Coxa anterior quase sempre cônico-triangular, trocanteres inseridos em posição apical, suas bases próximas entre si, se coxas quadradas e trocanteres com inserção pré-apical, *então*, abelhas com desenhos amarelos evidentes; axilas arredondadas posteriormente; região interalveolar plana ou apenas fracamente elevada, carena frontal pouco evidente ..... 3
- 3. Desenhos amarelos sempre presentes; margem interna da superfície dorsal da coxa posterior sem carena; ápice da tibia posterior com cerdas curtas espiniformes ..... **Nomadini**
- Desenhos amarelos ausentes, integumento preto ou castanho-avermelhado; margem interna da superfície dorsal da coxa posterior com uma forte carena; ápice da tibia posterior sem cerdas espiniformes ..... **Brachynomadini**

### 8.2.1. BRACHYNOMADINI [5]

É um pequeno grupo de distribuição anfitropical, sendo mais diversificado nas regiões temperadas semidesérticas da América do Sul (Argentina e Chile) e América do Norte (sudeste dos Estados Unidos e México). A classificação genérica do grupo foi revista por Michener (1996), que reconheceu cinco gêneros. Aqui, apenas quatro gêneros estão sendo adotados na classificação. As poucas e raras espécies brasileiras ocorrem nas regiões Nordeste, Sudeste e Sul. Entre os hospedeiros conhecidos encontram-se espécies de Exomalopsini (*Exomalopsis* e *Anthophorula*), Panurginae (*Psaenythia* e *Liphanthus*) e Paracolletinae (*Peditomorpha*).

#### Gênero *Brachynomada* Holmberg, 1886 [5]

Há muito pouca informação sobre este gênero no Brasil. *Trichonomada* está sendo incluído aqui, uma vez que foi observada, entre suas espécies sul-americanas, uma completa intergradação nos caracteres utilizados por Michener para justificar seu reconhecimento como grupo à parte. Friese (1908) revisou as espécies sul-americanas (tratadas por ele como *Doeringiella*). Pelo menos cinco espécies ocorrem no Brasil: *bigibbosa* (Friese, 1908) [SC], *cearensis* (Ducke, 1911) [CE], *roigella* (Michener, 1996) [MG], *thoracica* (Friese, 1908) [PR] e *tomentifera* (Ducke, 1907) [MG]. Rozen (1977) encontrou uma espécie no Paraná, identificada como próxima a *argentina* Holmberg, 1886, em ninhos de *Psaenythia annulata* (Andrenidae).

### 8.2.2. CAENOPROSOPIDINI [1]

Ocorre apenas na Argentina, Paraguai e Brasil. Reúne abelhas pequenas (4–8 mm), com pilosidade plumosa, curta e decumbente. Constitui um grupo bastante distinto das demais tribos sul-americanas de Nomadinae, sendo mais proximamente relacionado aos Ammobatini (presentes na América do Norte, Europa, Ásia e África). Seus hospedeiros conhecidos são espécies de *Arhysosage* e *Callonychium* (Andrenidae; Rozen & Roig-Alsina, 1991). Contém dois gêneros (Roig-Alsina, 1987), dos quais apenas *Caenoprosopis* ocorre no Brasil.

#### Gênero *Caenoprosopis* Holmberg, 1886 [1]

Este gênero está representado no Brasil por sua única espécie: *crabronina* Holmberg, 1887 [PR, SC, SP]. É provável que outros grupos de Panurginae, como *Acamptopoeum*, sejam também hospedeiros de *Caenoprosopis*, uma vez que sua distribuição no Brasil estende-se além daquela de *Arhysosage* e as espécies de *Callonychium* presentes têm tamanho menor do que *Caenoprosopis*.

### 8.2.3. EPEOLINI [23]

Esta tribo é mais diversificada no Novo Mundo, em particular na América do Sul. Apenas *Epeolus* e *Triepeolus* têm distribuições mais amplas (Michener, 2000). Essas abelhas são cleptoparasitas de uma grande gama de hospedeiros, incluindo espécies de *Colletes* e *Ptiloglossa* (Colletidae) e Eucerini (Apidae). Oito gêneros da tribo ocorrem no Brasil.

#### Chave para os Gêneros de Epeolini presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 2000)

1. Corpo, em sua maior parte, coberto por pilosidade azul ou verde metálica, formada por pêlos pequenos, escamiformes e decumbentes; pilosidade branca e decumbente restrita a pequenas áreas laterais nos tergos; órbitas internas mais próximas entre si na parte superior da cabeça, no macho fortemente convergentes dorsalmente; carena pré-occipital bem desenvolvida, mas situada bem abaixo do nível dos ocelos na superfície posterior da cabeça. Fêmea: T5 sem área pseudopigidal definida, apicalmente com uma faixa densa transversal de pêlos escuros, longos e rígidos ..... **Thalestria**
  - Corpo sem brilho metálico; pilosidade clara (branca a amarelo-pálida) e decumbente ocupando áreas mais extensas no metassoma (exceto em *Odyneropsis*); órbitas internas variáveis, em geral, fortemente convergentes ventralmente; carena pré-occipital ausente dorsalmente ou se presente, situada logo abaixo do nível dos ocelos. Fêmea: T5 com sua porção apical coberta por pêlos curtos, brancos a castanho-claros (exceto em *Rhogepeolus* que tem pêlos escuros e longos), em geral formando uma área bem definida e que pode ser considerada como uma área pseudopigidal ..... **2**
2. Órbitas internas subparalelas (Fig. 8.140), usualmente mais próximas entre si dorsalmente que ventralmente; metassoma sem áreas conspicuas de pilosidade decumbente clara, exceto em T1 em algumas espécies; pterostigma relativamente grande, com a veia *r* inserida próximo à sua metade; célula marginal tão longa quanto a soma do comprimento das 3 células submarginais. Fêmea: T5 com uma depressão oval dorsomedial, seu bordo muitas vezes carenado (em muitos espécimens a depressão pode estar oculta por T4) (Fig. 8.142) ..... **Odyneropsis**
  - Órbitas internas fortemente convergentes ventralmente (Fig. 8.141); metassoma usualmente com áreas cobertas por pilosidade decumbente clara bem desenvolvida; pterostigma e posição da veia 2ª *r-rs* variáveis; célula marginal variável, em geral mais curta que a soma do comprimento das células submarginais. Fêmea: T5 sem depressão oval dorsomedial ..... **3**

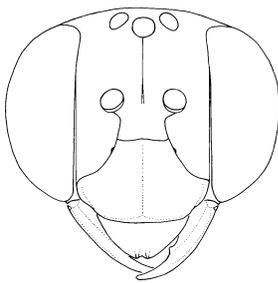


Fig. 8.140 - Cabeça de *Odyneropsis* (♀), vista frontal.

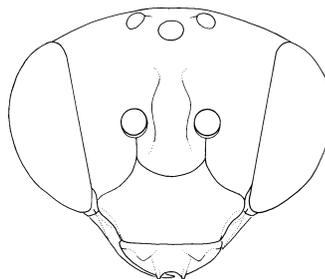


Fig. 8.141 - Cabeça de *Rhinepeolus* (♂), vista frontal.

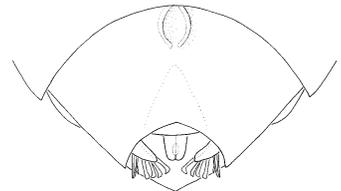


Fig. 8.142 - Ápice do metassoma de *Odyneropsis* (♀), vista dorsal.

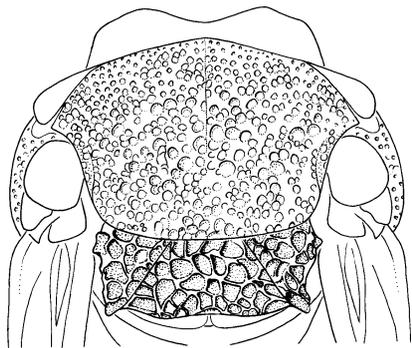


Fig. 8.143 - Mesossoma de *Trophocleptria* (♀), vista dorsal.

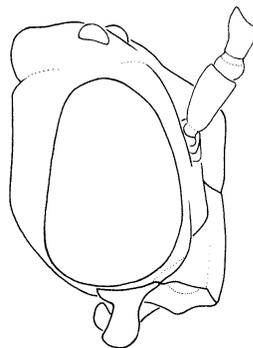


Fig. 8.144 - Cabeça de *Trophocleptria* (♀), vista lateral.

3. Cabeça e mesossoma com pontuação grossa, formando fôveas bem marcadas no escutelo e axilas (Fig. 8.143); mesepisterno ventralmente com sua superfície anterior vertical separada da superfície horizontal posterior por uma carena baixa; região omaular em ângulo, em algumas espécies com carena; área parocular superior, na maioria das espécies, formando uma calosidade baixa (Fig. 8.144), sua superfície quase sem pontuação; região interalveolar bastante protuberante, carena frontal forte; colar pronotal bem desenvolvido (Fig. 8.143), seus cantos, em vista dorsal, pelo menos tão largos (no sentido antero-posterior) quanto o comprimento de F1 ..... ***Trophocleptria***
  - Pontuação da cabeça e mesossoma variáveis, *em geral*, densa e forte mas nunca formando fôveas no escutelo e axilas; separação entre as superfícies anterior e posterior do mesepisterno arredondada, tanto ventralmente, quanto na região omaular; área parocular superior sem calosidade, no mesmo plano e não diferenciada da região adjacente; região interalveolar variável, *em geral*, não muito protuberante; colar pronotal, *em geral*, estreito (no sentido antero-posterior) ou, quando mais desenvolvido, nunca mais largo que comprimento de F1 ..... 4
4. Escutelo, posteriormente, com um par de projeções mamiformes (Fig. 8.145) ..... ***Rhinepeolus***
  - Escutelo biconvexo ou apenas convexo ..... 5
5. Carena pré-occipital e placa basitibial ausentes. Fêmea: E6 com o processo latero-apical alargado, menos que 5x mais longo que largo, em geral espatulado, suas margens apicais com aspecto denticulado pela presença de cerdas curtas e grossas; porção basal (disco) do esterno formando uma placa bem desenvolvida, tão longa quanto o comprimento dos processos latero-apicais ..... ***Rhogepeolus***
  - Carena pré-occipital presente (Figs. 8.149, 8.150), bem desenvolvida dorsalmente e/ou lateralmente; placa basitibial variável. Fêmea: E6 com o processo latero-apical delgado e não espatulado, várias vezes mais longo que largo, com cerdas apicais relativamente longas e curvas; porção basal do esterno bastante reduzida, formando apenas uma faixa transversal unindo os hemi-esternitos ..... 6
6. Pedicelo parcialmente encaixado no ápice do escapo (Fig. 8.146), sua porção exposta pelo menos 1,5x (machos) ou 2x (fêmeas) mais larga que longa; área supralveolar relativamente plana, carena frontal evidente, porém fraca; escapo cilíndrico, não modificado; placa basitibial não definida ..... ***Triepeolus***

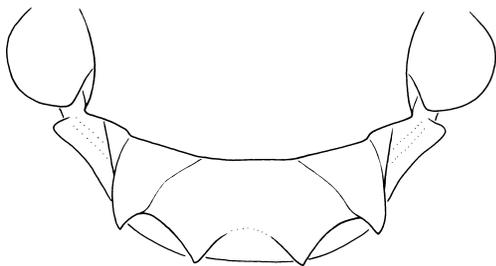


Fig. 8.145 - Escutelo de *Rhinepeolus* (♂), vista dorsal.

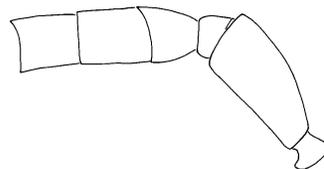


Fig. 8.146 - Detalhe da antena de *Triepeolus* (♂), vista frontal.

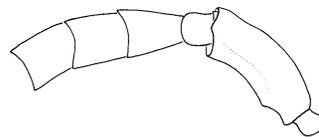


Fig. 8.147 - Detalhe da antena de *Doeringiella* (♂), vista frontal.

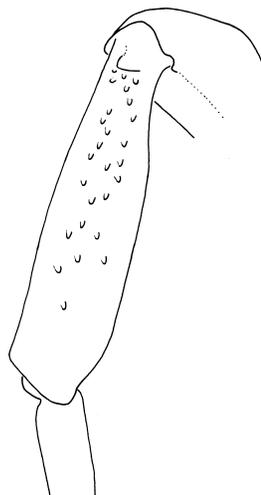


Fig. 8.148 - Detalhe da perna posterior de *Doeringiella* (♀), vista externa.

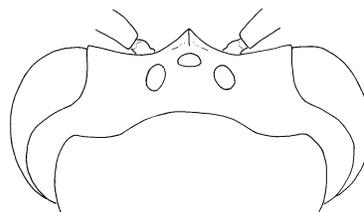


Fig. 8.149 - Detalhe da cabeça de *Doeringiella* (♂), vista dorsal.

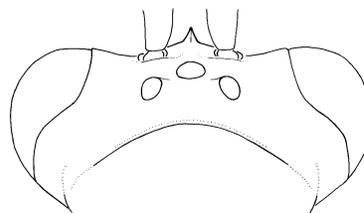


Fig. 8.150 - Detalhe da cabeça de *Pseudepeolus* (♂), vista dorsal.

- Pedicelo exposto, porção visível tão larga quanto longa ou apenas um pouco mais larga que longa (Fig. 8.147); área supralveolar abaulada, algumas vezes fortemente, carena frontal bastante forte e formando uma crista ao longo da intumescência interalveolar (Figs. 8.149, 8.150); escapo modificado, sua superfície frontal ou lateral *frequentemente* escavada, *mais raramente*, completamente esférico em machos de algumas espécies; placa basitibial delimitada por uma carena (Fig. 8.148) (interrompida por pêlos em *Pseudepeolus*) ..... 7
- 7. Distância entre a carena pré-occipital e o olho, no canto superior da cabeça, igual a 1,0-1,3 diâmetros oclares (Fig. 8.149); área supralveolar escavada, em plano nitidamente diferente da superfície frontal do olho; carena delimitando placa basitibial contínua. Macho: franja apical nos esternos (em geral presente em E3-E5) conspícua, com pelo menos alguns pêlos sinuosos ..... ***Doeringiella***
- Distância entre a carena pré-occipital e o olho, no canto superior da cabeça, igual a 1,5-2,0 diâmetros oclares (Fig. 8.150); área supralveolar apenas abaulada; carena delimitando placa basitibial interrompida. Macho: franja apical de E3-E5 pouco diferenciada do restante da pilosidade na porção mais basal do esterno, seus pêlos praticamente retos ..... ***Pseudepeolus***

### **Gênero *Doeringiella* Holmberg, 1886 [4]**

*Doeringiella* é usado aqui num sentido mais estrito que o adotado por Michener (2000). Ocorre apenas na América do Sul, atingindo o Peru e o estado do Pará. Suas espécies parasitam ninhos de Eucerini. O gênero foi revisto por Roig-Alsina (1989a). No Brasil, são conhecidas as seguintes espécies: *bizonata* Holmberg, 1886 [SP], *cingillata* Moure, 1954 [MG, PA, PR, SC], *holmbergi* (Schrottky, 1913) [SP] e *paranensis* Roig-Alsina, 1989 [SC].

### **Gênero *Odyneropsis* Schrottky, 1902 [6]**

Este é um gênero predominantemente neotropical, com uma espécie chegando ao sul dos Estados Unidos. Suas espécies parasitam os ninhos de *Ptiloglossa*. De acordo com Moure (1955), seis espécies ocorreriam no Brasil: *armata* (Friese, 1900) [GO, MG, RS, SP], *batesi* Cockerell, 1916 [AM], *foveata* (Ducke, 1907) [AM], *melancholica* Schrottky, 1914 [SC], *pallidipennis* Moure, 1955 [SP] e *vespiformis* (Ducke, 1907) [PA].

### **Gênero *Pseudepeolus* Holmberg, 1886 [1]**

Este gênero é tratado como um subgênero de *Doeringiella* por Michener (2000). Não há revisão para suas espécies. A espécie *angustatus* (Moure, 1954) [PR] foi descrita como uma *Doeringiella*. Há pelo menos três outras espécies, possivelmente não descritas, de Minas Gerais e São Paulo.

### **Gênero *Rhinepeolus* Moure, 1955 [1]**

Até recentemente conhecido apenas da Argentina, os exemplares brasileiros não diferem dos espécimens daquele país. Por isto, são considerados, aqui, como pertencentes à mesma e única espécie do gênero: *rufiventris* (Friese, 1908) [SP].

### **Gênero *Rhogepeolus* Moure, 1955 [3]**

O gênero é conhecido apenas da Argentina e Brasil, tendo sido revisto por Roig-Alsina (1996). Três de suas quatro espécies ocorrem no Brasil: *emarginatus* (Moure, 1955) [BA, MG, PR], *mourei* Roig-Alsina, 1996 [CE] e *plumbeus* (Ducke, 1911) [CE].

### **Gênero *Thalestria* Smith, 1854 [1]**

Em *Thalestria*, apenas uma espécie, *spinosa* (Fabricius, 1804), tem sido reconhecida. Ela é parasita dos ninhos de *Oxaea* e amplamente distribuída (norte da Argentina à Costa Rica, incluindo todo o Brasil). São abelhas relativamente grandes, que podem ser confundidas com membros da tribo Ericrocidini por seu brilho azul metálico.

### **Gênero *Triepeolus* Robertson, 1901 [3]**

Michener (2000) trata este gênero como um subgênero de *Doeringiella*. *Triepeolus*, cujos hospedeiros conhecidos são espécies de Oxaeinae, Diphaglossinae, Eucerini e alguns outros grupos, ocorre por todo o continente americano, sendo extremamente diversificado na América do Norte. Não há revisão para as poucas espécies presentes na América do Sul. Segundo Moure (1955), as seguintes espécies ocorrem no Brasil: *alvarengai* Moure, 1955 [MG], *buchwaldi* (Friese, 1908) [AP] e *nobilis* (Friese, 1908) [PR, SC, SP].

### **Gênero *Trophocleptria* Holmberg, 1886 [4]**

Este gênero é tratado por Michener (2000) como subgênero de *Epeolus*. No seu sentido estrito, *Epeolus* é predominantemente holártico, penetrando na região neotropical somente até a Colômbia. *Trophocleptria*, por sua vez, está restrito ao Novo Mundo, dos Estados Unidos à Argentina. Segundo Moure (1954), há pelo menos quatro espécies no Brasil: *asperrima*

Moure, 1954 [RJ], *boliviensis* (Friese, 1908) [SC], *carioca* Moure, 1954 [RJ, SP] e *variolosa* Holmberg, 1886 [PR, RJ, SC].

#### 8.2.4. NOMADINI [8]

É um grupo muito grande e diversificado, com aproximadamente 800 espécies descritas. Embora várias subdivisões tenham sido usadas no passado, Alexander (1994) propôs o reconhecimento de apenas um gênero, *Nomada*, com vários grupos de espécies. Estas abelhas parasitam uma grande gama de hospedeiros, incluindo espécies de *Exomalopsis* (Apidae), *Andrena* (Andrenidae) e *Agapostemon* (Halictidae).

#### Gênero *Nomada* Scopoli, 1770 [8]

Na América do Sul, apenas o grupo *vegana* sensu Alexander (1994) está presente. De acordo com o catálogo de Alexander & Schwarz (1994), as seguintes espécies ocorrem no Brasil: *abnormis* Ducke, 1912 [PA], *bicellularis* Ducke, 1908 [PA], *infrequens* Smith, 1879 [AM], *mimus* (Cockerell, 1916) [RJ], *multicolor* Ducke, 1911 [CE], *pampicola* Holmberg, 1886 [RS], *polybioides* Ducke, 1908 [MG] e *subscopifera* Ducke, 1908 [PA].

### 8.3. XYLOCOPINAE [101]

É, aparentemente, um grupo monofilético, apesar de reunir dois grupos morfologicamente muito distintos: de um lado, a tribo Xylocopini, composta por formas grandes e robustas e, de outro, as tribos Manueliini, Ceratinini e Allodapini, contendo abelhas pequenas e esguias. Xylocopini ocorre nas regiões tropicais e subtropicais de todos os continentes, com algumas espécies presentes nas regiões temperadas e com maior diversidade no hemisfério oriental. Ceratinini está bem representada em todos os continentes, exceto na Austrália. Allodapini ocorre principalmente nas regiões tropicais do Velho Mundo, da África (onde é mais diversificada), passando pelo sul e sudeste asiáticos, até o norte da Austrália. Manueliini está confinada ao Chile e Argentina. Alguma forma de comportamento social ocorre em espécies de todas as tribos, com duas ou mais fêmeas compartilhando ninhos, dividindo tarefas e, às vezes, com castas comportamentais distintas. Uma característica biológica interessante, comum a todos os membros desta subfamília, é o fato de suas células não receberem nenhum revestimento. Os primeiros a investigarem as relações entre os vários grupos desta subfamília foram Sakagami & Michener (1987). Eles consideraram Manuelini como o grupo basal da subfamília, com Xylocopini surgindo logo em seguida e, finalmente, Ceratinini + Allodapini. As análises de Roig-Alsina & Michener (1993), entretanto, lançaram dúvida sobre esta hipótese, sugerindo como alternativa igualmente provável aquela em que Xylocopini seria o grupo irmão dos demais membros da subfamília, com Manueliini aparecendo como o segundo grupo a diferenciar-se.

#### Chave para as Tribos de Xylocopinae presentes no Brasil

(Michener, 1944)

1. Abelhas grandes e robustas com pilosidade abundante e plumosa pelo menos nas partes laterais do metassoma; pterostigma praticamente ausente; porções apicais das asas fortemente papiladas; metanoto vertical ..... **Xylocopini**
- Abelhas pequenas e esguias, com pilosidade mais rala e pouco ramificada; pterostigma grande; asas não papiladas; metanoto horizontal ..... **Ceratinini**

### 8.3.1. CERATININI [51]

Ceratinini (assim como Manueliini e Alldapini, que não ocorrem no Brasil) contém abelhas pequenas e esguias, com pouca pilosidade e que escavam seus ninhos na medula de ramos finos ou em ramos apodrecidos. Aparentemente, todas as suas espécies são solitárias. Contém apenas o gênero *Ceratina* Latreille, 1802 (incluindo, como subgênero, *Ceratinula* Moure, 1941).

#### Gênero *Ceratina* Latreille, 1802 [51]

É abundante em todos os continentes, exceto Austrália. Nenhuma revisão que inclua as espécies brasileiras foi feita. Quatro dos vários subgêneros reconhecidos em *Ceratina* ocorrem no Brasil. Várias de nossas espécies, entretanto, ainda não foram atribuídas a nenhum deles. Dois subgêneros, “*Alloceratina*” e “*Meroceratina*”, têm sido mencionados na literatura melitológica brasileira. Eles, entretanto, nunca foram formalmente descritos, não tendo validade taxonômica. A última chave para identificação das nossas espécies foi a publicada por Schrottky (1902) – ela, entretanto, inclui apenas uma ínfima parte da fauna do país.

#### Chave para os Subgêneros de *Ceratina* presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 2000)

1. Pronoto, em frente à sua margem posterior, com carena transversal distinta fortemente encurvada para baixo, de cada lado, até a coxa frontal (Fig. 8.151) (às vezes, interrompida medianamente) ..... 2
- Pronoto sem carena transversal ou com carena praticamente coincidente com a margem posterior do pronoto e, neste caso, não se estendendo até à coxa frontal ..... 3
  
2. Fêmea sem manchas amarelas ou brancas na área parocular; face externa da tíbia posterior das fêmeas e de alguns machos com carena oblíqua representando a margem posterior da placa basitibial (Fig. 8.152); pelo menos algumas áreas do corpo com cores metálicas claras; palpo maxilar com 5 ou 6 palpômeros ..... ***Calloceratina***
- Fêmea com manchas amarelas ou brancas na área parocular; face externa da tíbia posterior sem carena oblíqua, *usualmente*, com dente ou ângulo protuberante representando o ápice da placa basitibial (Fig. 8.153); corpo com colorações metálicas escuras; palpo maxilar sempre com 6 palpômeros ..... ***Crewella***
  
3. Regiões frontal e genal com áreas não pontuadas extensas; palpo maxilar com 5 ou 6 palpômeros; carena pré-occipital presente ou ausente; áreas paroculares com manchas brancas ou amarelas nos machos e em algumas fêmeas ..... ***Ceratinula***
- Região frontal e genal pontuadas; palpos maxilares sempre com 6 palpômeros; áreas paroculares com manchas amarelas ou brancas nos dois sexos ..... ***Rhysoceratina***

#### Subgênero *Calloceratina* Cockerell, 1924 [1]

Este grupo ocorre do sul do Brasil até o Texas. No Brasil, é representada por *chloris* (Fabricius, 1804) [MG, RO, RS, SP].

#### Subgênero *Ceratinula* Moure, 1941 [14]

Abriga espécies geralmente minúsculas (3-6 mm), distribuídas em toda a região neotropical, atingindo os Estados Unidos da América. As espécies da fauna brasileira incluem: *augochloroides* Ducke, 1910 [CE, PB], *biguttulata* (Moure, 1941) [PR, RS?], *fulvitaris* Friese, 1925 [SP], *lucidula* Smith, 1854 [CE, MG, PA, SP], *manni* (Cockerell, 1912) [PB, SP], *melanochroa* (Moure, 1941) [PR, RS], *muelleri* Friese, 1910 [CE, MA, MG, PA, PR, RJ, RS, SP], *oxalidis* Schrottky, 1907 [MG?, SP], *piracicabana* Schrottky, 1911 [SP?],

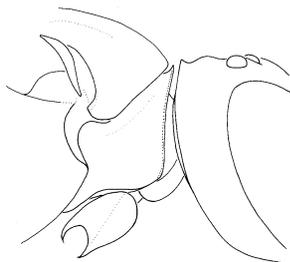


Fig. 8.151 - Detalhe da cabeça e mesossoma de *Ceratina* (*Calloceratina*) (♀), vista lateral.



Fig. 8.152 - Tibia posterior de *Ceratina* (*Calloceratina*) (♀), vista externa.



Fig. 8.153 - Tibia posterior de *Ceratina* (*Crewella*) (♀), vista externa.

*sclerops* Schrottky, 1907 [PR, RS, SP], *tantilla* (Moure, 1941) [SP], *trimaculata* Friese, 1916 [?], *turgida* (Moure, 1941) [PR, RJ, SP] e *xanthocera* (Moure, 1941) [MG].

#### Subgênero *Crewella* Cockerell, 1903 [10]

Está representado do norte da Argentina até à Costa Rica. No Brasil foram registradas as seguintes espécies atribuídas a este subgênero: *aspera* Schrottky, 1902 [SP], *asuncionis* Strand, 1910 [BA, MG, PR, RS, SP], *bicolorata* Smith, 1879 [AM, MG], *cuprifrons* Strand, 1854 [MG, SP], *darwinii* Friese, 1910 [PA, RS?], *gossypii* Schrottky, 1907 [MG, RS, SP], *maculifrons* Smith, 1854 [AM, BA, MG, PB, RS, SP], *paraguayensis* Schrottky, 1907 [MG, RS, SP], *rupestris* Holmberg, 1884 [RS, SC] e *sericea* Friese, 1910 [MG].

#### Subgênero *Rhysoceratina* Michener, 2000 [3]

Três espécies foram atribuídas a este subgênero, que tem ocorrência registrada apenas na Argentina e sul do Brasil. No Brasil, é representado por: *hyemalis* Moure 1950 [RS], *stilbonota* Moure, 1941 [PR, RS] e *volitans* Schrottky, 1907 [RS, SP] (= *montana* Holmberg, 1886).

#### Subgênero indeterminado [23]

As seguintes espécies não foram, ainda, atribuídas a nenhum subgênero: *asunciana* Strand, 1910 [RS], *brunneipes* Friese, 1910 [PA], *chrysocephala* Cockerell, 1912 [AM], *combinata* Friese, 1910 [PA], *correntina* Schrottky, 1907 [RS], *cupreiventris* Smith, 1879 [AM], *cyanicollis* Schrottky, 1902 [SP], *diligens* Smith, 1879 [PA], *duckei* Friese, 1910 [PA], *huberi* Friese, 1910 [CE, PA], *humboldti* Friese, 1910 [SP], *laeta* Spinola, 1841 [?], *longiceps* Smith, 1879 [AM], *morrensis* Strand, 1910 [RS], *immaculata* Friese, 1910 [PA], *portoi* Friese, 1910 [AM, PA], *pubescens* Smith, 1879 [AM], *punctiventris* Friese, 1910 [CE, MG, PA], *richardsoniae* Schrottky, 1909 [BA, MG, RS, SP], *rotundiceps* Smith, 1879 [PA], *tropidura* Moure, 1941 [PR], *versicolor* Friese, 1910 [PA] e *viridula* Smith, 1879 [AM].

### 8.3.2. XYLOCOPINI [50]

É mais abundante nas regiões tropicais e subtropicais, tanto no hemisfério oriental (onde sua diversidade é maior), quanto no hemisfério ocidental. As abelhas desta tribo são robustas e grandes, e nidificam na madeira (exceto as do subgênero paleártico

*Proxyllocopa*, que nidificam no solo). A maioria das espécies provavelmente é solitária, mas várias são facultativamente sociais, constituindo colônias parassociais. O gênero *Xylocopa* reúne mais de 700 espécies, das quais cerca de 50 ocorrem no Brasil.

A base da atual classificação dos gêneros e subgêneros de Xylocopini foi estabelecida por Hurd & Moure (1963). Três gêneros foram reconhecidos por estes autores: *Lestis* Lepeletier & Serville (restrito à Austrália), *Proxyllocopa* Hedicke e *Xylocopa* Latreille (este último dividido em 48 subgêneros – 17 no Novo Mundo e 31 no Velho Mundo). Em um estudo recente da filogenia da tribo, Minckley (1998) considerou *Lestis* e *Proxyllocopa* como subgêneros de *Xylocopa* e sinonimizou alguns dos subgêneros previamente considerados por Hurd & Moure. Na classificação proposta por Minckley, *Xylocopa s. lato* inclui 11 subgêneros no Novo Mundo e 19 no Velho Mundo.

### Gênero *Xylocopa* Latreille, 1802 [50]

Ocorre em todas as regiões tropicais e temperadas mais quentes do mundo. As relações filogenéticas entre seus subgêneros foram estudadas por Minckley (1998). Neste estudo, três grandes grupos monofiléticos foram evidenciados, dois reunindo espécies do Velho Mundo e um contendo as espécies do Novo Mundo. Fora deles, vários subgêneros aparecem em posição incerta nas várias análises.

Na chave abaixo, o dente superior da mandíbula é aquele em posição superior ao longo da margem apical (ou cortante) da mandíbula (considerando uma cabeça com as peças bucais voltadas para baixo e a face para a frente), ao passo que o dente inferior é aquele em posição mais apical.

#### Chave para os Subgêneros de *Xylocopa* presentes no Brasil

(Modificada de Minckley 1998, incluindo modificações por Minckley inf. pessoal)

##### Fêmeas

1. Carena longitudinal mediana presente em todos os esternos metassomáticos; clipeo *normalmente* emoldurado por crista lisa contínua (Fig. 8.154) ..... **2**
  - Carena longitudinal mediana ausente em alguns ou todos os esternos metassomáticos; clipeo emoldurado por crista lisa descontínua (ou crista ausente) (Fig. 8.155) ..... **3**
2. Dente superior da mandíbula muito mais largo do que o dente inferior (Fig. 8.156) ..... ***Stenoxyllocopa***
  - Dente superior da mandíbula tão largo quanto ou mais estreito que o dente inferior (Fig. 8.154).. ..... ***Neoxyllocopa***
3. Labro com 4 tubérculos ou menos (Fig. 8.155) ..... **4**
  - Labro com 5 tubérculos (Fig. 8.157) ..... ***Xylocopsis***
4. Carena frontal mais ou menos alongada, sempre estendendo-se até abaixo da margem superior dos alvéolos antenais ..... **5**
  - Carena frontal curta, tuberculiforme, situada bem acima da margem superior dos alvéolos antenais ..... ***Nanoxylocopa***
5. Distância interorbital superior menor que a inferior (Fig. 8.155); integumento do corpo *frequentemente* metálico e brilhante ..... **6**
  - Distância interorbital superior maior ou semelhante à inferior; integumento do corpo nunca com brilho metálico ..... **7**

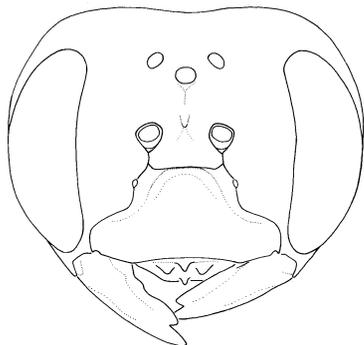


Fig. 8.154 - Cabeça de *Xylocopa* (*Neoxylocopa*) (♀), vista frontal.

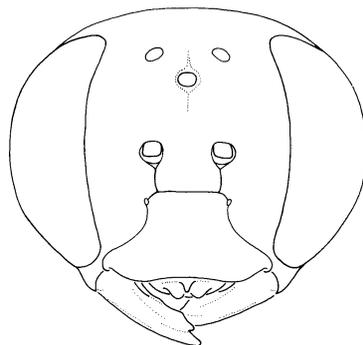


Fig. 8.155 - Cabeça de *Xylocopa* (*Schonnherria*) (♀), vista frontal.

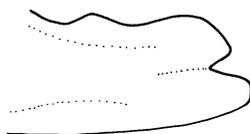


Fig. 8.156 - Ápice da mandíbula de *Xylocopa* (*Stenoxycopa*) (♀).



Fig. 8.157 - Labro de *Xylocopa* (*Xylocopsis*) (♀).



Fig. 8.158 - Ápice da mandíbula de *Xylocopa* (*Diaxylocopa*) (♀).

6. Flagelo subigual ou mais curto que o comprimento máximo do olho; grádulo presente apenas em T1; integumento *geralmente* com brilho metálico ..... ***Schonnherria***  
 – Flagelo muito maior que o comprimento do olho; grádulo presente em T1 – T3; integumento sempre negro ..... ***Dasyxylocopa***
7. Distância interorbital superior maior que a inferior; pilosidade no disco de T1 variável ..... **8**  
 – Distâncias interorbitais superior e inferior iguais; pilosidade no disco de T1 densamente plumosa ..... ***Xylocopoda***
8. Mandíbula com 2 dentes na margem apical; pubescência inteiramente castanho escura ou negra ..... **9**  
 – Mandíbula com 3 dentes na margem apical (Fig. 8.158); pubescência no dorso do mesossoma e em T1 castanho clara ..... ***Diaxylocopa***
9. Margem de E1 com um pequeno recorte mediano; grádulo de T1 (representado por um sulco na margem anterior da superfície ventral) não se estendendo até à margem lateral do tergo ..... ***Monoxylocopa***  
 – Margem de E1 inteira, sem denticulo; grádulo de T1 estendendo-se posteriormente, adjacente à margem lateral ..... ***Cirroxylocopa***

Machos (faltam os subgêneros *Diaxylocopa* e *Monoxylocopa*).

1. Grádulo presente pelo menos em T1 e T2; integumento *normalmente* sem, às vezes, com fraco brilho metálico ..... **2**  
 – Grádulo presente apenas em T1; integumento *normalmente* com brilho metálico (frequentemente com o ápice da placa basitibial simétrica ou assimetricamente bifido) ..... ***Schonnherria***

2. Ápice da placa basitibial simétrica ou assimetricamente bífida ..... *Xylocopsis*  
 – Ápice da placa basitibial inteira ..... 3
3. Sem projeções dentiformes no ápice de T7 ..... *Dasyxylocopa*  
 – Com projeções dentiformes no ápice de T7 ..... 4
4. Ápice distal da tíbia posterior com protuberância intumescida ou lamela alta e fina na superfície ventral ..... 5  
 – Ápice distal da tíbia posterior sem modificações ..... 7
5. Tíbia posterior com lamela alta e fina originando-se próximo da base do esporão tibial e estendendo-se obliquamente ao longo da superfície ventral ..... *Xylocopoda*  
 – Tíbia posterior com grande tubérculo achatado e brilhante na superfície ventral; esporão tibial posterior ausente ..... 6
6. Margem interna do olho fortemente encurvada ..... *Stenoxylocopa*  
 – Margem interna do olho reta ..... *Cirroxylocopa*
7. Disco do escutelo sub-horizontal, declividade posterior do mesossoma iniciando-se no metanoto ou propódeo; integumento predominantemente ferrugíneo ..... *Neoxylocopa*  
 – Disco do escutelo convexo, declividade posterior do mesossoma indefinida; integumento negro ..  
 ..... *Nanoxylocopa*

#### **Subgênero *Cirroxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [1]**

É um subgênero monotípico, do qual não se tem nenhum conhecimento bionômico. A espécie conhecida é *vestita* Hurd & Moure, 1963 [GO, MG, MT].

#### **Subgênero *Dasyxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [1]**

Outro subgênero monotípico. A espécie conhecida, nos campos rupestres de Minas Gerais, nidifica em ramos mortos de *Vellozia* (Velloziaceae). A espécie descrita é *bimaculata* Friese, 1903 [GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP].

#### **Subgênero *Diaxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [1]**

Este subgênero monotípico parece ser proximamente relacionado a *Schonnherria*. Suas relações filogenéticas com as demais *Xylocopa* ainda não pode ser convenientemente avaliada porque seu macho ainda não foi descrito. Parece ser restrito aos campos rupestres e campos limpos, onde nidifica em ramos mortos de *Vellozia*. Contém uma única espécie: *truxali* Hurd & Moure, 1963 [GO, MG].

#### **Subgênero *Monoxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [1]**

Também contém uma única espécie: *abbreviata* Hurd & Moure, 1963 [GO, MG, MT].

#### **Subgênero *Nanoxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [1]**

Possui apenas uma espécie descrita e outra por descrever. Ambas parecem habitar apenas áreas abertas. A espécie descrita é *ciliata* Burmeister, 1876 [PR, RS, SC], a outra ocorre em campos rupestres de Minas Gerais.

#### **Subgênero *Neoxylocopa* Michener, 1954 [20]**

É o subgênero mais diverso e mais amplamente distribuído nas Américas. Seguimos Minckley (1998) e incluímos, aqui, o subgênero *Megaxylocopa* Hurd & Moure, 1963. As es-

pécies desse grupo apresentam forte dimorfismo sexual e a associação entre machos e fêmeas é bastante difícil. Chama atenção a coloração predominantemente ferrugínea do integumento e pilosidade dos machos, já que as fêmeas normalmente são negras (às vezes com faixas ferrugíneas no metassoma). As espécies brasileiras são: *aeneipennis* (DeGeer, 1773) [PA], *amazonica* Enderlein, 1913 [AM, AP, CE, MA, MT, PA, PB, RO], *augusti* Lepelletier, 1841 [GO, PR, RS, SC, SP], *aurulenta* (Fabricius, 1804) [AC, AM, AP, MG, PA, RO, RR], *bariwal* Maidl, 1912 [BA], *brasilianorum* (Linnaeus, 1767) [ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *carbonaria* Smith, 1854 [AL, BA, CE, MA, MG, MT, PA, PB, RN, SP], *cearensis* Ducke, 1910 [BA, CE, GO, MG, MT, PA, PB, RN], *fabriciana* Moure, 1960 [?], *fimbriata* Fabricius, 1804 [PA, RR], *frontalis* (Olivier, 1789) [AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PR, RJ, RN, RR, RS, RO, RR, RS, SC, SP], *grisescens* Lepelletier, 1841 [AL, AM, BA, CE, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PE, PI, RN, SE, SP], *haematospila* Moure, 1951 [PR], *hirsutissima* Maidl, 1912 [BA, GO, MG, MT, PA, PI, PR, RJ, RO, SP], *nigrocincta* Smith, 1854 [BA, ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC], *ordinaria* Smith, 1874 [BA, ES, RJ, SP], *rotundiceps* Smith, 1874 [?], *similis* Smith, 1874 [AM, PA], *suspecta* Moure & Camargo, 1988 [BA, ES, MG, MT, PA, PB, RJ, SP] e *tegulata* Friese, 1911 [MT]. O subgênero precisa urgentemente de uma revisão e não há chave para identificação de suas espécies.

### **Subgênero *Schonnherria* Lepelletier, 1841 [19]**

Ocorre principalmente nas regiões tropicais das Américas, embora algumas espécies atinjam as áreas temperadas mais quentes de Argentina e Estados Unidos. Muitas das espécies deste subgênero destacam-se por seu brilho metálico. Aqui, consideramos o grupo no sentido amplo proposto por Minckley (1998), incluindo *Xylocospila* Hurd & Moure, 1963 e *Ioxylocopa* Hurd & Moure, 1963. As espécies conhecidas são as seguintes: *anthophoroides* Smith, 1849 [AM], *bambusae* Schrottky, 1902 [RS, SC], *boops* Maidl, 1912 [?], *chrysopoda* Schrottky, 1901 [PR, SP], *dimidiata* Latreille, 1809 [AM, MT, PA, SP], *electa* Smith, 1874 [?], *lucida* Smith, 1874 [AC, AM, AP, MG, MT, PA, RO], *macrops* Lepelletier, 1841 [AM, BA, CE, ES, GO, RO, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP], *metallica* Smith, 1874 [AM, PA], *muscaria* (Fabricius, 1775) [AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PR, RJ, RN, RO, SP], *ornata* Smith, 1874 [AM, PA], *pulchra* Smith, 1874 [MG, PA, RS, SC, SP], *simillima* Smith, 1854 [AC, AM, MG, PA, SC, SP], *splendidula* Lepelletier, 1841 [ES, MG, PR, RS, SP], *subcyanea* Perez, 1901 [AL, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PR, SP], *subzonata* Moure, 1949 [GO, MG], *varians* Smith, 1874 [AM, ES, MG, MT, PB, PR, RJ, RO, RS, SC, SP], *viridis* Smith, 1854 [AM, CE, MA, MG, MT, RO, PA, SC] e *vogtiana* Enderlein, 1913 [?]. O subgênero nunca foi revisado. Uma chave para a identificação de algumas de suas espécies foi publicada por Moure (1949), embora, nela, algumas sejam tratadas por sinônimos.

### **Subgênero *Stenoxycopa* Hurd & Moure, 1960 [3]**

Como considerado aqui, inclui, também, o subgênero *Xylocopina* Hurd & Moure, 1963. Foi revisto, em seu sentido estrito, por Hurd (1978). A maioria de suas espécies nidifica preferencialmente em colmos mortos de bambu e plantas relacionadas. As espécies brasileiras são: *artifex* Smith, 1874 [ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *nogueirai* Hurd & Moure, 1960 [GO, MG, MT, SP] e *ruficollis* Hurd & Moure, 1963 [AM]. Hurd (1978) apresenta uma chave para a identificação das espécies que, entretanto, não inclui a espécie *ruficollis*, previamente incluída em *Xylocopina*.

### **Subgênero *Xylocopoda* Hurd & Moure, 1963 [2]**

Abriga duas espécies, ambas presentes no Brasil: *elegans* Hurd & Moure, 1963 [PR] e *madida* Friese, 1925 [MG]. Não há revisão das espécies do subgênero, nem chave para identificação de suas espécies.

### **Subgênero *Xylocopsis* Hurd & Moure, 1963 [1]**

É outro subgênero monotípico. A espécie tipo é *funesta* Maidl, 1912 [PR, RS, SC].



Ocorre em todo o mundo mas é mais diversificada e abundante no hemisfério sul, especialmente na Austrália. Tem sido considerada tradicionalmente como o mais antigo grupo de abelhas. Sua língua bilobada (ou bífida), como as das vespas, é considerada evidência de sua posição basal dentro do grupo. Uma característica distintiva presente em grande parte dos táxons que compõem a família é a substância semelhante ao celofane que estas abelhas secretam e utilizam para forrar as células de seus ninhos. Não se conhecem espécies sociais na família. Foi subdividida em 5 subfamílias por Alexander & Michener (1995). Como discutido na seção sobre filogenia dos grande grupos de abelhas, aqui é adotada uma classificação distinta daqueles autores, em que Colletinae *sensu* Alexander & Michener é subdividida em duas subfamílias, Colletinae *s.str.* e Paracolletinae.

### Chave para as Subfamílias de Colletidae presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 1944)

1. Abelhas pequenas, *raramente* atingindo 8 mm de comprimento, e esguias; pilosidade pouco desenvolvida, *às vezes*, inconspícua; asas anteriores com apenas 2 células submarginais, a 2ª muito menor do que a 1ª. Fêmea: escopas ausentes na tíbia e ausentes ou muito reduzidas no fêmur e nos esternos metassomáticos; margem posterior de E4 com uma área especializada de contorno triangular ou semicircular, coberta por pilosidade fina, curta e densa ..... **2**
- Abelhas pequenas a grandes, *raramente* menores que 8 mm, moderadamente a muito robustas; pilosidade evidente, com pêlos mais longos que o diâmetro do flagelo, pelo menos no mesossoma; asas com 3 células submarginais ou com 2 de tamanho semelhante. Fêmea: escopas bem desenvolvidas na tíbia, fêmur e, *às vezes*, nos esternos metassomáticos; E4 diferente do descrito acima ..... **3**
2. Porção basal da gálea (anterior ao palpo) aproximadamente tão longa quanto a porção distal; manchas brancas ou amarelas presentes pelo menos na face. Fêmea: escopas inteiramente ausentes ..... **HYLAEINAE**
- Porção basal da gálea muito mais longa que a porção apical; manchas brancas ou amarelas ausentes, exceto, *às vezes*, na face e metassoma dos machos. Fêmea: escopa presente no fêmur, embora reduzida e esparsa, e mais desenvolvida em E1-E3 (Fig. 9.1) ..... **XEROMELISSINAE**
3. Abelhas geralmente médias a grandes (mais de 10 mm de comprimento) e robustas; pterostigma muito reduzido, mais curto que o prestigma (Fig. 9.2); F1 sempre mais longo que F2 (Fig. 9.4), *normalmente*, várias vezes mais longo (Fig. 9.5); glossa sempre profundamente bífida ..... **DIPHAGLOSSINAE**

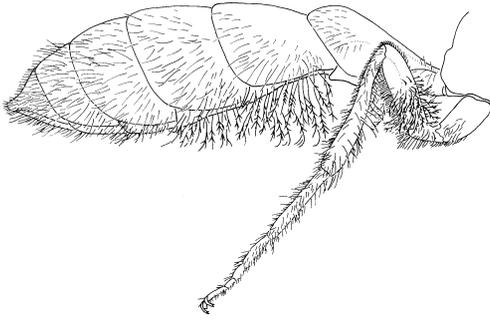


Fig. 9.1 - Detalhe do mesossoma e metassoma de *Chilicola* (♀), vista lateral.

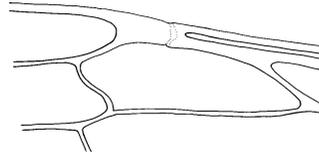


Fig. 9.2 - Detalhe da asa anterior de *Mydrosomella* (♀).

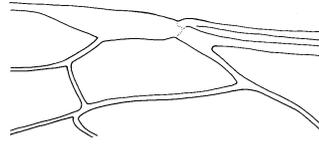


Fig. 9.3 - Detalhe da asa anterior de *Tetraglossula* (♀).

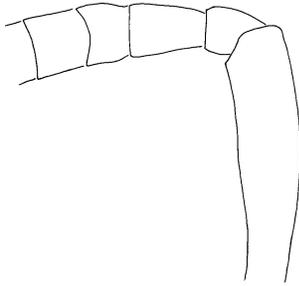


Fig. 9.4 - Detalhe da antena de *Mydrosoma* (♀), vista frontal.

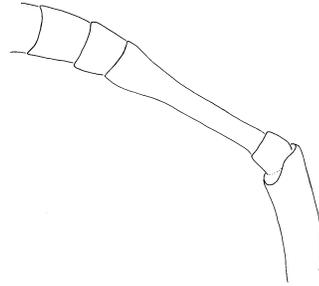


Fig. 9.5 - Detalhe da antena de *Zikanapis* (♀), vista frontal.

- Abelhas pequenas a médias (em geral menores que 15 mm); pterostigma bem desenvolvido, mais longo que o prestigma (Fig. 9.3); F1 *geralmente* de tamanho semelhante a F2; glossa em geral bilobada mas, às vezes, profundamente bífida ..... 4
- 4. Placa basitibial presente. Fêmea: placa pigidial sempre presente; T5 e T6 com fímbrias. Macho: placa pigidial presente ou ausente ..... **PARACOLLETINAE**
- Placas pigidial e basitibial ausentes. Fêmea: T5 e T6 sem fímbrias, com pilosidade semelhante à dos demais tergos ..... **COLLETINAE**

### 9.1. COLLETINAE [12]

O nome Colletinae está sendo usado aqui no seu sentido mais restrito, abrangendo apenas *Colletes* e formas proximalmente relacionadas. Michener (1989) reconhece apenas dois gêneros dentro deste táxon. O primeiro, *Mourecoctelles* Toro & Cabezas, 1977, ocorre apenas nas regiões temperadas da América do Sul, não estando representado no Brasil. O outro, *Colletes* Latreille, está presente em todo o mundo, exceto Austrália. Vários grupos previamente considerados como gêneros foram sinonimizados com *Colletes* por Michener (1989). Entre estes encontra-se *Rhynchocolletes* Moure, proposto para uma espécie do Rio de Janeiro. As espécies neotropicais foram catalogadas recentemente por Moure & Urban (2002a).

## Gênero *Colletes* Latreille, 1802 [12]

Não há nenhuma revisão para as espécies neotropicais. De acordo com Moure & Urban (2002a), estão presentes no Brasil as seguintes espécies: *albicinctus* (Moure, 1943) [RJ, SP], *cyaneus* Holmberg, 1903 [RS], *extensicornis* Vachal, 1909 [?], *furfuraceus* Holmberg, 1886 [RS], *kerri* Moure, 1956 [PR], *langeanus* Moure, 1956 [PR, SP], *meridionalis* Schrottky, 1902 [MG, SP, RS], *michenerianus* Moure, 1956 [PR, RS], *ornatus* Schortky, 1902 [MA, MG, PA, SP], *petropolitanus* Dalla Torre, 1896 [BA, CE, GO, MG, MS, PA, PR, RJ, RS, SP], *rufipes* Smith, 1879 [BA, CE, MG, MS, PR, RS, SP] e *rugicollis* Friese, 1900 [MG, PR, RJ, RS, SC, SP]. Certamente, outras espécies existem no Brasil.

## 9.2. DIPHAGLOSSINAE [28]

Está presente apenas nas Américas. Reúne abelhas grandes e robustas, muitas das quais voam apenas imediatamente antes do nascer do sol ou imediatamente após o por do sol. É o único grupo de Colletidae em que as larvas tecem um casulo ao passarem ao estágio de pupa. A subfamília é dividida em três tribos (Michener, 1986a), das quais duas ocorrem no Brasil. As relações entre as tribos e gêneros foram investigadas por Michener (1986a). As espécies neotropicais foram catalogadas recentemente por Urban & Moure (2001).

### Chave para as Tribos de Diphaglossinae presentes no Brasil.

(Modificada de Michener, 1986)

1. Sulco mesepisternal completo; F1 peiolado, quase tão longo quanto ou mais longo que o escapo e muito mais longo que qualquer um dos demais flagelômeros (Fig. 9.5); região parocular suavemente abaulada ou mesmo deprimida e não formando degrau junto à órbita interna. Fêmea: esporão interno da tíbia posterior pectinado ..... **Caupolicanini**
- Sulco mesepisternal ausente abaixo do sulco escrobal; F1 não peiolado ou apenas moderadamente peiolado, muito mais curto que o escapo e menos de 2x mais longo que qualquer um dos demais flagelômeros (Fig. 9.4); região parocular formando um degrau junto à órbita interna, este mais acentuado na porção inferior e, em algumas espécies, chegando a formar uma aresta de contorno suave. Fêmea: esporão interno da tíbia posterior finamente pectinado a serrilhado ..... **Dissoglottini**

### 9.2.1. CAUPOLICANINI [24]

Ocorre em toda a América, do Chile e Argentina até o Arizona. No Brasil, três gêneros estão representados: *Ptiloglossa* Smith, 1853, *Caupolicana* Spinola, 1851 e *Zikanapis* Moure, 1945. Michener (1966) considera *Zikanapis* como subgênero de *Caupolicana*; aqui, entretanto, foi adotada a classificação de Moure (1945a). Algumas características morfológicas, em particular a pilosidade especializada nas laterais dos tergos dos machos, indicam uma estreita relação de *Zikanapis* com *Ptiloglossa*.

### Chave para os Gêneros de Caupolicanini presentes no Brasil

(Modificada de Moure, 1945a e Michener, 1966)

1. Tergos metassomáticos, *em geral*, azulados ou esverdeados, com leve brilho metálico; veia 2ª *r-rs*, na asa anterior, fortemente encurvada, porção basal da célula marginal bastante estreitada. Fêmea: basitarso posterior menos que 2x mais longo que largo, 2º tarsômero mais largo que longo. Macho: esporão externo da tíbia posterior ausente ou, *quando presente*, imóvel, fundido à tíbia ..... **Ptiloglossa**

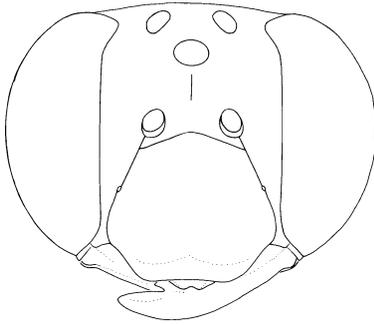


Fig. 9.6 - Cabeça de *Ptiloglossa* (♀), vista frontal.

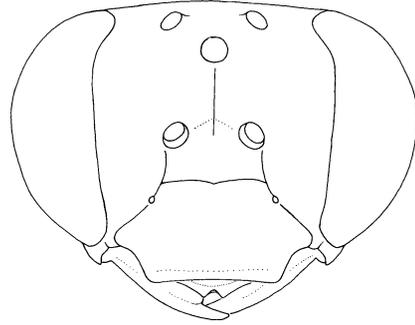


Fig. 9.7 - Cabeça de *Caupolicana* (♀), vista frontal.

- Tergos metassomáticos, *em geral*, sem brilho metálico; veia 2ª *r-rs*, na asa anterior, reta ou apenas levemente encurvada, porção basal da célula marginal normal. Fêmea: basitarso posterior mais que 2x vezes mais longo que largo, 2º tarsômero mais longo que largo. Macho: esporão externo da tibia posterior presente e articulado na base ..... **2**
- 2. Fêmea: órbitas internas subparalelas, mas aproximando-se em sua porção superior (conforme Fig. 9.6), distância entre o olho e o ocelo lateral igual ao diâmetro do ocelo; clipeo tão longo quanto largo (conforme Fig. 9.6), uniformemente abaulado; esporão interno da tibia posterior largamente pectinado. Macho: E6 com fraca projeção mediana contendo amplo entalhe em forma de “V”; extremidades laterais de T2-T4 com grandes áreas de pilosidade densa, curta e de comprimento uniforme; clipeo mais longo que largo ..... **Zikanapis**
- Fêmea: olhos subparalelos, apenas levemente encurvados em sua porção superior (Fig. 9.7), distância entre o olho e o ocelo lateral igual a 2x o diâmetro do ocelo; clipeo quase 2x mais largo que longo (Fig. 9.7), a maior parte do disco aplainada; esporão interno da tibia posterior com dentes curtos e numerosos. Macho: E6 com ápice arredondado, sem projeção mediana (às vezes, com entalhe em “V”); extremidades laterais de T2-T4 sem áreas pilosas diferenciadas; clipeo mais largo que longo ..... **Caupolicana**

### Gênero *Caupolicana* Spinola, 1851 [1]

Embora seja um gênero relativamente rico em espécies, está aparentemente mal representado no Brasil, onde é conhecido por raros registros nas regiões Sul e Sudeste. Há apenas uma espécie brasileira descrita: *gaullei* Vachal, 1901 [SP]. Além dela, há duas espécies aparentemente não descritas, uma de Santa Catarina e, a outra, coletada por Faria (1994) na Serra do Cipó, Minas Gerais.

### Gênero *Ptiloglossa* Smith, 1853 [19]

É o mais comum dos três gêneros de Caupolicanini, ocorrendo em todo o Brasil. A fêmea da maioria de suas espécies tem hábitos crepusculares; os machos, entretanto, podem ser encontrados durante o dia, principalmente de manhã (Moure, 1945a). A única chave que inclui espécies brasileiras foi publicada por Moure (1945a); ela é, entretanto, muito incompleta, considerando apenas os machos e não incluindo as muitas espécies descritas posteriormente. Dezesete espécies são conhecidas no Brasil: *absurdipes* Friese, 1908 [AP], *aenigmatica* Moure, 1945 [MG, SP], *amita* Moure, 1987 [AM], *decora* Moure, 1945 [RJ], *dubia* Moure, 1945 [MG, RJ, SP], *goffergei* Moure, 1953 [SC, SP, PB?], *hemileuca* Moure, 1944 [MG, PR, SP], *immixta* Moure, 1945 [RS], *lanosa* Moure, 1945 [MG], *latecalcarata*

Moure, 1945 [MG, SP], *olivacea* (Friese, 1898) [PR, RS, SP], *pretiosa* (Friese, 1898) [MG, PR, RJ, RS, SP], *rugata* Moure, 1945 [AM], *stafuzzai* Moure, 1945 [GO, SP], *stypblaspis* Moure, 1945 [GO, SP], *torquata* Moure, 1987 [BA], *virgili* (Friese, 1900) [SC], *xanthorhina* Moure, 1945 [AM] e *xanthotricha* Moure, 1945 [MG, GO].

### Gênero *Zikanapis* Moure, 1945 [4]

Ao contrário de *Ptiloglossa*, parece ser mais comum nas regiões subtropicais das Américas do Sul e do Norte, sendo menos comum nas regiões tropicais intermediárias. Suas espécies também possuem hábitos noturnos e crepusculares; os machos procuram abrigo em folhas secas enroladas durante o dia; os ninhos, aparentemente, são construídos no solo (Moure, 1964). Moure revisou as espécies do gênero em 1964, quando também dividiu o grupo em dois subgêneros (*Zikanapis s.str.* e *Foersterapis*), não reconhecidos posteriormente por Michener (1966). Em sua revisão, Moure (1964) reconheceu quatro espécies brasileiras, todas pertencentes a *Zikanapis s.str.*: *funeraria* Moure, 1964 [SP], *megalopta* Moure, 1948 [MG, RJ, SP], *seabrai* Moure, 1953 [RJ, SP] e *zikani* (Friese, 1925) [MG, RJ, SC?, SP]. Estas espécies podem ser identificadas com o auxílio da chave fornecida por Moure (1964).

#### 9.2.2. DISSOGLOTTINI [4]

Ocorre principalmente nas florestas tropicais e subtropicais, do norte da Argentina ao México. A biologia de suas espécies é pouco conhecida; aparentemente, sua atividade de vôo restringe-se ao final da tarde. De acordo com Michener (1986), três gêneros estão incluídos na tribo: *Mydrosoma* Smith, *Mydrosomella* Michener e *Ptiloglossidia* Moure. Embora Michener tenha baseado sua classificação em uma análise cladística, é possível que *Ptiloglossidia* seja apenas uma linhagem derivada dentro de *Mydrosoma*, uma vez que a única espécie conhecida (restrita à Argentina) apresenta vários caracteres em comum com algumas espécies não descritas de *Mydrosoma* do sul e sudeste do Brasil. Tanto *Mydrosoma* quanto *Mydrosomella* estão presentes no Brasil.

#### Chave para os Gêneros de Dissoglotini presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 1986)

1. Segunda célula submarginal *usualmente* maior que a 3ª; garras tarsais, em particular da perna posterior, bastante alongadas (Fig. 9.8); tarsômero 5 da perna posterior nitidamente mais longo que o comprimento total dos tarsômeros 3 e 4; trocanter inserindo-se pré-apicalmente na coxa anterior, esta com uma projeção apical arredondada no lado interno (mais pronunciada nas fêmeas) (Fig. 9.10). Fêmea: porções látero-ventrais de T1 densamente cobertas por pilosidade plumosa curta ..... ***Mydrosoma***
- Segunda célula submarginal menor que a 3ª; garras tarsais normais (Fig. 9.9); tarsômero 5 da perna posterior aproximadamente tão longo quanto o comprimento total dos tarsômeros 3 e 4; trocanter inserindo-se apicalmente na coxa anterior. Fêmea: porções látero-ventrais de T1 apenas com pilosidade esparsa ..... ***Mydrosomella***

### Gênero *Mydrosoma* Smith, 1862 [3]

Seguimos aqui a classificação proposta por Michener (1986), em que *Bicornelia* Friese e *Dissoglota* Moure são colocadas como sinônimos de *Mydrosoma*. O gênero foi revisto por Michener (1986), sendo representado no Brasil por três espécies descritas: *opalinum* (Smith, 1862) [AM], *aterrimum* (Friese, 1925) [MG, RJ, SP] e *longitarse* (Friese, 1925) [SC]. Estas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave apresentada por Michener (1986). Há, ainda, pelo menos quatro outras espécies não descritas do Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais e Paraná.

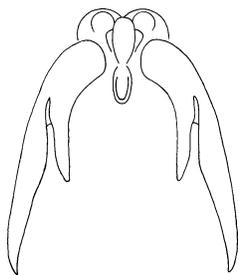


Fig. 9.8 - Garras tarsais de *Mydosoma* (♀).

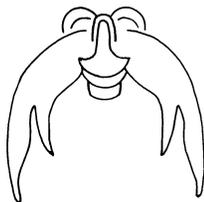


Fig. 9.9 - Garras tarsais de *Mydosomella* (♀).

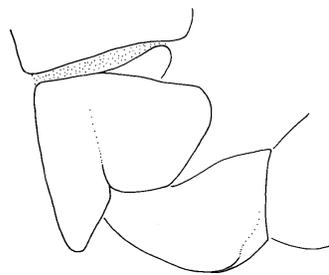


Fig. 9.10 - Detalhe da perna anterior de *Mydosoma* (♀), vista ventral.

### Gênero *Mydosomella* Michener, 1986 [1]

Michener propôs este gênero para abrigar a espécie *gaullei* (Vachal, 1904) [PR, RS], conhecida até recentemente apenas da Argentina. Além dessa espécie, há uma outra, nova, sendo descrita do Rio Grande do Sul (D. Urban, inf. pessoal).

### 9.3. HYLAEINAE [19]

Está representada em todo o mundo mas apenas na fauna australiana é um elemento abundante e diversificado. Junto com Euryglossinae, tem sido tradicionalmente considerada o grupo mais primitivo de abelhas, pelo fato de suas fêmeas não possuírem escopa e carregarem pólen no papo. As análises de Alexander & Michener (1995), entretanto, sugerem que a ausência de escopa nessas abelhas talvez seja um caráter derivado. Essas abelhas nidificam em gravetos e ramos ociosos e, ocasionalmente, em orifícios em barrancos; podem também reutilizar células vazias de ninhos de vespas ou construir suas células em galhas de Lepidoptera. Apenas o gênero *Hylaeus* Fabricius ocorre fora da Austrália. As espécies neotropicais foram catalogadas recentemente por Urban & Moure (2002).

### Gênero *Hylaeus* Fabricius, 1793 [19]

Vários subgêneros têm sido reconhecidos dentro de *Hylaeus* (Michener *et al.*, 1994; Michener, 2000). No Brasil, estão presentes quatro dos seis subgêneros representados na fauna neotropical (incluindo um grupo paleártico introduzido no Chile – Michener, 2000a,b). Além de não existirem revisões que incluam espécies brasileiras, a maior parte das espécies conhecidas não foi ainda atribuída a nenhum dos subgêneros atualmente reconhecidos. De acordo com Urban & Moure (2002), as espécies encontradas no Brasil são (subgênero, quando conhecido, indicado entre colchetes após distribuição geográfica): *alampes* Moure, 1942 [MS, SP] *arsenicus* (Vachal, 1901) [GO], *brachyceratomerus* (Moure, 1941) [SP], *brasiliensis* (Schrottky, 1910) [SP], *cecidonastes* Moure, 1972 [PR] [*Hylaeopsis*], *exiguus* (Schrottky, 1902) [SP], *femoralis* (Schrottky, 1902) [SP], *gracillimus* (Schrottky, 1902) [SP] [*Hylaeopsis*], *joergenseni* (Schrottky, 1913) [MS], *larocai* Moure, 1972 [PR] [*Cephylaeus*], *pannosus* (Vachal, 1909) [GO], *paulistanus* (Schrottky, 1906) [MS, SP], *rivalis* (Schrottky, 1906) [PR, RS], *rugosus* (Smith, 1879) [AM], *stenops* (Schrottky, 1910) [SP], *transversus* (Vachal, 1909) [GO], *triangulum* Fabricius, 1793 [?], *tricolor* (Schrottky, 1906) [SP] [*Hylaeopsis*] e *variolosus* (Smith, 1853) [PA]. Certamente, há muitas espécies ainda por descrever na fauna brasileira.

**Chave para os Subgêneros de *Hylaeus* presentes no Brasil**  
(Modificada de Michener, 2000)

**Machos**

1. Fronte, em grande parte, coberta por pilosidade curta, densamente plumosa, parcialmente escondida sob o escapo intumescido ..... ***Gongyloprosopis***
  - Fronte sem essa pilosidade, escapo intumescido ou não ..... **2**
  
2. Região omaular inteiramente arredondada, sem carena ..... ***Cephylaeus***
  - Região omaular carenada (Fig. 9.11), pelo menos abaixo do nível inferior do sulco mesepisternal ..... **3**
  
3. Área espiracular do propódeo fechada por carena; metaposoto com rugas grossas, mais ou menos longitudinais; mesossoma e/ou metassoma *normalmente* grosso-pontuados; carena omaular estendendo-se acima do nível inferior do sulco mesepisternal até o lobo pronotal (Fig. 9.11) ..... ***Hylaeopsis***
  - Área espiracular do propódeo aberta ou, se fechada, *então*, o metaposoto sem rugas grossas longitudinais e o mesossoma finamente pontuado; carena omaular não ultrapassando o nível inferior do sulco mesepisternal ..... ***Hylaeana***

**Fêmeas**

1. Carena omaular presente (Fig. 9.11), pelo menos abaixo do nível inferior do sulco mesepisternal; margem anterior do colar pronotal *freqüentemente* carenada ou, pelo menos, com crista evidente (Figs. 9.11, 9.12); esternos metassomáticos nunca microestriados ou iridescentes ..... **2**
  - Região omaular inteiramente arredondada, sem carena; margem anterior do colar pronotal arredondada; esternos metassomáticos *freqüentemente* microestriados ou iridescentes ..... **3**
  
2. Área espiracular do propódeo fechada por carena; carena omaular estendendo-se acima do nível inferior do sulco mesepisternal até o lobo pronotal (Fig. 9.11); metaposoto com rugas grossas; mesossoma e, às vezes, metassoma com pontuação moderada a grossa; colar pronotal com carena ou crista anteriormente (Fig. 9.12) ..... ***Hylaeopsis***

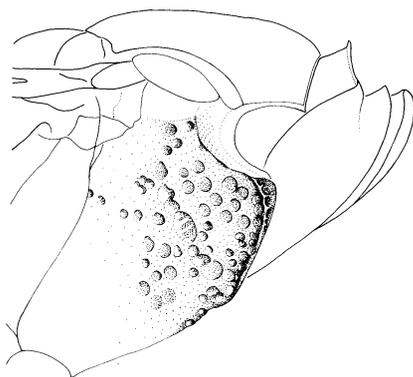


Fig. 9.11 - Detalhe do mesossoma de *Hylaeus*, vista lateral.

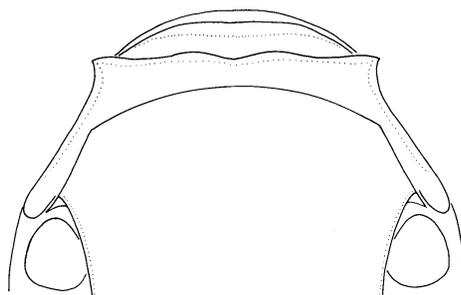


Fig. 9.12 - Detalhe do mesossoma de *Hylaeus*, vista dorsal.

- Área espiracular do propódeo aberta ou, se fechada, então a área basal do propódeo não rugulosa e os tergitos metassomáticos sem pontuação evidente; carena omalar não se estendendo acima do nível inferior do sulco mesepisternal; pontuação torácica fina a moderada; colar pronotal sem carena ou apenas com fraca carena anterior ..... *Hylaeana*
- 3. Ângulo dorsolateral do pronoto, em vista dorsal, protuberante ..... *Gongyloprosopis*
- Ângulo dorsolateral do pronoto, em vista dorsal, arredondado ..... *Cephylaeus*

#### 9.4. PARACOLLETINAE [37]

Usualmente considerada como uma tribo dentro de Colletinae *s. lato*, este grupo está sendo colocado, aqui, como uma subfamília à parte. As análises realizadas por Alexander e Michener (1995) sugerem que este seja um grupo parafilético, contendo uma mistura de elementos mais estreitamente relacionados a outros táxons dentro de Colletidae. Entretanto, estas mesma análises indicam que não há fortes evidências para uma estreita relação entre Colletinae *s.str.* e os Paracolletinae. No seu sentido mais estrito, isto é excluindo *Scapter* (um grupo presente exclusivamente no sul da África), Paracolletinae ocorre apenas na Austrália e América do Sul, com uma espécie atingindo o sul dos Estados Unidos. A lista das espécies neotropicais da subfamília, suas distribuições geográficas e referências bibliográficas para os estudos de sua biologia são fornecidas por Moure *et al.* (1999). Duas classificações foram propostas recentemente para o grupo, uma por Michener (1989) e a outra por Moure *et al.* (1999). Na primeira, vários grupos tradicionalmente considerados como gêneros foram sinonimizados a outros gêneros ou subordinados a eles como subgêneros. Michener (1989) agiu dessa forma por considerar que as relações entre os grupos ainda estão pouco esclarecidas. Moure *et al.* (1999), entretanto, preferiram manter os vários grupos separados. Adotamos aqui uma classificação mais próxima daquela de Moure *et al.* (1999).

#### Chave para os Gêneros de Paracolletinae presentes no Brasil (Modificada de Michener, 1989)

1. Abelhas com pilosidade esparsa e relativamente curta, integumento fortemente pontuado; carena pré-occipital, *quase sempre*, presente, em algumas espécies formando uma lamela translúcida; pelo menos 2 tergos com faixas amarelas apicais (muito estreitas e inconspícuas em fêmeas de uma das espécies). Fêmea: pêlos ao longo da margem posterior da tibia posterior mais curtos que o diâmetro do flagelo; escopa esternal formada por pêlos uniformemente curtos, bastante densos, voltados para trás e com ápice espatulado. Machos: clipeo coberto por pêlos simples e com brilho dourado ou prateado; tibia posterior com a margem posterior fortemente carenada ..... *Eulonchopria*
- Abelhas, *em geral*, densamente pilosas, pontuação variável mas *normalmente* fina e pouco perceptível; carena pré-occipital ausente; tergos, *quase sempre*, sem faixas amarelas apicais. Fêmea: pêlos ao longo da margem posterior da tibia posterior pelo menos tão longos quanto o diâmetro do flagelo; escopa esternal variável, mas nunca formada por pêlos uniformemente curtos e densos. Machos: clipeo coberto por pêlos plumosos e sem brilho; margem posterior da tibia posterior arredondada, *se* com crista, *então* seu ápice arredondado ..... **2**
2. Palpos labiais muito longos, com 8 a 9 mm de comprimento, alcançando E3 ou E4 quando em repouso; garras tarsais profundamente fendidas, com os 2 ramos similares em forma e quase iguais em comprimento ..... *Niltonia*
- Palpos labiais normais, nunca tão longos como acima; garras tarsais com o ramo interno mais curto que o externo e com forma distinta, pelo menos na fêmea (raramente com garras simples) ..... **3**

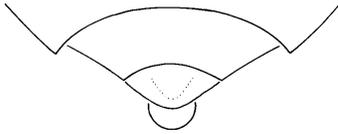


Fig. 9.13 - Ápice do metassoma de *Perditomorpha* (♂), vista dorsal.

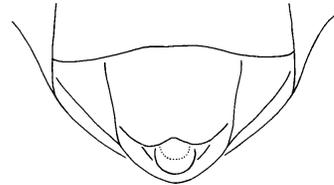


Fig. 9.14 - Ápice do metassoma de *Perditomorpha* (♂), vista ventral.

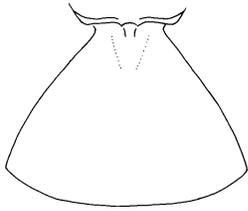


Fig. 9.15 - T1 de *Halictanthrena* (♀), vista dorsal.

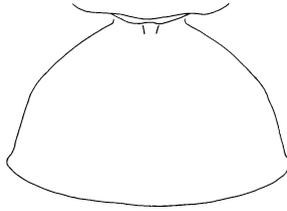


Fig. 9.16 - T1 de *Perditomorpha* (♀), vista dorsal.

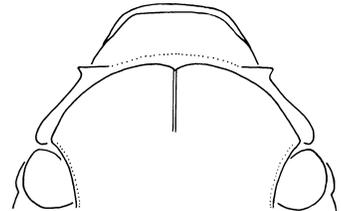


Fig. 9.17 - Detalhe do mesossoma de *Halictanthrena* (♀), vista dorsal.

3. Asa anterior com 3 células submarginais, a 2ª *normalmente* tão longa quanto a 3ª na margem posterior. Fêmea: esporão interno da tibia posterior grossamente palmado-pectinado; escopa tibial, *em geral*, extremamente densa, escondendo a superfície tibial; basitarso posterior levemente côncavo na superfície externa próxima à margem superior, esta superfície bastante distinta da tibia e facilmente distinguível entre os pêlos, os quais são *normalmente* mais curtos que aqueles da superfície interna do basitarso posterior. Macho: processo apical de E8 sem região apical plana semelhante a uma placa pigidial ..... **Lonchopria**
- Asa anterior com 2 células submarginais, se 3 células presentes, *então*, a 2ª muito mais curta que a 3ª na margem posterior. Fêmea: esporão interno da tibia posterior variável, finamente serrilhado a grossamente pectinado, mas nunca palmado; escopa não escondendo a superfície da tibia; superfície externa do basitarso posterior plana ou convexa, superficialmente similar à tibia, com pêlos mais longos que na superfície interna do basitarso (ignorando-se os pêlos da margem superior). Macho: processo apical de E8 com área apical plana e glabra no lado de cima, parecendo superficialmente uma placa pigidial, *em geral* exposta no ápice do metassoma (Figs. 9.13, 9.14) ..... **4**
4. Zona marginal de T1-T4 na fêmea e T1-T5 no macho pelo menos parcialmente lisas e glabras, com aspecto esmaltado, amarelo-pálido a amarelo-limão, muitas vezes com reflexos verdes ou azuis ..... **Nomiocolletes**
- Tergos com pilosidade e pontuação até próximo às suas margens apicais, as quais não possuem nenhum colorido distinto ou são apenas castanho-translúcidas ..... **5**
5. Tergos com faixas apicais conspicuas, formadas por pilosidade densa e decumbente; pêlos da escopa esternal com numerosos ramos laterais curtos, muito finos e projetados em ângulo reto em relação à raque ou curvados para a base; premento mais estreito ou subigual ao diâmetro apical do flagelo. Macho: mandíbulas bidentadas; E4 e E5 com franjas apicais bem desenvolvidas e semelhantes entre si ..... **Sarocolletes**
- Sem a combinação de caracteres acima ..... **6**

6. Asa anterior com 3 células submarginais ..... 7  
 – Asa anterior com 2 células submarginais ..... 10
7. Cabeça e mesossoma com pontuação grossa e evidente, pilosidade relativamente curta e esparsa, deixando a maior parte da superfície exposta; T1, em vista dorsal, aproximadamente tão longo ou mais longo que largo (Fig. 9.15). Fêmea: superfície externa do basitarso posterior coberta com pêlos não ramificados. Macho: flagelo alongado, F2 mais longo que largo ..... 8  
 – Maior parte da cabeça e mesossoma cobertos por pilosidade plumosa densa, pontuação não particularmente grossa; T1, em vista dorsal, pelo menos 1,5x mais longo que longo (Fig. 9.16). Fêmea: superfície externa do basitarso posterior coberta por pêlos ramificados. Macho: F2 nitidamente mais longo que longo ..... 9
8. Ângulo dorsolateral do pronoto com a forma de um pequeno dente projetado para cima e para fora (Fig. 9.17). Fêmea: escopa ventral relativamente esparsa, formada por pêlos ramificados. Macho: E3-5 não diferindo entre si com relação à pilosidade ..... ***Halictanthrena***  
 – Ângulo dorsolateral do pronoto baixo, arredondado, pouco evidente. Fêmea: escopa ventral bem desenvolvida e formada por pêlos simples e de ápice curvo. Macho: E5 com franja apical bem desenvolvida ..... ***Hoplocolletes***
9. Porção medial da fronte, abaixo dos ocelos, convexa e nitidamente elevada em relação à região parocular. Fêmea: esporão tibial posterior interno finamente serrilhado, com mais de 25 dentes ..  
 ..... ***Actenosigynes***  
 – Fronte apenas fracamente convexa, sua porção medial no mesmo plano que regiões adjacentes. Fêmea: esporão tibial posterior interno fortemente pectinado, com menos de 10 dentes .....  
 ..... ***Cephalocolletes***
10. Palpo labial com 5 a 9 palpômeros, mais longo que o palpo maxilar. Fêmea: esporão interno da tibia posterior finamente serrilhado, *se* pectinado, *então*, dentes muito curtos e dando um aspecto serreado ao esporão ..... ***Hexanthes***  
 – Palpo labial com 4 palpômeros, *usualmente* mais curto que o palpo maxilar. Fêmea: esporão interno da tibia posterior variável, *em geral*, pectinado ..... 11
11. Labro cerca de 6x mais largo que longo, na fêmea com lobos apicolaterais de onde sai parte da franja marginal de cerdas. Macho: mandíbula simples ..... 12  
 – Labro de 2 a 5x mais largo que longo, sem lobos apicolaterais. Macho: mandíbula *usualmente* com dente pré-apical na margem superior, como na fêmea, *se* simples, *então*, palpo labial subigual ou mais curto que palpo maxilar ..... 13
12. Lobos da glossa não muito mais longos que a largura basal da glossa; palpômero basal do palpo labial mais curto que a soma do comprimento dos 3 palpômeros apicais. Fêmea: pêlos das escopas da tibia e dos esternos com numerosos ramos finos e diminutos. Macho: margem clipeal não modificada, truncada ..... ***Protodiscelis***  
 – Glossa profundamente dividida, os lobos alongados, 7 a 10x mais longos que a largura basal da glossa; palpômero basal do palpo labial tão longo quanto ou mais longo que a soma do comprimento dos 3 palpômeros apicais. Fêmea: pêlos das escopas da tibia e dos esternos simples, ou os da tibia com alguns ramos maiores. Macho: margem apical do clipeo com lobos medianos curtos sobrepondo-se à base do labro (Fig. 9.18) ..... ***Tetraglossula***

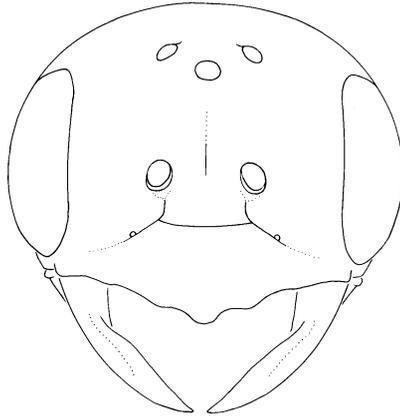


Fig. 9.18 - Cabeça de *Tetraglossula* (♂), vista frontal

13. Glossa bifida, lobos aproximadamente 5x mais longos que a largura basal da glossa ..... ***Glossopasiphae***  
 - Lobos da glossa curtos, no máximo tão longos quanto a largura basal da glossa ..... 14
14. Tergos com faixas tomentosas apicais bem desenvolvidas e conspícuas. Macho: E4 e E5 com franjas apicais bem desenvolvidas ..... ***Belopria***  
 - Tergos sem faixas tomentosas apicais. Macho: apenas E5 com franja apical bem desenvolvida ..  
 ..... ***Perditomorpha***

### **Gênero *Actenosigynes* Moure, Graf & Urban, 1999 [1]**

Foi criado para abrigar a única espécie sul-americana incluída por Michener (1989) em *Leioproctus s.str.* Esta espécie, *fulvoniger* (Michener, 1989) [PR, RS, SC] é conhecida apenas do extremo sul do domínio da Mata Atlântica.

### **Gênero *Belopria* Moure, 1956 [2]**

Considerado como sinônimo de *Perditomorpha* por Michener (1989), contém duas espécies brasileiras: *nitidior* Moure, 1956 [PR, RJ, SP] e *zonata* Moure, 1956 [PR].

### **Gênero *Cephalocolletes* Michener, 1989 [2]**

Foi descrito como subgênero de *Leioproctus*. Contém duas espécies conhecidas no Brasil: *isabellae* Urban, 1995 [RS, SC] e *rugata* Urban, 1995 [RS].

### **Gênero *Lonchopria* Vachal, 1905 [1]**

Michener (1989) reconheceu cinco subgêneros dentro de *Lonchopria*. Dois deles estão presentes no Brasil, cada um com apenas uma espécie conhecida, a saber: *cingulata* Moure, 1956 (*Ctenosybina*) [PR, SP] e uma espécie não identificada, possivelmente nova, do Rio Grande do Sul, pertencente ao subgênero *Lonchoprella*.

### **Gênero *Eulonchopria* Brèthes, 1909 [4]**

Aqui, incluindo, também, *Ethalonchopria* Michener, 1989, contém cerca de oito espécies no Brasil, das quais apenas quatro estão descritas: *gaullei* (Vachal, 1909) [MG, MT, RJ,

SC, SP], *limbella* (Vachal, 1909) [AM], *psaenythioides* Brèthes, 1909 [MG, MT?] e *simplicicrus* (Michener, 1989) [BA, ES, MG, SC, SP]. O nome *psaenythioides*, proposto para uma espécie coletada originalmente no Paraguai, tem sido amplamente usado para formas brasileiras que correspondem a espécies distintas encontradas nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste. Há ainda uma espécie nova, semelhante a *gaullei*, encontrada no Espírito Santo e outra, semelhante a *limbella*, do Amapá.

### **Gênero *Glossopasiphae* Michener, 1989 [1]**

Também foi descrito como subgênero de *Leioproctus*, contendo uma única espécie: *plaumanni* (Michener, 1989) [PR, SC].

### **Gênero *Halictanthrena* Ducke, 1907 [1]**

Foi considerado subgênero de *Leioproctus* por Michener (1989) e abriga pelo menos três espécies no Brasil, sendo apenas uma delas descrita, *malpighiacearum* Ducke, 1907 [MG, SP].

### **Gênero *Hexantheda* Ogloblin, 1948 [3]**

Incluindo também *Albinapis* Urban & Graf, 2000, contém três espécies: *eneomera* Urban & Graf, 2000 [RS], *gracilis* (Urban & Graf, 2000) [RS] e *missionica* Ogloblin, 1948 [MG, PR, RS].

### **Gênero *Hoplocolletes* Michener, 1965 [1]**

Também foi colocado como subgênero de *Leioproctus* por Michener (1989). Sua única espécie é *ventralis* (Friese, 1924) [ES, MG, RJ]. Os registros desta espécie para o Paraná referem-se, na verdade, a *Tetraglossula anthracina*.

### **Gênero *Niltonia* Moure, 1964 [1]**

Gênero monotípico restrito ao Brasil. Abriga apenas *virgillii* Moure, 1964 [RJ, PR, SC, SP]. Detalhes da morfologia do aparelho bucal desta espécie, único entre os Colletidae, foram publicados por Laroca et al. (1989).

### **Gênero *Nomiocolletes* Brèthes, 1909 [3]**

Foi considerado como subgênero de *Leioproctus* por Michener (1989). Inclui-se aqui, também, *Baptonedys* Moure, Urban & Graf, 2000, um gênero proposto para a espécie *bicellularis*. Contém cinco espécies descritas, das quais *arnau* Moure, 1949 [RS], *bicellularis* (Ducke, 1910) [CE] e *cearensis* (Ducke, 1908) [BA, CE] ocorrem no Brasil. Há, também, o que parecem ser duas espécies adicionais não descritas, uma da Serra do Cipó, em Minas Gerais, e outra em áreas de campos nativos no Paraná.

### **Gênero *Perditomorpha* Ashmead, 1899 [7]**

Inclui, aqui, o gênero *Bicolletes* Friese, 1908, de acordo com a opinião de Michener (1989). O gênero contém seis espécies conhecidas no Brasil. No seu sentido mais restrito, as únicas espécies brasileiras são *P. brunerii* Ashmead, 1899 [= *P. leaena* (Vachal, 1909)] [BA, MG, PR, RS, SP] e *P. inconspicua* (Michener, 1989) [DF, GO]. As demais, consideradas por Moure et al. (1999) em *Bicolletes*, seriam: *decolorata* (Ducke, 1908) [CE, MG?], *franki* (Friese, 1908) [RS], *iheringi* (Schrottky, 1910) [MG, PR, SP] e *pampeana* (Urban, 1995) [RS]. Há várias espécies não descritas, incluindo duas da Bahia em que os machos apresentam mandíbulas simples.

### **Gênero *Protodiscelis* Brèthes, 1909 [4]**

Também foi considerado subgênero de *Leioproctus* por Michener (1989). Quatro de suas espécies são conhecidas no Brasil: *alismaticis* (Ducke, 1909) [BA, CE], *echinodori* Melo, 1996 [MG], *palpalis* (Ducke, 1909) [= *labrata* Melo, 1996, **novo sinônimo**] [BA, CE, ES, MG] e *spathigera* (Michener, 1989) [MG, SP]. Há também algumas outras espécies, aparentemente não descritas, nos estados de Goiás, Mato Grosso e Paraná.

### **Gênero *Sarocolletes* Michener, 1989 [3]**

Foi descrito como subgênero de *Leioproctus*. No Brasil é representado por três espécies: *duplex* (Michener, 1989) [PR], *fulva* Moure & Urban, 1992 [BA, MG] e *guaritarum* Urban 1995 [RS].

### **Gênero *Tetraglossula* Ogloblin, 1848 [3]**

Também foi considerado subgênero de *Leioproctus* por Michener (1989). É representada por três espécies no Brasil: *anthracina* (Michener, 1989) [MG, PR, RS, SP], *bigamica* (Strand, 1910) [RS, SP] e *fucosa* (Michener, 1989) [MG, PA, SP].

## **9.5. XEROMELISSINAE [6]**

É um grupo restrito às Américas. Embora melhor representada no Chile e regiões adjacentes, sua distribuição estende-se até ao México. Apesar de sua semelhança com Hylaeinae e Euryglossinae, as fêmeas de Xeromelissinae possuem escopas no fêmur e nos três primeiros esternos abdominais que, apesar de pouco desenvolvidas, são efetivamente utilizadas para o transporte de pólen. Seus ninhos são construídos em raminhos ocios de plantas e em galerias escavadas por larvas de besouros em ramos ou em madeira. Esta subfamília foi dividida em duas tribos por Michener (1995), Xeromelissini e Chilicolini. Porém, mais recentemente, Michener & Rozen (1999) aboliram esta divisão e passaram a não reconhecer tribos na subfamília. Apenas o gênero *Chilicola* ocorre no Brasil. As espécies neotropicais foram catalogadas recentemente por Moure & Urban (2002b).

### **Gênero *Chilicola* Spinola, 1851 [6]**

Amplamente distribuído nas Américas, embora seja mais diversificado na região temperada da América do Sul. Michener (1995) reconhece sete subgêneros em *Chilicola*, dos quais três ocorrem no Brasil. Não há revisões que incluam as espécies brasileiras e existem muitas espécies novas por descrever.

#### **Chave para os Subgêneros de *Chilicola* presentes no Brasil**

(Modificada de Michener, 1995)

1. Face com depressão que se estende da base da antena em direção à área entre os ocelos e o ápice superior do olho; 2ª célula submarginal normalmente não se estendendo além do ápice do pterostigma ..... ***Hylaeosoma***
- Face sem depressão originada na base da antena; 2ª célula submarginal ultrapassando o ápice do pterostigma ..... **2**
  
2. Fossa tentorial anterior estendendo-se apicalmente como um sulco brilhante ao longo da sutura epistomal até próximo ao ápice do clipeo, onde ela se dobra em direção à base da mandíbula; cabeça mais de 1,4x mais longa que larga ..... ***Prosopoides***
- Fossa tentorial anterior não muito expandida ao longo do sutura epistomal; cabeça mais larga que longa ou até 1,2x mais longa que larga ..... ***Oediscellis***

**Subgênero *Oediscelis* Philippi, 1866 [2]**

Como tratado aqui, este subgênero inclui *Oediscelisca* Moure, 1946. *Oediscelis* ocorre principalmente na região temperada da América do Sul, atingindo, entretanto, o estado de Minas Gerais. São conhecidas no Brasil as espécies: *dalmeidai* (Moure, 1946) [PR] e *friesei* (Ducke, 1907) [MG, PR].

**Subgênero *Hylaeosoma* Ashmead, 1898 [2]**

No Brasil, é conhecido dos estados do Ceará, Goiás, Minas Gerais, Paraíba e São Paulo, onde é representado pelas espécies: *huberi* (Ducke, 1908) [CE, MG] e *megalostigma* (Ducke, 1908) [CE, GO, MG, SP].

**Subgênero *Prosopoides* Friese, 1908 [2]**

Ocorre desde Santa Catarina até o Pará (Michener, 1995). As espécies conhecidas no Brasil são: *minima* (Ducke, 1908) [CE] e *prosopoides* (Ducke, 1907) [MG].

Ocorre em todo o mundo, reunindo abelhas pequenas a médias, normalmente esguias e relativamente comuns. A maioria das espécies nidifica no solo, mas algumas constroem seus ninhos em madeira morta. A família apresenta espécies com todos os níveis de organização social, do solitário ao eussocial primitivo. É um grupo, sem dúvida, monofilético mas as relações entre os táxons nele incluídos não foram ainda bem entendidas (Alexander & Michener, 1995). Halictidae tem sido tradicionalmente dividida em três subfamílias, Halictinae, Nomiinae e Rophitinae, às quais Alexander & Michener (1995) adicionaram mais uma, Nomioidinae. Apenas Halictinae e Rophitinae ocorrem no Brasil.

**Chave para as Subfamílias de Halictidae presentes no Brasil**  
(Modificada de Michener, 1944 e 2000)

1. Alvéolo antenal localizado próximo da linha mediana do olho (Figs. 10.1, 10.2), se abaixo desta linha, *então*, separado da margem superior do clipeo por bem mais que um diâmetro alveolar; clipeo mais longo do que o labro, apenas levemente convexo em vista lateral, o disco abaixo do nível da área supraclipeal; área supraclipeal protuberante em vista lateral; glossa e palpo labial *geralmente* curtos, os 3 palpômeros apicais cilíndricos. Fêmea: labro, exceto em algumas espécies parasitas, com processo apical forte *normalmente* dotado de forte quilha; escopa bem desenvolvida no trocanter e no fêmur, exceto em parasitas ..... **HALICTINAE**
- Alvéolo antenal localizado abaixo da linha mediana do olho, separado da margem superior do clipeo por cerca de um diâmetro alveolar (Fig. 10.3); clipeo mais curto do que o labro, convexo em vista lateral, protuberante, disco mais elevado que a área supraclipeal, esta última não protuberante; glossa e palpo labial muito longos, os 3 palpômeros distais achatados. Fêmea: ápice do labro arredondado e projetado mas nunca com processo apical triangular; escopa reduzida no trocanter e no fêmur, seus pêlos mais longos sendo mais curtos que aqueles da tíbia ..... **ROPHITINAE**

**10.1. HALICTINAE [263]**

É a subfamília mais diversificada de Halictidae, estando representada em todos os continentes. Halictinae divide-se em duas tribos, Halictini e Augochlorini, ambas presentes no Brasil. Nesta subfamília, pode ser observada uma série de gradações entre o modo solitário de vida e comportamento eussocial. A socialidade evoluiu várias vezes independentemente em ambas as tribos e, também, foi perdida repetidas vezes (Michener, 2000). No caso das espécies sociais, existe divisão em castas entre as fêmeas de um ninho e podem ser observadas diferenças comportamentais e fisiológicas, havendo, contudo, muito pouca diferenciação morfológica, exceto por diferenças de tamanho (Michener, 2000). Em contraste com outros táxons de abelhas de língua curta, os Halictinae deram origem a vários grupos de espécies cleptoparasitas.

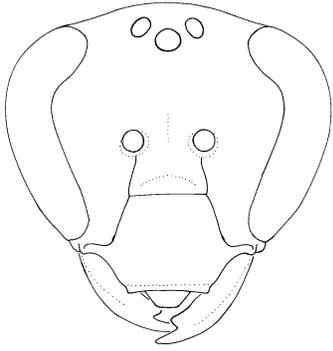


Fig. 10.1 - Cabeça de *Pseudaugochlora* (♀), vista frontal.

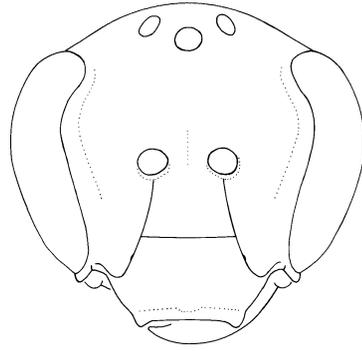


Fig. 10.2 - Cabeça de *Agapostemon* (♀), vista frontal.

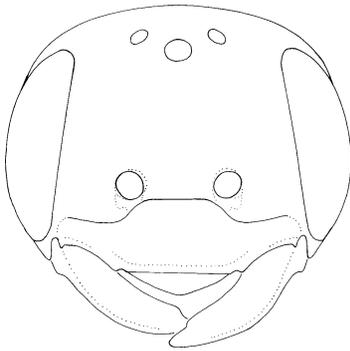


Fig. 10.3 - Cabeça de *Ceblurgus* (♀), vista frontal.

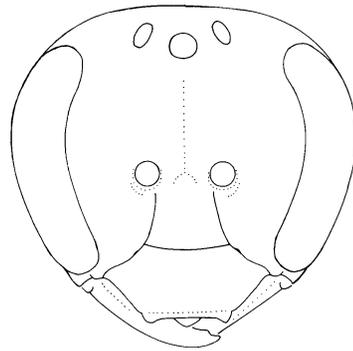


Fig. 10.4 - Cabeça de *Caenohalictus* (♀), vista frontal.

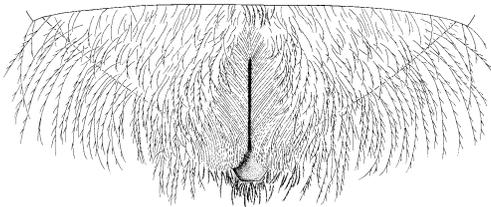


Fig. 10.5 - Ápice do metassoma de *Pseudaugochlora* (♀), vista dorsal.

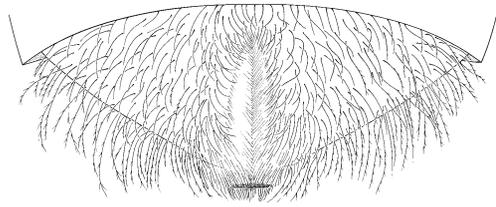


Fig. 10.6 - Ápice do metassoma de *Caenohalictus* (♀), vista dorsal.

### Chave para as Tribos de Halictinae presentes no Brasil (Modificada de Eickwort, 1969 e Michener, 2000)

1. Órbita interna do olho, *em geral*, fortemente encurvada ou angulada (Fig. 10.1). Fêmea: área pseudopigidal de T5 fendida longitudinal e medianamente (Fig. 10.5), *se* área pseudopigidal ausente, *então*, sem escopa e corpo verde e grossamente pontuado. Macho: T7 sem placa pigidal; junção entre 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> tarsômeros posteriores estreita e não modificada, 2<sup>o</sup> tarsômero mais longo que o 3<sup>o</sup> (Fig. 10.8) ..... **Augochlorini**

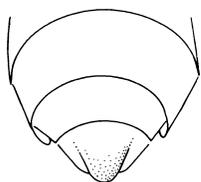


Fig. 10.7 - Ápice do metassoma de *Habralictus* (♂), vista dorso-posterior.

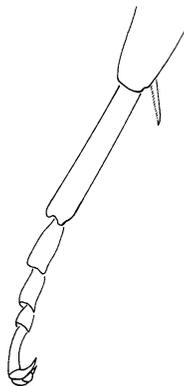


Fig. 10.8 - Tarso posterior de *Augochlora* (♂), vista externa.

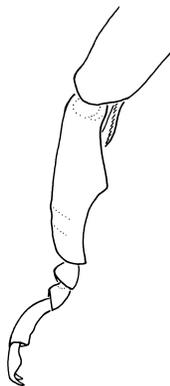


Fig. 10.9 - Tarso posterior de *Agapostemon* (♂), vista externa.

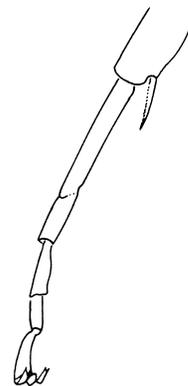


Fig. 10.10 - Tarso posterior de *Habralictus* (♂), vista externa.

- Órbita interna do olho, *em geral*, levemente (Figs. 10.4) a moderadamente (Fig. 10.2) encurvada. Fêmea: área pseudopigidal de T5 não fendida (Fig. 10.6), *se a área pseudopigidal ausente, então*, corpo nunca verde brilhante. Macho: placa pigidal definida (Fig. 10.7), pelo menos na margem posterior; 1ª e 2ª tarsômeros posteriores *frequentemente* fundidos (Figs. 10.9, 10.10) ou sua junção larga, nestes casos, 3ª tarsômero tão longo quanto ou mais longo que o 2ª ..... **Halictini**

### 10.1.1. AUGOCHLORINI [195]

É um grupo principalmente neotropical, com a distribuição de alguns gêneros se estendendo até o sul do Canadá. Todos os gêneros possuem representantes na América do Sul, apesar de parte deles encontrar-se limitada às regiões de clima mais temperado do continente (Michener, 2000). Várias de suas espécies são muito comuns no Brasil. Em geral, são pouco pilosas e apresentam coloração metálica brilhante, frequentemente verde mas, às vezes, azulada, avermelhada ou acobreada. Provavelmente, a maioria das espécies é solitária mas algumas são comunais, semissociais ou eussociais primitivas. As espécies já estudadas nidificam no solo, exceto pelas de *Augochlora s. str.* e *Megalopta*, que constroem seus ninhos em madeira em decomposição. Segundo os resultados das análises de Alexander & Michener (1995), Augochlorini constitui um grupo monofilético. A tribo foi revista por Eickwort (1969) e por Engel (2000b), sendo que uma análise cladística dos gêneros foi realizada pelo último.

#### Chave para os Gêneros de Augochlorini presentes no Brasil (Modificada de Engel, 2000b; Michener, 2000)

##### Fêmeas

1. Premento muito delgado: 7 até mais que 20x mais longo que largo (Fig. 10.11) ..... **2**  
 - Premento não muito delgado: menos que 7x mais longo que largo (Fig. 10.12) ..... **8**
2. Superfície dorsal do pronoto intumescida, ângulo dorsolateral e crista vertical abaixo do ângulo ausentes; sulco epistomal projetado sobre o clipeo, quase alcançando o ápice do clipeo; margens da fossa hipostomal arredondada, carena hipostomal ausente; área basal do metaposnoto alongada, tão longa quanto escutelo e metanoto em conjunto ..... **Chlerogelloides**

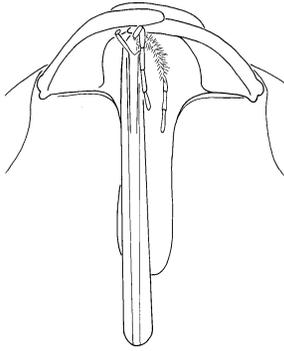


Fig. 10.11 - Detalhe da cabeça de *Megaloptidia* (♀), vista ventral.

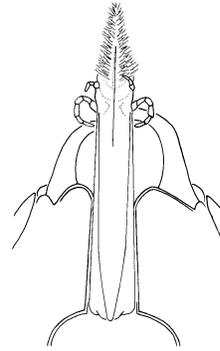


Fig. 10.12 - Detalhe da cabeça de *Augochloropsis* (♀), vista ventral.

- Superfície dorsal do pronoto normal, não intumescida; sulco epistomal variável, mas nunca projetado sobre o clipeo; carena hipostomal presente e bem desenvolvida; área basal do metaposnoto variável ..... **3**
- 3. Palpos maxilares muito alongados, alcançando o metassoma quando o aparelho bucal encontra-se retraído no interior da fossa proboscíal ..... ***Ariphanartha***
- Palpos maxilares não muito alongados, estendendo-se, no máximo, até a base do premento ... **4**
- 4. Ocelos muito aumentados, distância entre ocelo lateral e olho menor que diâmetro do ocelo médio; esporão tibial posterior interno serreado (dentes mais largos que longos) ..... **5**
- Ocelos não aumentados, distância entre ocelo lateral e olho composto maior que diâmetro do ocelo médio; esporão tibial posterior interno variável ..... **6**
- 5. Olho composto muito aumentado – vértice não visível sobre o olho em vista frontal; margem apical do clipeo aproximadamente reta; ápice da célula marginal fracamente truncado e *normalmente* apendiculado; placa basitibial moderadamente longa e com todas as bordas bem desenvolvidas ..... ***Megaloptidia***
- Olho não muito aumentado – vértice visível sobre o olho em vista frontal; margem apical do clipeo recortada em arco amplo; ápice da célula marginal agudo; placa basitibial bem curta e com bordas rudimentares ..... ***Megommation***
- 6. Metaposnoto finamente reticulado, porção mais basal sem carenas; nas espécies com escopa, superfície interna da tibia posterior com uma faixa estreita quase glabra ao longo da margem posterior ..... ***Megaloptina***
- Metaposnoto extremamente liso e brilhante, porção mais basal com ou sem carenas curtas longitudinais; superfície interna da tibia posterior com pilosidade uniforme, sem áreas com pilosidade mais esparsa ..... **7**
- 7. Ápice do escapo nitidamente ultrapassando o vértice em vista frontal; integumento predominantemente castanho-escuro, sem reflexos metálicos; esporão tibial posterior serreado (dentes mais largos que longos) ..... ***Micrommation***
- Ápice do escapo não ultrapassando o vértice em vista frontal; integumento predominantemente verde metálico; esporão tibial posterior pectinado (dentes mais longos que largos) ..... ***Stilbochlora***

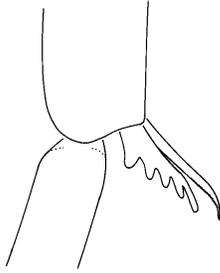


Fig. 10.13 - Esporões da tíbia posterior de *Pseudaugochlora* (♀), vista interna.

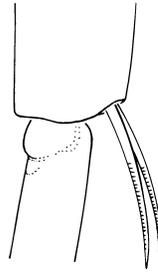


Fig. 10.14 - Esporões da tíbia posterior de *Paroxystoglossa* (♀), vista interna.

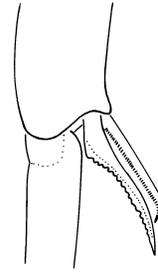


Fig. 10.15 - Esporões da tíbia posterior de *Augochlora* (♀), vista interna.

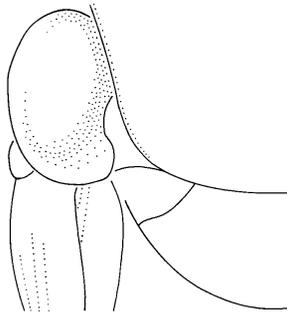


Fig. 10.16 - Tégula de *Augochloropsis*, vista dorsal.

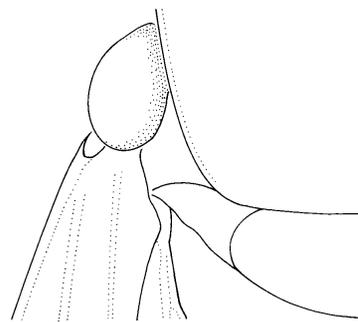


Fig. 10.17 - Tégula de *Augochlora*, vista dorsal.

8. T5 sem fenda mediana apical; corpo com pontuação grossa; mandíbula curta, terminada em ponta e sem dente pré-apical; escopa ausente; margem apical em T1 e T2 fortemente deprimida e com rebordo ..... **Temnosoma**
- T5 fendido mediano-apicalmente; pontuação do corpo variável; formato da mandíbula variável; escopa *freqüentemente* presente; margem apical em T1 e T2 não deprimida e sem rebordo ..... **9**
9. Esporão tibial posterior interno pectinado (dentes mais longos que largos) (Fig. 10.13) ..... **10**
- Esporão tibial posterior interno grossa a finamente serreado (dentes mais largos que longos) (Figs. 10.14, 10.15) ..... **20**
10. Margem interna posterior da tégula com recorte arredondado pré-apical (Fig. 10.16); crista dorsal do pronoto fortemente lamelada a partir do ângulo lateral do lobo (Figs. 10.18, 10.19); margem apical de T1 e T2 *freqüentemente* com uma fileira distinta de cerdas; labro com processo distal quadrangular ou trapezoidal, expandido na ápice e na base ..... **Augochloropsis**
- Tégula sem este recorte (Fig. 10.17); crista dorsal do pronoto variável; margem apical de T1 e T2 sem fileira distinta de cerdas; processo apical do labro variável, *geralmente* triangular, nunca expandido no ápice ..... **11**

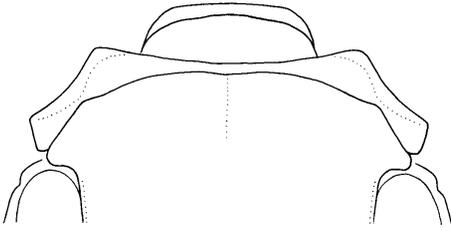


Fig. 10.18 - Detalhe do mesossoma de *Augochloropsis* (♀), vista dorsal da metade anterior.



Fig. 10.19 - Detalhe do mesossoma de *Augochloropsis* (♀), vista lateral da metade anterior.

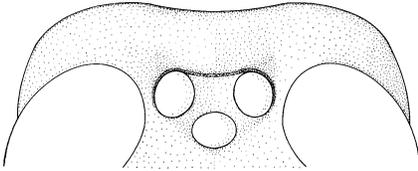


Fig. 10.20 - Detalhe da cabeça de *Megalopta* (♀), vista dorsal.

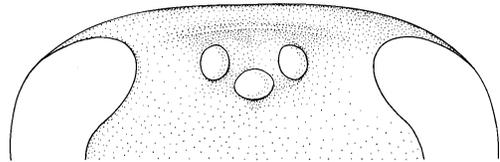


Fig. 10.21 - Detalhe da cabeça de *Pseudaugochlora* (♀), vista dorsal.

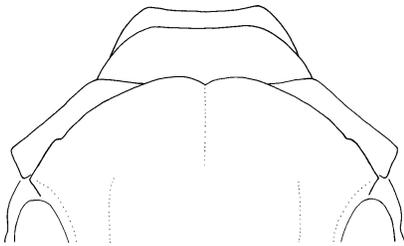


Fig. 10.22 - Detalhe do mesossoma de *Pseudaugochlora* (♀), vista dorsal da metade anterior.



Fig. 10.23 - Detalhe do mesossoma de *Pseudaugochlora* (♀), vista lateral da metade anterior.

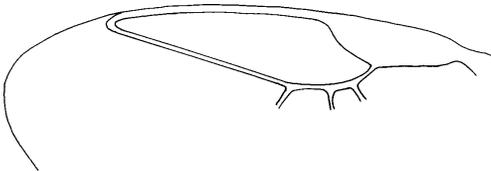


Fig. 10.24 - Detalhe da asa anterior de *Rhyncocorynura*.

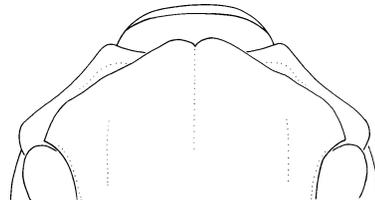


Fig. 10.25 - Detalhe do mesossoma de *Paroxystoglossa* (♀), vista dorsal da metade anterior.

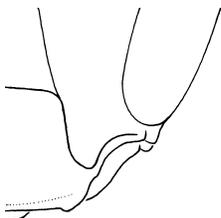


Fig. 10.26 - Detalhe da sutura epistomal de *Augochlora* (♀), vista frontal.

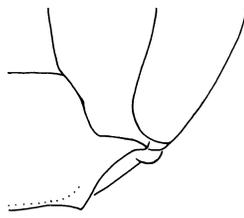


Fig. 10.27 - Detalhe da sutura epistomal de *Augochlora* (♀), vista frontal.

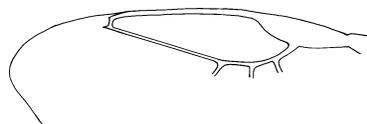


Fig. 10.28 - Detalhe da asa anterior de *Augochlora*.

11. Quilha do processo distal do labro expandida basalmente (*freqüentemente* escondida quando mandíbulas encontram-se fechadas); se escopa presente, *então*, margem interna da mandíbula com dente suplementar (além do pré-apical); ocelos laterais circundados externamente por sulcos estreitos, lisos e brilhantes que se unem mediano-posteriormente (Fig. 10.20) ..... 12
- Quilha do processo distal do labro sem expansão basal; mandíbula sem dente suplementar como descrito acima; ocelos laterais não circundados por sulcos estreitos como descrito acima (Fig. 10.21) ..... 13
12. Ocelos muito aumentados, distância do ocelo lateral ao olho composto menor que o diâmetro do ocelo médio (Fig. 10.20); hâmulos distais da asa posterior numerosos e muito próximos uns dos outros; coloração dos pêlos da tibia média e da tibia e do basitarso posteriores variável, *freqüentemente* âmbar, pêlos nunca enrijecidos e negros ..... **Megalopta**
- Ocelos não aumentados, distância do ocelo lateral ao olho composto maior que diâmetro do ocelo médio; hâmulos distais da asa posterior não muito numerosos, espaçados irregularmente; pêlos da tibia média, da tibia e do basitarso posteriores enrijecidos e negros ..... **Xenochlora**
13. Crista dorsal do pronoto fortemente lamelada ..... 14
- Crista dorsal do pronoto variável, nunca formando lamela forte (Figs. 10.22, 10.23) ..... 15
14. Superfície anterior de T1 modificada em acarinário (área basal glabra rodeada por pilosidade densa); trocanter médio com pequeno gancho dorsal; vértice curto – distância do ocelo lateral ao topo do vértice, em vista frontal, menos que 2x o diâmetro do ocelo médio; ápice da célula marginal fracamente truncado; borda anterior da placa basitibial rudimentar; área basal do metaposnoto coberta por pêlos curtos e muito plumosos ..... **Thectochlora**
- Superfície anterior de T1 não modificada; trocanter médio sem espinho dorsal; vértice expandido posteriormente – distância do ocelo lateral ao topo do vértice, em vista frontal, 3 a 4x o diâmetro do ocelo médio; ápice da célula marginal agudo (Fig. 10.24); todas as bordas da placa basitibial bem desenvolvidas; área basal do metaposnoto nunca coberta por pêlos curtos e muito plumosos ..... **Rhinocorynura**
15. Crista pré-occipital carenada; crista dorsal do pronoto carenada ..... **Neocorynura**
- Crista pré-occipital arredondada ou angulada, nunca carenada; crista dorsal do pronoto variável ..... 16
16. Ápice da célula marginal fracamente truncado e *normalmente* apendiculado; sulco epistomal *normalmente* formando ângulo reto ou levemente agudo (Fig. 10.1); vértice elevado posteriormente aos ocelos formando uma crista pós-ocelar (Fig. 10.21) ..... **Pseudaugochlora**
- Ápice da célula marginal agudo; sulco epistomal variável; crista pós-ocelar ausente ..... 17
17. Todas as bordas da placa basitibial bem desenvolvidas; sulco longitudinal na superfície posterior do propódeo com lados paralelos, com largura aproximadamente uniforme ao longo de seu comprimento ..... 18
- Borda anterior da placa basitibial rudimentar; sulco longitudinal na superfície posterior do propódeo distintamente mais largo na sua porção superior, estreitando-se gradualmente em direção ao orifício propodeal ..... 19
18. Ângulo dorso-lateral do pronoto obtuso e não projetado, crista lateral arredonda; mesoscuto não projetado sobre o pronoto; borda externa do basitarso anterior com uma fileira distinta de cerdas rijas (escova do basitarso anterior) ..... **Augochlorodes**

- Ângulo dorso-lateral do pronoto agudo e projetado, crista lateral (abaixo do ângulo dorso-lateral) fortemente carenada; mesoscuto levemente projetado sobre o pronoto; borda externa do basitarso anterior sem uma fileira de cerdas rijas ..... **Rhectomia**
- 19. Superfície do metaposnoto com aspecto granuloso; olho coberto por pêlos diminutos (tão longos quanto um omatídio); corpo com coloração metálica escura e com pouco brilho, azul esverdeada ou enegrecida ..... **Halictillus**
- Metaposnoto estriado; olho coberto por pêlos longos; corpo verde-metálico brilhante ... **Corynura**
- 20. Borda anterior do mesoscuto estreitada (Fig. 10.25); esporão interno da tíbia posterior uniformemente delgado (Fig. 10.14), seus dentes pequenos, finos e pontiagudos; ápice da célula marginal *geralmente* fracamente truncado e apendiculado ..... **Paroxystoglossa**
- Borda anterior do mesoscuto largamente arredondada; esporão interno da tíbia posterior grossamente serrado, mais alargado em seu terço basal, afinando em direção ao ápice, seus dentes largos e obtusos (Fig. 10.15); ápice da célula marginal variável ..... **21**
- 21. Sutura epistomal suavemente encurvada, não formando ângulo ..... **Ceratalictus**
- Sutura epistomal formando ângulo agudo ou aproximadamente reto (Figs. 10.26, 10.27) ..... **22**
- 22. Sutura epistomal formando ângulo agudo, lobo epistomal projetado sobre o clipeo (Fig. 10.26); ápice da célula marginal fracamente truncado e *normalmente* apendiculado (Fig. 10.28); ângulo anterior da carena hipostomal pontiagudo ou discretamente projetado ..... **Augochlora**
- Sutura epistomal formando ângulo reto ou levemente obtuso, lobo epistomal não projetado sobre o clipeo (Fig. 10.27); ápice da célula marginal agudo; ângulo anterior da carena hipostomal arredondado ..... **23**
- 23. Esporão tibial posterior interno com poucos dentes curtos e arredondados, dente basal muito aumentado; área basal do metaposnoto finamente reticulada (aspecto granuloso), basalmente com retículo grosseiro e mal definido; elevação basal do labro pouco protuberante, margem do processo distal do labro com fortes dentes ..... **Pereirapis**
- Dentes do esporão tibial posterior interno arredondados, sem dente basal aumentado mas com área basal elevada; área basal do metaposnoto grossamente reticulada; elevação basal do labro arredondada e protuberante, margem do processo distal desprovida de dentes .... **Augochlorella**

#### Machos

- 1. Premento muito delgado: 7 até mais que 20x mais longo que largo (Fig. 10.11) ..... **2**
- Premento não muito delgado: menos que 7x mais longo que largo (Fig. 10.12) ..... **8**
- 2. Superfície dorsal do pronoto intumescido, ângulo dorsolateral e crista vertical abaixo do ângulo ausentes; sulco epistomal projetado sobre o clipeo, quase alcançando o ápice do clipeo; margens da fossa hipostomal arredondada, carena hipostomal ausente; área basal do metaposnoto alongada, tão longa quanto escutelo e metanoto em conjunto ..... **Chlerogelloides**
- Superfície dorsal do pronoto normal, não intumescido; sulco epistomal variável, mas nunca projetado sobre o clipeo; carena hipostomal presente e bem desenvolvida; área basal do metaposnoto variável ..... **3**
- 3. Palpos maxilares muito alongados, alcançando o metassoma quando o aparelho bucal encontra-se retraído no interior da fossa proboscídal ..... **Ariphanarthra**

- Palpos maxilares não muito alongados, estendendo-se, no máximo, até a base do premento ... 4
- 4. Ocelos muito aumentados, distância entre ocelo lateral e olho composto menor que diâmetro do ocelo médio ..... 5
- Ocelos não aumentados, distância entre ocelo lateral e olho composto maior que diâmetro do ocelo médio ..... 6
- 5. Ápice da célula marginal fracamente truncado e *normalmente* apendiculado; margem apical de E4 bilobada, com recorte mediano profundo ..... **Megaloptidia**
- Ápice da célula marginal agudo; margem posterior de E4 não modificada ..... **Megommatia**
- 6. Espiráculo propodeal circundado por um conjunto conspícuo de cerdas plumosas densamente distribuídas ..... **Megaloptina**
- Espiráculo propodeal não circundado por tais cerdas ..... 7
- 7. F1 mais longo que F2; processo distal do labro ausente ..... **Micrommatia**
- F2 mais longo que F1; processo distal do labro presente ..... **Stilbochlora**
- 8. Crista dorsal do pronoto fortemente lamelada, ou crista carenada e ângulo interno posterior da tégula com recorte pré-apical ..... 9
- Crista dorsal do pronoto variável, porém nunca fortemente lamelada; ângulo interno posterior da tégula nunca recortada pré-apicalmente ..... 11
- 9. Ângulo interno posterior da tégula com recorte pré-apical (Fig. 10.16); crista pré-occipital carenada ou visivelmente angulada; E4 com lobo mediano-apical e com processos ápico-laterais; margem apical de T1 e T2 *freqüentemente* com uma fileira distinta de cerdas ..... **Augochloropsis**
- Ângulo interno posterior da tégula arredondado, sem recorte (Fig. 10.17); crista pré-occipital arredondada; E4 sem lobo mediano-apical, com ou sem processos ápico-laterais; margem apical de T1 e T2 sem uma fileira de cerdas ..... 10
- 10. Vértice curto – distância do ocelo lateral ao topo do vértice, em vista frontal, menos que 1,5x o diâmetro do ocelo médio; antena longa, ultrapassando o propódeo; F2 muito mais longo que F1 ..... **Thectochlora**
- Vértice expandido posteriormente – distância do ocelo lateral ao topo do vértice, em vista frontal, mais que 2x o diâmetro do ocelo médio; antena não muito longa, alcançando, no máximo, o propódeo; comprimento de F1 aproximadamente igual ao de F2 ..... **Rhinochorynura**
- 11. Margem apical de E4 com forte recorte mediano, ou com recortes laterais, ou com recorte amplo em arco ..... 12
- Margem apical de E4 não modificada ou fracamente deprimida (em relação à porção basal do esterno) ..... 17
- 12. Ocelos muito aumentados, distância entre ocelo lateral e olho composto menor que diâmetro do ocelo médio; margem apical de E4 com recortes látero-apicais, formando 2 lobos medianos; sulco epistomal formando ângulo levemente agudo; hâmulos distais da asa posterior densos e numerosos ..... **Megalopta**
- Ocelos não aumentados, distância entre ocelo lateral e olho composto maior que diâmetro do ocelo médio; E4 *normalmente* sem recortes látero-apicais, quando com estes recortes, nunca com re-

corte mediano; sulco epistomal variável; hâmulos distais da asa posterior não muito numerosos, espaçados irregularmente .....	13
13. Ápice da célula marginal agudo .....	14
– Ápice da célula marginal fracamente truncado e <i>normalmente</i> apendiculado .....	16
14. Área marginal e faixa longitudinal mediana de E5 deprimidas .....	<b><i>Paroxystoglossa (parte)</i></b>
– E5 não como acima .....	15
15. E5 com tufo mediano denso de cerdas; E6 com recorte mediano-apical fraco, área mediana da borda apical não projetada .....	<b><i>Augochlorodes</i></b>
– E5 sem tufo mediano de cerdas; E6 com recorte mediano-apical forte, área mediana da margem apical levemente projetada .....	<b><i>Pereirapis</i></b>
16. Vértice elevado posteriormente aos ocelos formando crista pós-ocelar; F11 <i>geralmente</i> transformado em gancho ou expandido ventralmente; E4, <i>geralmente</i> , com tufo mediano em “Y” ou, <i>raramente</i> , com tufos laterais de pêlos; sulco epistomal formando ângulo reto ou levemente agudo ... ..	<b><i>Pseudaugochlora</i></b>
– Crista pós-ocelar ausente; F11 não modificado; E4 sem tufos conspícuos de pêlos; sulco epistomal formando ângulo obtuso .....	<b><i>Paroxystoglossa (parte)</i></b>
17. Margem apical de E5 levemente emarginada .....	<b><i>Rhectomia</i></b>
– Margem apical de E5 não emarginada .....	18
18. Ápice da célula marginal fracamente truncado e <i>normalmente</i> apendiculado .....	19
– Ápice da célula marginal agudo .....	20
19. Sulco epistomal formando ângulo agudo, lobo epistomal projetado sobre o clipeo; metassoma oval .....	<b><i>Augochlora</i></b>
– Sulco epistomal formando ângulo obtuso, lobo epistomal não projetado sobre o clipeo; metassoma <i>freqüentemente</i> peciolado .....	<b><i>Neocorynura (parte)</i></b>
20. Corpo com pontuação grossa; bases de T2 e T3 fortemente deprimidas; T7 prolongado apicalmente e bilobado .....	<b><i>Temnosoma</i></b>
– Pontuação do corpo nunca muito grossa; T2 e T3 não deprimidos basalmente; T7 não modificado .....	21
21. Sulco epistomal formando ângulo reto .....	<b><i>Augochlorella</i></b>
– Sulco epistomal formando ângulo obtuso .....	22
22. Região pré-occipital carenada .....	23
– Região pré-occipital arredondada .....	24
23. F2 muito mais longo que F1; borda anterior do mesoscuto estreitada; antena <i>freqüentemente</i> ultrapassando a margem posterior do propódeo; metassoma <i>freqüentemente</i> peciolado .....	<b><i>Neocorynura (parte)</i></b>
– F2 semelhante a F1 em comprimento; borda anterior do mesoscuto arredondada; antena alcançando, no máximo, a margem posterior do mesoscuto ou escutelo; metassoma oval .....	<b><i>Ceratalictus</i></b>

23. Metassoma peciolado, T1 e T2 longos e estreitos; margem apical de E6 com fenda longitudinal mediana; olho coberto por pêlos longos; corpo com coloração verde metálica brilhante ..... **Corynura**
- Metassoma alongado, mas nunca peciolado; margem apical de E6 sem fenda mediana; olho coberto por pêlos diminutos (tão longos quanto um omatídio); corpo pouco brilhante e com coloração azul-esverdeada ..... **Halictillus**

### Gênero *Ariphanarthra* Moure, 1951 [1]

Juntamente com *Megaloptidia*, *Megaloptina*, *Megommation* s.str., *Micrommation* e *Stilbochlora*, forma um grupo aparentemente monofilético dentro de Augochlorini, caracterizado pelo aparelho bucal extremamente delgado. É importante chamar atenção, aqui, para a proliferação, talvez exagerada, de nomes no nível de gênero para este grupo. Considerando também *Cleptomation* (aqui colocado na sinonímia de *Megaloptina*), tem-se um total de sete nomes na categoria de gênero para apenas 10 espécies. O gênero *Ariphanarthra* foi proposto para abrigar uma única espécie, *palpalis* Moure, 1951 [AP, BA, ES, MG, PR, RJ, SC, SP].

### Gênero *Augochlora* Smith, 1853 [37]

Contém 131 espécies (a maior parte delas na América do Sul) e possui distribuição geográfica aproximadamente igual à dos Augochlorini (Moure & Hurd, 1987). São reconhecidos quatro subgêneros, dos quais dois ocorrem no Brasil.

#### Chave para os Subgêneros de *Augochlora* presentes no Brasil (Modificada de Engel, 2000b).

1. Fêmea: mandíbula com dente pré-apical grande e bem desenvolvido; elevação basal do labro arredondada – tão larga quanto longa; E1 com crista ou tubérculo longitudinal medianamente. Macho: crista externa, que margeia o gonóstilo, com cerdas curtas ..... ***Augochlora s.str.***
- Fêmea: mandíbula normal, dente pré-apical fraco; elevação basal do labro transversal – mais larga que longa; E1 raramente com crista ou tubérculo medianamente. Macho: crista externa, que margeia o gonóstilo, com cerdas longas (mais longas que o gonóstilo) ..... ***Oxystoglossella***

#### Subgênero *Augochlora s.str.* [28]

Inclui espécies que nidificam em madeira morta ou em orifícios pré-escavados por outros insetos, ou em madeira mais macia, em processo de decomposição. Este subgênero abriga 28 espécies brasileiras: *amphitrite* (Schrottky, 1910) [MG, PR, RS, SP], *bogotensis* (Vachal, 1911) [SP], *braziliensis* (Vachal, 1911) [?], *caerulior* Cockerell, 1900 [BA, MG, MS, RJ, RS, SP], *cephalica* (Moure, 1941) [RS, SP], *cydippe* (Schrottky, 1910) [PR, RJ, SP], *daphnis* Smith, 1853 [RS], *detudis* (Vachal, 1911) [GO], *dolichocephala* (Moure, 1941) [RS, SP], *esox* (Vachal, 1911) [BA, MG, MT, PA, RS, SP], *feronia* Smith, 1979 [AM], *foxiana* Cockerell, 1900 [GO, MG, MT, PR, RJ, RS, SP], *francisca* Schrottky, 1902 [MG, SP], *holti* Cockerell, 1927 [RJ], *iheringi* Cockerell, 1900 [PA], *laevipyga* (Kirby, 1890) [Fernando de Noronha – PE], *micans* (Moure, 1940) [MT], *microsticta* Moure, 1943 [AM], *mulleri* Cockerell, 1900 [MT, PR, RJ, RS, SC, SP], *neivai* (Moure, 1940) [BA, MG, PR], *perimelas* Cockerell, 1900 [MT, PR, RJ, RS, SP], *phoemonoe* (Schrottky, 1909) [PR, RJ], *plutax* (Vachal, 1911) [?], *pyrgo* (Schrottky, 1910) [GO, RJ, SP], *seitzii* Cockerell, 1929 [AL, SP], *styx* (Schrottky, 1909) [RS, SP], *tantilla* Moure, 1943 [RJ, SP] e *thusnelda* (Schrottky, 1909) [MT, RJ, RS, SP].

### **Subgênero *Oxystoglossella* Eickwort, 1969 [5]**

Diferentemente do que já foi observado em *Augochlora s. str.*, as espécies já estudadas deste subgênero escavam seus ninhos no solo (Moure & Hurd, 1987). O subgênero apresenta cinco espécies conhecidas no Brasil: *aurinasis* (Vachal, 1911) [MG], *eucnemis* (Vachal, 1911) [PE], *morrae* Strand, 1910 [BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *semiramis* (Schrottky, 1910) [DF, MG, PR, RS, SP] e *thalia* Smith, 1879 [BA, DF, MG, PB, RS, SP].

### **Subgênero indeterminado [4]**

Além das espécies acima, quatro outras são conhecidas no Brasil mas não foram, ainda, atribuídas a nenhum subgênero: *huebneri* Alfken, 1930 [AM], *psorops* (Vachal, 1911) [SP?], *rohdei* (Vachal, 1911) [SP] e *selloi* (Vachal, 1911) [SP].

### **Gênero *Augochlorella* Sandhouse, 1937 [5]**

Inclui 16 espécies distribuídas do norte do Canadá ao norte da Argentina (Moure & Hurd, 1987). No Brasil são reconhecidas seis espécies: *ephyra* (Schrottky, 1910) [BA, DF, MG, MS, MT, PR, RS, SC, SP], *iopocila* Moure, 1950 [PR, RS, SC], *michaelis* (Vachal, 1911) [MG, PR, RS, SC, SP], *tredecim* (Vachal, 1911) [AC, BA, DF, GO, MA, MG, MT, PA, PI, RJ, RN, SP] e *urania* (Smith, 1853) [ES, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP]. *Augochlora iphigenia*, Holmberg, 1986, freqüentemente incluída em *Augochlorella*, não pertence a este gênero. A espécie normalmente identificada com este nome é, na realidade, *ephyra* (B. Coelho, inf. pessoal).

### **Gênero *Augochlorodes* Moure, 1958 [1]**

Foi proposto para abrigar apenas a espécie-tipo, *A. turrifaciens* Moure, 1958 [MG, RJ, PR, SP]. Conhece-se também uma espécie de tamanho menor, aparentemente não descrita, encontrada no Paraná e Rio Grande do Sul.

### **Gênero *Augochloropsis* Cockerell, 1897 [75]**

É o maior gênero de Augochlorini, com 138 espécies (Moure & Hurd, 1987), a maioria das quais ocorrendo na América do Sul e algumas poucas alcançando a América do Norte. O conhecimento taxonômico desse grupo ainda é bastante escasso e, conseqüentemente, várias de suas espécies não se encontram atribuídas a nenhum dos subgêneros. Por essa razão, preferiu-se não adotar a divisão em três subgêneros: *Augochloropsis s.str.*, *Glyptochlora* Moure, 1958 e *Paraugochloropsis* Schrottky, 1906 – como proposto por Engel (2000b). Uma chave para as espécies de *A. (Glyptochlora)* é fornecida por Engel (2000b); ele destaca que a descoberta de machos das espécies do subgênero poderá elevá-lo ao status de gênero no futuro. Setenta e cinco espécies são conhecidas no Brasil: *acidalia* (Smith, 1879) [RS], *acis* (Smith, 1879) [RS], *anesidora* (Doering, 1875) [sul do Brasil], *anisitsi* (Schrottky, 1908) [PR, RS], *argentina* (Friese, 1908) [MG, RS, SP], *aspricordis* (Vachal, 1904) [?], *atropos* (Smith, 1879) [AM, RJ, SP], *atropurpurea* (Moure, 1940) [PR], *aurifluens* (Vachal, 1903) [MG, SP], *batesi* (Cockerell, 1900) [MT], *berenice* (Smith, 1879) [BA, PR, RJ, RS, SC, SP], *bertonii* (Schrottky, 1909) [ES, MG, MT, SP], *brachycephala* Moure, 1943 [MG, PB, PR, RJ, SP], *caerulans* (Vachal, 1903) [RS], *callichroa* (Cockerell, 1900) [AM, BA, ES, MG, MT, MS, PB, SP], *calypso* (Smith, 1979) [BA, PA], *cirrohopus* (Vachal, 1903) [?], *chloera* (Moure, 1940) [MG, PR, RJ, RS, SP], *cholus* (Vachal, 1903) [PA, PR, RS], *cleopatra* (Schrottky, 1902) [BA, DF, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP], *cockerelli* Schrottky, 1909 [BA, MG, MS, PB?, PR, SP], *cognata* Moure, 1944 [RS, SP], *crassiceps* Moure, 1947 [MG, MT, SP], *crassigena* Moure, 1943 [BA, ES, MS, RJ, SP], *cupreola* (Cockerell, 1900) [BA, ES, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP], *cupreotincta* (Cockerell, 1900) [MT], *cyanea* (Schrottky, 1901) [MG, RS, SP], *cytherea* (Smith, 1853) [AM], *deianira* (Schrottky, 1910) [RS?, SP], *dirhipis* (Vachal, 1903) [ES, PE, RS], *discors* (Vachal, 1903) [RS, SP], *diversipennis* (Lepelletier, 1841) [?],

*drepanis* (Vachal, 1903) [SP], *electra* (Smith, 1853) [BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *eucalypto* (Cockerell, 1900) [RJ, SP], *euterpe* (Holmberg, 1886) [RS], *hebescens* (Smith, 1879) [AM, MG, PA, SP], *heterochroa* (Cockerell, 1900) [MS, MT, SP], *hypsipyle* (Schrottky, 1909) [SP], *illustris* (Vachal, 1903) [MG, PR, RJ, SP], *imperialis* (Vachal, 1903) [PR, RJ, RS, SP], *iris* (Schrottky, 1902) [MG, PR, SP], *janeirensis* (Cockerell, 1900) [RJ], *laeta* (Smith, 1879) [AM, DF], *leucotricha* Moure, 1943 [PR, SP], *liopelte* (Moure, 1940) [PR], *luederwaldti* (Moure, 1940) [SP], *melanochaeta* Moure, 1950 [MG, SP], *monochroa* (Cockerell, 1900) [MS, MT], *moreirae* (Cockerell, 1900) [RJ, SP], *multiplex* (Vachal, 1903) [BA, MG, PR, RS, SP], *nasuta* Moure, 1944 [MG, PR, RJ, SP], *nigra* Moure, 1944 [RJ, SP], *notophops* (Cockerell, 1913) [RS], *notophos* (Vachal, 1903) [BA, MG, PE, RS, SP], *ornata* (Smith, 1879) [AM], *pandrosos* (Schrottky, 1909) [RS, SP], *paphia* (Smith, 1853) [?], *patens* (Vachal, 1903) [MG, RS], *prognatha* Moure, 1944 [MG, SP], *refulgens* (Smith, 1861) [AM], *rotalis* (Vachal, 1903) [ES, MG, RJ, PR, SP], *rufisetis* (Vachal, 1903) [PR, RJ, SP], *semele* (Schrottky, 1902) [SP], *smithiana* (Cockerell, 1900) [BA, DF, GO, MG, MT, SP], *sparsilis* (Vachal, 1903) [ES, MG, PR, RS, SC, SP], *spinolae* (Cockerell, 1900) [MT], *sympleres* (Vachal, 1903) [RS, SP], *terrestris* (Vachal, 1903) [BA, PR, RS, SP], *toralis* (Vachal, 1904) [BA], *tupacamaru* (Holmberg, 1884) [MS, MT, PR, RS], *viridilustrans* (Cockerell, 1927) [RJ], *vivax* (Smith, 1879) [PA], *wallacei* (Cockerell, 1900) [BA, DF, MG, MT, PR, SP] e *zikani* Moure, 1944 [RJ, RS, SP].

### **Gênero *Ceratalictus* Moure, 1943 [4]**

Possui sua distribuição restrita à América do Sul. Este gênero abriga seis espécies, das quais quatro possuem ocorrência registrada no Brasil: *clonius* (Brèthes, 1909) [RS], *psoraspiis* (Vachal, 1911) [PR], *stigon* (Vachal, 1911) [MG, SP?] e *theius* (Schrottky, 1910) [MG, PR, RS, SP].

### **Gênero *Chlerogelloides* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [2]**

As duas únicas espécies conhecidas foram recentemente revisadas por Engel & Brooks (2000). Ambas estão presentes no Brasil: *femoralis* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [AM] e *simplex* Engel & Brooks 2000 [AP].

### **Gênero *Corynura* Spinola, 1851 [?]**

Ocorre somente na América do Sul, incluindo espécies conhecidas da Argentina, Chile, Equador e Peru. Representada no Brasil por uma espécie não descrita da Paraíba, pertencente ao subgênero *Callistochlora* Michener, 1997. Há, também, um registro de uma espécie não identificada, do mesmo subgênero, no Paraná (Barbola & Sakagami, 1993).

### **Gênero *Halictillus* Moure, 1947 [1]**

É um pequeno gênero, restrito ao sul da América do Sul. No Brasil é representado, apenas, por sua espécie tipo: *loureiroi* (Moure, 1941) [PR, RS].

### **Gênero *Megalopta* Smith, 1853 [11]**

Muitas das espécies desse gênero são crepusculares ou mesmo noturnas, sendo freqüentemente atraídas por fontes artificiais de luz. Diferentemente da maioria dos outros gêneros de Augochlorini, *Megalopta* agrupa espécies que nidificam em madeira morta. É dividido em dois subgêneros (Engel *et al.*, 1997), sendo as 11 espécies que ocorrem no Brasil pertencentes a *Megalopta s.str.*: *aegis* (Vachal, 1904) [GO], *aeneicollis* Friese, 1926 [PA], *amoena* (Spinola, 1851) [AM, AP, BA, CE, ES, MT, PA, RJ, RR], *cuprea* Friese, 1911 [AM], *ecuadoria* Friese, 1926 [ES], *genalis* Meade-Waldo, 1916 [AM], *ochrias* (Vachal, 1904) [GO], *opacicollis* Friese, 1926 [AM], *purpurata* Smith, 1879 [AM], *sodalis* (Vachal, 1904) [GO, RJ, SC, SP] e *sulciventris* Friese, 1926 [ES, PI].

### **Gênero *Megaloptidia* Cockerell, 1900 [2]**

É um gênero de abelhas de hábitos noturnos que inclui três espécies, duas delas ocorrendo no Brasil: *contradicta* (Cockerell, 1900) [PA] e *nocturna* (Friese, 1926) [AM, AP, ES, PA]. O gênero foi revisto por Engel & Brooks (1998) que também apresentaram uma chave de identificação para as espécies.

### **Gênero *Megaloptina* Eickwort, 1969 [3]**

Este gênero é tratado aqui em um sentido distinto daquele de Engel (2000b) e Michener (2000), de modo a incluir tanto *Megaloptina* quanto *Cleptommation* (veja também discussão abaixo em *Megommation*). Machos destes dois grupos possuem um tufo de pêlos curtos e finamente plumosos ao redor de cada espiráculo propodeal, uma característica única dentro de Auglochlorini (apenas machos de algumas espécies de *Megalopta* apresentam um tufo semelhante, que está contido associado ao lóbulo hiper-desenvolvido do espiráculo metatorácico). Inclui três espécies: *festivaga* (Dalla Torre, 1879) [BA?, MG?, GO?, PA], *minuta* (Friese, 1926) [AM, MT] e *ogilviei* (Cockerell, 1930) [AM, MA]. As fêmeas de *Megaloptina minuta*, a espécie-tipo de *Cleptommation*, apresentam uma série de caracteres morfológicos que indica tratar-se de uma espécie cleptoparasita.

### **Gênero *Megommation* Moure, 1943 [1]**

Como tratado aqui, este gênero é equivalente ao subgênero *Megommation s. str.* (*sensu* Engel 2000b). O status de gênero dado aos subgêneros de *Megommation s. lato* (*sensu* Engel, 2000b) deve-se à dificuldade de se caracterizar este gênero. Michener (2000), apesar de manter a divisão de *Megommation* em subgêneros destaca que esta classificação é provavelmente prematura. *Megommation s. str.* inclui apenas uma espécie: *insigne* (Smith, 1853) [ES, MG, PR, RS, SP]. Entretanto, a grande diferença de tamanho corporal entre fêmeas do Rio de Janeiro (10 a 11 mm) e do Paraná (14 a 15 mm de comprimento) parece sugerir que mais de uma espécie deve ser reconhecida neste grupo.

### **Gênero *Micrommation* Moure, 1969 [1]**

Contém apenas uma espécie, *laroccai* Moure, 1969 [PR]. O gênero foi descrito a partir de um único exemplar fêmea. Atualmente o macho é conhecido, embora permaneça não descrito.

### **Gênero *Neocorynura* Schrottky, 1910 [20]**

Distribuiu-se especialmente pela América do Sul (somente uma espécie alcançando a América do Norte). *Neocorynura s.str.* é o único dos subgêneros que contém espécies brasileiras: *aenigma* (Gribodo, 1894) [CE, MG, PR, RS, SP], *atromarginata* (Cockerell, 1901) [DF, MG, MT, PR, SC, SP], *autrani* (Vachal, 1904) [AM], *banarae* (Ducke, 1906) [PA], *brachycera* Moure, 1960 [RS], *caligans* (Vachal, 1904) [RS], *chapadicola* (Cockerell, 1901) [MT, SC, SP], *codio* (Vachal, 1904) [RS], *cuprifrons* (Smith, 1879) [AM], *dilutipes* (Vachal, 1904) [RJ], *erinnys* (Schrottky, 1910) [SP], *hemidioidae* (Ducke, 1906) [PA], *iopodion* (Vachal, 1904) [?], *lepidodes* (Vachal, 1904) [SP], *melamptera* Moure, 1943 [RJ, SP], *norops* (Vachal, 1904) [GO, PR, SP], *oiospermi* (Schrottky, 1909) [MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *polybioides* (Ducke, 1906) [MG, PR, RJ, SP], *pseudobaccha* (Cockerell, 1901) [AM, GO, MG, MT, PA, RS] e *tarpeia* (Smith, 1853) [AM].

### **Gênero *Paroxystoglossa* Moure, 1941 [7]**

Distribuiu-se por toda a América do Sul. O grupo foi revisto por Moure (1960c) que reconheceu nove espécies no gênero. Destas, sete têm ocorrência constatada no Brasil: *andromache* (Schrottky, 1909) [MG, PR, RS, SC, SP], *crossotos* (Vachal, 1904) [MG, RJ, SP],

*jocasta* (Schrottky, 1910) [MG, PR, RS, SC, SP], *mimetica* Moure, 1950 [MG, MT, PR, SP], *seabrai* Moure, 1960 [RJ], *spiloptera* Moure, 1960 [SC] e *transversa* Moure, 1943 [PR, SC]. Uma chave de identificação para as espécies é fornecida por Moure (1960c).

### **Gênero *Pereirapis* Moure, 1943 [3]**

Três das seis espécies deste gênero ocorrem no Brasil: *rhizophila* Moure, 1943 [BA, MG, RJ, RS, SP], *semiaurata* (Spinola, 1851) [PA] e *simotes* (Vachal, 1911) [RJ].

### **Gênero *Pseudaugochlora* Michener, 1954 [2]**

Abriga as espécies anteriormente consideradas em *Pseudaugochloropsis* Schrottky, 1906 (*sensu* Moure & Hurd, 1987). *P. graminea* escava seus ninhos em barrancos e, embora tenham sido encontradas mais de uma fêmea em alguns ninhos, não há, ainda, conclusões sobre comportamento social da espécie (Michener & Kerfoot, 1967). Este pequeno gênero (sete espécies descritas) distribui-se do sul dos EUA à Argentina. As espécies com registro no Brasil: *graminea* (Fabricius, 1804) [AM, BA, DF, ES, MG, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP] e *pandora* (Smith, 1853) [BA, ES, GO, MA, MG, MT, PB, PE, RJ, RN, SP, TO]. O gênero está sendo revisto (Almeida, em preparação) e pelo menos seis novas espécies estão sendo descritas para o Brasil. Algumas destas, constituem um complexo que vem sendo confundido com *P. graminea*.

### **Gênero *Rhectomia* Moure, 1947 [4]**

Foi revisto por Engel (1995), o qual fornece uma chave de identificação. Aqui, estamos considerando neste gênero, também, a espécie previamente incluída em *Corynurella* Eickwort, 1969. Como definido aqui, *Rhectomia* inclui quatro espécies: *harrisoni* Engel, 1995 [MT], *liebherri* Engel, 1995 [SP], *mourei* (Eickwort, 1969) [MG, RJ, PR, SP] e *pumilla* Moure, 1947 [MG].

### **Gênero *Rhinocorynura* Schrottky, 1909 [4]**

Inclui cinco espécies, quatro das quais ocorrem no Brasil: *briseis* (Smith, 1879) [AM, GO, MG, MT, RJ, PR, SC, SP], *crotonis* (Ducke, 1906) [BA, MG, RJ, SP], *difficillima* (Ducke, 1906) [MG] e *inflaticeps* (Ducke, 1906) [DF, MG, PR, RS, SC, SP].

### **Gênero *Stilbochlora* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [1]**

Considerado como subgênero de *Megommation* por Engel (2000b) e Michener (2000) – veja discussão acima em *Megommation*. Abriga somente uma espécie: *eickworti* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [AC, AM, AP, MA, MT].

### **Gênero *Temnosoma* Smith, 1853 [7]**

Distribui-se da Argentina ao sul dos EUA. Suas espécies são cleptoparasitas em ninhos de outras abelhas (Moure & Hurd, 1987), provavelmente de outras Augochlorini, como *Augochlora*, *Augochloropsis* e *Pseudaugochlora*. Fêmeas de uma espécie não identificada foram vistas voando ao redor e posteriormente encontradas dentro de um ninho de *Augochlora esox* (Vachal) em Ribeirão Preto, SP (Melo, não publicado). Moure & Hurd (1987) defendem a divisão desse gênero em dois subgêneros (*Temnosoma s.str.* e *Micraugochlora*); aqui seguiu-se a opinião de Eickwort (1969), optando-se pela não divisão em subgêneros. O gênero contém sete espécies descritas, todas elas ocorrendo no Brasil: *aeruginosum* Smith, 1879 [AM, PA, SP?], *fulvipes* Friese, 1924 [SC], *laevigatum* Smith, 1879 [AM, MT, SP], *malachisis* Friese, 1924 [PR], *metallicum* Smith, 1853 [BA, MG, MT, PA, PR, RS, SP], *smaragdinum* Smith, 1879 [SP?] e *sphaerocephalum* (Schrottky, 1909) [PR, RS].

## Gênero *Thectochlora* Moure, 1940 [1]

Embora usualmente tratado como contendo uma única espécie, *alaris* (Vachal, 1904) [DF, GO, MG, MT, PA, PB, PE, PR, RN, RS, SC, SP], há pelo menos duas espécies distintas nas regiões Sul e Sudeste sendo confundidas com *T. alaris*. Há também uma espécie não descrita do Amapá.

## Gênero *Xenochlora* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [2]

Inclui quatro espécies sul-americanas, duas delas sendo encontradas no Brasil: *ianthina* (Smith, 1861) [AM] e *nigrofemorata* (Smith, 1879) [AM, MA]. Uma chave de identificação para as espécies foi apresentada em Engel *et al.* (1997).

### 10.1.2. HALICTINI [68]

É representada por muitas espécies em todos os continentes. É mais diversificada na região paleártica, ocorrendo também na África, Austrália e nas Américas. A região neotropical é onde se observa a menor diversidade da tribo. Halictini reúne espécies solitárias, comuns e muitas espécies eussociais primitivas. É muito provavelmente um grupo parafilético, tendo dado origem a Augochlorini (Alexander & Michener, 1995).

### Chave para os Gêneros de Halictini presentes no Brasil

(Modificada de Roberts & Brooks, 1987 e Michener, 2000)

1. T1-T4 com faixas tomentosas marginais pálidas, *algumas vezes* limitadas às extremidades laterais dos tergos ou somente ao T5 (*algumas vezes* também com bandas basais de pêlos) ..... **2**
  - T1-T4 sem bandas apicais tomentosas ou apenas com bandas basais ..... **3**
2. Vértice, atrás dos ocelos, alongado, 3x ou mais o diâmetro do ocelo médio; área basal do metaposnoto com estrias transversais diminutas; superfície posterior do propódeo apenas com carenas laterais (inferiormente) ..... **Halictus**
  - Vértice, atrás dos ocelos, curto: *em geral* 1,5 ou *raramente* 2x o diâmetro do ocelo médio; área basal do metaposnoto reticulada; superfície posterior do propódeo *geralmente* delimitada por carena (*às vezes*, fraca) interrompida medianamente ..... **Pseudagapostemon**
3. T2-T4 com carena gradular lateral; área basal do propódeo, em vista lateral, reduzida a uma faixa muito estreita junto ao metanoto; olho coberto por pêlos tão longos quanto o diâmetro do ocelo médio; metassoma não metálico ..... **Rhinetula**
  - T2-T4 variável, *frequentemente* sem carena gradular lateral; área basal do propódeo, em vista lateral, *normalmente* tão longa quanto ou mais longa que o metanoto; pilosidade do olho variável, *frequentemente* inconspícua; coloração do metassoma variável ..... **4**
4. Área basal do metaposnoto fosca ou finamente rugulosa, *raramente* delimitada posteriormente por carena em semicírculo; pontuação do mesossoma, *em geral*, variando de fina a moderadamente grossa; coloração do corpo variável, *podendo ser* metálica; processo apical do labro com forte quilha longitudinal mediana anteriormente. Fêmea: esporão tibial posterior interno *frequentemente* pectinado (dentes mais longos que largos); escopa presente no trocanter, fêmur e tíbia posteriores; T5 com área pseudopigidal. Macho: *frequentemente* com desenhos amarelos ..... **5**
  - Área basal do metaposnoto com carenas fortes delimitando espaços relativamente amplos, superfície entre as carenas brilhante, área basal, *em geral*, delimitada posteriormente por carena em semicírculo; pontuação do mesossoma *predominantemente* grossa [exceto em *Microsphcodes*] corpo não metálico, na fêmea e *em alguns* machos enegrecido ou negro, *geralmente* pelo menos

parte do metassoma castanho-avermelhado; processo apical do labro sem quilha ou com quilha reduzida a uma carena fraca. Fêmea: esporão interno da tibia posterior ciliado ou serrado (dentes diminutos); pilosidade da perna posterior pouco desenvolvida, escopa ausente; área pseudopigidal de T5 ausente. Macho: nunca com desenhos amarelos ..... 10

5. Olho coberto por pêlos de comprimento igual a pelo menos metade do diâmetro do ocelo médio, raramente com pêlos curtos ..... **Caenohalictus**
  - Olho glabro ou coberto por pêlos diminutos (muito menores que a metade do diâmetro do ocelo médio) ..... 6
  
6. Superfície posterior do propódeo delimitada por uma carena bem marcada (Fig. 10.29); sulco epistomal formando ângulo agudo. Macho: 1º e 2º tarsômeros posteriores amplamente fundidos, distintamente mais largos que tarsômeros apicais (Fig. 10.9) ..... **Agapostemon**
  - Superfície posterior do propódeo não delimitada por carena ou delimitada por carena incompleta (Fig. 10.30); sulco epistomal variável, mas nunca agudo. Macho: fusão entre 1º e 2º tarsômeros posteriores variável, 2º tarsômero subigual aos tarsômeros apicais em largura ..... 7
  
7. Asa posterior *freqüentemente* com 8 hâmulos; corpo com comprimento maior ou igual a 7,5 mm. Fêmea: clípeo e área parocular pretos com fraco brilho metálico ..... **Oragapostemon**
  - Asa posterior *geralmente* com menos de 7 hâmulos; corpo, *em geral*, com comprimento menor que 7,0 mm. Fêmea: coloração do clípeo e da área parocular variável, *freqüentemente* verde ou azul metálico ..... 8
  
8. Cabeça e mesossoma verde metálicos a latão ou enegrecidos com reflexos metálicos (no mesossoma, reflexos podem se restringir ao pronoto); *geralmente* com áreas amarelas no clípeo, nas pernas (incluindo as bases) e, às vezes, também em outras partes do corpo. Macho: metassoma alongado e peciolado (Fig. 10.31) ..... **Habralictus**
  - Cabeça e mesossoma sem brilho metálico ou fracamente metálico (azulado ou esverdeado); áreas amarelas ausentes ou limitadas ao clípeo e às pernas (*normalmente* ausentes nas bases das pernas), quando com áreas amarelas, *em geral* sem brilho. Macho: metassoma nunca peciolado ..... 9
  
9. Macho: cabeça e mandíbula enormes, a cabeça mais longa e mais larga que o mesossoma. Fêmea desconhecida (Fig. 10.32) ..... **Gnathalictus**
  - Cabeça e mandíbula normais, cabeça mais curta que o mesossoma ..... **Dialictus**

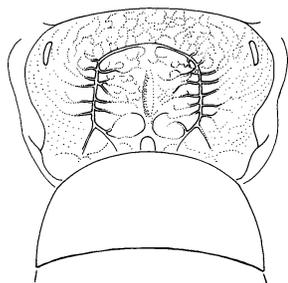


Fig. 10.29 - Detalhe do mesossoma e base do metassoma de *Agapostemon* (♀), vista posterior.

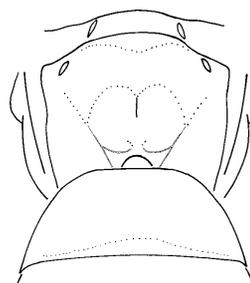


Fig. 10.30 - Detalhe do mesossoma e base do metassoma de *Habralictus* (♀), vista posterior.

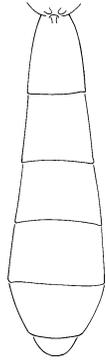


Fig. 10.31 - Metassoma de *Habralictus* (♂), vista dorsal.

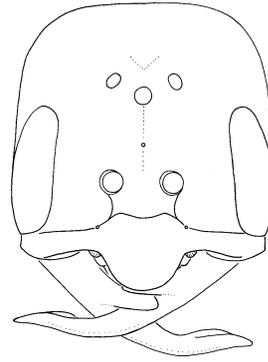


Fig. 10.32 - Cabeça de *Gnathalictus* (♂), vista frontal.

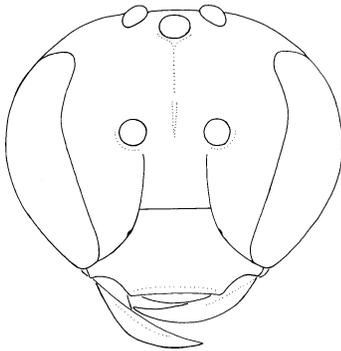


Fig. 10.33 - Cabeça de *Ptilocleptis* (♂), vista frontal.

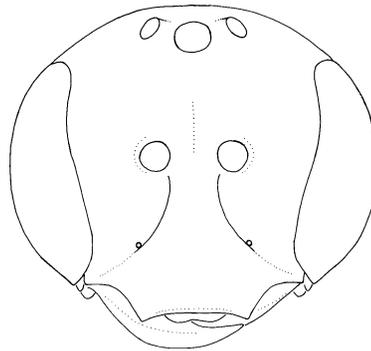


Fig. 10.34 - Cabeça de *Sphecodes* (♂), vista frontal.

10. Órbita interna do olho convergindo fortemente inferiormente (Fig. 10.33); cabeça um pouco mais larga que longa em vista frontal; clipeo aproximadamente 2x mais largo que longo; pronoto com carena contínua entre os ângulos dorsolaterais; superfície de E2 notavelmente convexa em vista lateral, base de E2 fortemente deprimida, sugerindo constrição entre E1 e E2 ..... ***Ptilocleptis***
- Órbita interna do olho, *em geral*, não convergindo fortemente inferiormente (Fig. 10.34); cabeça distintamente mais larga que longa em vista frontal; clipeo 3x mais largo que longo ou mais, *raramente* apenas 2x; pronoto com carena incompleta entre os ângulos dorsolaterais; superfície de E2 *usualmente* não fortemente convexa em vista lateral, constrição aparente entre E1 e E2 fraca ..... **11**
11. Porção livre da célula marginal da asa anterior menos que 2x mais longa que a porção em contato com as células submarginais; T1 *normalmente* mais largo que longo em vista dorsal (incluindo porção visível da superfície anterior). Fêmea: margem apical de T5 mais pilosa que as dos outros tergos ..... ***Sphecodes***
- Porção livre da célula marginal da asa anterior 3x mais longa (ou mais) que a porção em contato com as células submarginais; T1 um pouco mais longo que largo em vista dorsal (incluindo porção visível da superfície anterior). Fêmea: T5 com margem apical glabra, como nos outros tergos ..... ***Microsphecodes***

### **Gênero *Agapostemon* Guerin-Meneville, 1844 [2]**

Possui mais de 40 espécies, a maioria delas encontrada na América do Norte (Moure & Hurd, 1987). Todas as espécies desse gênero já estudadas são poliléticas e apresentam comportamento de nidificação solitário ou comunal (Moure & Hurd, 1987). As fêmeas destas espécies são muito difíceis de se distinguir. Uma chave para a identificação das espécies pode ser encontrada na revisão de Roberts (1972). No Brasil, são conhecidas: *chapadensis* Cockerell, 1900 [BA, MG, SP, Sul do Brasil] e *semimelleus* Cockerell, 1900 [MG, MS, SP].

### **Gênero *Caenohalictus* Cameron, 1903 [8]**

É um gênero com ocorrência exclusiva na América do Sul e oito de suas espécies distribuem-se pelo Brasil (Moure & Hurd, 1987): *curticeps* (Vachal, 1903) [PR, RJ, SP], *implexus* Moure, 1950 [PR], *incertus* (Schrottky, 1902) [MG, MT, PR, RJ, RS, SP], *oresicoetes* (Moure, 1943) [RJ, SP?], *palumbes* (Vachal, 1903) [PR, RJ, RS, SP], *rostrifer* Moure & Hurd, 1987 [?], *schulthessi* (Vachal, 1903) [SC] e *tessellatus* (Moure, 1940) [MG, PR].

### **Gênero *Dialictus* Robertson, 1902 [24]**

Considerado como subgênero de *Lasioglossum* por Michener (2000), por exemplo. Apesar de algumas de suas espécies nidificarem em madeira em decomposição, a maioria delas parece escavar seus ninhos no solo (Moure & Hurd, 1987). É o maior gênero de Halictini, com 245 espécies descritas, que se distribuem nas regiões Neártica, Neotropical e Paleártica (Moure & Hurd, 1987). Vinte e quatro espécies são conhecidas no Brasil: *anisitsianus* (Strand, 1910) [PR], *atranellus* Vachal, 1904 [PR], *atripyga* (Kirby, 1890) [Fernando de Noronha – PE], *beskey* (Vachal, 1904) [RJ], *brachyplectus* (Moure, 1956) [PR, RJ, SP], *bruneriellus* (Cockerell, 1918) [PR], *carioca* (Schrottky, 1910) [RJ], *creusa* (Schrottky, 1910) [SP], *flavipes* Moure, 1950 [RS, SP], *guaruvae* Moure, 1987 [SC], *micheneri* (Moure, 1956) [PR, SC, SP], *nanus* (Smith, 1879) [MG, PA, PR, RS, SP], *neuophlaurus* (Moure, 1956) [RS], *opacus* (Moure, 1940) [BA, ES, MG, PB, PR, RS, SP], *osmioides* (Ducke, 1902) [AM, MG, PA, PR, SP], *pabulator* (Schrottky, 1910) [MG, PR, RS, SP], *phaederus* (Schrottky, 1910) [MG, RS, SP], *phleboleucus* (Moure, 1956) [PR], *picadensis* (Strand, 1910) [MG, PR, RJ, RS, SP], *rhytidophorus* (Moure, 1956) [PR, RS, RJ, SC, SP], *rostratus* (Moure, 1947) [RS, SP], *seabrai* (Moure, 1956) [PR, RJ, SP], *travassosi* (Moure, 1940) [MS, RS, SP] e *ypirangensis* (Schrottky, 1910) [MG, PR, SP].

### **Gênero *Gnathalictus* Moure, 2001 [1]**

Este gênero foi proposto recentemente por Moure (2001) para uma espécie com morfologia bastante aberrante, com o macho apresentando a cabeça e as mandíbulas enormes. Nesse aspecto, lembra os machos macrocefálicos do halictíneo australiano *Lasioglossum hemichalceum* (p. ex., Kukuk, 1997). É possível, portanto, que *Gnathalictus* represente apenas uma forma macrocefálica de alguma espécie de *Dialictus*. Estudos adicionais na região de coleta do material-tipo poderiam elucidar esta questão. A espécie apresenta placa pigidial bem desenvolvida, apesar de Moure (2001) afirmar o contrário, quando diz na descrição do gênero ‘T6 sem placa pigidial’ (na verdade a placa pigidial encontra-se em T7 nos machos). Até o presente, apenas o holótipo macho da espécie-tipo, *G. capitatus* Moure, 2001 [MT], é conhecido.

### **Gênero *Habralictus* Moure, 1941 [8]**

O gênero distribui-se pela região neotropical, do estado de Paraná até o México, incluindo algumas ilhas na América Central. De suas 22 espécies, oito ocorrem no Brasil. A classificação adotada aqui é concordante com aquela proposta por Michener (2000), em que

*Zikaniella* é considerada como subgênero de *Habralictus*. Como não se conhece a fêmea da única espécie incluída em *Zikaniella*, a chave para os subgêneros é válida somente para os machos.

### Chave para os Subgêneros de *Habralictus* presentes no Brasil (Michener, 2000)

Machos (fêmeas de *Zikaniella* são desconhecidas)

1. Cabeça mais estreita ou um pouco mais larga que o mesossoma; gena, em vista lateral, muito mais estreita que o olho; superfície do clipeo aproximadamente plana ou com pequena concavidade mediana; esporão tibial posterior interno serreado ..... ***Habralictus s.str.***
- Cabeça visivelmente mais larga que o mesossoma; gena, em vista lateral, mais larga que o olho, fortemente angulada posteriormente; superfície do clipeo largamente côncava medianamente; esporão tibial posterior interno pectinado com 4 dentes ..... ***Zikaniella***

#### Subgênero *Habralictus* Moure, 1941 *s.str.* [7]

Contém sete espécies conhecidas no Brasil (Moure & Hurd, 1987): *beatissimus* (Cockerell, 1901) [MT], *callichroma* (Cockerell, 1901) [MG, MT], *canaliculatus* Moure, 1941 [PR, RJ, SP], *chlorobaptus* Moure, 1941 [GO], *flavopictus* Moure, 1941 [MG, SP], *macrospilophorus* Moure, 1941 [RJ, SP] e *orites* Moure, 1941 [RJ, SP].

#### Subgênero *Zikaniella* Moure, 1941 [1]

Foi proposto para abrigar uma única espécie: *crassipes* (Moure, 1941) [RJ].

### Gênero *Halictus* Latreille, 1804 [2]

Ocorre em todos os continentes exceto a Austrália, sendo melhor representado na região paleártica (Moure & Hurd, 1987). Duas espécies possuem ocorrência constatada no Brasil, ambas pertencentes ao subgênero *Seladonia* Robertson, 1918: *hesperus* Smith, 1862 [BA, MG] e *lanei* (Moure, 1940) [GO] mas é possível que *H. lanei* venha a ser reconhecida apenas como um extremo de um gradiente alométrico no tamanho da cabeça de fêmeas de *H. hesperus*.

### Gênero *Microsphecodes* Eickwort & Stage, 1972 [1]

É um gênero neotropical que reúne abelhas cleptoparasitas de ninhos de *Dialictus* e *Habralictus*. Inclui sete espécies, das quais somente uma tem ocorrência registrada no Brasil: *russeiclypeatus* (Sakagami & Moure, 1962) [PR, SP].

### Gênero *Oragapostemon* Cure, 1989 [1]

Tem distribuição restrita ao sul do Brasil e à Argentina. Michener (2000) considera-o como parte de *Ruizantheda* Moure, 1964. A única espécie conhecida é *divaricatus* (Vachal, 1904) [PR, RS, SC] que, segundo Michener & Lange (1958), constrói ninhos comunais bastante ramificados habitados por uma a 40 fêmeas.

### Gênero *Pseudagapostemon* Schrottky, 1909 [15]

Foi revisto por Cure (1989), que reconheceu 26 espécies distribuídas na América do Sul (com diversidade máxima no sul do continente) e uma espécie ocorrendo na Costa Rica. As duas espécies brasileiras cujas bionomias foram estudadas escavam seus ninhos no solo e aparentemente são comunais (Michener & Lange, 1958). O gênero divide-se em três subgêneros, todos eles abrigando espécies com ocorrência constatada no Brasil. As chaves para a identificação das espécies são fornecidas por Cure (1989).

## Chave para os Subgêneros de *Pseudagapostemon* presentes no Brasil (Modificada de Cure, 1989).

1. Olho com pilosidade conspícua. Fêmea: distância interorbital inferior menos do que 0,9x a interorbital superior. Macho: distância alvéolo-orbital cerca de metade da alvéolo-ocular; área malar aproximadamente 0,3x o comprimento do F2 ..... **Brasilagapostemon**
  - Olho com pilosidade curta – pêlos menores que diâmetro do ocelo médio. Fêmea: distância interorbital inferior maior do que 0,9x a interorbital superior. Macho: distância alvéolo-orbital menos que 0,4x a alvéolo-ocular (exceto em *P. anasimus*, que é como em *Brasilagapostemon*) ..... **2**
2. Fêmea: clipeo plano ou ligeiramente deprimido no canto superior, sem saliência longitudinal mediana; distância clipeo-ocular aproximadamente 0,5x a largura máxima da cabeça. Macho: cores metálicas do brônzeo ao ciânico; clipeo com estrias oblíquas, convergentes para a região medial, sem carena longitudinal mediana ..... **Pseudagapostemon s.str.**
  - Fêmea: clipeo ligeiramente ascendente em direção medial, formando leve proeminência longitudinal mediana; distância clipeo-ocular cerca de 0,6x a largura máxima da cabeça. Macho: cores metálicas ou não, do preto ao azul-ciânico; clipeo apenas levemente reticulado, não estriado, *normalmente* com pequena carena longitudinal mediana ..... **Neagapostemon**

### Subgênero *Pseudagapostemon s.str.* [11]

Possui 11 espécies no Brasil, distribuídas em todas as regiões: *anasimus* Cure, 1989 [DF, MG, PR], *arenarius* (Schrottky, 1902) [BA, DF, MG, MT, PB, PR, RS, SC, SP], *brasiliensis* Cure, 1989 [BA, DF, ES, MG, MT, PB, PR, RJ, RS, SP], *cyaneus* Moure & Sakagami, 1984 [PR, RS, SC, SP], *eliasi* Cure, 1989 [MG], *hurdi* Cure, 1989 [PR, RJ, SC, SP], *ochromerus* (Vachal, 1904) [BA, DF, GO, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP], *olivaceosplendens* (Strand, 1910) [SC, RS], *pampeanus* (Holmberg, 1886) [SC], *pruinus* Moure & Sakagami, 1984 [MG, PR, RS, SC, SP] e *similis* Cure, 1989 [BA, ES, RJ, SP].

### Subgênero *Brasilagapostemon* Moure & Sakagami, 1984 [3]

É o menor dos três subgêneros, com apenas três espécies: *fluminensis* Schrottky, 1911 [MG, RJ, SP], *larocai* Cure, 1989 [PR] e *tessellatus* Cure, 1989 [MG, PR].

### Subgênero *Neagapostemon* Cure, 1989 [1]

Possui distribuição conhecida somente do sul da América do Sul e apenas uma de suas sete espécies ocorre no Brasil: *cyanomelas* Moure in Michener, Lange & Salamuni, 1958 [MG, PR, RS, SC, SP].

### Gênero *Ptilocleptis* Michener, 1978 [1]

As abelhas desse gênero são prováveis cleptoparasitas em ninhos de outras Halictini (Moure & Hurd, 1987). De suas três espécies, apenas uma ocorre no Brasil: *eickworti* Michener, 1978 [SC, SP]. Uma fêmea do que parece ser *P. eickworti* foi encontrada dentro de um ninho de *Augochlorodes turrifaciens* Moure na Serra do Brigadeiro, MG (Melo, não publicado).

### Gênero *Rhinetula* Friese, 1922 [1]

Foi criado para abrigar apenas uma espécie, *R. denticrus* Friese, 1922, a qual possui ampla distribuição geográfica, da Costa Rica até o Brasil [MT].

### **Gênero *Sphecodes* Latreille, 1804 [4]**

É um gênero que se distribui por quase todo o mundo. Suas espécies são cleptoparasitas de ninhos de outras Halictidae (maioria), de Andrenidae, Apidae, Colletidae e de Melittidae (Moure & Hurd, 1987). Há dois subgêneros descritos, *Sphecodes s.str.* e *Austrosphecodes* Michener, 1978, e as 4 espécies brasileiras conhecidas pertencem ao segundo: *brasiliensis* Schrottky, 1910 [MG, SP], *inornatus* (Schrottky, 1902) [SP], *joergenseni* Meyer, 1920 [RJ] e *minarum* Schrottky, 1910 [MG].

### **10.2. ROPHITINAE [1]**

Previamente chamada Dufoureae, esta família reúne abelhas geralmente raras, morfologicamente especializadas, que nidificam no solo e coletam alimento em um número restrito de plantas. Não se conhecem espécies sociais em Rophitinae. É um grupo com distribuição principalmente na região holártica, com diversidade máxima no norte do México e no sudoeste dos Estados Unidos. Esta subfamília tem sido considerada como o grupo-irmão do restante de Halictidae mas suas relações não ficaram bem definidas no estudo de Alexander e Michener (1995). A subfamília mostrou-se parafilética nas análises de Alexander e Michener, o que não tem sido, contudo, considerado um resultado conclusivo (Alexander e Michener, 1995; Michener, 2000). Apenas três gêneros ocorrem na América do Sul: *Penapis* Michener, 1965, restrito ao Chile, *Goeletapis* Rozen, 1997, restrito ao Peru (Rozen, 1997), e *Ceblurgus* restrito ao Brasil.

### **Gênero *Ceblurgus* Urban & Moure, 1993 [1]**

Contém apenas uma espécie: *longipalpis* Urban & Moure, 1993 [BA, PB, PE].

Esta família está sendo considerada aqui como um grupo mais abrangente que nas classificações tradicionais. Seguindo a proposta de Roig-Alsina & Michener (1993), ela está sendo dividida nas subfamílias Fideliinae e Megachilinae. Fideliinae é um grupo com distribuição disjunta, presente em regiões semi-áridas da Ásia, África e América do Sul (ausente no Brasil) e constituído pelos gêneros *Fidelia* Friese, 1899 (incluindo *Parafidelia* Brauns, 1926), *Neofidelia* Moure & Michener, 1955 e *Pararhophites* Friese, 1898. As relações desses táxons com as demais abelhas sempre foram motivo de dúvida. *Fidelia* e *Parafidelia* já foram considerados como uma família próxima a Megachilidae ou Colletidae ou como uma subfamília de “Anthophoridae” (Rozen, 1970). A proximidade de suas relações com Megachilidae foram apontadas, mais recentemente, por Rozen (1970, 1973) e o grupo já aparece (como uma família à parte), como “irmão” de Megachilidae, na filogenia apresentada por Michener (1974). Da mesma forma, *Pararhophites* já foi incluído dentro de “Anthophoridae”, como uma tribo à parte, Pararhophitini (Popov, conforme McGinley & Rozen, 1987), ou como parte de Exomalopsini (Michener, 1944). Suas relações com Fideliini e as demais Megachilidae foram demonstradas, pela primeira vez, por McGinley & Rozen (1987).

No Brasil, Megachilidae é representada, apenas, por espécies da subfamília Megachilinae que é discutida abaixo.

### 11.1. MEGACHILINAE [294]

Como considerada aqui, corresponde à família Megachilidae das classificações tradicionais. Este é um grupo muito grande de espécies que ocorre em todo o mundo. As abelhas desta subfamília possuem duas características distintivas: as fêmeas de todas as suas espécies não parasitas carregam pólen apenas no abdome, em uma escopa ventral, e utilizam-se de material coletado fora dos ninhos para construção de suas células de cria, principalmente pedaços de folhas e resinas vegetais. Os grupos aqui considerados como tribos foram considerados, anteriormente, como subfamílias por outros autores.

#### Chave para as Tribos de Megachilinae presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 1944, Stephen *et al.*, 1969 e Michener, 2000)

1. Terceiro palpômero do palpo labial achatado e no mesmo eixo do 2º, o 4º, às vezes, ausente; área supraclipeal pelo menos um pouco elevada, acima do nível do clipeo (Fig. 11.1); superfície externa da tibia posterior, às vezes, com tubérculos não associadas a pêlos (às vezes, ausentes no macho) (Fig. 11.2); basitarso posterior estreito e quase cilíndrico (Fig. 11.2) e com pilosidade longa e esparsa na face interna; T1 pequeno e achatado, com a margem posterior arqueada. Fêmea: margem posterior de T6 com dentes fortes sublaterais; placa pigidial representada por um processo ou espinho apical. Macho: placa pigidial presente ..... **Lithurgini**

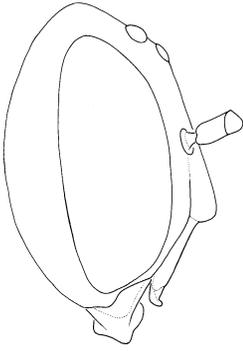


Fig. 11.1 - Cabeça de *Microthurga* (♀), vista lateral.

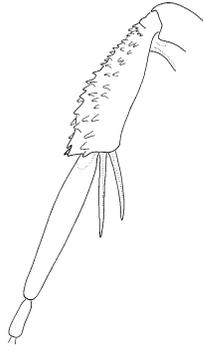


Fig. 11.2 - Detalhe da perna posterior de *Lithurgus* (♀), vista externa.

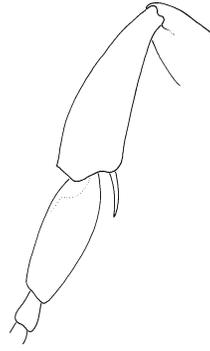


Fig. 11.3 - Detalhe da perna posterior de *Megachile* (♀), vista externa.

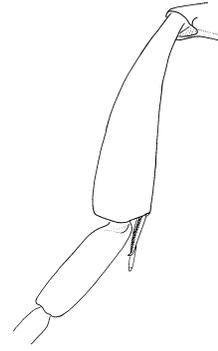


Fig. 11.4 - Detalhe da perna posterior de *Coelioxys* (♀), vista externa.

- Terceiro palpômero do palpo labial mais cilíndrico e divergindo lateralmente do eixo do 2º palpômero, como o 4º; área supraclipeal no mesmo nível ou um pouco abaixo da superfície do clipeo; espículas nas superfícies externas das tíbias ausentes ou, *se presentes*, com pêlo apical; basitarso posterior, pelo menos na fêmea, achatado (Figs. 11.3, 11.4) e com pilosidade densa, curta e uniforme formando escova na face interna (às vezes, menos desenvolvida no macho); T1 maior e convexo de perfil, com a margem posterior retilínea; placa pigidial ausente nos 2 sexos. Fêmea: dentes sublaterais ausentes na margem de T6..... **2**

2. Integumento do meta e mesossoma, *em geral*, com manchas amarelas ou brancas; pterostigma (medido em suas margens internas até a base da veia radial) e prestigma menos que 2x mais longos do largos. Fêmea: garras tarsais fendidas ou com um dente interno ..... **Anthidiini**

- Integumento do meso e metassoma sem manchas amarelas ou brancas (mas, *freqüentemente*, com faixas tomentosas brancas ou amareladas); pterostigma e prestigma mais que 2x mais longos do que largos. Fêmea: garras tarsais simples, às vezes com denticulo interno .. **Megachilini**

### 11.1.1. ANTHIDIINI [91]

Ocorre em todo o mundo, embora com diversidade e abundância locais freqüentemente não muito expressivas. Fêmeas de Anthidiini constroem células expostas sobre rochas, ramos ou folhas ou em cavidades pré-existentes. Para isto, cimentam pedaços de folhas, pedrinhas ou tricomas com resina. A maioria de suas espécies é solitária mas algumas são coloniais. A tribo contém, ainda, alguns gêneros parasitas dos quais *Austrostelis*, *Hoplostelis* e *Rhynostelis* ocorrem no Brasil, parasitando os ninhos de outros Anthidiini e de *Euglossa* (Apidae). A classificação genérica das abelhas desta tribo ainda é, de certa forma, obscura e controversa. Griswold & Michener (1988) tentaram reorganizá-la de forma abrangente. Mais recentemente, Urban (veja citações abaixo) tratou isoladamente de vários grupos da tribo, revalidando como gêneros grupos tratados como subgêneros por outros autores, descrevendo alguns gêneros novos e revendo suas espécies. Michener (2000) apresentou uma classificação genérica e subgenérica para a tribo em que são tratados como subgêneros vários dos grupos considerados como gêneros por Urban. As relações filogenéticas entre as espécies da tribo ainda não foi feita e deverá contribuir para a melhoria de sua classificação. Aqui é adotada a classificação genérica proposta por Urban nos vários trabalhos citados abaixo.

## Chave para os Gêneros de Anthidiini presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 2000)

1. Fêmea e macho com a seguinte *combinação* de caracteres: arólios ausentes; veia basal da asa anterior originando-se antes da *cu-a*, da qual se separa por uma distância várias vezes maior que seu diâmetro; base do metepisterno áspero, pontuado, piloso e sem fossas; fôvea pós-espiracular do propódeo ausente; carena justantenal ausente. Fêmea: mandíbula com 5 ou mais dentes separados por espaços de base estreita ..... **Anthidium**
  - Nenhum dos sexos com a *combinação* de caracteres acima. Fêmea: mandíbula com 3 ou 4 (*raramente*, 5) dentes, pelo menos alguns dos quais separados por emarginações obtusas ou arredondadas ..... **2**
  
2. Propódeo com fôvea delimitada posteriormente por uma carena atrás do espiráculo (pouco evidente em *Loyolanthidium*) (Fig. 11.5); base do propódeo, *frequentemente*, com uma linha de fossas através da margem superior, conectando as fôveas pós-espiraculares (Fig. 11.5) (essa linha, às vezes, presente apenas lateralmente); escopa *em geral* presente; carena presente na região omalar (Fig. 11.6), às vezes, incompleta ..... **3**
  - Propódeo sem fôvea atrás do espiráculo; linha de fossas através da margem superior da base do propódeo ausente; escopa sempre ausente; região omalar lamelada ..... **Rhynostelis**
  
3. Sutura subantenal longa e distintamente arqueada para fora; crista pré-occipital atrás do vértice fortemente carenada; vértice produzido posteriormente, cobrindo o pronoto; margem posterior do escutelo sobrepondo-se ao metanoto e propódeo, truncada, com pequeno recorte mediano e terminando em lâmina; T3-T6 com protuberâncias látero-ventrais carenadas posteriormente ..... **Loyolanthidium**
  - Sutura subantenal reta ou quase reta (*se* arqueada, *então*, muito curta); crista pré-occipital, atrás do vértice, não ou apenas moderadamente carenada, vértice não projetado para trás, não encobrindo o pronoto; margem posterior do escutelo não truncada ou, quando truncada, terminando em lâmina apenas lateralmente; T3-T6 sem protuberâncias látero-ventrais carenadas ..... **4**
  
4. Carena justantenal presente, às vezes como uma crista curva, baixa e alongada, sempre se estendendo para baixo e para cima da linha horizontal média do alvéolo antenal (Fig. 11.7) ..... **5**
  - Carena justantenal ausente ou, *quando presente*, originando-se na margem interna do alvéolo antenal e estendendo-se apenas para o alto (Fig. 11.8) ..... **20**
  
5. Carena pré-occipital forte lateralmente, atrás dos olhos, e estendendo-se até embaixo, onde encontra-se com a porção posterior da carena hipostomal; sutura escuto-escutelar aberta, formando fôveas profundas com fundos lisos, cada qual não mais que 5x mais longa do que larga (Fig. 11.9); base da superfície dorsal de T1 carenada transversalmente (Fig. 11.9) ..... **6**
  - Carena pré-occipital ausente ou, *se presente*, não se aproximando da carena hipostomal; sutura escuto-escutelar usualmente estreita mas, *se formando* 2 fôveas, *então*, cada qual é mais que 5x mais longa que larga; base da superfície dorsal de T1 sem carena transversal ..... **8**
  
6. Lobo pronotal menor, no sentido anteroposterior, do que a tégula; pterostigma cerca de 2x mais longo que o prestigma ..... **7**
  - Lobo pronotal tão longo, no sentido anteroposterior, quanto a tégula; pterostigma aproximadamente tão longo quanto o prestigma ..... **Bothranthidium**

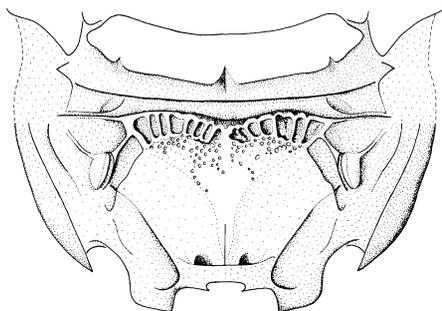


Fig. 11.5 - Detalhe do mesossoma de *Hypanthidium* (♂), vista dorso-posterior.

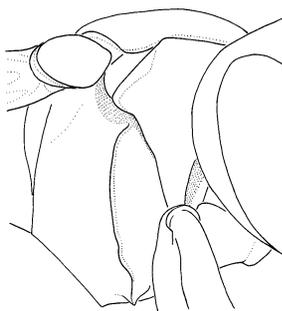


Fig. 11.6 - Detalhe do mesossoma e da cabeça de *Epanthidium* (♀), vista látero-frontal

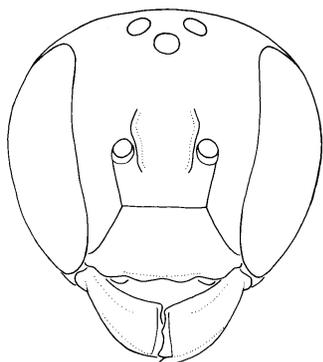


Fig. 11.7 - Cabeça de *Saranthidium* (♀), vista frontal.

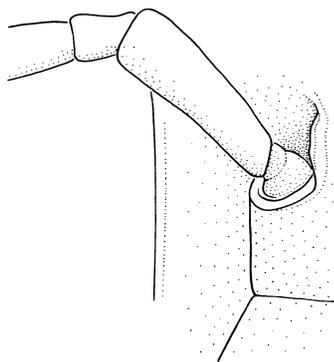


Fig. 11.8 - Detalhe da cabeça de *Epanthidium* (♂), vista frontal.

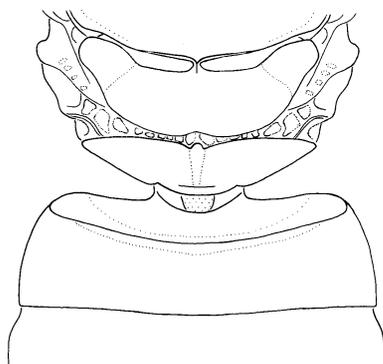


Fig. 11.9 - Detalhe do mesossoma e base do metassoma de *Anthodioctes* (♀), vista dorsal.

7. Corpo alongado, mesoscuto mais longo que largo; depressão basal do escutelo quase tão larga quanto o diâmetro dos ocelos. Fêmea: mandíbula com 3 dentes. Macho: T7 com 2 pequenos dentes agudos laminados ..... **Nananthidium**
- Corpo robusto, mesoscuto mais largo que longo; depressão basal do escutelo mais estreita que a metade do diâmetro dos ocelos. Fêmea: mandíbula com 4 dentes. Macho: T7 arredondado, sem dentes ..... **Anthodioctes**

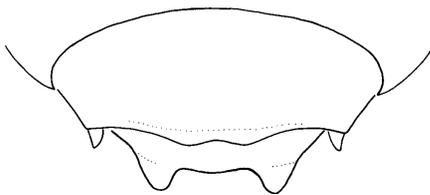


Fig. 11.10 - Ápice do metassoma de *Larocanthidium* (♂), vista dorsal.

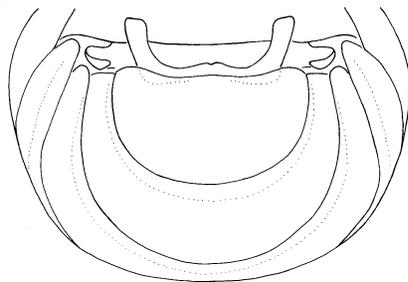


Fig. 11.11 - Ápice do metassoma de *Dicranthidium* (♂), vista ventral.

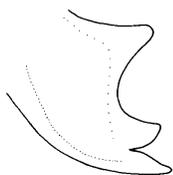


Fig. 11.12 - Ápice da mandíbula de *Larocanthidium* (♂), vista frontal.

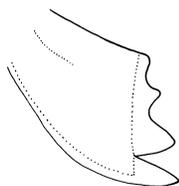


Fig. 11.13 - Ápice da mandíbula de *Dicranthidium* (♀), vista frontal.

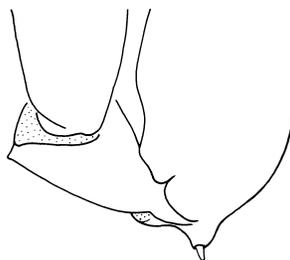


Fig. 11.14 - Detalhe da perna posterior de *Michanthidium* (♂), vista lateral.

8. Pterostigma pequeno, sua largura semelhante ao seu comprimento medido na margem costal; carena pré-occipital, às vezes, presente atrás dos 2/3 superiores do olho. Macho: E5 e E6 sem dentes ou lobos laterais; T6 expandido posteriormente, formando um grande lobo arredondado de cada lado e com uma emarginação larga ou, às vezes, com um espinho, entre os lobos ..... 9
- Pterostigma relativamente grande, sua largura menor que seu comprimento na margem costal; carena pré-occipital sempre ausente. Macho: E5 e E6 com um dente ou lobo lateral; T6 sem lobos laterais ..... 10
9. Escutelo em arco rebaixado, sem cantos angulosos. Macho: dente pré-apical da mandíbula próximo ao apical e amplamente separado do basal; T6 com 2 lobos laterais cônicos e 2 lobos menores junto aos esternos; T7 com 3 projeções apicais, as laterais digitiformes, encurvadas, tão longas quanto o escapo e a mediana mais curta ..... **Duckeanthidium**
- Escutelo com cantos angulosos. Macho: mandíbula com 3 dentes equidistantes; T6 com apenas 2 lobos laterais carenados projetados para trás; T7 com 2 lobos carenados projetados para trás e separados por amplo recorte ..... **Grafanthidium**

10. Escopa ausente; arólios sempre presentes em ambos os sexos. Macho: T7 pequeno, não ou fracamente bilobado ..... 11
- Escopa presente. Macho: T7 distintamente bilobado (Fig. 11.10) ou com 2 projeções ápico-laterais separadas por uma margem reta ou “côncava” (Fig. 11.11) ..... 13
11. Corpo relativamente alongado. Fêmea: base da mandíbula sem protuberância; mandíbula sem modificações, tetradentada ..... **Austrostelis**
- Corpo robusto, metassoma, às vezes, quase globoso. Fêmea: base da mandíbula com forte protuberância próximo à articulação anterior; quarto dente (o superior) deslocado em direção à base da mandíbula ou ausente ..... **Hoplostelis**
12. Fêmea: mandíbula com margem longa inteira precedida por um ou 2 dentes apicais e, às vezes, com um ângulo ou dente basal; superfície da metade distal da mandíbula opaca e microgranulosa, sem carenas longitudinais ou com carenas finas que não se estendem até a metade basal da mandíbula; 1º palpômero do palpo labial com cerdas de ponta curva, grossas e eretas. Macho: dente superior separado do dente médio por uma ampla concavidade na margem da mandíbula, o espaço entre eles quase 2x maior que o entre o dente médio e o inferior (Fig. 11.12) ..... 13
- Fêmea: mandíbula com 3 ou 4 dentes mais ou menos homoganeamente espaçados ao longo da margem apical (Figs. 11.7, 11.13); superfície da mandíbula brilhante ou não muito opaca, com carenas longitudinais fortes que se estendem pela metade basal da mandíbula; 1º palpômero do palpo labial sem pêlos diferenciados. Macho: mandíbula com dentes mais homoganeamente espaçados ..... 14
13. Fêmea: mandíbula sem dente basal evidente; superfície externa da mandíbula sem carenas. Macho: coxa posterior com um pequeno espinho apical dirigido para o meio do corpo (Fig. 11.14); margem distal de T6 do macho com dente lateral mas sem outras modificações ... **Michanthidium**
- Fêmea: mandíbula com um dente basal forte separado da longa margem inteira por uma profunda emarginação; superfície externa da mandíbula com carenas fracas. Macho: coxa sem espinho; margem distal de T6 expandida e elevada medianamente, às vezes, bilobada, com dente obtuso lateral (Fig. 11.10) ..... **Larocanthidium**
14. Fêmea: mandíbula tridentada. Macho: E4 com um pente médio basal de pêlos pequeno mas forte ..... **Mielkeanthidium**
- Fêmea: mandíbula tetradentada; Macho: E4 sem pente de pêlos ..... 15
15. Arólios bem desenvolvidos. Macho: E3 com uma escova marginal mediana de cerdas grossas negras, mais curtas que os pêlos da franja marginal lateral do mesmo esterno ..... **Ctenanthidium**
- Arólios ausentes ou minúsculos na fêmea e em alguns machos. Macho: E3 sem escova marginal de pêlos ..... 16
16. Tégula mais larga na metade anterior. Macho: arólios ausentes; T7 bilobado, a emarginação entre os lobos aproximadamente tão larga quanto os lobos; E5 com escova apical ..... **Saranthidium**
- Tégula mais larga medianamente. Macho: arólios presentes; T7 com lobos ápico-laterais, o espaço entre eles muito mais largo do que os lobos (*raramente*, os lobos triangulares e separados por uma emarginação larga); E5 sem escova apical (*às vezes*, com fileiras de setas grossas) ..... 17
17. Carena omalar estendendo-se através do ventre do mesepisterno (escutelo produzindo carena apical translúcida lateralmente). Macho: T6 e T7 encurvados para frente, suas superfícies volta-

- das para baixo e os processos de T7 sobrepondo-se a E2; E3 ou E4 a E6 escondidos (Fig. 11.11); coxa posterior com uma ou mais setas rombudas na superfície interna ..... **Dicranthidium**
- Carena omaular na metade superior do mesepisterno desaparecendo ou tornando-se irregular devido à pontuação. Macho: T6 e T7 não muito encurvados para frente (*exceto em Moureanthidium*), T6 apenas imperfeitamente voltado para baixo; E3 a E5 ou E6 normalmente visíveis; coxa posterior sem setas rombudas ..... **18**
- 18.** Escutelo intumescido, biconvexo; carena omaular estendendo-se pela metade inferior do mesepisterno como uma linha irregular. Macho: tarso posterior sempre alongado, os 2 primeiros tarsômeros, juntos, tão longos quanto a tíbia ..... **Hypanthioides**
- Superfície do escutelo simples; carena omaular não se estendendo além da metade ou terço inferior do mesepisterno. Macho: tarso posterior variável ..... **19**
- 19.** Carena justantenal mais longa que o diâmetro do alvéolo antenal. Macho: tarso posterior alongado, os 2 primeiros tarsômeros, juntos, tão longos quanto a tíbia; E3 com uma projeção mediana bilobada; T7 fortemente encurvado para frente, a superfície dorsal voltada para baixo ..... **Moureanthidium**
- Comprimento da carena justantenal semelhante ao diâmetro do alvéolo antenal. Macho: tarso posterior não muito alongado, os 2 primeiros tarsômeros, juntos, menores que a tíbia; E3 sem projeção mediana bilobada; T7 não muito encurvado ..... **Anthidulum**
- 20.** Arólios ausentes; lobo pronotal com forte carena ou, *raramente*, com lamela curta; carena justantenal ausente ..... **21**
- Arólios presentes nos machos e na maioria das fêmeas; lobo pronotal com lamela alta (Fig. 11.6); carena justantenal presente, originando-se na margem interna do alvéolo antenal e estendendo-se para cima (Fig. 11.8), não tanto para baixo ou, se virtualmente ausente, então *frequentemente* originando-se na margem interna ..... **22**
- 21.** Carena pré-occipital ausente. Macho: mandíbula com 3 dentes apenas indicados; E2 com, no máximo, concavidades fracas de cada lado ..... **Hypanthidium**
- Carena pré-occipital presente como uma crista lateral, fina e pontuada atrás do olho. Macho: mandíbula bidentada, com forte emarginação entre os dentes; E2 com fortes projeções de cada lado ..... **Tylanthidium**
- 22.** Macho ..... **23**
- Fêmea ..... **25**
- 23.** T7 trilobado ou com um grande espinho mediano entre 2 lobos; lamela do lobo pronotal sempre translúcida ..... **Epanthidium**
- T7 bilobado; lamela do lobo pronotal variável ..... **24**
- 24.** Tégula mais larga à frente de sua linha média; comprimento do corpo entre 9 e 12 mm; lamela pronotal opaca, negra ou enegrecida ..... **Carlaticola**
- Tégula mais larga em sua linha média; comprimento do corpo entre 6,5 e 8 mm; lamela do lobo pronotal translúcida ..... **Ananthidium**

25. T6 sem carena longitudinal; lamela do lobo pronotal opaca, enegrecida; E6 sempre com carena premarginal desenvolvida em um dente de cada lado do ápice do esterno ..... **Carloticola**  
 – T6 com carena longitudinal mediana; lamela do lobo pronotal translúcida ..... **26**
26. Ápice do clipeo truncado, “noduloso”, sobrepondo-se apenas ligeiramente à base do labro, este exposto quando as mandíbulas estão fechadas; carena justantenal presente, embora, às vezes, diminuta; E6 com carena premarginal desenvolvida em um a 4 dentes premarginais ..... **Epanthidium**  
 – Ápice do clipeo largamente arredondado, muito fino, pouco “noduloso”, sobrepondo-se à base do labro, o qual fica escondido quando as mandíbulas estão fechadas; carena justantenal ausente ou quase; E6 sem carena ou dentes premarginais, sua margem fina ..... **Ananthidium**

### **Gênero *Ananthidium* Urban, 1991 [1]**

Tem ocorrência conhecida apenas na Argentina e Brasil. Na classificação de Michener (2000), é considerado subgênero de *Epanthidium*. Foi descrito para abrigar duas espécies, das quais apenas uma ocorre no Brasil: *dilmae* Urban, 1991 [MG].

### **Gênero *Anthidium* Fabricius, 1804 [5]**

É o grupo de Anthidiini com mais ampla distribuição geográfica. Michener (2000) dividiu suas espécies em sete subgêneros, dos quais apenas *Anthidium s.str.* ocorre no Brasil. Neste subgênero, ele incluiu vários outros subgêneros propostos por outros autores, entre os quais *Tetranthidium* Moure, 1947, criado para a espécie brasileira *A. latum*. Os *Anthidium* brasileiros foram revistos por Moure & Urban (1964) e, às espécies reconhecidas por eles, duas mais foram acrescentadas por Urban (1997a). *A. manicatum* (Linnaeus, 1758) foi introduzida no Brasil da região paleártica, provavelmente, em ninhos construídos em mobiliário (Moure & Urban, 1964). As espécies com registro no território brasileiro são: *larocai* Urban, 1997 [MT], *latum* Schrottky, 1902 [BA, CE, GO, MA, MG, MT, RN, SP], *manicatum* (Linnaeus, 1758) [MG, PR, RJ, RS, SC, SP], *sanguinicaudum* Schwarz, 1933 [AP, RR] e *sertanicola* Moure & Urban, 1964 [MG, MT, SP]. Moure & Urban (1964) fornecem uma chave para as espécies brasileiras reconhecidas até então.

### **Gênero *Anthidulum* Michener, 1948 [3]**

Ocorre da Argentina ao Panamá. Foi descrito como subgênero de *Dianthidium* e, posteriormente, considerado como subgênero de *Hypanthidioides* por Griswold & Michener (1988) e Michener (2000). Urban (1992b) conferiu, a ele, *status* de gênero, reconhecendo, nele, cinco espécies. Destas, três ocorrem no Brasil: *cavichiolii* Urban, 1992 [MT], *mourei* Urban, 1992 [PR, SP] e *zanolae* Urban, 1992 [MG, SP]. Essas espécies podem ser identificadas com a chave de Urban (1992b).

### **Gênero *Anthodioctes* Holmberg, 1903 [17]**

Ocorre da Argentina ao México. Foi revisto por Urban, 1999a, que reconheceu as seguintes espécies brasileiras: *camargoi* Urban, 1999 [MT], *cerradicola* Urban, 1999 [MT], *claudii* Urban, 1999 [PR, SC, SP], *gracilis* Urban, 1999 [PR, RS], *indescriptus* (Dalla Torre, 1890) [AM], *langei* Urban, 1999 [PR], *manauara* Urban, 1999 [AM], *mapirensis* (Cockerell, 1927) [PA, RO], *megachiloides* Holmberg, 1903 [BA, CE, MG, MT, PR, RS, SC, SP], *meridionalis* Urban, 1999 [PR], *moratoi* Urban, 1999 [AM], *radialis* (Ducke, 1908) [MG], *santosi* Urban, 1999 [RJ, SP], *sioneii* Urban, 1999 [ES], *speciosus* Urban, 1999 [RS], *vernoniae* (Schrottky, 1911) [ES, PR, SP] e *vilhenae* Urban, 1999 [MT, RO]. As espécies brasileiras podem ser identificadas com chave de Urban, 1999a.

### **Gênero *Austrostelis* Michener & Griswold, 1994 [3]**

Ocorre da Argentina e Bolívia até o México (Michener & Griswold, 1994). São abelhas cleptoparasitas, cujas hospedeiras não são conhecidas. Possivelmente utilizem os ninhos de outras espécies de Anthidiini. Descrito originalmente (e considerado por Michener, 2000) como subgênero de *Hoplostelis*, foi elevado a gênero por Urban (1999b), que reconheceu as seguintes espécies brasileiras: *catamarcensis* (Schrottky, 1909) [GO, MG, RS, SP], *iheringi* (Schrottky, 1910) [BA, MG, PR, RJ, SC, SP] e *zebrata* (Schrottky, 1905) [MT, SP]. Estas espécies podem ser identificadas pela chave de identificação fornecida por Urban (1999b).

### **Gênero *Bothranthidium* Moure, 1947 [1]**

Conhecido da Bolívia, Brasil e Paraguai. É considerado por Michener (2000) como subgênero de *Anthodioctes*. Possui apenas uma espécie, que teve a fêmea descrita por Moure (1947) e o macho por Urban (1998c): *lauroi* Moure, 1947 [ES, MG, MS, MT, PR, SC, SP].

### **Gênero *Carloticola* Moure & Urban, 1990 [1]**

É representado por duas espécies na América do Sul (Argentina, Brasil e Paraguai) e por uma espécie no México. Michener (2000) considera-o como subgênero de *Epanthidium*. No Brasil, apenas ocorre: *paraguayensis* (Schrottky, 1908) [PR, SC, SP].

### **Gênero *Ctenanthidium* Urban, 1991 [1]**

É conhecido na Argentina, Uruguai, Brasil e Bolívia. Considerado subgênero de *Hypanthidioides* por Michener (2000), foi descrito para abrigar quatro espécies, das quais apenas uma ocorre no Brasil: *gracile* Urban, 1991 [PR]. Urban, 1991 fornece uma chave para a identificação das espécies do gênero.

### **Gênero *Dicranthidium* Moure & Urban, 1975 [4]**

É conhecido apenas do Brasil, Colômbia e Trindade. Foi descrito originalmente (e é considerado, ainda, por Michener, 2000) como subgênero de *Hypanthidioides*. Em seu estudo do gênero, Urban (1992b) reconheceu seis espécies, das quais quatro têm ocorrência registrada no Brasil: *arenarium* (Ducke, 1907) [BA, CE, MA, MG, PB, PI, RN], *gregarium* (Schrottky, 1905) [BA, ES, GO, MG, MT, PB, PR, RJ, SP], *luciae* Urban, 1992 [BA, CE, ES, PB] e *soniae* Urban, 1992 [MG, PR, RJ]. Estas espécies podem ser identificadas com o auxílio da chave de Urban (1992b).

### **Gênero *Duckeanthidium* Moure & Hurd, 1960 [2]**

Abriga apenas duas espécies do norte do Brasil: *cibele* Urban, 1995 [RO] e *megachiliforme* (Ducke, 1907) [PA]. Não há chave de identificação para as espécies.

### **Gênero *Epanthidium* Moure, 1947 [8]**

Suas espécies são encontradas da Argentina, Paraguai e Bolívia até o estado do Pará. O gênero foi redefinido por Moure & Urban (1990) que transferiram para *Carloticola* algumas de suas espécies. Michener (2000), entretanto, ampliou sua abrangência, incluindo nele, como subgêneros, *Ananthidium* e, de novo, *Carloticola*. Aqui é considerado como definido por Urban (1992a), que fez um estudo de várias de suas espécies e descreveu algumas novas. As espécies conhecidas no Brasil são: *aureocinctum* Urban, 1992 [MG, MT, PR], *autumnale* (Schrottky, 1909) [MG, PR, SC, SP], *bertonii* (Schrottky, 1905) [RS], *erythrocephalum* (Schrottky, 1902) [PR, SC, SP], *maculatum* Urban, 1992 [BA, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PB, RN, SP], *nectarinioides* (Schrottky, 1902) [ES, MG, PR, SC, SP], *tigrinum* (Schrottky, 1905) [BA, GO, MA, MG, MS, PB, PR, RN, RS, SP] e *tuberculatum* Urban, 1992 [GO, MG, MT]. Estas espécies podem ser identificadas com o uso da chave de Urban (1992a).

### **Gênero *Grafnanthidium* Urban, 1995 [3]**

Ocorre apenas no norte do Brasil. Foi sinonimizado por Michener (2000) a *Duckeanthidium*. Abriga apenas três espécies: *amazonense* Urban, 1995 [AM], *paraense* Urban, 1995 [PA] e *rondonicola* Urban, 1995 [RO]. Não há chaves para identificação das espécies, cujas descrições se encontram em Urban (1995a).

### **Gênero *Hoplostelis* Dominique, 1898 [1]**

Ocorre, segundo Michener & Griswold (1994), da Bolívia e do sul do Brasil (a partir de Santa Catarina) até ao México. Aqui é considerado como definido por Moure & Urban (1994), num sentido mais restrito que aquele empregado por Michener (2000). Agrupa três espécies, todas aparentemente cleptoparasitas de ninhos de Euglossina. No Brasil, há registro da ocorrência apenas de *bilineolata* (Spinola, 1841) [AM, AP, CE, ES, MG, MS, MT, PA, RJ, RO, SC, SP]. Moure & Urban (1994) apresentam uma chave que permite distinguir esta espécie das demais espécies do gênero (não conhecidas no Brasil até o momento).

### **Gênero *Hypanthidioides* Moure, 1947 [1]**

Foi descrito para abrigar uma única espécie, mas teve seu escopo ampliado por Griswold & Michener (1988) que incluíram nele, como subgêneros, vários outros grupos. Sua definição original, mais restrita, foi restabelecida por Urban (1992b) e é a empregada aqui. A espécie do gênero é *flavofasciatum* (Schrottky, 1902) [PB, RS, SP].

### **Gênero *Hypanthidium* Cockerell, 1904 [9]**

Ocorre da Argentina ao México. Na interpretação de Michener (2000), inclui também *Tylanthidium*, como subgênero. Aqui é considerado em seu sentido mais restrito, como adotado por Urban (1997b). São conhecidas no Brasil: *beniense* Cockerell, 1927 [AC, AM, AP, BA, GO, MT, PA, PB, RO], *cacerense* Urban, 1997 [GO, MG, MS, MT], *divaricatum* (Smith, 1854) [MG, PR, RJ, SC, SP], *duckei* Urban, 1997 [PA], *flavomarginatum* (Smith, 1897) [SP], *foveolatum* (Alfken, 1930) [BA, ES, MG, MS, RJ], *maranhense* Urban, 1997 [GO, MA, MT, PA, PB], *nigritulum* Urban, 1997 [MG, SP] e *obscurius* Schrottky, 1908 [GO, MG, PR, RJ, RS, SP]. As espécies brasileiras podem ser identificadas com o auxílio da chave de Urban (1997b).

### **Gênero *Larocanthidium* Urban, 1997 [10]**

Foi descrito para abrigar 10 espécies novas de Anthidiini, todas presentes no Brasil. Posteriormente foi considerado como subgênero de *Hypanthidioides* por Michener (2000). As espécies brasileiras são: *bilobatum* Urban, 1997 [BA, GO, MA, MG, MS, MT, PB, PI, PR, SP], *castaneum* Urban, 1997 [MA], *diversum* Urban, 1997 [MT], *emarginatum* Urban, 1997 [BA, ES, MA, PB, RN], *fasciatum* Urban, 1997 [MS, MT, PR, SP], *maculosum* Urban, 1997 [BA, MG], *nigritulum* Urban, 1997 [MT], *ornatum* Urban, 1997 [DF, MG, PA], *politum* Urban, 1997 [MT] e *spinosum* [MG]. As espécies podem ser identificadas com a chave de Urban (1997c).

### **Gênero *Loyolanthidium* Urban, 2001 [1]**

Foi descrito por Urban (2001) para abrigar as espécies de *Anthidiellum* Cockerell, 1904 presentes no continente americano. A única espécie conhecida do Brasil possui ampla distribuição geográfica, ocorrendo do México à Amazônia: *apicale* (Cresson, 1878) [PA] (= *Anthidium albopilosum* Friese, 1910).

### **Gênero *Michanthidium* Urban, 1994 [1]**

É encontrado apenas no sul do Brasil e na Argentina. O nome atual foi dado em substitui-

ção a *Gnathanthidium* (Urban, 1992c), homônimo júnior. Michener considera-o subgênero de *Hypanthidioides*. Abriga apenas duas espécies, das quais uma ocorre no Brasil: *sakagamii* (Urban, 1992) [PR, RS, SC].

### **Gênero *Mielkeanthidium* Urban, 1996 [2]**

Foi descrito para abrigar duas espécies sul-brasileiras. Também é considerado subgênero de *Hypanthidioides* por Michener (2000). Suas espécies são: *nigripes* Urban, 1996 [RS, SC] e *rubripes* Urban, 1996 [RS].

### **Gênero *Moureanthidium* Urban, 1995 [5]**

Conhecido apenas do Brasil, é mais um dos grupos considerados por Michener (2000) como subgênero de *Hypanthidioides*. Contém cinco espécies: *bahianum* Urban, 1995 [BA], *capixaba* Urban, 1995 [ES, RJ], *catarinense* Urban, 1995 [SC], *paranaense* Urban, 1995 [PR, SC] e *subarenarium* (Schwarz, 1933) [MG, SC]. Estas espécies podem ser identificadas com o auxílio da chave de Urban, 1995b.

### **Gênero *Nananthidium* Moure, 1947 [4]**

Ocorre da Argentina ao México. Foi considerado subgênero de *Anthodictes* por Griswold & Michener (1988) e, finalmente, sinonimizado a *Anthodictes s.str.* por Michener (2000). É considerado, aqui, em seu sentido original. Urban (1998c) reconheceu as seguintes espécies no Brasil: *bettyae* Moure, 1947 [ES, MG, MS, MT, PR, SC, SP], *foersteri* Urban, 1999 [RJ], *quadrimaculatum* (Cockerell, 1927) [AC] e *willineri* Moure, 1947 [BA, ES, MG, MT]. As espécies brasileiras podem ser identificadas pela chave de Urban (1998c).

### **Gênero *Rhynostelis* Moure & Urban, 1994 [1]**

É conhecido apenas do Amazonas e, aparentemente, parasita ninhos de *Eufriesea*. Foi incluído, como subgênero, em *Hoplostelis*, por Michener (2000) Inclui apenas *multiplicata* (Smith, 1879) [AM], da qual apenas a fêmea é conhecida.

### **Gênero *Saranthidium* Moure & Hurd, 1960 [6]**

Distribui-se da Argentina ao México. Descrito originalmente como subgênero de *Hypanthidium*, foi considerado, por Michener (2000), como subgênero de *Hypanthidioides*. As espécies com ocorrência registrada no Brasil são as seguintes (Urban, 1998b): *chapidicola* Urban, 1998 [MT], *insulare* Urban, 1998 [MG, RJ, SP], *flavopictum* (Smith, 1854) [ES, PA, SP], *furcatum* (Ducke, 1908) [BA, CE, ES, MG, RJ], *marginatum* Moure & Urban, 1993 [ES, MG, PR] e *musciforme* (Schrottky, 1902) [BA, ES, MG, RJ, SC, SP]. As espécies brasileiras podem ser identificadas pela chave de Urban (1998b).

### **Gênero *Tylanthidium* Urban, 1994 [1]**

Tem ocorrência registrada apenas no Brasil. Michener (2000) considerou-o subgênero de *Hypanthidium*. Contém apenas uma espécie: *tuberigaster* Urban, 1994 [AM].

## **11.1.2. LITHURGINI [5]**

É o grupo-irmão dos demais Megachilinae. Até recentemente, era considerada como uma subfamília à parte dentro de Megachilidae. É mais diversificada nas regiões semi-áridas temperadas da América do Sul mas é representada por um pequeno número de espécies em todos os outros continentes. As espécies desta tribo escavam seus ninhos em madeira morta, podre ou, às vezes, em esterco seco de gado. A maioria aparentemente é solitária mas algumas são comunais. A última classificação genérica da tribo foi apresentada por Michener (1983). No Brasil, dois gêneros estão presentes, *Microthurge* e *Lithurge*.

## Chave para os Gêneros de Lithurgini presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 1983)

1. Abelhas pequenas e delgadas; 4º palpômero do palpo labial ausente; pterostigma de tamanho moderado, mais largo na base da veia 2ª r-rs, seus lados convergindo em direção à base; palpo maxilar com 2 palpômeros. Fêmea: garras tarsais bífidas ..... **Microthurge**
- Abelhas robustas; 4º palpômero do palpo labial presente, perpendicular aos demais palpômeros; pterostigma pequeno, seus lados quase paralelos anteriormente à veia 2ª r-rs; palpo maxilar com 3 ou 4 palpômeros. Fêmea: garras tarsais simples ..... **Lithurgus**

### Gênero *Lithurgus* Berthold, 1827 [2]

Ocorre nas regiões quentes a moderadamente temperadas de todo o mundo, embora, aparentemente, esteja ausente nos trópicos úmidos das Américas. No Brasil, é representado por apenas duas espécies, cada qual em um dos dois subgêneros reconhecidos por Michener (1983, 2000).

### Chave para os Subgêneros de *Lithurgus* presentes no Brasil

(Modificada de Michener, 2000)

1. Arólios ausentes nos dois sexos; F1 cerca de 2x mais longo do que largo, mais que 2x vezes mais longo que F2, que é muito mais largo que longo. Fêmea: proeminência facial envolvendo a parte superior do clipeo e, também, parte da área supraclipeal ..... **Lithurgus s.str.**
- Arólios presentes no macho, ausentes na fêmea; comprimento de F1 igual ou pouco maior que sua largura e um pouco menor ou tão longo quanto o comprimento de F2 que é mais longo que largo ou quase tão longo quanto largo. Fêmea: proeminência facial restrita ao clipeo ..... **Lithurgopsis**

### Subgênero *Lithurgus* Berthold, 1827 [1]

Este subgênero é encontrado na Austrália, Ásia, Europa e África. No Brasil, é representado por uma espécie que parece ter sido introduzida da região indo-australiana (= *L. atratus* Smith), provavelmente através de madeira contendo ninhos (Snelling, 1983). Esta espécie é: *huberi* Ducke, 1907 [CE, MA, MG, PA, RN, SP].

### Subgênero *Lithurgopsis* Fox, 1902 [1]

Este subgênero é restrito às Américas, onde é encontrado da Argentina aos Estados Unidos. Entretanto, parece estar ausente em grandes porções tropicais da região neotropical. Suas espécies coletam pólen apenas nas flores de cactáceas. No Brasil é representado apenas por uma espécie: *rufiventris* Friese, 1908 [RS].

### Gênero *Microthurge* Michener, 1983 [3]

É conhecido da Argentina, Bolívia e Brasil. O gênero foi revisto por Griswold (1991) que nele incluiu quatro espécies. As distribuições geográfica e outras informações taxonômicas sobre essas espécies foram publicadas por Zanella (2000b). Três espécies ocorrem no Brasil: *corumbae* (Cockerell, 1901) [MT], *friesei* (Ducke, 1907) [= *pharcidonotus* (Moure, 1948), citado erroneamente como *M. pharcidonotus* por Michener, 1983 e Griswold, 1991 – CE, MG, RN, SP] e *pygmaeus* (Friese, 1908) [RS]. Essas espécies podem ser identificadas com auxílio da chave de Griswold (1991).

### 11.1.3. MEGACHILINI [198]

É uma tribo bem representada em todos os continentes. As fêmeas de suas espécies utilizam-se principalmente de folhas cortadas para a construção de suas células, embora as de alguns grupos utilizem-se, também, de barro para esta finalidade. Seus ninhos podem ser construídos no solo ou em orifícios na madeira. A maioria das espécies é solitária, mas algumas são comunais. Um gênero, *Coelioxys*, reúne apenas abelhas parasitas, principalmente dos ninhos de *Megachile*.

#### Chave para os Gêneros de Megachilini presentes no Brasil (Modificada de Mitchell, 1980 e Michener, 2000)

1. Axila triangular, acuminada posteriormente, as pontas separadas do escutelo (Fig. 11.15); olhos pilosos. Fêmea: escopa ventral ausente. Macho: T6 com 2 pares de espinhos pré-apicais ..... **Coelioxys**
- Axila nem protuberante, nem acuminada posteriormente; olhos glabros, *raramente* com pêlos muito curtos e esparsos. Fêmea: escopa ventral presente. Macho: T6 com carena transversal pré-apical (constituindo o ápice aparente do metassoma), às vezes, emarginada medianamente, reduzida a 2 espinhos ou, raramente, ausente ..... **Megachile**

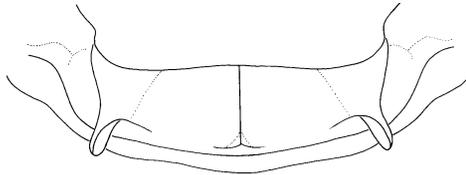


Fig. 11.15 - Escutelo de *Coelioxys* (♀), vista dorsal.

#### Gênero *Coelioxys* Latreille, 1809 [37]

Distribui-se amplamente pelo mundo. Suas espécies são parasitas dos ninhos de *Megachile*, embora o uso de ninhos de abelhas de outros grupos neotropicais, como *Centris* e *Euglossa*, já tenha sido registrado. Uma classificação subgenérica para as espécies do Novo Mundo foi proposta por Mitchell (1973) e ligeiramente modificada por Michener (2000). Esta classificação, entretanto, precisa ser revista, com o estudo de uma amostra mais abrangente da diversidade do gênero e das relações filogenéticas entre os grupos de espécies. O conhecimento taxonômico das *Coelioxys* brasileiras ainda é muito precário. Apesar de muitas espécies terem ocorrência registrada no Brasil, muitas mais existem por descrever. Por outro lado, certamente há sinônimos por reconhecer entre os nomes disponíveis para nossa fauna. Moure (1951) estudou os tipos de algumas espécies brasileiras e estabeleceu algumas sinonimias. A última chave de identificação publicada para a fauna brasileira foi a de Schrottky (1902), que incluía apenas 16 espécies.

#### Chave para os Subgêneros de *Coelioxys* presentes no Brasil (Modificada de Michener, 2000)

1. Área frontal subocelar com porção intumescida e *normalmente* lisa, circundando parcialmente o ocelo médio ..... **Neocoelioxys**
- Área frontal subocelar *normalmente* densamente pontuada e plana (se apresentando área lisa intumescida, *então*, esta com alguma pontuação ou dividida medianamente por zona pontuada) ..... **2**

2. Escutelo esparsamente pontuado, com amplos espaços lisos; margem posterior do escutelo carenada e, *usualmente*, angulada, projetada sobre o metanoto e o propódeo ..... **Acrocoelioxys**
  - Escutelo, *normalmente*, densamente pontuado; margem posterior do escutelo não carenada e não projetada sobre o metanoto ou propódeo (Fig. 11.15), exceto, às vezes, por um ângulo ou tubérculo médio ..... 3
3. Concavidade de T1 sem carena marginal; T1 sem faixa dorso-basal de pêlos claros ..... **Glyptocoelioxys**
  - Concavidade de T1 com carena marginal; T1 *normalmente* com uma faixa de pêlos claros imediatamente atrás da concavidade basal ..... 4
4. Fêmea: E6 com pequeno chanfro lateral pré-apical; clipeo *sempre* achatado, sua margem apical reta e simples. Macho: gena muito estreita embaixo, a área hipostomal sem a concavidade usual ..... **Haplocoelioxys**
  - Fêmea: E6 sem chanfro lateral pré-apical; clipeo variável. Macho: concavidade hipostomal presente, embora, às vezes, escondida pela pilosidade ..... 5
5. Escutelo subtriangular ou, se amplamente arredondado posteriormente, *então*, suas superfícies dorsal e posterior apenas indefinidamente separadas. Fêmea: E6 *normalmente* com franja de cerdas ..... **Cyrtocoelioxys**
  - Margem posterior do escutelo praticamente reta em vista superior ou, se amplamente arredondada posteriormente, *então*, suas superfícies dorsal e posterior separadas por aresta distinta ou subcarenada (pontos da superfície dorsal do escutelo *usualmente* distintos, grossos e relativamente esparsos). Fêmea: E6 agudo, sem chanfros laterais ou franjas ..... 6
6. Comprimento do corpo entre 6,5 e 7,2 mm. Fêmea: E5 muito expandido, deixando visível apenas o ápice de E6. Macho: sulcos pós-gradulares de T3-T5 *normalmente* sem ou praticamente sem faixas pilosas ..... **Platycoelioxys**
  - Comprimento do corpo, *usualmente*, muito maior. Fêmea: clipeo modificado de várias maneiras; E5 normal, E6 muito estreito e longo. Macho: sulcos pós-gradulares de T3-T5 *normalmente* com faixas pilosas evidentes ..... **Rhinocoelioxys**

#### **Subgênero *Acrocoelioxys* Mitchell, 1973 [7]**

Distribui-se por toda a região neotropical, entre a Argentina e o México, atingindo até o sul dos Estados Unidos da América. Este grupo é considerado aqui, segundo a proposição de Michener (2000), incluindo também o subgênero *Melanocoelioxys* de Mitchell, 1973. As seguintes espécies brasileiras foram atribuídas a este subgênero: *aculeata* Schrottky, 1902 [AM], *aculeaticeps* Friese, 1922 [SP], *australis* Holmberg, 1886 [RS], *laevigata* Smith, 1854 [PA], *praetextata* Haliday, 1836 [PB, RN, SC], *pygidialis* Schrottky, 1902 [PR, SP], *tolteca* Cresson, 1878 (= *pirata* Holmberg, 1885) [BA, MG, PB, PR, RS, SC, SP].

#### **Subgênero *Cyrtocoelioxys* Mitchell, 1973 [3]**

É o maior entre os grupos de espécies americanas reconhecidos por Mitchell (1973). É representado por inúmeras espécies na região neotropical, penetrando, ainda, na América do Norte até Quebec. No Brasil é representado pelas seguintes espécies: *dobzhanskyi* Moure, 1951 [MA], *quaerens* Holmberg, 1904 [MG, RS, SP], *zonula* Smith, 1854 [PA].

### **Subgênero *Glyptocoelioxys* Mitchell, 1973 [14]**

Distribui-se por toda a região neotropical, com uma espécie atingindo o sudeste dos Estados Unidos. Michener (2000) incluiu, neste subgênero, também *Dasycoelioxys* Mitchell, 1973 (este grupo, sem representantes no Brasil). Reúne um grande número de espécies, inclusive várias ainda não descritas. No Brasil, estão registradas: *beroni* Schrottky, 1902 [SP], *bruneri* Cockerell, 1918 [?], *cearensis* Friese, 1921 [CE, RN], *cerasiopleura* Holmberg, 1904 [RN, RS, SP], *chacoensis* Holmberg, 1904 [RN], *epaenete* Holmberg, 1916 [?], *insolita* Holmberg, 1904 [RS], *labiosa* Moure, 1951 [PR], *mesopotamica* Holmberg, 1918 [SP], *pampeana* Holmberg, 1887 [RS, SP], *remissa* Holmberg, 1888 [?], *scutellaris* Schrottky, 1902 [PR, SP], *vidua* Smith, 1854 [MG, PR, RS, SC, SP], *vituperabilis* Holmberg, 1904 [?].

### **Subgênero *Haplocoelioxys* Mitchell, 1973 [?]**

Era registrado apenas na Argentina, Costa Rica, México e Estados Unidos. Contém apenas 5 espécies conhecidas (quatro das quais ainda não descritas). No Brasil o único registro de nosso conhecimento, talvez atribuível a este subgênero, é uma espécie não identificada coletada em Minas Gerais.

### **Subgênero *Neocoelioxys* Mitchell, 1973 [1]**

Apesar de sua espécie-tipo ser amplamente distribuída na América do Sul, a maioria de suas espécies distribui-se pela América Central (atingindo o sul da América do Norte) e Antilhas. No Brasil é representado apenas por: *assumptionis* Schrottky, 1909 [BA, MG, MT?, RN, RS, PR, SP].

### **Subgênero *Platycoelioxys* Mitchell, 1973 [1]**

É um subgênero monotípico, cuja espécie-tipo é amplamente distribuída na região neotropical, devendo ocorrer amplamente no Brasil. Sua única espécie é: *spatuliventer* Cockerell, 1927 [SP].

### **Subgênero *Rhinocoelioxys* Mitchell, 1973 [3]**

É um pequeno grupo inteiramente restrito à região neotropical. No Brasil é representado pelas seguintes espécies: *clypeata* Smith, 1879 [AM, SP], *excisa* Friese, 1921 [SP], *zapoteka* Cresson, 1878 [RS].

### **Subgênero indeterminado**

Além das espécies citadas acima, várias outras com ocorrência registrada no Brasil não têm ainda sua posição sistemática determinada dentro do gênero. São elas: *agilis* Smith, 1879 [AM], *amazonica* Schrottky, 1902 [AM], *bilobata* Friese, 1921 [ES, PA], *ignava* Smith, 1879 [AM], *leptura* (Illiger, 1806) [?], *sanguinicollis* Friese, 1921 [PA], *simillima* Smith, 1854 [?], *trispinosa* (Illiger, 1806) [?].

## **Gênero *Megachile* Latreille, 1802 [161]**

Está representado em todo o mundo, sendo um grupo extremamente rico em espécies (embora muitas delas sejam raras). A classificação subgenérica das espécies americanas deve-se principalmente a Mitchell (1934, 1943, 1980). Em seu último trabalho, este autor dividiu *Megachile* em 7 gêneros, cada qual com vários subgêneros. Esta nova classificação, entretanto, não teve grande aceitação. Aqui, considera-se *Megachile* no seu sentido tradicional e aceitam-se como subgêneros a maioria dos grupos tratados como subgêneros dos vários gêneros reconhecidos por Mitchell (1980). É preciso ressaltar que, provavelmente, muitos desses subgêneros são parafiléticos e que a classificação subgenérica de *Megachile* deverá mudar bastante no momento em que a filogenia de suas espécies for estudada. Michener (2000) fez algumas modificações na classificação de Mitchell, propondo várias sinonimias. Nós, en-

tretanto, mantivemos a individualidade de grande parte dos vários subgêneros reconhecidos por Mitchell (1980), julgando que modificações só devem ser propostas após uma avaliação filogenética do gênero.

Na única revisão das espécies brasileiras realizada até o momento, 98 espécies foram consideradas (Schrottky, 1913). Entretanto, 161 espécies (já descontadas inúmeras sinonimias) têm ocorrência registrada no Brasil; 15% delas ainda não estão distribuídos entre os subgêneros reconhecidos atualmente. Em alguns casos isto se deve à falta de conhecimento da real identidade da espécie e poderá ser corrigido com uma simples inspeção do tipo; outras espécies, entretanto, não se encaixam bem em nenhum dos subgêneros propostos até o momento – o que é mais um indicativo da necessidade de revisão da classificação subgenérica de *Megachile*. É importante destacar que dois nomes subgenéricos sem validade taxonômica vêm sendo utilizados com alguma frequência na literatura brasileira. Eles correspondem a grupos de espécies reconhecidos como subgêneros por Moure que, entretanto, nunca os descreveu formalmente; por isso, de acordo com as normas do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, eles são *nomina nuda*. O primeiro deles, *Acentrina*, corresponde ao subgênero *Moureapis* Raw; o segundo, *Prionepistoma*, não tem correspondente válido. A identificação das nossas espécies pode ser tentada com o auxílio das chaves apresentadas por Schrottky (1913) e Mitchell (1930). Entretanto, ambas estão muito incompletas e incluem vários nomes colocados em sinonímia posteriormente. O grupo precisa ser revisto urgentemente.

Na chave abaixo, os dentes da mandíbula são contados do ápice para a base, como indicado na Fig. 11.17.

### Chave para os Subgêneros de *Megachile* presentes no Brasil (Modificada de Mitchell, 1980)

#### Fêmeas

1. Pelo menos a metade apical do E6 sem pêlos escopais mas com uma linha reta de cerdas subapicais limitando uma aba apical (Fig. 11. 16) ..... **2**
  - E6 inteiramente piloso ou, pelo menos, sem uma aba apical glabra ..... **8**
  
2. Mandíbula pentadentada com apenas uma lâmina cortante longa entre o 2º e o 3º dentes (Fig. 11.17) ..... **Melanosarus**
  - Mandíbula tetradentada com uma lâmina cortante bem definida entre o 3º e o 4º dentes (Figs. 11.18-11.21) ..... **3**
  
3. Recorte entre o 2º e o 3º dentes profundo, *normalmente* com uma lâmina cortante bem desenvolvida (Figs. 11.18, 11.19) ..... **4**
  - Recorte entre o 2º e o 3º dentes raso (Figs. 11.20, 11.21) ..... **6**
  
4. Recorte entre o 2º e o 3º dentes estreito, a lâmina cortante *normalmente* ausente, às vezes vestigial ..... **Grafella**
  - Recorte entre o 2º e o 3º dentes amplo, embora menor que aquele entre o 3º e o 4º, e com uma lâmina cortante bem definida (Figs. 11.18, 11.19) ..... **5**
  
5. Quarto dente da mandíbula truncado (Fig. 11.18) ou margem apical do clipeo emarginada medianamente; E6 estreitamente truncado ..... **Moureana**
  - Quarto dente da mandíbula agudo ou arredondado (Fig. 11.19); margem do clipeo reta e inteira .  
..... **Pseudocentron**

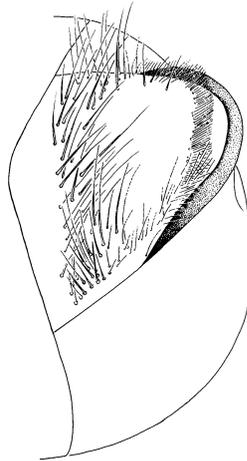


Fig. 11.16 - Ápice do metassoma de *Megachile* (♀), vista ventro-lateral.

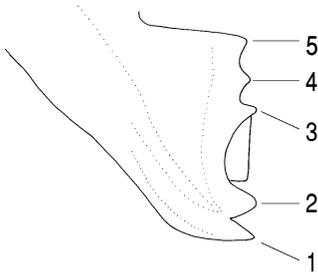


Fig. 11.17 - Ápice da mandíbula de *Megachile* (*Melanosarus*) (♀), vista frontal.

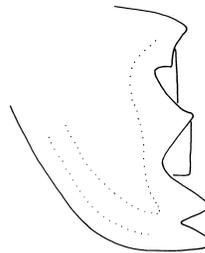


Fig. 11.18 - Ápice da mandíbula de *Megachile* (*Moureapis*) (♀), vista frontal.

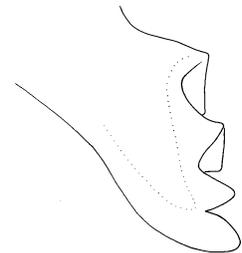


Fig. 11.19 - Ápice da mandíbula de *Megachile* (*Pseudocentron*) (♀), vista frontal.

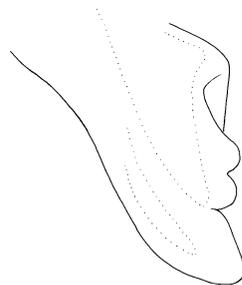


Fig. 11.20 - Ápice da mandíbula de *Megachile* (*Acentron*) (♀), vista frontal.

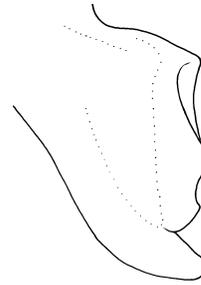


Fig. 11.21 - Ápice da mandíbula de *Megachile* (*Leptorachis*) (♀), vista frontal.

6. Abelhas grandes e robustas; superfície dorsal do escutelo triangular ..... **Leptorachina**  
 – Abelhas *geralmente* menores e mais esguias; margem posterior do escutelo reta ou quase reta ..... **7**
7. Mandíbula robusta, dente apical muito mais largo que os outros (Fig. 11.20) ..... **Acentron**  
 – Mandíbula normal; largura do dente apical semelhante à dos outros dentes (Fig. 11.21) .....  
 ..... **Leptorachis**

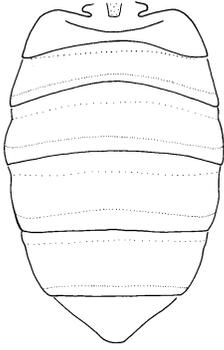


Fig. 11.22 - Metassoma de *Megachile (Schrottkyapis)* (♀), vista dorsal.

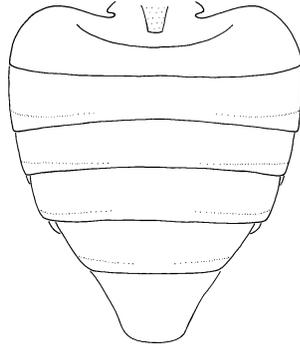


Fig. 11.23 - Metassoma de *Megachile (Tylomegachile)* (♀), vista dorsal.

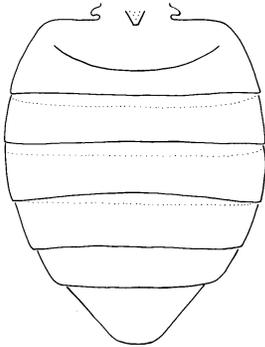


Fig. 11.24 - Metassoma de *Megachile (Rhyssemegachile)* (♀), vista dorsal.

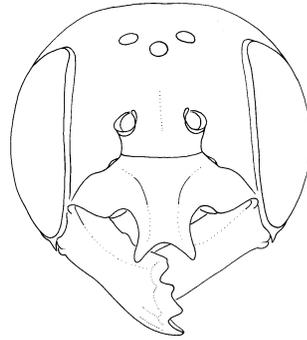


Fig. 11.25 - Cabeça de *Megachile (Schrottkyapis)* (♀), vista frontal.

- 8. Abelhas *normalmente* delgadas e alongadas, os lados do metassoma subparalelos (Fig. 11.22); tergos fortemente convexos transversalmente; mandíbula sem lâmina cortante (Fig. 11.25) ou apenas com uma lâmina cortante curta no espaço entre o 2<sup>o</sup> e o 3<sup>o</sup> dentes ..... **9**
- Abelhas robustas e curtas; o metassoma cordiforme (Fig. 11.23) ou ovóide (Fig. 11.24) e os tergos relativamente achatados transversalmente ..... **10**
  
- 9. Mandíbula quadridentada ou, às vezes, pentadentada; espaço entre o 2<sup>o</sup> e o 3<sup>o</sup> dentes com uma lâmina cortante pequena; clipeo normal ..... **Sayapis**
- Mandíbula sempre quadridentada e sem lâmina cortante no espaço entre o 2<sup>o</sup> e o 3<sup>o</sup> dentes; o clipeo com protuberância mediana conspícua (Fig. 11.25) ..... **Schrottkyapis**
  
- 10. Mandíbula quadri ou pentadentada, sem lâminas cortantes ..... **11**
- Mandíbula tri, quadri ou pentadentada mas com pelo menos uma lâmina cortante no espaço entre o penúltimo e último dente ..... **12**
  
- 11. Espécies maiores (12 mm ou mais); asa *normalmente* amarelada, com veias e pterostigma ferrugíneos; vértice e escuto *normalmente* com pubescência abundante e longa .... **Chrysosarus**

- Espécies menores (10 mm ou menos); asa hialina ou quase, com pterostigma e veias escuros; vértice e escudo *normalmente* com pubescência rala e curta ..... **Dactylomegachile**
- 12. Escopa em E1 com uma área em forma de “V” com pilosidade densamente plumosa ..... **Ptilosarus**
- Escopa inteiramente constituída por pêlos simples, não plumosos ..... 13
- 13. E2-5 com faixas pilosas apicais brancas e inteiras sob a escopa ..... **Trichurochile**
- Esternos *normalmente* sem faixas pilosas sob a escopa, caso contrário, as faixas largamente interrompidas medianamente ..... 14
- 14. Escopa inteiramente negra; corpo *usualmente* coberto por pilosidade longa e densa ..... **Dasymegachile**
- Escopa branca ou amarelenta, exceto, às vezes, em E6; pilosidade, normalmente, mais curta e/ou esparsa ..... 15
- 15. Metassoma distintamente cônico, T1 e T2 mais largos que T3 (Fig. 11.23) ..... 16
- Metassoma ovalado, T3 mais largo que T1 e T2 (Fig. 11.24) ..... 17
- 16. Margem distal do clipeo reto, com um denticulo mediano; esternos abdominais sem faixas pilosas marginais ..... **Tylomegachile**
- Margem distal do clipeo emarginada medianamente, sem denticulo mediano; esternos abdominais com faixas pilosas marginais lateralmente ..... **Holcomegachile**
- 17. Área marginal do clipeo fortemente deprimida, a área basal relativamente elevada e achatada, as laterais declivosas; margem apical mais ou menos encurvada no meio ..... **Austromegachile**
- Clipeo amplamente convexo ou quase plano, sem desnível abrupto entre as áreas marginal e basal ..... 18
- 18. T6, de perfil, com pubescência ereta abundante ..... 19
- Pubescência de T6 quase inteiramente decumbente com poucos ou nenhum pêlo ereto visível de perfil ..... 20
- 19. Ápice do 2º dente da mandíbula agudo ou arredondado; lâmina cortante entre o 2º e o 3º dentes mais próxima do plano dos dentes que aquela entre o 3º e o 4º dentes, porém distintamente atrás do 2º dente; 4º dente truncado ..... **Cressoniella**
- Ápice do 2º dente da mandíbula amplamente truncado; margem da lâmina cortante entre o 2º e o 3º dentes praticamente no mesmo plano dos dentes, confundindo-se com o ápice do 3º dente; quarto dente agudo ..... **Zonomegachile**
- 20. Margem occipital da gena carenada; lâminas cortantes da mandíbula obsoletas; ocelos laterais amplamente afastados da margem occipital ..... **RhyssoMegachile**
- Margem occipital da gena *normalmente* não carenada; lâminas cortantes da mandíbula bem formadas ..... 21
- 21. Superfície superior do meso e metassoma densamente pontuada e coberta com pilosidade fina, semiereta e brilhante ou semidecumbente ..... **Ptilosaroides**
- Pontos do meso e metassoma distintamente separados; suas superfícies com pilosidade normal, ereta ou curta e inconspícua ..... **Neochelynia**

## Machos

1. Esporão da tíbia média ausente (Figs. 11.26, 11.27) ..... 2
  - Esporão da tíbia média presente (Fig. 11.28), embora, às vezes, pouco desenvolvido ..... 6
2. Tíbia média com projeção apical semelhante a um esporão (Fig. 11.26) ..... **Pseudocentron**
  - Tíbia média sem projeção semelhante a esporão (Fig. 11.27) ..... 3
3. Tíbias e tarsos anteriores e médios simples e não modificados; tarso anterior delgado, *normalmente* negro (Fig. 11.29) ..... 4
  - Tarso anterior dilatado (Fig. 11.30), colorido e brilhante, basitarso *normalmente* escavado ao longo da margem anterior; tíbia média alargada apicalmente, ou angulada em sua margem inferior ..... 5
4. Margem inferior da mandíbula sem dente ou projeção inferiores; porção ventral do mesepisterno com um profundo sulco longitudinal ..... **Holcomegachile**
  - Margem inferior da mandíbula com dente em sua margem inferior (Fig. 11.31); porção ventral do mesepisterno sem sulco longitudinal ..... **Moureapis**
5. Mesoscuto fina e densamente pontuado, o espaço entre os pontos careniforme, às vezes pouco definido, não distintamente individualizáveis ..... **Acentron**
  - Pontos do mesoscuto *normalmente* bem separados mas, se próximos, o espaço entre eles distintamente definido ..... **Melanosarus**
6. Abelhas *normalmente* delgadas e alongadas, os lados do metassoma paralelos; tergos fortemente convexos transversalmente; E4 *normalmente* retraído sob E3 mas, se exposto, então mandíbula sem nenhuma projeção ventral basal ou submediana ..... 7
  - Abelhas robustas e curtas; E4 sempre exposto ..... 8
7. Tarso anterior largamente expandido, *normalmente* colorido e brilhante; margem anterior do basitarso *normalmente* escavada ..... **Sayapis**
  - Tarso anterior delgado e não modificado ..... **Schrottkyapis**
8. Coxa anterior com espinhos bem desenvolvidos (Fig. 11.32) ..... 9
  - Coxa anterior sem espinhos ou com espinhos reduzidos a tubérculos inconspícuos ..... 18
9. Margem inferior da mandíbula com projeção basal ou submediana ..... 10
  - Margem inferior da mandíbula *normalmente* sem projeção ..... 12
10. Tarsômeros anteriores 1 a 3 largamente dilatados, muito mais largos que a tíbia, amarelados e com franjas de pelos anteriores e posteriores ..... **Leptorachina**
  - Tarsômeros anteriores *normalmente* não modificados mas, se modificados, mais estreitos que a tíbia ..... 11
11. Emarginação mediana da carena transversal de T6 *normalmente* muito rasa, formando projeções laterais anguladas ou arredondadas ..... **Leptorachis**
  - Emarginação mediana da carena transversal de T6 muito larga e profunda, formando projeções laterais relativamente estreitas ou espiniformes ..... **Grafella**

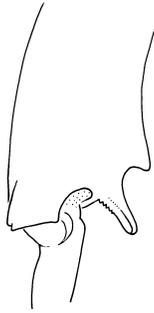


Fig. 11.26 - Detalhe da tíbia média de *Megachile (Pseudocentron)* (♂), vista interna.



Fig. 11.27 - Detalhe da tíbia média de *Megachile (Acentron)* (♂), vista interna.

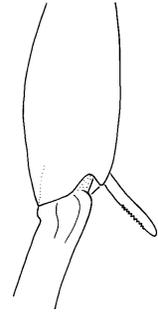


Fig. 11.28 - Detalhe da tíbia média de *Megachile (Tylomegachile)* (♂), vista interna.

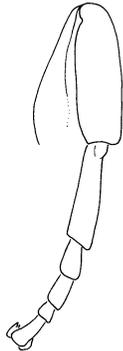


Fig. 11.29 - Detalhe da perna anterior de *Megachile (Moureapis)* (♂), vista externa.

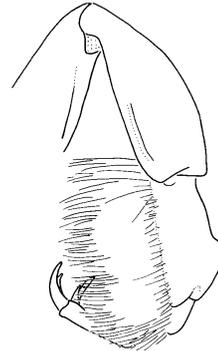


Fig. 11.30 - Detalhe da perna anterior de *Megachile (Acentron)* (♂), vista externa.

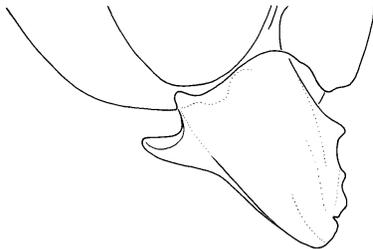


Fig. 11.31 - Detalhe da cabeça de *Megachile (Moureana)* (♂), vista lateral.

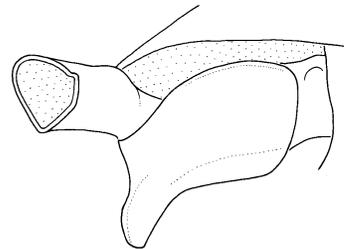


Fig. 11.32 - Detalhe da perna anterior de *Megachile (Leptorachis)* (♂), vista lateral.

12. Margem occipital carenada ..... ***Rhyssemegachile* (parte)**  
 – Margem occipital em ângulo ou arredondada, sem carena ..... 13
13. Margem apical de T6 (abaixo da carena) com um par de dentes submedianos conspícuos, carena com denticulo mediano curto, nunca emarginada (Figs. 11.33, 11.34) ..... ***Tylomegachile***  
 – Margem apical de T6 com dentes inconspícuos ou ausentes, carena emarginada medianamente (Fig. 11.35-11.38) ..... 14

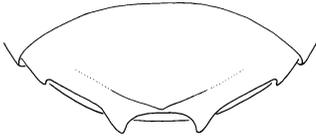


Fig. 11.33 - Ápice do metassoma de *Megachile (Tylomegachile)* (♂), vista dorsal.

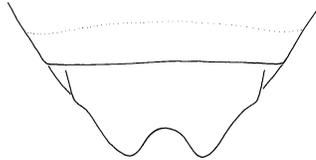


Fig. 11.35 - Ápice do metassoma de *Megachile (Neochelynia)* (♂), vista dorsal.

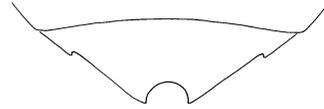


Fig. 11.37 - Ápice do metassoma de *Megachile (Chrysosarus)* (♂), vista dorsal.

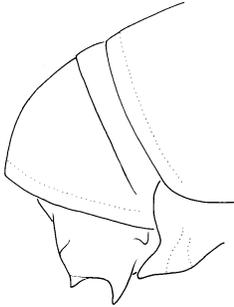


Fig. 11.34 - Ápice do metassoma de *Megachile (Tylomegachile)* (♂), vista lateral.

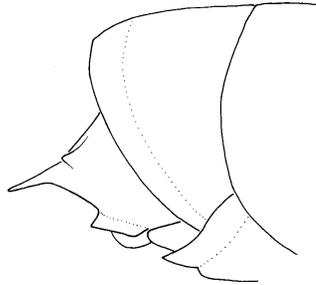


Fig. 11.36 - Ápice do metassoma de *Megachile (Neochelynia)* (♂), vista lateral.

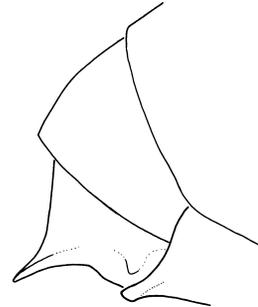


Fig. 11.38 - Ápice do metassoma de *Megachile (Chrysosarus)* (♂), vista lateral.

14. Abelhas pequenas e esguias; carena de T6 muito expandida para trás, deixando a superfície anterior do tergo praticamente horizontal (Figs. 11.35, 11.36) ..... ***Neochelynia* (parte)**
- Abelhas mais robustas; carena de T6 não tão expandida, a superfície do tergo quase vertical (Figs. 11.37, 11.38) ..... **15**
15. Mandíbula distintamente tetradentada ..... ***Ptilosaroides***
- Mandíbula tridentada ..... **16**
16. Margem do hipóstoma expandido em ângulo ou carena sob a mandíbula (Fig. 11.39) ..... ***Zonomegachile***
- Margem do hipóstoma simples, sem expansões ..... **17**
17. Espécies maiores; carena de T6 profundamente emarginada (Fig. 11.37); asa normalmente amarelada, com veias e pterostigma amarelados ..... ***Chrysosarus***
- Espécies menores; carena de T6 apenas levemente emarginada; asa hialina (com a área apical além das veias distais, fusca) ou quase, com pterostigma e veias escuros ..... ***Dactylomegachile***
18. Mandíbula distintamente quadridentada ..... ***Cressoniella***
- Mandíbula tridentada, o dente mediano, às vezes, levemente emarginado, sugerindo um quarto dente ..... **19**
19. Carena de T6 fortemente estendida aos lados de uma emarginação mediana profunda ocupada por uma franja de pêlos plumosos alongados (Fig. 11.40) ..... ***Trichurochile***
- T6 sem esta modificação ..... **20**

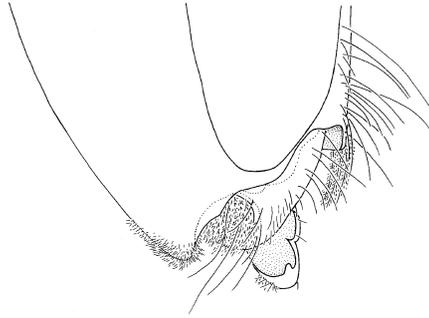


Fig. 11.39 - Detalhe da cabeça de *Megachile* (*Zonomegachile*) (♂), vista lateral.

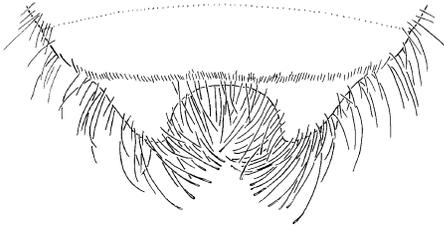


Fig. 11.40 - Ápice do metassoma de *Megachile* (*Trichurochile*) (♂), vista dorsal.

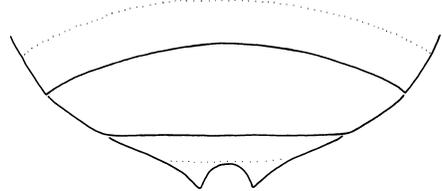


Fig. 11.41 - Ápice do metassoma de *Megachile* (*Ptilosarus*) (♂), vista dorsal.

20. F1 semelhante a F2, *normalmente* mais longo que o pedicelo ..... ***Dasymegachile***  
 – F1 mais curto que F2, *normalmente* mais curto ou, no máximo, tão longo quanto o pedicelo ... 21
21. Carena de T6 modificada em um par de dentículos triangulares curtos (Fig. 11.41) ..... ***Ptilosarus***  
 – Carena do T6 normal, sem dentículo, suas áreas laterais, quando presentes, mais obtusas (Fig. 11.35) ..... 22
22. T6 praticamente horizontal (Fig. 11.36), a carena profundamente emarginada (Fig. 11.35), a superfície dorsal nitidamente côncava, ou a carena baixa, com apenas um pequeno chanfro mediano e a superfície dorsal convexa ..... ***Neochelynia* (parte)**  
 – T6 vertical, completamente escondido em vista dorsal, a carena muito baixa e inteira ou com uma pequena emarginação mediana ..... 23
23. Clípeo glabro, exceto por densa franja apical de pêlos amarelos ..... ***Rhyssemegachile* (parte)**  
 – Clípeo mais uniformemente piloso ..... ***Austromegachile***

#### Subgênero *Acentron* Mitchell, 1934 [11]

Este pequeno grupo de espécies está representado desde a Argentina até o Estados Unidos. Inclui as seguintes espécies brasileiras: *civilis* Mitchell, 1930 [AM, SP], *dilatata* Mitchell, 1929 [MT, PR], *eburneipes* Vachal, 1904 (= *bernardina* Schrottky, 1913), [MG, MT, PR, RN, RS, SP], *florensis* Mitchell, 1943 [AM], *hastigera* Moure, 1948 [PR, RS], *illustris* Mitchell, 1930 [MT], *itapuae* Schrottky, 1908 [SP], *lentifera* Vachal, 1909 [MG?, MS, MT, PR, RS, SP], *manaosensis* Schrottky, 1913 [AM], *permunda* Cockerell, 1912 [RN] e *tupinaquina* Schrottky, 1913 [BA, MG, MT, SP].

### **Subgênero *Austromegachile* Mitchell, 1943 [22]**

É um grupo essencialmente neotropical, ocorrendo do norte da Argentina até ao México. Michener (2000) dá a este subgênero um sentido mais amplo do que o considerado aqui, incluindo nele a espécie considerada por Moure (1953) em *Holcomegachile*. As espécies deste subgênero que têm ocorrência registrada no Brasil são: *abnormis* Mitchell, 1930 [RS], *anomala* Schrottky, 1902 [MG, PR, RJ, SP], *antiqua* Mitchell, 1930 [MG, MT, RS, SP], *constructrix* Smith, 1879 [PA], *corona* Mitchell, 1930 [MG, SP], *donata* Mitchell, 1930 [MT], *exaltata* Smith, 1853 [PA], *fiebrigi* Schrottky, 1908 [AM, MG, MS, MT, RS, SP], *habilis* Mitchell, 1930 [MG, MS, MT], *ignava* Mitchell, 1930 [AM], *incongrua* Smith, 1879 [AM], *lammula* Vachal, 1908 [GO?, SP], *lenticula* Vachal, 1909 [RO, RS], *melanopoda* Cockerell, 1923 [MT], *montezuma* Cresson, 1878 [MT, SP], *orbiculata* Mitchell, 1930 [AC, BA, MT, PA], *paraensis* Mocsáry, 1887 (= *vigilans* Smith, 1879) [PA], *recta* Mitchell, 1930 [SP], *rubicunda* Smith, 1879 [AM], *semota* Cockerell, 1927 [MT, PA], *susurrans* Haliday, 1836 [BA, MG, PR, RS, SP] e *trigonaspis* Schrottky, 1913 [MG, MS, MT, PR, SC, SP].

### **Subgênero *Chryosarus* Mitchell, 1943 [7]**

Encontrado da Argentina e Chile até a região central do México. Sob esta denominação, Michener (2000) trata, também, as espécies tradicionalmente incluídas em *Dactylomegachile*. Aqui mantivemos os dois subgêneros. *Chryosarus* é representado no Brasil pelas seguintes espécies: *aequalis* Mitchell, 1930 [MT], *bella* Mitchell, 1930 [MG, MT], *congruens* Mitchell, 1930 [MS, MT], *diversa* Mitchell, 1930 [MS, MT, PR, SP], *guaranitica* Schrottky, 1908 [AM, MG?, MS, RS], *melanopyga* Schrottky, 1908 [AM, MG, PR] e *pseudanthidioides* Moure, 1943 [MG, PR, RS, SP].

### **Subgênero *Cressoniella* Mitchell, 1934 [1]**

Está representado em todo o hemisfério ocidental, da Argentina e Chile até os Estados Unidos. Sua diversidade é maior em ambientes semidesérticos. No Brasil, é representado apenas por: *rava* Vachal, 1908 [ES, MG?].

### **Subgênero *Dactylomegachile* Mitchell, 1943 [2]**

É um grupo essencialmente neotropical. Proximamente relacionado a *Chryosarus*, foi incluído neste subgênero por Michener (2000). No Brasil é representado por: *parsonsia* Schrottky, 1913 [RS, SP] e *tuberculifera* Schrottky, 1913 [MG, RS, SP]. Outras espécies, entretanto devem existir, várias das quais aguardando descrição.

### **Subgênero *Dasymegachile* Mitchell, 1943 [1]**

Este é um pequeno grupo de espécies que, embora mais comum na região andina de Argentina, Peru e, principalmente, Chile, avança em direção ao leste, atingindo o Paraguai e o sul do Brasil. O subgênero está sendo considerado, aqui, como definido por Michener (2000), incluindo *Chaetochile* Mitchell, 1980. A única espécie atribuída a *Dasymegachile* que tem registro no Brasil é: *golbachi* (Schwimmer, in Mitchell, 1980) [RS].

### **Subgênero *Grafella* Mitchell, 1980 [1]**

É um subgênero monotípico, proximamente relacionado a *Leptorachis*, ao qual foi sinonimizado por Michener (2000). Sua única espécie é: *crotalariae* (Schwimmer, in Mitchell, 1980) [PR, RS].

### **Subgênero *Holcomegachile* Moure, 1953 [1]**

Este grupo foi descrito para abrigar uma única espécie. Aparentemente, próximo de *Austromegachile*, foi, por isso, sinonimizado a este subgênero por Michener (2000). Sua única espécie é *giraffa* Schrottky, 1913 [AC, MG, MS, MT].

### **Subgênero *Leptorachina* Mitchell, 1980 [1]**

É um subgênero monotípico, proximamente relacionado a *Leptorachis*, ao qual foi sinonimizado por Michener (2000). Sua única espécie, bastante comum, é: *laeta* Smith, 1853 [BA, MG, PA, SP].

### **Subgênero *Leptorachis* Mitchell, 1934 [17]**

Este grupo é mais diversificado na região neotropical mas ocorre desde a Argentina até bem ao norte, nos Estados Unidos da América. Aqui está sendo considerado num sentido mais restrito que o adotado por Michener (2000) que incluiu, nele, também, as duas espécies aqui consideradas em *Grafella* e *Leptorachina*. Algumas de suas espécies são bastante comuns no Brasil, onde é representado por: *aetheria* Mitchell, 1930 [MG, MS?, MT, PR, RS, SP], *angularis* Mitchell, 1930 [RS], *anisitsi* Schrottky, 1908 [GO, MT, PR, RJ, SP], *atritegulis* Moure MS [RS], *aureiventris* Schrottky, 1902 [MG, PR, RS, SP], *capra* Schrottky, 1913 [SP], *continua* Mitchell, 1930 [MT], *emendata* Mitchell, 1930 [MT], *falcidentata* Moure & Silveira, 1992 [AM], *friesei* Schrottky, 1902 [MG, SP], *paranensis* Schrottky, 1913 [BA, MS, MT, RS?], *paulistana* Schrottky, 1902 [BA, MG, MT, RN, RS, SP], *phaseoli* Moure, 1977 [MG], *propinqua* Smith, 1879 [AM, PA], *psenopogoniae* Moure, 1948 [SP], *rubricrus* Moure, 1948 [MS, SP] e *tenuitarsis* Schrottky, 1920 [MG, RS, SP].

### **Subgênero *Melanosarus* Mitchell, 1934 [4]**

Este é um grupo relativamente pequeno de espécies que ocorre desde o norte da Argentina até os Estados Unidos. As seguintes espécies têm registro no Brasil: *brasiliensis* Dalla Torre, 1896 (= *brancoensis* Mitchell, 1930) [MS, MT, PA, RS, SP], *nigripennis* Spinola, 1841 (= *proserpina* Schrottky, 1908) [AM, MG, MT, SP], *pullata* Smith, 1879 [AM, PA] e *strenua* Smith, 1879 [AM, PA].

### **Subgênero *Moureapis* Raw, 2002 [13]**

Embora mais diversificado na Argentina e sul do Brasil, este grupo ocorre até o México. Este nome foi proposto por Raw (2002) em substituição a *Moureana* Mitchell, 1980 (pré-ocupado) que, na literatura melitológica brasileira, tem sido, às vezes, chamado “*Acentrina*” (*nomen nudum* e, portanto, sem validade taxonômica). No Brasil, é representado por: *agilis* Smith, 1879 [AM], *anthidioides* Radoszkowski, 1874 [MG, PR, RS, SC, SP], *apicipennis* Schrottky, 1902 [RS, SP], *moureana* Mitchell, 1930 [RS], *nigropilosa* Schrottky, 1902 [PR, RS, SP], *nudiventris* Smith, 1853 [PR, RS, SP], *pampeana* Vachal, 1908 [RS], *pleuralis* Vachal, 1909 [PR], *pocograndensis* Schrottky, 1902 [PR, SP], *prudens* Mitchell, 1930 [MT], *pseudopleuralis* Schrottky, 1913 [RS, MG], *santaremensis* Mitchell, 1930 [PA] e *stenodesma* Schrottky, 1913 [RS].

### **Subgênero *Neochelynia* Schrottky, 1920 [7]**

Este subgênero era tratado, até a recente publicação do livro de Michener (2000), como *Neomegachile* Mitchell, 1934. É um grupo pouco diversificado mas suas espécies ocorrem, pelo menos, do sul do Brasil até os Estados Unidos. No Brasil está representado por: *aegra* Mitchell, 1930 [MT], *brethesi* Schrottky, 1909 [BA, MG, PB, RN, SP], *chichimeca* Cresson, 1878 [MT], *polydonta* Cockerell, 1927 [RS], *paulista* (Schrottky, 1920) (= *uniformis* Mitchell, 1929) [BA, MG, MT, SP], *rodriguesi* Moure, 1943 [SP] e *zernyi* Alfken, 1943 [SP].

### **Subgênero *Pseudocentron* Mitchell, 1934 [28]**

É o subgênero que reúne o maior número de espécies brasileiras, algumas das quais muito comuns. Frequentemente, está representado por muitas espécies nas faunas locais, muitas delas, certamente, ainda sem nome. As espécies com registro no Brasil são: *asuncicola* Strand, 1910 [RN], *barbatula* Smith, 1879 [AM], *benigna* Mitchell, 1930 [MT, SP], *botucatuna* Schrottky, 1913 [MG, MT, SP], *cordialis* Mitchell, 1943 [MT], *crassipes* Smith,

1879 [AM], *curvipes* Smith, 1853 [BA, GO, MG, MT, PA, PR, RS, SP], *dalmeidai* Moure, 1944 [SP], *delectus* Mitchell, 1930 [MT], *electra* Mitchell, 1930 [RS], *framea* Schrottky, 1913 [PR, RS, SP], *imperator* Mitchell, 1930 [MT], *inscita* Mitchell, 1930 [MG?, MT], *jundiana* Schrottky, 1913 [SP], *leucopogonites* Moure, 1944 [SP], *lissotate* Moure, 1943 [MG, MS, PB, RN, SP], *lobitarsis* Smith, 1879 [AM], *perita* Mitchell, 1930 [MT], *poeyi* Guérin-Méneville, 1845 (= *velhoensis* Mitchell, 1930) [RO], *prietana* Mitchell, 1930 [RS], *pulchra* Smith, 1879 [AM, MG, PA, SP], *rubricata* Smith, 1853 [AM, PA], *sanctipauli* Schrottky, 1913 [SP], *stilbonotaspis* Moure, 1945 [MS, SP], *subcingulata* Moure, 1945 [SP], *terrestris* Schrottky, 1902 [MG, PR, RS, SP] *timida* Mitchell, 1930 [MT] e *virescens* Cockerell, 1912 [RN].

#### **Subgênero *Ptilosaroides* Mitchell, 1980 [3]**

Este é um grupo neotropical, com distribuição conhecida entre o sul do Brasil e o Panamá. Em nosso país, é representado por: *neoxanthoptera* Cockerell, 1933:153 [MG], *pilosa* Smith, 1879 [AM, MT] e *xanthoptera* Schrottky, 1913 [SP].

#### **Subgênero *Ptilosarus* Mitchell, 1943 [7]**

Suas espécies, mais comuns em regiões tropicais úmidas, distribuem-se da Argentina até o México. No Brasil é representado por: *acerba* Mitchell, 1930 [MT], *ardua* Mitchell, 1930 [MT, RS], *bertonii* Schrottky, 1908 [MS?, MG, MT, SP], *blanda* Mitchell, 1930 [MT], *microdontura* Cockerell, 1927 [MT], *microsoma* Cockerell, 1912 [MT, PA, PR, RO] e *xanthura* Spinola, 1853 [PA].

#### **Subgênero *RhyssoMegachile* Mitchell, 1980 [1]**

É um grupo monotípico, talvez com afinidades com *Ptilosarus* e *Austromegachile*. É conhecida apenas do Brasil, onde, aparentemente, ocorre do Pará até o Paraná. O único registro da espécie, entretanto, é: *simillima* Smith, 1853 [PA].

#### **Subgênero *Sayapis* Titus, 1905 [7]**

Embora não reúna um número muito grande de espécies, está representada desde a Argentina até o Canadá (uma de suas espécies ocorre da Argentina ao Texas). No Brasil, é representado por: *curitibana* Moure, 1943 [PR], *dentipes* Vachal, 1909 [BA, GO, MG, MS, PB, PR, RJ, RN, RS, SP], *obdurata* Mitchell, 1930 [RS], *opsiphanes* Moure, 1943 [SP?], *planula* Vachal, 1908 (= *coelioxoides* Schrottky, 1909) [AC, MS, PR], *squalens* Haliday, 1836 [MT, RS, SC, SP] e *ypiranguensis* Schrottky, 1913 [SP].

#### **Subgênero *Schrottkyapis* Mitchell, 1980 [1]**

É um subgênero monotípico, possivelmente associado a *Sayapis*. Distribui-se do Paraguai até Minas Gerais. Sua única espécie é: *assumptionis* Schrottky, 1908 [MG].

#### **Subgênero *Trichurochile* Mitchell, 1980 [3]**

É um pequeno grupo de espécies conhecido da Bolívia, Brasil e Paraguai. No Brasil é representado por: *gracilis* Schrottky, 1902 [MG, SP], *lachnopyga* Moure [PR, SP], *thygaterella* Schrottky, 1913 [SP].

#### **Subgênero *Tylomegachile* Moure, 1953 [1]**

Embora poucas espécies estejam formalmente incluídas neste subgênero, ele distribui-se da Argentina ao México. No Brasil, a única espécie conhecida é: *orba* Schrottky, 1913 [BA, MG, MS, MT, PR, RN, RS, SP].

#### **Subgênero *Zonomegachile* Mitchell, 1980 [3]**

Inclui poucas espécies, talvez relacionadas às do subgênero *Chrysosarus*. Ocorre da

Argentina ao norte do Brasil. As espécies registradas no Brasil até o momento são: *gigas* Schrottky, 1908 [BA, MG, SP], *moderata* Smith, 1879 (= *mariannae* Dalla Torre, 1896) [AM] e *nigribarbis* Vachal, 1909 [MT?].

#### Subgênero indeterminado [24]

Além das espécies acima, muitas outras foram registradas no Brasil mas não foram, ainda, atribuídas a nenhum subgênero. Várias delas são conhecidas apenas por seus exemplares tipos, muitas provavelmente são apenas sinônimos de outras espécies: *affabilis* Mitchell, 1930 [St.Amaro], *barbiellini* Moure, 1944 [SP], *bicegoi* Schrottky, 1913 [AM], *cachoeirensis* Schrottky, 1920 [ES], *campinensis* Schrottky, 1908 [SP], *clavispinis* Vachal, 1909 [GO?], *compacta* Smith, 1879 [PA], *digna* Mitchell, 1930 [MT], *hillaris* Smith, 1879 [PA], *hypocrita* Smith, 1853 [PA], *iheringi* Schrottky, 1913 [MG? PR, SP], *infinita* Mitchell, 1930 [MT], *inquirenda* Schrottky, 1913 [BA, PR, RS, SP], *levilimba* Vachal, 1908 [GO?], *opifex* Smith, 1879 [AM], *pallipes* Smith, 1879 [AM], *rectipalma* Vachal, 1909 [GO], *rubriventris* Smith, 1879 [PA], *ruficornis* Smith, 1853 [?], *tuberculifera* Schrottky, 1913 [MG, RS, SP], *urbana* Smith, 1879 [PA], *ventralis* Smith, 1879 [AM], *verrucosa* Brèthes, 1909 [MG, RN, SP?] e *vestis* Mitchell, 1930 [MT, SP].

#### Nota adicionada no prelo

A diagramação deste livro já estava pronta quando tomamos conhecimento do trabalho de Raw (2002), que nos levou a fazer uma série de modificações no texto referente ao gênero *Megachile*. Além das modificações, já incluídas no texto deve-se destacar que entre as espécies consideradas aqui como de subgênero indeterminado, Raw reconheceu como pertencentes a *Chrysosarus s.lato* (incluindo *Dactylomegachile*): *M. affabilis* Mitchell; *M. compacta* Smith; *M. infinita* Mitchell; *M. levilimba* Vachal; *M. opifex* Smith e *rubriventris* Smith; *ruficornis* Smith. A impossibilidade de incluí-las em um ou outro dos dois subgêneros considerados aqui, levou-nos a manter essas espécies entre aquelas de subgênero indeterminado.



PARTE **C**

---

**GLOSSÁRIO**



Os conceitos fornecidos, neste glossário, referem-se apenas ao sentido usual na melitologia. Muitos dos termos apresentados podem ter outros significados em outras áreas da biologia ou de outras ciências. Na definição de muitos dos termos incluídos neste glossário, aproveitamos na íntegra ou com modificações as definições apresentadas por Mello-Leitão (sem data).

---

**Abcissa:** segmento de uma veia alar entre duas ramificações.

**Acarinário:** estrutura (*normalmente* concavidade ou reentrância no integumento) associada ou não a pilosidade especial e frequentemente utilizado como abrigo por ácaros foréticos.

**Apendiculado:** provido de apêndice ou projeção.

**Apomorfia:** característica originada com ou após a origem de um determinado clado. Caráter derivado.

**Área pigidial:** região mediana do último tergo exposto de uma abelha e que contém a placa pigidial quando esta encontra-se presente.

**Área pseudopigidial:** região mediana do penúltimo tergo das fêmeas, principalmente de Halictidae e Nomadinae, que contém modificações que se assemelham grosseiramente à placa pigidial.

**Artículo:** cada uma das partes articuladas de uma estrutura (na antena: escapo, pedicelo e flagelo; nas pernas: coxa, trocanter, fêmur, tíbia e tarso). As divisões do flagelo da antena e do tarso das pernas não possuem musculatura intrínseca e, por isto, devem ser chamadas flagelômeros e tarsômeros, respectivamente.

**Bárbula:** ramificação curta e afilada.

**Barbulado:** dotado de bárbulas (ver).

**Bigibosa:** dotado de duas gibas (ver).

**Bioma:** um tipo vegetacional que ocorre em associação com um conjunto particular de condições climáticas e edáficas. Embora, em geral, se caracterize por uma fisionomia ou conjunto de fisionomias específicas, os biomas podem ser constituídos por diferentes táxons em diferentes regiões. Os principais biomas brasileiros são a floresta amazônica, o cerrado, a caatinga, a floresta atlântica, o pantanal e os pampas.

**Biota:** a totalidade dos organismos que habitam uma dada região.

**Carena:** crista em forma de quilha na superfície do integumento. Aqui, refere-se às cristas relativamente baixas e cujos ápices são arestas vivas.

**Cerda:** pêlo rígido, relativamente grosso.

**Chanfro:** recorte em ângulo ao longo da extremidade de uma estrutura. Bisel.

**Clado:** grupo monofilético (ver).

**Cleptoparasita:** abelhas que põem os seus ovos nas células de ninhos construídos por fêmeas de outras espécies. Os ovos ou larvas da espécie hospedeira são destruídos pela fêmea cleptoparasita no momento da postura ou, posteriormente, por suas larvas.

**Coxim:** almofada. Aqui, utilizada para designar pequenas áreas com pilosidade diferenciada na base das tíbias médias dos machos de Euglossina.

**Conspícuo:** evidente.

**Cretáceo:** período geológico da era Mesozóica, situado entre, aproximadamente, 140 e 65 milhões de anos atrás.

**Crista:** saliência relativamente estreita e alongada. Aqui o termo é utilizado para descrever saliências cujas bases são relativamente amplas e cujos ápices são arredondados (veja, também, carena e lamela).

**Cutícula:** camada de revestimento externo, acelular, secretada pela epiderme dos insetos, demais artrópodes e outros animais.

**Decumbente:** pilosidade deitada sobre a superfície do integumento.

**Dentiforme:** em forma de dente.

**Discal:** relativo ao disco (ver) de uma estrutura.

**Disco:** a porção central de um esclerito.

**Distal:** que se encontra afastado ou na extremidade oposta à base de uma estrutura.

**Elaióforo:** tecido glandular ou tricoma presentes nas flores de plantas de famílias como Malpighiaceae e Krameriaceae e que produzem óleos não voláteis coletados por abelhas.

**Emarginado:** com margem recortada, normalmente em forma de arco.

**Endêmico:** táxon cuja distribuição geográfica restringe-se a uma região específica.

**Endemismo:** ocorrência de um ou mais táxons endêmicos em uma região específica.

**Eoceno:** período da era Cenozóica, situado entre aproximadamente 58 e 37 milhões de anos atrás.

**Espatulado:** em forma de espátula (estreito na base, dilatado e achatado no ápice).

**Espécime testemunho:** exemplar coletado durante a execução de um projeto científico que, guardado em uma coleção, serve para futura comprovação ou correção da identidade da espécie estudada.

**Espiniforme:** em forma de espinho.

**Ferrugíneo:** da cor da ferrugem.

**Filogenia:** genealogia (relações histórico-evolutivas) de um grupo de táxons.

**Fímbria:** linha de pêlos à margem de uma estrutura; franja.

**Flageliforme:** em forma de flagelo (chicote).

**Flagelômero:** cada uma das partes em que se subdivide o flagelo da antena. Os termos segmento e artigo do flagelo são impróprios (ver artigo e segmento).

**Florífera:** planta cujos órgãos reprodutivos são flores.

**Forético:** animal que se faz transportar por outro do qual, normalmente, não é parasita.

**FORAGEAMENTO:** conjunto de comportamentos relacionados à busca e coleta de alimento.

**Fóvea:** depressão superficial no integumento, às vezes delimitada por bordas bem marcadas.

**Giba:** Protuberância arredondada. Corcova.

**Glabro:** sem pêlos.

**Homofilético:** um táxon que reúne uma espécie ancestral e todas as suas espécies descendentes. O mesmo que monofilético (ver) no sentido mais usual atualmente. Estes grupos são constituídos por organismos que compartilham sinapomorfias.

**Homoplasia:** similaridade que não se deve à homologia entre os caracteres mas à convergência, paralelismo ou reversão.

**Integumento:** termo genérico que designa a camada externa de revestimento do corpo. O termo comumente utilizado para isto, “tegumento”, refere-se apenas à camada sincicial de origem mesodérmica que reveste o corpo de trematódeos e cestódeos.

**Intumescido:** inchado.

**Iridescente:** que reflete as cores do arco-íris.

**Jurássico:** período da era Mesozóica, situado entre aproximadamente 210 e 140 milhões de anos atrás.

**Lamela:** lâmina muito delgada. Aqui utilizado para cristas altas, de espessura fina e uniforme ao longo de toda a sua altura.

**Melitologia:** estudo das abelhas (do grego *melissa* ou *melitta* – abelha).

**Mésico:** de clima relativamente úmido e ameno.

**Monofilético:** no sentido mais estrito, adotado por Hennig e empregado neste livro, um grupo de organismos composto por uma espécie ancestral e todas as suas espécies descendentes. Neste sentido, são grupos delimitados por sinapomorfias. Num sentido mais amplo, adotado pelos seguidores da taxonomia evolutiva, ortodoxa ou gradista (e que vem caindo em desuso), um grupo constituído por espécies (não necessariamente todas) originadas de um ancestral comum imediato. Neste sentido, o termo engloba, também, os grupos parafiléticos (ver).

**Monotípico:** táxon supraespecífico que contém apenas uma espécie.

**Nomen nudum:** nome de um táxon cuja publicação não atendeu às exigências do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica. Tal nome não tem validade taxonômica.

- Ocelo:** estrutura fotorreceptiva incapaz de formar imagens.
- Oligolético:** visitante floral que depende de um pequeno número de plantas filogeneticamente relacionadas para a coleta de pólen.
- Omatídio:** cada uma das unidades que compõem o olho composto dos artrópodes.
- Papila:** estrutura cônica saliente na região apical das asas de certas abelhas.
- Papilado:** dotado de papilas.
- Parafilético:** grupo de organismos que reúne uma espécie ancestral e apenas parte de suas espécies descendentes. Grupos parafiléticos são constituídos com base em plesiomorfias compartilhadas por seus membros.
- Pectinado:** com dentes muito mais longos do que largos, como em um pente.
- Plesiomorfia:** característica originada antes da origem do clado de referência. Caráter ancestral.
- Pleura:** porção lateral dos segmentos torácicos e abdominais dos insetos.
- Polifilético:** um grupo de organismos no qual não se inclui uma espécie ancestral comum a todas as demais espécies do grupo. Estes grupos são formados com base em homoplasias compartilhadas por espécies sem relação filogenética próxima.
- Proximal:** porção de um órgão ou estrutura que fica próxima à sua base ou ponto de origem.
- Pubescência:** pilosidade. Revestimento de pêlos.
- Quirotríquia:** cada um dos pêlos curtos, grossos e de ápices rombos ou, às vezes, curtamente bifidos ou espatulados que ocupam a superfície interna da tíbia posterior de vários grupos de abelhas.
- Quitina:** polissacarídeo aminado que constitui a cutícula dos insetos, dos outros artrópodes e de outros animais.
- Raque:** eixo principal de um pêlo ramificado a partir do qual se originam as ramificações.
- Reniforme:** em forma de rim.
- Reticulado:** com linhas entrecruzadas como em uma rede.
- Savana:** vegetação tropical estabelecida em regiões dotadas de estações secas prolongadas e caracterizada por um estrato herbáceo contínuo salpicado por arbustos e um estrato constituído por árvores espaçadas, baixas e retorcidas. No Brasil, representada pelo cerrado senso estrito.
- Segmento:** cada uma das partes serialmente homólogas do tronco de um organismo metamerizado. Nas abelhas (e outros artrópodos) os segmentos estão fundidos para formar os tagmas (no caso das abelhas, cabeça, mesossoma (ou tórax) e metassoma (ou abdome)).
- Seta:** pêlo comum de revestimento do corpo dos insetos.
- Sinapomorfia:** característica derivada (apomorfia) compartilhada por todas as espécies de um clado. Sinapomorfias são características surgidas na espécie ancestral imediata dos membros de um grupo monofilético.
- Sulco:** linhas superficiais no integumento, resultantes da inflexão da parede do corpo com a formação de cristas internas (apódemas). Na literatura entomológica, freqüentemente utilizada como sinônimo de sutura.
- Sutura:** linhas superficiais no integumento, resultantes do encontro de placas esclerotizadas originadas em separado. Na literatura entomológica, freqüentemente utilizada como sinônimo de sulco.
- Tagma:** cada uma das partes do corpo de um artrópode constituídas pela fusão de vários segmentos. Nos insetos, cabeça, tórax e abdome.
- Táxon:** uma unidade taxonômica que tenha recebido um nome formal na classificação.
- Táxon nominal:** táxon definido por um nome que atenda às regras do Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.
- Tarsômero:** cada uma das partes em que se subdivide o tarso das pernas dos insetos. Os termos segmentos ou artículos do tarso não são apropriados (ver segmento e artículo).
- Termiteiro:** ninho de térmitas (cupins).

**Testáceo:** amarelo pardacento.

**Tomento:** pilosidade constituída por pêlos densamente plumosos e decumbentes (ver).

**Tomentoso:** coberto por tomento (ver).

**Tricoma:** qualquer estrutura epidérmica ou cuticular dos vegetais que se assemelhe a um pêlo.

**Truncado:** incompleto; com o ápice cortado em uma linha reta.

**Venação:** conjunto ou arranjo de veias nas asas dos insetos.

**Vicariância:** isolamento de populações de uma espécie ancestral pela interposição de barreira geográfica entre elas, normalmente levando à especiação.

PARTE **D**

---

**BIBLIOGRAFIA**



- Aguiar, A. J. C. 2001. Comunidade de Abelhas (Hymenoptera, Apoidea, Apiformis) da vegetação de tabuleiro da Reserva Biológica de Guaribas (Mamanguape, Paraíba). Dissertação de mestrado. João Pessoa, Universidade Federal da Paraíba.
- Aguiar, C. M. L. & C. F. Martins. 1997. Abundância relativa, diversidade e fenologia de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) na caatinga, São João do Cariri, Paraíba, Brasil. *Iheringia, série Zoologia*, 83:151-163.
- Aguilar, J. B. V. 1999. A comunidade de abelhas (Hymenoptera: Apoidea) da Reserva Florestal de Morro Grande, Cotia, São Paulo. Tese de doutorado. São Paulo, USP.
- Aizen, M. A. & P. Feinsinger. 1994. Forest fragmentation, pollination and plant reproduction in a chaco dry forest, Argentina. *Ecology* 75:330-351.
- Alexander, B. A. 1990. A cladistic analysis of the nomadine bees (Hymenoptera: Apoidea). *Systematic Entomology* 15:121-152.
- Alexander, B. A. 1994. Species-groups and cladistic analysis of the cleptoparasitic bee genus *Nomada* (Hymenoptera: Apoidea). *University of Kansas Science Bulletin* 55: 175-238.
- Alexander, B. A. & C. D. Michener. 1995. Phylogenetic studies of the families of short-tongued bees (Hymenoptera: Apoidea). *The University of Kansas Science Bulletin* 55:377-424.
- Alexander, B. A. & M. Schwarz. 1994. A catalog of the species of *Nomada* (Hymenoptera: Apoidea) of the world. *University of Kansas Science Bulletin* 55: 239-270.
- Almeida, E. A. B. & F. A. Silveira. 1999. Revision of the species of the subgenera of *Exomalopsis* Spinola, 1853, occurring in South America: I: *Diomalopsis* Michener & Moure, 1957 (Hymenoptera: Apidae), and a revised key to the subgenera. *University of Kansas Natural History Museum Special Publication* (24):167-170.
- Almeida, L. M., C. S. Ribeiro-Costa & L. Marinoni. 1998. Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos. Série Manuais Práticos em Biologia – 1. Ribeirão Preto, Holos.
- Alves-dos-Santos, I. 1999. Abelhas e plantas melíferas da mata atlântica, restinga e dunas do litoral norte do estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia* 43:191-223.
- Alves-dos-Santos, I., G. A. R. Melo & J. G. Rozen. 2002. Biology and immature stages of the bee tribe Tetrapiini (Hymenoptera: Apidae). *American Museum Novitates* (3377): 1-45.
- Ayala, R. 1998. Sistemática de los Taxa Supraespecíficos de las Abejas de la Tribu Centridini (Hymenoptera: Anthophoridae). Tese de doutoramento. Cidade do México, Universidade Nacional Autónoma de México. 280p.
- Ayala, R. 2002. Two new subgenera of bees in the genus *Centris* (Hymenoptera: Apidae). *Univ. Kansas Nat. Hist. Mus. Scientific Papers* 25: 1-8.
- Barbola, I. F. & S. Laroca. 1993. A comunidade de Apoidea (Hymenoptera) da Reserva Passa Dois (Lapa, Paraná, Brasil): I. Diversidade, abundância relativa e atividade sazonal. *Acta Biológica Paranaense* 22:91-113.
- Bohart, R. M. & A. S. Menke. 1976. *Sphecid Wasps of the World*. Berkeley, University of California.
- Bonilla-Gómez, M. A. 1999. Caracterização da Estrutura Espaço-temporal da Comunidade de Abelhas Euglossinas (Hymenoptera, Apidae) na Hiléia Baiana. Tese de Doutorado, Universidade Estadual de Campinas.
- Bonilla-Gómez, M. A. & G. Nates-Parra. 1992. Abejas euglossinas de Colombia (Hymenoptera: Apidae). I. Claves ilustradas. *Caldasia* 17:149-172.
- Borror, D. J. & D. M. DeLong. 1988. *Introdução ao Estudo dos Insetos*. São Paulo, Edgard Blücher.
- Brothers, D. J. 1975. Phylogeny and classification of the aculeate Hymenoptera, with special reference to Mutilidae. *The University of Kansas Science Bulletin* 50:483-648.
- Brothers, D. J. & J. M. Carpenter. 1993. Phylogeny of Aculeata: Chrysoidea and Vespoidea (Hymenoptera). *Journal of Hymenoptera Research* 2:227-304.
- Buchmann, S. L. & G. P. Nabhan. 1996. *The Forgotten Pollinators*. Washington, Island.
- Burriel, R. B. & A. Dietz. 1981. The response of honey bees to variations in solar radiation and temperature. *Apidologie* 12:319-328.
- Camargo, J. M. F. 1974. Notas sobre a morfologia e biologia de *Plebeia (Schwarziana) quadripunctata quadripunctata* (Hym., Apidae). *Studia Entomologica* 17:433-470.
- Camargo, J. M. F. 1984. Notas sobre o gênero *Oxytrigona* (Meliponinae, Apidae, Hymenoptera). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia* 1:115-124.
- Camargo, J. M. F. 1996. Meliponini neotropicais (Apinae, Apidae, Hymenoptera): Biogeografia histórica. *Anais do 2º Encontro sobre Abelhas*. Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto. pp. 107-121.
- Camargo, J. M. F. & D. Wittmann. 1989. Nest architecture and distribution of the primitive stingless bee, *Mourella caerulea* (Hymenoptera, Apidae, Meliponinae): Evidence for the origin of *Plebeia (s. lat.)* on the Gondwana Continent. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 24:213-229.
- Camargo, J. M. F. & J. S. Moure. 1994. Meliponinae neotropicais: os gêneros *Paratrigona* Schwarz, 1938 e *Aparatrigona* Moure, 1951 (Hymenoptera, Apidae). *Arquivos de Zoologia* 32:33-109.
- Camargo, J. M. F. & J. S. Moure. 1996. Meliponini neotropicais: O gênero *Geotrigona* Moure, 1943 (Apinae, Apidae, Hymenoptera), com especial referência à filogenia e biogeografia. *Arquivos de Zoologia* 33:95-161.
- Camargo, J. M. F., M. V. B. Garcia, E. R. Q. Júnior & A. Castrillon. 1992. Notas prévias sobre a bionomia de *Pilotrigona lurida* (Hymenoptera, Apidae, Meliponinae): associação de leveduras em pólen estocado. *Bol. Mus. Paraense Emílio Goeldi, Ser. Zool.*, 8: 391-395.

- Camargo, J. M. F. & M. Mazzucato. 1984. Inventário da apifauna e flora apícola de Ribeirão Preto, SP, Brasil. *Dusenía* 14:55-87.
- Camargo, J. M. F. & S. R. M. Pedro. 1992. Systematics, phylogeny and biogeography of the Meliponinae (Hymenoptera, Apidae): a mini review. *Apidologie* 23: 293-314.
- Camargo, J. M. F., W. E. Kerr & C.R. Lopes. 1967. Morfologia externa de *Melipona (Melipona) marginata* Lapeletier (Hymenoptera, Apoidea). *Papéis Avulsos de Zoologia* 20:229-258.
- Camillo, E., C. A. Garófalo & J. C. Serrano. 1993. Hábitos de nidificação de *Melitoma segmentaria*, *Centris collaris*, *Centris fuscata* e *Paratetrapedia gigantea* (Hymenoptera, Anthophoridae). *Revista Brasileira de Entomologia* 37:145-156.
- Camillo-Atique, C. 1977. Estudo da variabilidade etológica de *Friesella* incluindo a caracterização de espécies crípticas (Hym., Meliponinae). Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto.
- Campos, L. A. O. 1998. *Melipona rufiventris* Lapeletier, 1836. In: A. B. M. Machado, G. A. B. Fonseca, R. B. Machado, L. M. S. Aguiar, L. V. Lins (eds.) Livro Vermelho das Espécies Ameaçadas de Extinção da Fauna de Minas Gerais. Belo Horizonte, Biodiversitas. Pp. 560-561.
- Campos, L. A. O., F. A. Silveira, M. L. Oliveira, C. V. M. Abrantes, E. F. Morato, G. A. R. Melo. 1989. Utilização de armadilhas para a captura de machos de Euglossini (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Zoologia* 6:621-626.
- Costa, M. A., M. A., Del Lama, G. A. R. Melo, & W. S. Sheppard, no prelo. Molecular phylogeny of the stingless bees (Apidae, Apinae, Meliponini) inferred from mitochondrial 16s rDNA sequences. *Apidologie*.
- Crane, P. R., E. M. Friis & K. R. Pedersen. 1995. The origin and early diversification of angiosperms. *Nature* 374:27-33.
- Crepet, W. L. 1983. The role of insect pollination in the evolution of the angiosperms. In: Real, L. (ed.) *Pollination Biology*. Orlando, Academic. pp.29-50.
- Cure, J. S. 1989. Revisão de *Pseudagapostemon* Schrottky e a descrição de *Oragapostemon*, gen.n. (Hymenoptera, Halictidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 33:229-335.
- Cure, J. R., M. Thiengo, F.A. Silveira & L.B. Rocha. 1992. Levantamento da fauna de abelhas silvestres na "Zona da Mata" de Minas Gerais. III. Mata secundária na região de Viçosa (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Zoologia* 9:223-239.
- Dade, H. A. 1962. *Anatomy and Dissection of the Honeybee*. Londres, Bee Research Association. 158 p.
- Dressler, R. L. 1978. An infrageneric classification of *Euglossa*, with notes on some features of special taxonomic importance (Hymenoptera: Apidae). *Revista de Biología Tropical* 26:187-198.
- Dressler, R. L. 1982. New species of *Euglossa*. III. The *bursigera* species group (Hymenoptera: Apidae). *Revista de Biología Tropical* 30:131-140.
- Ducke, A. 1906. Neue Beobachtungen über die Bienen der Amazonasländer. *Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie* 2:51-60.
- Ducke, A. 1907. Contribution a la connaissance de la faune hyménoptérologique du nord-est du Brésil. *Revue d'Entomologie* \_\_:73-96.
- Ducke, A. 1916. Himenópteros. Enumeração dos Espécimes Coligidos pela Comissão e Revisão das Espécies de Abelhas do Brasil. Publicação nº 35 da Comissão de Linhas Telegráficas Estratégicas de Mato-Grosso ao Amazonas ("Comissão Rondon").
- Eickwort, G. C. 1969. A comparative morphological study and generic revision of the augochlorine bees (Hymenoptera: Halictidae). *The University of Kansas Science Bulletin* 48:325-524
- Engel, M. S. 1995. The Bee Genus *Rhectomia* (Hymenoptera, Halictidae): Discovery of the Male and Two New Species. *J. New York Entomol. Soc.* 103:202-310.
- Engel, M. S. 1999. The first fossil *Euglossa* and phylogeny of the orchid bees (Hymenoptera: Apidae: Euglossini). *American Museum Novitates* (3272):1-14.
- Engel, M. S. 2000a. A new interpretation of the oldest fossil bee (Hymenoptera: Apidae). *American Museum Novitates* 3296:1-11.
- Engel, M. S. 2000b. Classification of the bee tribe Augochlorini (Hymenoptera: Halictidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 250:1-89.
- Engel, M. S. 2000c. A revision of the panurgine bee genus *Arhysosage* (Hymenoptera: Andrenidae). *Journal of Hymenoptera Research* 9:182-208.
- Engel, M. S. 2001. A monograph of the Baltic amber bees and evolution of the Apoidea (Hymenoptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 259:1-192.
- Engel, M. S. & R. W. Brooks. 1998. The nocturnal bee genus *Megaloptidia* (Hymenoptera: Halictidae). *Journal of Hymenoptera Research* 7:1-14.
- Engel, M. S. & R. W. Brooks. 2000. A new *Chlerogelloides* from French Guiana, with comments on the genus (Hymenoptera: Halictidae). *Journal of Kansas Entomological Society* 72: 160-166.
- Engel, M. S.; R. W. Brooks & D. Yanega. 1997. New genera and subgenera of augochlorine bees (Hymenoptera, Halictidae). *Scientific Papers* 5:1-21.
- Espelie, K. E., J. H. Cane & D. S. Himmelsbach. 1992. Nest cell lining of the solitary bee *Hylaeus bisinuatus* (Hymenoptera: Colletidae). *Experientia* 48: 414-416.
- Faria, G. M. 1994. A Flora e a Fauna Apícola de um Ecossistema de Campo Rupestre, Serra do Cipó – MG, Brasil: Composição, Fenologia e suas Interações. Tese de Doutorado. Rio Claro, UNESP. 239p.

- Friese, H. 1899. Monographie der Bienengattungen *Exomalopsis*, *Ptilothrix*, *Melitoma* und *Tetrapedia*. Annalen des k. k. naturhistorischen Hofmuseums 14:247-304.
- Friese, H. 1900. Monographie der Bienengattungen *Centris* (s. lat.). Annalen des k. k. naturhistorischen Hofmuseums 15:237-350.
- Friese, H. 1908. Die Apiden (Blumenwespen) von Argentina nach den Reisergebnissen der Herren A. C. Jensen-Haarup und P. Jörgensen in den Jahren 1904-1907. Flora og Fauna 10:331-425.
- Friese, H. 1912. Neue und wenig bekannte Bienenarten der neotropischen Region. Archiv für Naturgeschichte, Abtheilung A, 6: 198-226.
- Friese, H. 1930. Die Schmarotzerbienengattung *Osiris* Sm. (Hym.). Stettiner Entomologische Zeitung 91:103-127.
- Gaglianone, M. C. 2001a. Bionomia de *Epicharis*, associações com Malpighiaceae e uma análise filogenética e biogeográfica das espécies dos subgêneros *Epicharis* e *Epicharana* (Hymenoptera, Apidae, Centridini). Tese de Doutorado. USP, Ribeirão Preto, Brasil.
- Gaglianone, M. C. 2001b. Nidificação e forrageamento de *Centris (Ptilotopus) scopipes* Friese (Hymenoptera, Apidae). Revista Brasileira de Zoologia 18 (suplemento 1):107-117.
- Garófalo, C. A., E. Camillo, J. C. Serrano, J. M. M. Rebêlo. 1993. Utilization of trap nests by Euglossini species (Hymenoptera: Apidae). Revista Brasileira de Biologia 53:177-187.
- Gauld, I. D. & B. Bolton. 1988. The Hymenoptera. Oxford, Oxford University.
- Gess, S. K. 1996. The Pollen Wasps. Harvard University Press, Cambridge (Massachusetts).
- Grimaldi, D. A. 1999. The co-radiations of pollinating insects and angiosperms in the Cretaceous. Annals of the Missouri Botanical Garden 86:371-406.
- Griswold, T. L. 1991. A review of the genus *Microthurga* (Hymenoptera: Megachilidae). Pan-pacific Entomologist 67:115-118.
- Griswold, T., F. D. Parker & P. E. Hanson. 1995. The bees (Apidae). In: P. E. Hanson & I. D. Gauld (eds.), The Hymenoptera of Costa Rica. Oxford, Oxford University. pp. 650-691.
- Griswold, T. L. & C. D. Michener. 1988. Taxonomic observations on Anthidiini of the western hemisphere (Hymenoptera: Megachilidae). Journal of the Kansas Entomological Society 61:22-45.
- Gross, C. L., and D. Mackay. 1998. Honeybees reduce fitness in the pioneer shrub *Melastoma affine* (Melastomataceae). Biological Conservation. 86:169-178.
- Hurd, P. D. 1978. Bamboo-nesting carpenter bees (genus *Xylocopa* Latreille) of the subgenus *Stenoxylocopa* Hurd & Moure (Hymenoptera: Anthophoridae). Journal of the Kansas Entomological Society 51:746-764.
- Hurd, P. D. & E. G. Linsley. 1970. A classification of the squash and gourd bees *Peponapis* and *Xenoglossa* (Hymenoptera: Apoidea). University of California Publications in Entomology 62:1-39.
- Hurd, P. D. & E. G. Linsley. 1976. The bee family Oxaeidae with a revision of the North American species (Hymenoptera: Apoidea). Smithsonian Contributions to Zoology (220):1-75.
- Hurd, P. D. & J. S. Moure. 1963. A classification of the large carpenter bees (Xylocopini) (Hymenoptera: Apoidea). University of California Publications in Entomology 29:1-366.
- Huryn, V.M.B. 1997. Ecological impacts of introduced honey bees. The Quarterly Review of Biology 72:275-297.
- Kapyla, M. 1974. Diurnal flight activity in a mixed population of Aculeata (Hym.). Annales Entomologica Fennica 40:61-69.
- Kearns C. A., D. W. Inouye & N. M. Waser. 1998. Endangered mutualisms: The conservation of plant-pollinator interactions. Annual Review of Ecology and Systematics 29:83-112.
- Kerr, W. E., S. de Leon R. & M. Dardo B. 1982. The southern limits of the distribution of the Africanized honey bee in South America. American Bee Journal 122:196,198.
- Kimsey, L. S. 1982. Systematics of bees of the genus *Eufriesea* (Hymenoptera, Apidae). University of California Publications in Entomology 95:1-125.
- Kimsey, L. S. 1987. Generic relationships within the Euglossini (Hymenoptera, Apidae). Systematic Entomology 12:63-72.
- Krombein, K. V. & B. B. Norden. 1997. Nesting behavior of *Krombeinictus nordenae* Leclercq, a sphecid wasp with vegetarian larvae (Hymenoptera: Sphecidae: Crabroninae). Proceedings of the Entomological Society of Washington 99: 42-49.
- Kukuk, P. F. 1997. Male dimorphism in *Lasioglossum (Chilalictus) hemichalceum*: the role of larval nutrition. Journal of the Kansas Entomological Society 69 (Suppl.): 147-157.
- LaBerge, W. E. 1961. A revision of the bees of the genus *Melissodes* in North and Central America. Part III (Hymenoptera, Apidae). University of Kansas Science Bulletin 42:283-663.
- Laroca, S. 1972. Sobre a bionomia de *Bombus brasiliensis* (Hymenoptera, Apoidea). Acta Biologica Paranaensis 1:7-28.
- Laroca, S. 1980. O emprêgo de armadilhas de água para coleta de abelhas silvestres (Hymenoptera, Apoidea). Dusenya 12:105-107.
- Laroca, S., Michener, C. D. & Hofmeister, R. M. 1989. Long mouthparts among "short-tongued" bees and the fine structure of the labium in *Niltonia* (Hymenoptera, Colletidae). Journal of the Kansas Entomological Society 62: 400-410.
- Linsley, E. G. 1958. The ecology of solitary bees. Hilgardia 27:543-599.
- Malyshev, S. I. 1968. Genesis of the Hymenoptera and the Phases of their Evolution. Londres, Methuen.

- Martins, C. 1994. Comunidade de abelhas (Hym., Apoidea) da caatinga e do cerrado com elementos de campo rupestre do estado da Bahia, Brasil. *Revista Nordestina de Biologia* 9:225-257.
- McGinley, R. J. & J. G. Rozen. 1987. Nesting biology, immature stages, and phylogenetic placement of the Palaearctic bee *Pararhophites* (Hymenoptera: Apoidea). *American Museum Novitates* (2903):1-21.
- Melo, G. A. R. 1997. Silk glands in adult sphecids wasps (Hymenoptera, Sphecidae, Pemphredoninae). *Journal of Hymenoptera Research* 6: 1-9.
- Melo, G. A. R. 1999. Phylogenetic relationships and classification of the major lineages of Apoidea (Hymenoptera), with emphasis on the crabronid wasps. *Scientific Papers of the Natural History Museum of the University of Kansas* 14:1-55.
- Mello-Leitão, C. Sem data. *Dicionário de Biologia*. São Paulo, Nacional.
- Michener, C. D. 1944. Comparative external morphology, phylogeny, and a classification of the bees (Hymenoptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 82:151-326.
- Michener, C. D. 1951. Subgeneric groups of *Hemisia* (Hymenoptera, Apoidea). *Journal of the Kansas Entomological Society* 24:1-11.
- Michener, C. D. 1966. The classification of the Diphaglossinae and North American species of the genus *Caupolicana* (Hymenoptera, Colletidae). *The University of Kansas Science Bulletin* 46: 717-751.
- Michener, C. D. 1974. *The Social Behavior of the Bees – A Comparative Study*. Cambridge, Belknap. 404p.
- Michener, C. D. 1979. Biogeography of the bees. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 66:277-347.
- Michener, C. D. 1983. The classification of the Lithurginae (Hymenoptera: Megachilidae). *Pan-pacific Entomologist* 59:176-187.
- Michener, C. D. 1986. A review of the tribes Diphaglossini and Dissoglottini (Hymenoptera, Colletidae). *The University of Kansas Science Bulletin* 53:183-214.
- Michener, C. D. 1989. Classification of American Colletinae (Hymenoptera, Apoidea). *The University of Kansas Science Bulletin* 53: 622-703.
- Michener, C. D. 1990. Classification of Apidae (Hymenoptera). *The University of Kansas Science Bulletin* 54:75-164.
- Michener, C. D. 1995. A classification of the bees of the subfamily Xeromelissinae (Hymenoptera: Colletidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 68:332-345.
- Michener, C. D. 1996. A review of the genera of Brachynomadini and a new South American genus (Hymenoptera, Apidae, Nomadinae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 69:87-96.
- Michener, C. D. 1997. Genus-group names of bees and supplemental family group names. *Scientific Papers, Natural History Museum, University of Kansas* 1:1-81.
- Michener, C. D. 2000. *The Bees of the World*. Baltimore, Johns Hopkins.
- Michener, C. D. 2000b. A High Andean subgenus and species of *Hylaeus* (Hymenoptera, Colletidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 73: 1-5.
- Michener, C. D. & D. A. Grimaldi. 1988. A *Trigona* from late Cretaceous amber of New Jersey (Hymenoptera: Apidae: Meliponinae). *American Museum Novitates* (2917):1-10.
- Michener, C.D. & T. L. Griswold. 1994. The neotropical *Stelis*-like cleptoparasitic bees (Hymenoptera: Megachilidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 96: 674-678.
- Michener, C. D., W. E. LaBerge & J.S. Moure. 1955. Some American Eucerini Bees. *Dusenja* 6:213-230.
- Michener, C. D. & R. B. Lange. 1958. Observations of the Behavior of Brazilian Halictid Bees (Hymenoptera, Apoidea) I. *Pseudagapostemon*. *Annals of the Entomological Society of America* 51:155-164.
- Michener, C. D. & W. B. Kerfoot, 1967. Nests and social behavior of three species of *Pseudaugochloropsis* (Hymenoptera, Halictidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 40:214-232.
- Michener, C. D. & J. S. Moure. 1957. A study of the classification of the more primitive non-parasitic anthophorine bees (Hymenoptera, Apoidea). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 112:395-452.
- Michener, C. D.; R. J. McGinley & B. N. Danforth. 1994. *The Bee Genera of North and Central America* (Hymenoptera: Apoidea). Washington, Smithsonian Institution Press.
- Michener, C. D. & J. G. Rozen. 1999. A new ground-nesting genus of Xeromelissinae bees from Argentina and the tribal classification of the subfamily (Hymenoptera: Colletidae). *American Museum Novitates* (3281):1-10.
- Minckley, R. L. 1998. A cladistic analysis and classification of the subgenera and genera of the large carpenter bees, tribe Xylocopini (Hymenoptera: Apidae). *Scientific Papers* (9):1-47.
- Mitchell, T. B. 1930. A contribution to the knowledge of Neotropical *Megachile* with descriptions of new species. *Transactions of the American Entomological Society* 56: 155-305.
- Mitchell, T. B. 1934. A revision of the genus *Megachile* in the Nearctic Region. Part I. Classification and descriptions of new species (Hymenoptera: Megachilidae). *Transactions of the American Entomological Society* 59:295-361.
- Mitchell, T. B. 1943. On the classification of Neotropical *Megachile* (Hymenoptera: Megachilidae). *Annals of the Entomological Society of America* 36:656-671.
- Mitchell, T. B. 1973. A subgeneric revision of the bees of the genus *Coelioxys* of the Western Hemisphere. Contribution from the Department of Entomology of the North Carolina State University. 129p.
- Mitchell, T. B. 1980. A generic revision of the megachiline bees of the western hemisphere. Contribution from the Department of Entomology of the North Carolina State University. 95p.

- Morato, E. F. 1994. Abundância e riqueza de machos de Euglossini (Hymenoptera: Apidae) em mata de terra firme e áreas de derrubada nas vizinhanças de Manaus (Brasil). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Zoologia*, 10:95-105.
- Morato, E. F., L. A. O. Campos & J. S. Moure. 1992. Abelhas Euglossini (Hymenoptera, Apidae) coletadas na Amazônia Central. *Revista Brasileira de Zoologia* 36:767-771.
- Morato, E. F. & L. A. O. Campos. 2000. Efeitos da fragmentação florestal sobre vespas e abelhas solitárias em uma área da Amazônia Central. *Revista Brasileira de Zoologia* 17:429-444.
- Moure, J. S. 1945a. Contribuição para o conhecimento dos Diphaglossinae, particularmente *Ptiloglossa* (Hym. – Apoidea). *Arquivos do Museu Paranaense* 4:137-178.
- Moure, J. S. 1945b. Notas sobre *Epicharitina* (Hymenoptera, Apoidea). *Revista de Entomologia* 16:293-314.
- Moure, J. S. 1946. Contribuição para o conhecimento dos Meliponinae (Hym., Apoidea). *Revista de Entomologia* 17:437-443.
- Moure, J. S. 1947. Novos agrupamentos genéricos e algumas espécies novas de abelhas sul-americanas. *Publicações Avulsas, Curitiba*, (3):1-37.
- Moure, J. S. 1949. Notas sobre algumas abejas de Tacanas, Tucumán, Argentina. II. (Hymenopt. Apoidea). *Revista de Entomologia* 20:437-461.
- Moure, J. S. 1950a. Alguns agrupamentos novos de abelhas neotropicais (Hymenopt. – Apoidea). *Dusenía* 1:385-394.
- Moure, J. S. 1950b. Contribuição para o conhecimento do gênero *Eulaema* Lepelletier (Hymen. – Apoidea). *Dusenía* 1:181-200.
- Moure, J. S. 1950c. Contribuição para o conhecimento das espécies brasileiras de *Hypotrigona* Cockerell. *Dusenía* 1: 241-260.
- Moure, J. S. 1951a. Notas sobre Meliponinae (Hymenopt., Apoidea). *Dusenía* 2:25-70.
- Moure, J. S. 1951b. Notas sinonímicas sobre algumas espécies de *Coelioxys* (Hymopt. - Apoidea). *Dusenía* 2:373-418.
- Moure, J. S. 1954. Notas sobre Epeolini sul-americanos (Hymenopt.-Apoidea). *Dusenía* 5:259-286.
- Moure, J. S. 1955. Notas sobre Epeolini sul-americanos (Hymenopt.-Apoidea). *Dusenía* 6:115-138.
- Moure, J. S. 1956. Algumas espécies novas de *Colletes* do Brasil e do Chile (Hymenopt. – Apoidea). *Dusenía* 7:197-210
- Moure, J. S. 1958. On the bee genus *Cyphomelissa* (Hymen., Apoidea). *Entomological News* 69:191-194.
- Moure, J. S. 1960a. Os tipos de espécies neotropicais de *Hylaeus* da coleção Vachal no Museu de História Natural de Paris (Hymenoptera, Apoidea). *Boletim do Museu Paraense “Emílio Goeldi”, Belém, Zoologia*, 27:1-104.
- Moure, J. S. 1960b. Notes on the types of the neotropical bees described by Fabricius (Hymenoptera: Apoidea). *Studia Entomologica* 3:97-160.
- Moure, J. S. 1960c. A Review of the Genus *Paroxystoglossa* (Hymenoptera: Halictidae). *University of Kansas Science Bulletin* 40:121-133.
- Moure, J. S. 1964. As espécies de *Zikanapis*, com a descrição de dois novos subgêneros e duas espécies novas (Hym. Apoidea). *Studia Entomologica* 7:417-458.
- Moure, J. S. 1989. *Glossuropoda*, novo subgênero de *Euglossa*, e duas espécies novas da Amazônia, do mesmo subgênero (Apidae – Hymenoptera). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 84(supl. 4):387-389.
- Moure, J. S. 1992. *Melikertia* e *Emelipona*, dois subgêneros novos em *Melipona* Illiger, 1806 (Hymenoptera – Apidae). In: Cruz-Landim C., Chaud-Netto, J. (Ed.), *Anais do Encontro Brasileiro de Biologia de Abelhas e outros Insetos Sociais*, Ed. UNESP, São Paulo, pp. 32–38.
- Moure, J. S. 1994 (1992). *Lissopedia*, gen. n. de Paratetrapediini para a região Neotropical, com as descrições de três espécies novas (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). *Revista Brasileira de Zoologia* 9:305-317.
- Moure, J. S. 1995. Reestudo de alguns tipos de abelhas neotropicais descritos por Friese e conservados no Museu de Berlim (Apoidea, Colletidae, Anthophoridae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 12:939-951.
- Moure, J. S. 1999a. Espécies novas de *Tetrapedia* Klug (Apoidea, Anthophoridae). *Revista Brasileira de Zoologia* 16(suplemento 1):47-71.
- Moure, J. S. 1999b. Novas espécies e notas sobre Euglossinae do Brasil e Venezuela (Hymenoptera, Apidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 16(suplemento 1):91-104.
- Moure, J. S. 2001. Uma pequena abelha com cabeça e mandíbulas excepcionais (Hymenoptera, Halictidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 18:493-497.
- Moure, J. S. & S. F. Sakagami. 1962. As mamangabas sociais do Brasil (*Bombus* Latr.) (Hym. Apoidea). *Studia Entomologica* 5:65-194.
- Moure, J. S. & P. D. Hurd, Jr. 1987. *An Annotated Catalog of the Halictid Bees of the Western Hemisphere* (Hymenoptera, Halictidae). Washington, Smithsonian Institution.
- Moure, J. S. & C. D. Michener. 1955. A contribution toward the classification of Neotropical Eucerini (Hymenoptera, Apoidea). *Dusenía* 6:239-331.
- Moure, J. S. & D. Urban. 1964. Revisão das espécies brasileiras do gênero *Anthidium* Fabricius, 1804 (Hym. – Apoidea). *Anais do II Congresso Latino-Americano de Zoologia*, São Paulo, 1962. 1:93-114.
- Moure, J. S. & D. Urban. 1994. *Rhynostelis*, gen.n. e notas sobre *Hoplostelis* Dominique (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 11:297-302.

- Moure, J. S. & Urban, D. 2002a. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). III. Colletini. Rev. Bras. Zool. 19: 1-30.
- Moure, J. S. & Urban, D. 2002b. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). V. Xeromelissinae. Rev. Bras. Zool. 19 (Supl. 1): 1-25.
- Moure, J. S., D. Urban & V. Graf. 1999. Catálogo de Apoidea da região neotropical (Hymenoptera, Colletidae). I. Paracolletini. Revista Brasileira de Zoologia 16 (suplemento I):1-46.
- Moure, J. S., D. Urban & V. Graf. 2000. *Baptonedys*, novo gênero para *Lonchopria bicellularis* Ducke (Hymenoptera, Colletidae). Acta Biologica Paranaense 28:11-17.
- Moure, J. S. & W. E. Kerr. 1950. Sugestões para a modificação da sistemática do gênero *Melipona* (Hymen. – Apoidea). Dusenía 1: 105-129 + 2 pranchas.
- Neves, E. L. & B. F. Viana. 1997. Inventário da fauna de Euglossinae (Hymenoptera, Apidae) do baixo sul da Bahia, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia 14:831-837.
- Neves, E. L. & B. F. Viana. 1999. Comunidade de machos de Euglossinae (Hymenoptera: Apidae) das matas ciliares da margem esquerda do médio rio São Francisco, Bahia. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 28:201-210.
- Nogueira-Neto, P. 1954. Notas bionômicas sobre meliponíneos: III – Sobre a enxameagem. Arquivos do Museu Nacional 42:419-451.
- Nogueira-Neto, P. 1972. Notas sobre a história da apicultura brasileira. In: Camargo, J. M. F. (org.): Manual de Apicultura. São Paulo, Ceres. pp.17-32.
- Nomura, H. 1995. Vultos da Zoologia Brasileira. Vol. 6. Coleção Mossoroense, série C, vol. 861. Mossoró, Fundação Vingt-Un Rosado. 139p.
- Obrecht, E. & C. Huber. 1993. Ducke type specimens and other Brazilian insect types in the Emil A. Goeldi collection in the Natural History Museum Bern (Switzerland). An annotated catalogue. Jahrbücher Naturhistorischen Museum Bern 11:163-184.
- Oliveira, F. F. no prelo. The mesotibial spur in stingless bees: a new character for the systematics of Meliponini (Hymenoptera: Apidae). Journal of the Kansas Entomological Society.
- Oliveira, M. L. 2000. O Gênero *Eulaema* Lapeletier, 1841 (Hymenoptera, Apidae, Euglossini): Filogenia, Biogeografia e Relações com as Orchidaceae. Tese de doutorado. Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo.
- Oliveira, M. L. & L. A. O. Campos. 1995. Abundância, riqueza e diversidade de abelhas Euglossinae (Hymenoptera, Apidae) em florestas contínuas de terra firme na Amazônia central, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia 12:547-556.
- Ortolan, S. M. L. S. & S. Laroca. 1996. Melissocenótica em áreas de cultivo de maieira (*Pyrus malus* L.) em Lages (Santa Catarina, sul do Brasil), com notas comparativas e experimento de polinização com *Plebeia emerina* (Friese) (Hymenoptera, Apoidea). Acta Biologica Paranaense 25:1-113.
- Osorio-Beristain, M., C. A. Domínguez, L. E. Eguiarte and B. Benrey. 1996. Pollination efficiency of native and invading africanized bees in the tropical dry forest annual plant, *Kallstroemia grandiflora* Torr ex Gray. Apidologie 28:11-16.
- Paton, D. C. 1993. Honeybees in the Australian Environment – Does *Apis mellifera* disrupt or benefit the native biota? BioScience 43:95-101.
- Pedro, S. R. M. 1998. Meliponini Neotropicais: o gênero *Partamona* Schwarz, 1939 (Hymenoptera, Apidae): taxonomia e biogeografia. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, São Paulo.
- Pedro, S. R. M. & J. M. F. Camargo. 1999. Apoidea Apiformes. In: C.R.F. Brandão & E.M. Canello (ed.). Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil. Vol. 5: Invertebrados Terrestres. São Paulo, FAPESP. pp.195-211.
- Peruquetti, R. C., L. A. O. Campos, C. D. P. Coelho, C. V. M. Abrantes, L. C. O. Lisboa. 1999. Abelhas Euglossini (Apidae) de áreas de Mata Atlântica: abundância, riqueza e aspectos biológicos. Revista Brasileira de Zoologia 16(suplemento 2):101-118.
- Pianka, E. R. 1966. Latitudinal gradients in species diversity: A review of concepts. The American Naturalist 100:33-46.
- Qiu, Y.-L., J. Lee, F. Bernasconi-Quadroni, D. E. Soltis, P. S. Soltis, M. Zanis, E. A. Zimmer, Z. Chen, V. Savolainen & M. W. Chase. 1999. The earliest angiosperms: evidence from mitochondrial, plastid and nuclear genomes. Nature 402: 404-407.
- Raven, P. H. & D. I. Axelrod. 1974. Angiosperm biogeography and past continental movements. Annals of the Missouri Botanical Garden 61: 539-673.
- Raw, A. 2002. New combinations and synonymies of leafcutter and mason bees of the Americas (*Megachile*, Hymenoptera, Megachilidae). Zootaxa 71:1-43.
- Rebêlo, J. M. M. 2001. História Natural das Euglossíneas – As Abelhas das Orquídeas. São Luís, Lithograf.
- Rebêlo, J. M. M. & C. A. Garófalo. 1991. Diversidade e sazonalidade de machos de Euglossini (Hymenoptera, Apidae) e preferências por iscas-odores em um fragmento de floresta no sudeste do Brasil. Revista Brasileira de Biologia 51:787-799.
- Rebêlo, J. M. M. & J. S. Moure. 1995. As espécies de *Euglossa* Latreille do nordeste de São Paulo (Apidae, Euglossinae). Revista Brasileira de Zoologia 12:445-466.
- Ricklefs, R. E. 1973. Ecology. Portland, Chiron.
- Roberts, R. B. 1972. Revision of the bee genus *Agapostemon* (Hymenoptera: Halictidae). The University of Kansas

- Science Bulletin 49: 437-590.
- Roberts, R. B. & R. W. Brooks. 1987. Agapostemine bees of Mesoamerica (Hymenoptera: Halictidae). The University of Kansas Science Bulletin 53:357-392.
- Roig-Alsina, A. 1987. The classification of the Caenoprosopidini (Hymenoptera, Anthophoridae). Journal of the Kansas Entomological Society 60:305-315.
- Roig-Alsina, A. 1989a. A revision of the bee genus *Doeringiella* (Hymenoptera, Anthophoridae, Nomadinae). University of Kansas Science Bulletin 53:576-621.
- Roig-Alsina, A. 1989b. The tribe Osirini, its scope, classification, and revisions of the genera *Parepeolus* and *Osirinus* (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). The University of Kansas Science Bulletin 54:1-23.
- Roig-Alsina, A. 1990. *Coelioxoides* Cresson, a parasitic genus of Tetrapediini (Hymenoptera: Apoidea). Journal of the Kansas Entomological Society 63:279-287.
- Roig-Alsina, A. 1991. Cladistic analysis of the Nomadinae s.str. with description of a new genus (Hymenoptera: Anthophoridae). Journal of the Kansas Entomological Society 64:23-37.
- Roig-Alsina, A. 1994. *Meliphilopsis*, a new genus of emphorine bees, and notes on the relationships among the genera of Emphorina (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Apidae). Reichenbachia 30:181-188.
- Roig-Alsina, A. 1996. Las especies del género *Rhogepeolus* Moure (Hymenoptera: Apidae: Epeolini). Neotrópica 42:55-59.
- Roig-Alsina, A. 1997. A generic study of the bees of the tribe Tapinotaspidini, with notes on the evolution of their oil-collecting structures. Mitteilungen der München Entomologischen Gesellschaft 87:3-21.
- Roig-Alsina, R. 1998. Sinopsis genérica de la tribu Emphorini, con la descripción de tres nuevos géneros (Hymenoptera, Apidae). Physis (Buenos Aires), Sección C, 56(130-131):17-25.
- Roig-Alsina, R. 1999. Revisión de las abejas colectoras de aceites del género *Chalepogenus* Holmberg (Hymenoptera, Apidae, Tapinotaspidini). Revista do Museu Argentino de Ciencias Naturales, nova série, 1:67-101.
- Roig-Alsina, R. 2000. Claves para las especies argentinas de *Centris* (Hymenoptera, Apidae), con descripción de nuevas especies y notas sobre distribución. Revista del Museu Argentino de Ciencias Naturales, nova serie, 2:171-193.
- Roig-Alsina, A. & C. D. Michener. 1993. Studies of the phylogeny and classification of long-tongued bees (Hymenoptera: Apoidea). The University of Kansas Science Bulletin 55:123-173.
- Roig-Alsina, A. & M. A. Aizen. 1993 (1996). *Bombus ruderatus* Fabricius, un nuevo *Bombus* para la Argentina (Hymenoptera: Apidae). Physis, Buenos Aires, Sección C, 51(120-121):49-50.
- Roig-Alsina, A. & J. G. Rozen. 1994. Revision of the cleptoparasitic bee tribe Protepeolini, including biologies and immature stages (Hymenoptera: Apoidea: Apidae). American Museum Novitates (3099):1-27.
- Roubik, D. W. 1978. Competitive interactions between neotropical pollinators and Africanized honey bees. Science 201:1030-1032.
- Roubik, D. W. 1980. Foraging behavior of competing Africanized honeybees and stingless bees. Ecology 61:836-845.
- Roubik, D. W. 1982. Ecological impact of Africanized honeybees on native neotropical pollinators. In: P. Jaisson (ed): Social Insects in the Tropics. Paris, Université Paris-Nord. Pp. 233-247.
- Roubik, D. W. 1989. Ecology and Natural History of Tropical Bees. Cambridge, Cambridge University. x + 514p.
- Rozen, J. G. 1970. Biology, immature stages, and phylogenetic relationships of fideline bees, with the description of a new species of *Neofidelia* (Hymenoptera, Apoidea). American Museum Novitates (2427):1-25.
- Rozen, J. G. 1973. Life history and immature stages of the bee *Neofidelia* (Hymenoptera, Fidelidae). American Museum Novitates (2519): 1-14.
- Rozen, J. G. 1997. South American rophitine bees (Hymenoptera: Halictidae: Rophitinae). American Museum Novitates (3206):1-27.
- Rozen, J. G. & A. Roig-Alsina. 1991. Biology, larvae, and oocytes of the parasitic bee tribe Caenoprosopidini (Hymenoptera: Anthophoridae: Nomadinae). American Museum Novitates (3004):1-10.
- Rozen, J. G., A. Roig-Alsina & B. A. Alexander. 1997. The cleptoparasitic bee genus *Rhopalolemma* with reference to other Nomadinae (Apidae), and biology of its host *Protodufourea* (Halictidae: Rophitinae). American Museum Novitates (3194): 1-28.
- Ruz, L. 1986. Classification and Phylogenetic Relationships of the Panurgine Bees (Hymenoptera- Andrenidae). Tese de doutoramento. Lawrence, Universidade de Kansas.
- Ruz, L. 1991. Classification and phylogenetic relationships of the panurgine bees: The Calliopsini and allies (Hymenoptera: Andrenidae). The University of Kansas Science Bulletin 54:209-256.
- Ruz, L. & G. A. R. Melo. 1999. Reassessment of the bee genus *Chaeturginus* (Apoidea: Andrenidae, Panurginae), with the description of a new species from southeastern Brazil. University of Kansas Natural History Museum Special Publication (24):231-236.
- Sakagami, S. F., S. Laroca & J. S. Moure. 1967. Wild bee biocenotics in São José dos Pinhais (PR), South Brazil. Preliminary report. Journal of the Faculty of Science, Hokkaido University, Zoology, 16:253-291.
- Sakagami, S. F. & C. D. Michener. 1987. Tribes of Xylocopinae and origin of the Apidae (Hymenoptera: Apoidea). Annals of the Entomological Society of America 80:439-450.
- Schindwein, C. 1995. Wildbienen und ihre Trachtpflanzen in einer südbrasilianischen Buschlandschaft: Fallstudie Guaritas, Bestäubung bei Kakteen und Loasaceen. Tese de doutoramento. Tübingen, Universidade de

- Tübingen. 148p.
- Schlidwein, C. & D. Wittmann. 1995. Specialized solitary bees as effective pollinators of south Brazilian species of *Notocactus* and *Gymnocalycium* (Cactaceae). *Bradleya* 13:25-34.
- Schlidwein, C. & D. Wittmann. 1997. Stamen movements in flowers of *Opuntia* (Cactaceae) favour oligolectic pollinators. *Plant Systematics and Evolution* 204:179-193.
- Schrottky, C. 1902. Ensaio sobre as abelhas solitárias do Brasil. *Revista do Museu Paulista* 5:330-613.
- Schrottky, C. 1913. As espécies brasileiras do gênero *Megachile*. *Revista do Museu Paulista* 9:134-223.
- Schrottky, C. 1920. Les abeilles du genre "Ancyloscelis". *Revista do Museu Paulista* 12:151-176.
- Schwarz, H. F. 1932. The genus *Melipona*. The type genus of the Meliponidae or stingless bees. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 63:231-460 + 10 pranchas.
- Shanks, S. S. 1986. A revision of the Neotropical bee genus *Osiris* (Hymenoptera: Anthophoridae). *The Wasmann Journal of Biology* 44:1-56.
- Shin, A. F. 1965. The bee genus *Acamptopoeum*: diagnosis, key, and a new species (Hymenoptera: Andrenidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 38:1965.
- Silveira, F. A. 1989. Abelhas Silvestres (Hymenoptera: Apoidea) e suas Fontes de Alimento no Cerrado da Estação Florestal de Experimentação de Paraopeba – Minas Gerais. Tese de mestrado. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa.
- Silveira, F. A. 1993. Phylogenetic relationships of the Exomalopsini and Ancylini (Hymenoptera: Apidae). *The University of Kansas Science Bulletin* 55(5):163-173.
- Silveira, F. A. 1995a. Phylogenetic relationships and classification of Exomalopsini with a new tribe Teratognathini (Hymenoptera: Apoidea). *The University of Kansas Science Bulletin* 55:425-454.
- Silveira, F. A. 1995b. Phylogenetic Relationships and Classification of Exomalopsini (Insecta: Apidae), with a Revision of the *Exomalopsis* (*Phanomalopsis*) *jenseni* Species Group and a Catalog of the Species of Exomalopsini. Tese de doutorado. Lawrence, The University of Kansas.
- Silveira, F. A. & J. R. Cure. 1993. High-altitude bee fauna of Southeastern Brazil: Implications for biogeographic patterns (Hymenoptera: Apoidea). *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 28:47-55.
- Silveira, F. A. & M. J. O. Campos. 1995. A melissofauna de Corumbataí (SP) e Paraopeba (MG) e uma análise da biogeografia das abelhas do cerrado brasileiro (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Entomologia* 39:371-401.
- Silveira, F. A. & L. M. Godínez. 1996. Systematic surveys of local bee faunas. *Melissa* (9):1-4.
- Simberloff, D. 1995. Introduced species. In: W. A. Nierenberg (ed.): *Encyclopedia of Environmental Biology*, vol. 2. New York, Academic Press. pp.323-336.
- Simpson, B. B. 1979. Quaternary biogeography of the high montane regions of South America. In: W. E. Duellman (ed.) *The South American Herpetofauna: Its Origin, Evolution, and Dispersal*. Monograph of the Museum of Natural History, 7. Lawrence, The University of Kansas.
- Smith, F. 1854. *Catalogue of the Hymenopterous Insects in the Collection of the British Museum*. Vol. 2. London, British Museum.
- Snelling, R. R. 1974. Notes on the distribution and taxonomy of some North American *Centris* (Hymenoptera: Anthophoridae). *Contributions in Science* (259):1-41.
- Snelling, R. R. 1983. The North American species of the bee genus *Lithurge* (Hymenoptera: Megachilidae). *Contributions in Science* (343):1-11.
- Snelling, R. R. 1984. Studies on the taxonomy and distribution of American centridine bees (Hymenoptera: Anthophoridae). *Contributions in Science* (347):1-69.
- Snelling, R. R. & R. W. Brooks. 1985. A review of the genera of cleptoparasitic bees of the tribe Ericrocini (Hymenoptera: Anthophoridae). *Contributions in Science* (369):1-34.
- Snodgrass, R. E. 1956. *Anatomy of the Honey Bee*. Ithaca, Comstock. 334 p.
- Soares, A. A., L. A. O. Campos, M. F. Vieira, G. A. R. Melo. 1989. Relações entre *Euglossa* (*Euglossela*) *mandibularis* Friese, 1899 (Hymenoptera, Apidae, Euglossini) e *Cyphomandra calycina* (Solanaceae). *Ciência e Cultura* 41:903-905.
- Stehmann, J. R. & J. Semir. 2001. Biologia reprodutiva de *Calibrachoa elegans* (Miers) Stehmann & Semmir (Solanaceae). *Revista Brasileira de Botânica* 24:43-49.
- Stephen, W. P., G. E. Bohart & P. F. Torchio. 1969. *The Biology and External Morphology of Bees*. With a Synopsis of the Genera of Northweteren America. Corvallis, Oregon State University. 140p.
- Thorp, R. W. 1979. Structural, behavioral, and physiological adaptations of bees (Apoidea) for collecting pollen. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 66: 788–812.
- Tubelis, A. & F. J. L. Nascimento. 1983. *Meteorologia Descritiva – Fundamentos e Aplicações Brasileiras*. São Paulo, Nobel.
- Urban, D. 1967a. As espécies do gênero *Thygater* Holmberg, 1884 (Hymenoptera, Apoidea). *Boletim da Universidade Federal do Paraná* 2:177-309.
- Urban, D. 1967b. As espécies do gênero "Dasyhalonia" Michener, LaBerge & Moure, 1955 (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Biologia* 27:247-266.
- Urban, D. 1968a. As espécies do gênero *Melissoptila* Holmberg, 1884 (Hymenoptera – Apoidea). *Revista Brasileira de Entomologia* 13:1-94.

- Urban, D. 1968b. As espécies de *Gaesischia* Michener, LaBerge & Moure, 1955 (Hymenoptera, Apoidea). Boletim da Universidade Federal do Paraná, Zoologia, 3(4):79-129.
- Urban, D. 1970. As espécies do gênero *Florilegus* Robertson, 1900 (Hymenoptera, Apoidea). Boletim da Universidade Federal do Paraná, Zoologia, 3:245-280.
- Urban, D. 1971. As espécies de *Alloscirtetica* Holmberg, 1909 (Hymenoptera, Apoidea). Boletim da Universidade Federal do Paraná, Zoologia 3:307-370.
- Urban, D. 1973. As espécies sul-americanas do gênero *Melissodes* Latreille, 1829 (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Biologia 33:201-220.
- Urban, D. 1974a. O gênero *Gaesochira* Moure & Michener, 1955 (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Biologia 34:315-321.
- Urban, D. 1974b. O gênero *Svastrina* Moure & Michener, 1955 (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Biologia 34:309-314.
- Urban, D. 1977. Espécies novas de *Alloscirtetica* Holmberg, 1909 (Hymenoptera–Apoidea). Dusenya 10:1-14.
- Urban, D. 1982. Sobre o gênero *Alloscirtetica* Holmberg, 1909 (Hymenoptera, Apoidea). Dusenya 13(2):65-80.
- Urban, D. 1986. *Mielkeanthidium*, gen. n. de Dianthidiini da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 13:121-125.
- Urban, D. 1989a. Espécies novas e notas sobre o gênero *Gaesischia* Michener, LaBerge & Moure, 1955 (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Entomologia 33:75-102.
- Urban, D. 1989b. Dois gêneros novos de Eucerinae neotropicais (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Zoologia 6:117-124.
- Urban, D. 1989c. Duas espécies novas do gênero *Trichocerapis* Cockerell, 1904 (Hymenoptera, Apoidea). Revista Brasileira de Zoologia 6:457-462.
- Urban, D. 1991a. *Ananthidium*, um gênero novo de Dianthidiini neotropical (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 7:73-78.
- Urban, D. 1991b. *Ctenanthidium*, gen. n. de Dianthidiini com quatro espécie novas da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 8:85-93.
- Urban, D. 1992a. Espécies novas de *Epanthidium* Moure (Hymenoptera, Megachilidae, Anthidiinae). Acta Biológica Paranaense 21:1-21.
- Urban, D. 1992b. Considerações sobre *Anthidulum* Michener, stat. n. e *Dichranthidium* Moure & Urban, stat. n. e descrições de espécies novas (Hymenoptera: Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 9:11-28.
- Urban, D. 1992c. *Gnathanthidium*, gen.n. de Anthidiinae da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 9:337-343.
- Urban, D. 1994. *Tylanthidium*, gen.n. de Anthidiinae da América do Sul (Hymenoptera, Megachilidae) e nota taxonômica. Revista Brasileira de Zoologia 11:277-281.
- Urban, D. 1995a. *Grafanthidium*, gen. n. de Dianthidiini do Brasil e uma espécie nova de *Duckeanthidium* Moure & Hurd (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 12:435-443.
- Urban, D. 1995b. *Moureanthidium*, gen. n. de Dianthidiini do Brasil (Hymenoptera, Megachilidae) e nota taxonômica. Revista Brasileira de Zoologia 12:37-45.
- Urban, D. 1995c. Espécies novas de *Lanthanomelissa* Holmberg e *Lanthanella* Michener & Moure (Hymenoptera, Anthophoridae, Exomalopsinae). Revista Brasileira de Zoologia 12:767-777.
- Urban, D. 1997a. *Anthidium larocai* sp.n. do Mato Grosso e ocorrência de *Anthidium sanguinicaudum* Schwarz, 1933 no norte do Brasil (Hymenoptera, Megachilidae). Acta Biológica Paranaense 26:33-38.
- Urban, D. 1997b. Notas taxonômicas e espécies novas de *Hypanthidium* Cockerell (Hymenoptera, Megachilidae). Acta Biológica Paranaense 26:95-123.
- Urban, D. 1997c. *Larocanthidium* gen.n. de Anthidiinae do Brasil (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 14:299-317.
- Urban, D. 1998a. Espécies novas de *Melissoptila* Holmberg da América do Sul e notas taxonômicas (Hymenoptera, Anthophoridae). Revista Brasileira de Zoologia 15:1-46.
- Urban, D. 1998b. Duas espécies novas de *Saranthidium* Moure & Hurd e notas descritivas (Hymenoptera, Megachilidae). Acta Biológica Paranaense 27:1-14.
- Urban, D. 1998c. Notas taxonômicas e espécies novas de *Nananthidium* Moure e descrição do macho de *Bothranthidium* Moure (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 15:621-632.
- Urban, D. 1999a. Espécies novas e notas sobre *Anthodioctes* Holmberg (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 16(suplemento 1):135-169.
- Urban, D. 1999b. Sobre o gênero *Austrostelis* Michener & Griswold stat. n. (Hymenoptera, Megachilidae), com algumas modificações nomenclaturais. Revista Brasileira de Zoologia 16(suplemento 1):181-187.
- Urban, D. 1999c. Espécies novas de *Thygater* Holmberg (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). Revista Brasileira de Zoologia 16(1):213-220.
- Urban, D. 1999d. Espécies novas de Eucerinae neotropicais e notas sobre *Dasyhalonia phaeoptera* Moure & Michener, (Hymenoptera, Anthophoridae). Revista Brasileira de Zoologia 16(suplemento 1):175-179.
- Urban, D. 2001. *Loyolanthidium* gen. n. e três espécies novas neotropicais (Hymenoptera, Megachilidae). Revista Brasileira de Zoologia 18:63-70.
- Urban, D. & J. S. Moure. 2001. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). II. Diploglossinae. Revista Brasileira de Zoologia 18:1-34.

- Urban, D. & Moure, J. S. 2002. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). IV. Hylaeinae. Rev. Bras. Zool. 19: 31-56.
- Viana, B.F. 1999. A comunidade de abelhas (Hymenoptera: Apoidea) das dunas interiores do rio São Francisco, Bahia, Brasil. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 28:635-645.
- Williams, N. M., R. L. Minckley & F. A. Silveira. 2001. Variation in native bee faunas and its implications for detecting community changes. Conservation Ecology 5(1):7 [online]. URL: <http://www.consecol.org/vol5/iss1/art7>.
- Wilms, W. 1995. Die Bienenfauna im Küstenregenwald Brasiliens und ihre Beziehungen zu Blütenpflanzen: Fallstudie Boracéia, São Paulo. Dissertação de doutoramento. Tübingen, Universidade de Tübingen. 219p.
- Wilms, W., V.L. Imperatriz-Fonseca & W. Engels. 1996. Resource partitioning between highly eusocial bees and possible impact of the introduced Africanized honey bee on native stingless bees in the Brazilian Atlantic Rainforest. Studies on Neotropical Fauna and Environment 31:137-151.
- Wing, S. L. & L. D. Boucher. 1998. Ecological aspects of the Cretaceous flowering plant radiation. Annual Review of Earth and Planetary Sciences 26:379-421.
- Wittmann, D. & M. Hoffman. 1990. Bees of Rio Grande do Sul, southern Brazil (Insecta, Hymenoptera, Apoidea). Iheringia, sér. Zoologia, (70):17-43.
- Zanella, F. C. V. 2000a. The bees of the Caatinga (Hymenoptera, Apoidea, Apiformes): a species list and comparative notes regarding their distribution. Apidologie 31:579-592.
- Zanella, F. C. V. 2000b. Taxonomic notes on *Microthurga* (Hymenoptera; Apoidea; Megachilidae). Jahrbücher für Naturhistorische Museum Bern 13:57-60.
- Zanella, F. C. V. 2000c. Apifauna da caatinga (NE do Brasil): biogeografia histórica, incluindo um estudo sobre a sistemática, filogenia e distribuição das espécies de *Caenonomada* Ashmead, 1899 e *Centris* (*Paracentris*) Cameron, 1903 (Hymenoptera, Apoidea, Apidae). Tese de Doutorado. USP, Ribeirão Preto, Brasil.
- Zanella, F. C. V. no prelo. Systematics and biogeography of the bee genus *Caenonomada* Ashmead, 1899 (Hymenoptera; Apidae; Tapinotaspidini). Studies on Neotropical Fauna and Environment 37.

PARTE **E**

---

## ÍNDICE TAXONÔMICO



Aqui são listados os nomes de todos os táxons mencionados neste livro. São fornecidos, entre colchetes, os gêneros em que se incluem (como nomes válidos ou sinônimos) todos os grupos subgenéricos mencionados. Estão enfatizadas em negrito as páginas correspondentes às seções que tratam especificamente de gêneros e táxons subgenéricos. Nomes de táxons de plantas estão sublinhados. A indicação de uma página para um dado táxon é dada apenas uma vez, mesmo que ele apareça mais vezes naquela mesma página.

- abbreviata* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **150**.  
*abnormis* (Jørgensen, 1912) [*Leiopodus*] **129**.  
*abnormis* Ducke, 1912 [*Nomada*] **145**.  
*abnormis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*absurdipes* Friese, 1908 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*Acamptopoeum* **61**, 140.  
*Acanthopus* **110**.  
*Acentrina* [*Megachile*] 203, 213.  
*Acentron* [*Megachile*] 38, **211**.  
*acerba* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*acidalia* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **178**.  
*acis* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **178**.  
*Acritocentris* [*Centris*] 93.  
*Acrocoelioxys* [*Coelioxys*] **202**.  
*Actenosigynes* **163**.  
*Aculeata* 45.  
*aculeata* Schrottky, 1902 [*Coelioxys*] **202**.  
*aculeata* Urban, 1999 [*Lophothygater*] **122**.  
*aculeiticeps* Friese, 1922 [*Coelioxys*] **202**.  
*acutiventris* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*aegis* (Vachal, 1904) [*Megalopta*] **179**.  
*aegra* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*aenea* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **97**.  
*aeneicollis* Friese, 1926 [*Megalopta*] **179**.  
*aeneipennis* (DeGeer, 1773) [*Xylocopa*] **151**.  
*aeneiventris* Mocsary, 1899 [*Centris*] **98**.  
*aenigma* (Gribodo, 1894) [*Neocorynura*] **180**.  
*aenigmatica* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*aeniventris* (Mocsary, 1896) [*Eufriesea*] **76**.  
*aequalis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*aequinoctialis* (Ducke, 1925) [*Geotrigona*] **87**.  
*aeruginosum* Smith, 1879 [*Temnosoma*] **181**.  
*aetheria* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*affabilis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **215**.  
*affabra* (Moure, 1989) [*Scaptotrigona*] **91**.  
*affinis* Smith, 1874 [*Epicharis*] **102**.  
*affinis* Urban, 1970 [*Florilegus*] **121**.  
*Agaesischia* [*Gaesischia*] 121, 122.  
*Agapostemon* 145, **185**.  
*agilis* Smith, 1879 [*Coelioxys*] **203**.  
*agilis* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*Aglae* 74, **76**.  
*Aglaomelissa* **110**.  
*aiylae* Camargo, 1980 [*Partamona*] **90**.  
*alampes* Moure, 1942 [*Hylaeus*] **158**.  
*alaris* (Vachal, 1904) [*Thectochlora*] **182**.  
*albicinctus* (Moure, 1943) [*Colletes*] **155**.  
*Albinapis* [*Hexanthes*] 164.  
*albipennis* Almeida, 1995 [*Trigona*] **92**.  
*albodecorata* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*albofasciata* Smith, 1874 [*Epicharis*] **102**.  
*alboguttata* (Ducke, 1905) [*Mesoplia*] **111**.  
*albopilosum* (Friese, 1910) [*Loyolanthidium*] 198.  
*Alepidosceles* 103, **105**.  
*alexanderi* Ruz & Melo, 1999 [*Chaeturginus*] **63**.  
*alfkeni* Ducke, 1907 [*Anthrenoides*] **63**.  
*aliceae* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*alimatis* (Ducke, 1909) [*Protodisclis*] **165**.  
*Alloceratina* [*Ceratina*] 146.  
*Allodapini* 46, 145, 146.  
*Alloscirtetica* **119-120**, 122.  
*Alocandreninae* 57.  
*alvarengai* Moure & Urban, 1963 [*Oxaea*] **58**.  
*alvarengai* Moure, 1955 [*Triepeolus*] 144.  
*alvarengai* Moure, 1995 [*Plebeia*] **90**.  
*alvarengai* Urban, 1971 [*Alloscirtetica*] **119**.  
*amalthea* (Olivier, 1789) [*Trigona*] **92**.  
*amazonense* Urban, 1995 [*Grafnanthidium*] **198**.  
*amazonensis* (Ducke, 1916) [*Trigona*] **92**.  
*amazonica* Schulz, 1905 [*Melipona*] **89**.  
*amazonica* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*amazonica* Enderlein, 1913 [*Xylocopa*] **151**.  
*amazonica* Schrottky, 1902 [*Coelioxys*] **203**.  
*amazonica* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*americana* (Klug, 1810) [*Centris*] **98**.  
*amita* Moure, 1987 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*Ammobatini* 46, 140.  
*Ammobatoidini* 46.  
*amoena* (Spinola, 1851) [*Megalopta*] **179**.  
*Amphipedia* [*Paratetrapedia*] **136**.  
*amphitrite* (Schrottky, 1910) [*Augochlora*] **177**.  
*amplipennis* (Smith, 1879) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*amplitarsis* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] **139**.  
*Ampulicidae* 29.  
*anae* Urban, 1999 [*Thygater*] **124**.  
*analís* (Fabricius, 1804) [*Centris*] **97**.  
*analís* (Lepeletier, 1841) [*Thygater*] 13, 14, 15, 16, 17, 18, **124**.  
*analís* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*analís* Lepeletier, 1841 [*Epicharis*] **103**.  
*analís* Spinola, 1853 [*Exomalopsis*] **125**.  
*analís* Westwood, 1840 [*Euglossa*] 42, **77**.  
*Ananthidium* **196**, 197.  
*anasimus* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*Ancylini* 46, 68.  
*Ancyloscelina* 103.  
*Ancyloscelis* 103, **105**.  
*Andrena* 145.  
*Andrenidae* 32, 33, 36, 45, 46, 57-64, 188.  
*Andreninae* 46, 57.  
*andromache* (Schrottky, 1909) [*Paroxystoglossa*] **180**.  
*Anepicharis* [*Epicharis*] **102**.  
*anesidora* (Doering, 1875) [*Augochloropsis*] **178**.  
*Angiospermae* 31, 32.  
*angularis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*angustatus* (Moure, 1954) [*Pseudepeolus*] **144**.  
*angustipes* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*angustula* (Latreille, 1811) [*Tetragonisca*] **92**.

*anisitsi* (Schrottky, 1908) [*Augochloropsis*] **178**.  
*anisitsi* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **213**.  
*anisitsianus* (Strand, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*annectans* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*annulata* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] **64**, 140.  
*anomala* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **212**.  
*anomalus* (Moure & Oliveira, 1962) [*Rhopitulus*] **64**.  
*Anthidiellum* 198.  
*Anthidiini* 22, 23, 38, 46, 190-199.  
*anthidioides* Radoszkowski, 1874 [*Megachile*] **213**.  
*anthidioides* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*Anthidium* **196**.  
*Anthidium s.str.* [*Anthidium*] 196.  
*Anthidulum* **196**.  
*Anthodioctes* 38, **196**, 197, 199.  
*Anthodioctes s.str.* [*Anthodioctes*] 199.  
*Anthophora* 38, **72**.  
*Anthophoridae* 33, 45, 65, 68, 189.  
*Anthophorinae* 65, 68.  
*Anthophorini* 46, 68, 72.  
*Anthophorisca* [*Anthophorula*] 125.  
*anthophoroides* Smith, 1849 [*Xylocopa*] **151**.  
*Anthophorula* 125, 140.  
*anthracina* (Michener, 1989) [*Tetraglossula*] 164, **165**.  
*Anthrenoides* **63**.  
*antiqua* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*Aparatrigona* **87**.  
*Apeulaema* [*Eulaema*] **79**.  
*Aphemia* [*Centris*] 93, 98.  
*apicale* (Cresson, 1878) [*Loyalanthidium*] **198**.  
*apicipennis* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*Apidae* 32, 33, 36, 45, 46, 48, 65-151, 188.  
*apiformis* (Fabricius, 1793) [*Ancyloscelis*] **105**.  
*Apina* 46, 68, 72, 73.  
*Apinae* 46, 65, 68-139.  
*Apini* 46, 65, 68, 72-92.  
*Apis* 44, 45, **73**.  
*Apoidea* 29, 34, 37.  
Araceae 74.  
*araquaiana* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*ardua* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*arenarium* (Ducke, 1907) [*Dicranthidium*] **197**.  
*arenarius* (Schrottky, 1902) [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*argentina* (Friese, 1908) [*Augochloropsis*] **178**.  
*argentina* Brèthes, 1910 [*Melissoptila*] **123**.  
*argentina* Holmberg, 1886 [*Brachynomada*] 140.  
*Arhysocele* 126, **133**, 134, 137.  
*Arhysocege* **61**, 140.  
*aridicola* (Moure, Neves & Viana, 2001) [*Eufriesea*] **76**.  
*Ariphanarthra* **177**.  
*armandoi* Urban, 1999 [*Thygater*] **124**.  
*armata* (Friese, 1900) [*Odyneropsis*] **144**.  
*armatitarsis* Strand, 1910 [*Ancyloscelis*] **105**.  
*arnau* Moure, 1949 [*Nomiocolletes*] **164**.  
*arsenicus* (Vachal, 1901) [*Hylaeus*] **158**.  
*artifex* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*Ascirtetica* [*Alloscirtetica*] 119.  
*asilvai* Moure, 1971 [*Melipona*] **89**.  
*aspera* Schrottky, 1902 [*Ceratina*] **147**.  
*asperrima* Moure, 1954 [*Trophocleptria*] **144**.  
*aspricordis* (Vachal, 1904) [*Augochloropsis*] **178**.  
*assumptionis* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **214**.  
*assumptionis* Schrottky, 1909 [*Coelioxys*] **203**.  
Asteraceae 103.  
*asteria* (Smith, 1854) [*Mesonychium*] **111**.  
*asunciana* Strand, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*asuncicola* Strand, 1910 [*Megachile*] **213**.  
*asuncionis* Strand, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*ater* (Smith, 1854) [*Rhathymus*] **129**.  
*aterrimum* (Friese, 1925) [*Mydosoma*] **157**.  
*aterrimum* (Friese, 1906) [*Parepeolus*] **129**.  
*atlantica* Silveira, 1996 [*Exomalopsis*] **126**.  
*atra* Friese, 1900 [*Centris*] **98**.  
*atranellus* Vachal, 1904 [*Dialictus*] **185**.  
*atratus* [*Lithurgus*] 39, 200.  
*atratus* Franklin, 1913 [*Bombus*] **73**.  
*atripyga* (Kirby, 1890) [*Dialictus*] **185**.  
*atriventris* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*atromarginata* (Cockerell, 1901) [*Neocorynura*] **180**.  
*atropos* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **178**.  
*atropurpurea* (Moure, 1940) [*Augochloropsis*] **178**.  
*augaspis* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*Augochlora* 48, **177-178**, 181.  
*Augochlora s.str.* [*Augochlora*] 169, **177**, 178.  
*Augochlorella* **178**.  
*Augochlorini* 37, 46, 167, 169-182.  
*Augochlorodes* **178**.  
*augochloroides* Ducke, 1910 [*Ceratina*] **146**.  
*Augochloropsis* 48, **178-179**, 181.  
*Augochloropsis s.str.* [*Augochloropsis*] 178.  
*augusti* Lepeletier, 1841 [*Xylocopa*] **151**.  
*aurea* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*aureiventris* Friese, 1899 [*Euglossa*] **77**.  
*aureiventris* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*aureocincta* Urban, 1968 [*Melissoptila*] **123**.  
*aureocinctum* Urban, 1992 [*Epanthidium*] **197**.  
*aureosericea* Friese, 1899 [*Exomalopsis*] **126**.  
*auriceps* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] **76**.  
*aurifluens* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*aurinasis* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **178**.  
*auripes* (Gribodo, 1822) [*Eufriesea*] **76**.  
*auriventris* Friese, 1925 [*Euglossa*] **77**.  
*auropilosa* Spinola, 1853 [*Exomalopsis*] **126**.  
*aurulenta* (Fabricius, 1804) [*Xylocopa*] **151**.  
*austera* Gerstaecker, 1867 [*Oxaea*] **58**.  
*australis* Holmberg, 1886 [*Coelioxys*] **202**.  
*Austromegachile* [*Megachile*] 38, **212**, 214.  
*Austroplebeia* 38.  
*Austrosphecodes* [*Sphecodes*] 188.  
*Austrostelis* 190, **197**.  
*autrani* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*autumnale* (Schrottky, 1909) [*Epanthidium*] **197**.  
*avicula* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*bahiana* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*bahianum* Urban, 1995 [*Moureanthidium*] **199**.  
*bambusae* Schrottky, 1902 [*Xylocopa*] **151**.  
*banarae* (Ducke, 1906) [*Neocorynura*] **180**.  
*Baptonedys* [*Nomiocolletes*] 164.  
*barbatula* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*barbiellini* Moure, 1944 [*Megachile*] **215**.  
*bariwal* Maidl, 1912 [*Xylocopa*] **151**.  
*basalis* Smith, 1879 [*Tetrapedia*] **139**.  
*batesi* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **178**.  
*batesi* Cockerell, 1916 [*Odyneropsis*] **144**.  
*beatissimus* (Cockerell, 1901) [*Habralictus*] **185**.  
*bella* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*bellicosus* Smith, 1879 [*Bombus*] **73**.  
*belophora* (Moure, 1941) [*Gaesischia*] **122**.

*Belopria* 163.  
 Bennettitales 31.  
*beniense* Cockerell, 1927 [*Hypanthidium*] 198.  
*benigna* Mitchell, 1930 [*Megachile*] 213.  
*bernice* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] 178.  
*bergi* Holmberg, 1884 [*Psaenythia*] 64.  
*bernardina* Schrottky, 1913 [*Megachile*] 211.  
*beroni* Schrottky, 1902 [*Coelioxys*] 203.  
*bertonii* (Schrottky, 1905) [*Epanthidium*] 197.  
*bertonii* (Schrottky, 1909) [*Augochloropsis*] 178.  
*bertonii* Schrottky, 1908 [*Megachile*] 214.  
*beskey* (Vachal, 1904) [*Dialictus*] 185.  
*betinae* Urban, 1995 [*Lanthanomelissa*] 133.  
*betyae* Moure, 1947 [*Nananthidium*] 199.  
 Biastini 46.  
*bicegoi* Schrottky, 1913 [*Megachile*] 215.  
*bicellularis* (Ducke, 1910) [*Nomiocolletes*] 164.  
*bicellularis* Ducke, 1908 [*Nomada*] 145.  
*bicellularis* Michener & Moure, 1957 [*Exomalopsis*] 125.  
*Bicolletes* [*Perditomorpha*] 164.  
*bicolor* (Fabricius, 1804) [*Mesocheira*] 111.  
*bicolor* (Smith, 1854) [*Paratrapedia*] 136.  
*bicolor* Lepeletier & Serville (1828) [*Rhathymus*] 129.  
*bicolor* Lepeletier, 1836 [*Melipona*] 42, 89.  
*bicolor* Lepeletier, 1841 [*Centris*] 99.  
*bicolor* Smith, 1874 [*Epicharis*] 102.  
*bicolorata* Smith, 1879 [*Ceratina*] 147.  
*Bicornelia* [*Mydosoma*] 157.  
*bicornuta* Mocsáry, 1899 [*Centris*] 97.  
*bidentata* Dressler, 1982 [*Euglossa*] 77.  
*bigamica* (Strand, 1910) [*Tetraglossula*] 165.  
*bigibbosa* (Friese, 1908) [*Brachynomada*] 140.  
*biguttulata* (Moure, 1941) [*Ceratina*] 146.  
*bilineolata* (Spinola, 1841) [*Hoplostelis*] 198.  
*bilobata* Friese, 1921 [*Coelioxys*] 203.  
*bilobatum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] 198.  
*bimaculata* Friese, 1903 [*Xylocopa*] 150.  
*bipartita* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] 139.  
*bipunctata* (Lepeletier, 1836) [*Scaptotrigona*] 91.  
*bizonata* Holmberg, 1886 [*Doeringiella*] 144.  
*blanda* Mitchell, 1930 [*Megachile*] 214.  
*bogotans* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] 177.  
*boliviensis* (Friese, 1908) [*Trophocleptria*] 145.  
*boliviensis* Friese, 1930 [*Osiris*] 129.  
*bombiformis* (Packard, 1869) [*Eulaema*] 41, 79.  
*Bombina* 46, 68, 72, 73.  
*Bombina* Oken, 1816 72.  
*Bombus* 38, 47, 72, 73.  
*bonaerensis* Holmberg, 1903 [*Melissoptila*] 123.  
*boops* Moidl, 1912 [*Xylocopa*] 151.  
*Bothranthidium* 197.  
*botucatuana* Schrottky, 1913 [*Megachile*] 213.  
*brachycephala* Moure, 1943 [*Augochloropsis*] 178.  
*brachycera* Moure, 1960 [*Neocorynura*] 180.  
*brachyceratomerus* (Moure, 1941) [*Hylaues*] 158.  
*brachychaeta* Moure, 1950 [*Melipona*] 89.  
*Brachynomada* 140.  
*Brachynomadini* 46, 140.  
*brachyplectus* (Moure, 1956) [*Dialictus*] 185.  
*bradley* Schwarz, 1932 [*Melipona*] 89.  
*brancoensis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] 213.  
*brammeri* Cockerell, 1912 [*Trigona*] 92.  
*Brasilagapostemon* [*Pseudagapostemon*] 187.  
*brasilianorum* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] 76.  
*brasilianorum* (Linnaeus, 1767) [*Xylocopa*] 151.  
*brasiliense* (Ducke, 1907) [*Callonychium*] 61.  
*brasiliensis* (Schrottky, 1910) [*Hylaues*] 158.  
*brasiliensis* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] 187.  
*brasiliensis* Dalla Torre, 1896 [*Megachile*] 213.  
*brasiliensis* Lepeletier & Serville, 1828 [*Monoeca*] 134.  
*brasiliensis* Lepeletier, 1836 [*Bombus*] 73.  
*brasiliensis* Schrottky, 1910 [*Sphecodes*] 188.  
*braziliensis* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] 177.  
*brethesi* Schrottky, 1909 [*Megachile*] 213.  
*brevivillus* Franklin, 1913 [*Bombus*] 73.  
*briseis* (Smith, 1879) [*Rhinocorynura*] 181.  
*bruneri* Ashmead, 1899 [*Caenonomada*] 133.  
*bruneri* Cockerell, 1918 [*Coelioxys*] 203.  
*bruneriellus* (Cockerell, 1918) [*Dialictus*] 185.  
*bruneri* Ashmead, 1899 [*Perditomorpha*] 164.  
*brunneipes* Friese, 1910 [*Ceratina*] 147.  
*buchwaldi* (Friese, 1908) [*Triepolus*] 144.  
*bufoninus* (Holmberg, 1886) [*Isepeolus*] 126.  
*bunchosiae* (Friese, 1899) [*Paratrapedia*] 136.  
*burgdorfi* Friese, 1900 [*Centris*] 98.  
*burmeisteri* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] 64.  
*butteli* (Friese, 1900) [*Nogeurapis*] 90.  
*buyssoni* (Friese, 1902) [*Trigonisca*] 92.  
*buzzi* Urban, 1989 [*Gaesischia*] 122.  
*buzzii* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*cacerense* Urban, 1997 [*Hypanthidium*] 198.  
*cacerensis* Urban, 1989 [*Gaesischia*] 122.  
*cacerensis* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*cachoeirensis* Schrottky, 1920 [*Megachile*] 215.  
Cactaceae 103.  
*cactorum* Moure, 1999 [*Arhysosage*] 61.  
*Caenohalictus* 185.  
*Caenonomada* 133, 137.  
*Caenoprosopidini* 46, 140.  
*Caenoprosopsis* 140.  
*caerulans* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] 178.  
*caerulea* (Friese, 1900) [*Mourella*] 89.  
*caerulescens* Lepeletier & Serville, 1825 [*Mesonychium*] 111.  
*caerulior* Cockerell, 1900 [*Augochlora*] 177.  
*caligans* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] 180.  
*caligneus* (Shanks, 1986) [*Protosiris*] 129.  
*Calibrachoa* [Solanaceae] 41.  
*callichroa* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] 178.  
*callichroma* (Cockerell, 1901) [*Habralictus*] 186.  
*Calliopsini* 46, 59-61.  
*Callistochlora* [*Corynura*] 179.  
*Calloceratina* [*Ceratina*] 146.  
*Callonychium* 61, 140.  
*calypso* (Smith, 1979) [*Augochloropsis*] 178.  
*camargoi* Moure, 1989 [*Camargoia*] 87.  
*camargoi* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] 196.  
*Camargoia* 87.  
*campestris* Silveira, 1996 [*Exomalopsis*] 126.  
*campinensis* Schrottky, 1908 [*Megachile*] 215.  
*canaliculatus* Moure, 1941 [*Habralictus*] 186.  
*Canephorulini* 111.  
*capitata* (Smith, 1874) [*Cephalotrigona*] 87.  
*capitatus* Moure, 2001 [*Gnathalictus*] 185.  
*capito* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] 64.  
*capixaba* Moure & Camargo, 1995 [*Melipona*] 89.  
*capixaba* Urban, 1995 [*Moureanthidium*] 199.  
*capra* Schrottky, 1913 [*Megachile*] 213.

*captiosa* Moure, 1962 [*Melipona*] **89**.  
*carbonaria* Smith, 1854 [*Xylocopa*] **151**.  
*carinata* Urban, 1989 [*Gaesischia*] **122**.  
*carinata* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*carinicolis* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*carinilabris* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*carioca* (Schrottky, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*carioca* Moure, 1954 [*Trophocleptria*] **145**.  
*Carloticola* **197**.  
*castaneum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*catabolonota* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*catamarcensis* (Holmberg, 1903) [*Plebeia*] **90**.  
*catamarcensis* (Schrottky, 1909) [*Austrostelis*] **197**.  
*catariense* Urban, 1995 [*Moureanthidium*] **199**.  
*Caupolicana* **126, 155, 156**.  
*Caupolicanini* **46, 155-157**.  
*cavichioli* Urban, 1992 [*Anthidulum*] **196**.  
*cavichius* Ducke, 1907 [*Centris*] **97**.  
*cearensis* (Ducke, 1908) [*Nomiocolletes*] **164**.  
*cearensis* (Ducke, 1910) [*Dasyhalonia*] **120**.  
*cearensis* (Ducke, 1911) [*Brachynomada*] **140**.  
*cearensis* Ducke, 1910 [*Xylocopa*] **151**.  
*cearensis* Friese, 1921 [*Coelioxys*] **203**.  
*Ceblurgus* **188**.  
*cecidonastes* Moure, 1972 [*Hylaeus*] **158**.  
*Celetrigona* [*Trigonisca*] **92**.  
*Centridini* **36, 37, 46, 68, 69, 92-103, 106, 129, 133, 134**.  
*Centris* **22, 23, 48, 92, 93-99, 99, 110, 111, 201**.  
*Centris s.str.* [*Centris*] **93, 97**.  
*cephalica* (Moure, 1941) [*Augochlora*] **177**.  
*Cephalocolletes* **163**.  
*Cephalotrigona* **39, 87**.  
*Cephalurgus* [*Rhopitulus*] **64**.  
*Cephylaeus* [*Hylaeus*] **158**.  
*cerasiopleura* Holmberg, 1904 [*Coelioxys*] **203**.  
*Ceratalictus* **179**.  
*Ceratina* **146-147**.  
*Ceratinini* **46, 145, 146-147**.  
*Ceratinula* [*Ceratina*] **146-147**.  
*cerradicola* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] **196**.  
*chacoensis* Holmberg, 1904 [*Coelioxys*] **203**.  
*chaetaspis* Moure, 1941 [*Thygater*] **40, 41, 124**.  
*Chaetochile* [*Megachile*] **212**.  
*chaetogastra* Moure, 1967 [*Trichocerapis*] **124**.  
*Chaeturginus* **61, 63**.  
*Chalepogenus* **133**.  
*chalybaea* (Friese, 1912) [*Mesoplia*] **111**.  
*chalybea* (Friese, 1899) [*Tapinotaspis*] **137**.  
*chalybeata* Friese, 1925 [*Euglossa*] **78**.  
*chanchamayoensis* Schwarz, 1948 [*Trigona*] **92**.  
*chapadana* (Schwarz, 1938) [*Nannotrigona*] **90**.  
*chapadensis* Cockerell, 1900 [*Agapostemon*] **185**.  
*chapadicola* (Cockerell, 1901) [*Neocorynura*] **180**.  
*chapadicola* Urban, 1998 [*Sarantidium*] **199**.  
*chichimeca* Cresson, 1878 [*Megachile*] **213**.  
*Chilicola* **165**.  
*Chilicolini* **165**.  
*Chlerogelloides* **179**.  
*chloera* (Moure, 1940) [*Augochloropsis*] **178**.  
*chlorina* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*chloris* (Fabricius, 1804) [*Ceratina*] **146**.  
*chlorobaptus* Moure, 1941 [*Habralictus*] **186**.  
*cholas* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*chrysocephala* Cockerell, 1912 [*Ceratina*] **147**.  
*chrysopoda* Schrottky, 1901 [*Xylocopa*] **151**.  
*chrysopyga* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*chrysorrhoea* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] **64**.  
*Chrysosarus* [*Megachile*] **38, 212, 214**.  
*cibele* Urban, 1995 [*Duckeanthidium*] **197**.  
*ciliata* Burmeister, 1876 [*Xylocopa*] **150**.  
*cilipes* (Fabricius, 1804) [*Trigona*] **92**.  
*cingillata* Moure, 1954 [*Doeringiella*] **144**.  
*cingulata* (Fabricius, 1804) [*Eulaema*] **79**.  
*cingulata* Moure, 1956 [*Lonthopria*] **163**.  
*cirrohopus* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*Cirroxylocopa* [*Xylocopa*] **150**.  
*civilis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **211**.  
*claudii* Urban, 1988 [*Melissoptila*] **123**.  
*claudii* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] **196**.  
*clavipes* (Fabricius, 1804) [*Tetragona*] **91**.  
*clavispinis* Vachal, 1909 [*Megachile*] **215**.  
*clementis* Urban, 1995 [*Lanthanomelissa*] **133**.  
*cleopatra* (Schrottky, 1902) [*Augochloropsis*] **178**.  
*Cleptommaton* [*Megaloptina*] **177, 180**.  
*clonius* (Brèthes, 1909) [*Ceratalictus*] **179**.  
*clypeata* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] **139**.  
*clypeata* Smith, 1879 [*Coelioxys*] **203**.  
*clypeata* Urban, 1971 [*Alloscirtetica*] **119**.  
*clypeata* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*cnecomala* (Moure, 1944) [*Melissoptila*] **123**.  
*cockerelli* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*cockerelli* Schrottky, 1909 [*Augochloropsis*] **178**.  
*codio* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*Coelioxoides* **65, 69, 137, 138**.  
*coelioxoides* Schrottky, 1909 [*Megachile*] **214**.  
*Coelioxys* **201-203**.  
*coerulea* Lepeletier & Serville, 1825 [*Aglae*] **76**.  
*cognata* Moure, 1944 [*Augochloropsis*] **178**.  
*cognata* Moure, 1970 [*Euglossa*] **77**.  
*Coleoptera* **26**.  
*collaris* Friese, 1899 [*Exomalopsis*] **126**.  
*collaris* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*collaris* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*collaris* Schrottky, 1906 [*Psaenythia*] **64**.  
*Colletes* **30, 32, 37, 126, 141, 154, 155**.  
*Colletidae* **32, 33, 36, 37, 45, 46, 153-166, 188, 189**.  
*Colletinae* **32, 46, 51, 153, 154-155**.  
*Colletini* **32**.  
*Colocynthophila* [*Peponapis*] **123**.  
*combinata* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*Comeptila* [*Melissoptila*] **123**.  
*commata* Moure, 1958 [*Cyphomelissa*] **110**.  
*compacta* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*compressipes* (Fabricius, 1804) [*Melipona*] **42, 89**.  
*compsa* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*concava* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] **76**.  
*concolor* Friese, 1921 [*Rhathymus*] **129**.  
*condignus* (Cresson, 1878) [*Florilegus*] **121**.  
*confusa* Moure, 1960 [*Centris*] **98**.  
*congruens* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*conica* Smith, 1874 [*Epicharis*] **102**.  
*conspersa* Mocsary, 1899 [*Centris*] **98**.  
*constructrix* Smith, 1879 [*Megachile*] **212**.  
*continua* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*contradicta* (Cockerell, 1900) [*Megaloptidia*] **180**.  
*convexa* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] **76**.  
Convolvulaceae **103**.  
*cordata* (Linnaeus, 1758) [*Euglossa*] **77**.

*cordialis* Mitchell, 1943 [*Megachile*] **213**.  
*corona* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*correntina* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] **147**.  
 Corrodentia 26.  
*corumbae* (Cockerell, 1901) [*Microthurge*] **200**.  
*Corynura* **179**.  
*Corynurella* [*Rhectomia*] **181**.  
 Crabronidae 29, 30, 31.  
*crabronina* Holmberg, 1887 [*Caenoprosopis*] **140**.  
*crassiceps* Moure, 1947 [*Augochloropsis*] **178**.  
*crassicornis* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*crassigena* Moure, 1943 [*Augochloropsis*] **178**.  
*crassipes* (Fabricius, 1793) [*Trigona*] **92**.  
*crassipes* (Moure, 1941) [*Habralictus*] **186**.  
*crassipes* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*crassipunctata* Moure, 1968 [*Euglossa*] **78**.  
*Cressoniella* [*Megachile*] **212**.  
*Cretotrigona* 31, 39.  
*creusa* (Schrottky, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*Crewella* [*Ceratina*] **147**.  
*crinita* Moure & Kerr, 1950 [*Melipona*] **89**.  
*crinitatus* Ducke, 1907 [*Rhathymus*] **129**.  
*crossotos* (Vachal, 1904) [*Paroxystoglossa*] **180**.  
*crotalariae* (Schwimmer, 1980) [*Megachile*] **212**.  
*crotonis* (Ducke, 1906) [*Rhinocorynura*] **181**.  
*Ctenanthidium* **197**.  
*Ctenioschelus* **110**.  
 Ctenoplectridae 33.  
 Ctenoplectrini 33, 46.  
*Ctenosybina* [*Lonchopria*] **163**.  
*Cucurbita* **123**.  
 Cucurbitaceae **123**.  
*cupira* (Smith, 1863) [*Partamona*] **90**.  
*cuprea* Friese, 1911 [*Megalopta*] **179**.  
*cupreiventris* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.  
*cupreola* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **178**.  
*cupreotincta* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **178**.  
*cuprifrons* (Smith, 1879) [*Neocorynura*] **180**.  
*cuprifrons* Strand, 1854 [*Ceratina*] **147**.  
*curtibana* Moure, 1943 [*Megachile*] **214**.  
*curticeps* (Vachal, 1903) [*Caenohalictus*] **185**.  
*curvipes* Smith, 1853 [*Megachile*] **214**.  
*curvitaris* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] **139**.  
*cyanea* (Schrottky, 1901) [*Augochloropsis*] **178**.  
*cyaneus* Holmberg, 1903 [*Colletes*] **155**.  
*cyaneus* Moure & Sakagami, 1984 [*Pseudagapostemon*] **41, 187**.  
*cyanicollis* Schrottky, 1902 [*Ceratina*] **147**.  
*cyanochlora* Moure, 1995 [*Euglossa*] **78**.  
*cyanomelas* Moure in Michener, Lange & Salamuni, 1958 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*cydippe* (Schrottky, 1910) [*Augochlora*] **177**.  
*Cyphepicharis* [*Epicharis*] **102**.  
*Cyphomandra calycina* [Solanaeae] **78**.  
*Cyphomelissa* **106, 110**.  
*Cyrtocoelioxys* [*Coelioxys*] **202**.  
*cytherea* (Smith, 1853) [*Augochloropsis*] **178**.  
*Dactylomegachile* [*Megachile*] **212**.  
*dallatorreana* Friese, 1900 [*Trigona*] **92**.  
*dalmeidai* (Moure, 1946) [*Chilicola*] **166**.  
*dalmeidai* Moure, 1944 [*Megachile*] **214**.  
*danielis* (Schrottky, 1907) [*Eufriesea*] **76**.  
*daphnis* Smith, 1853 [*Augochlora*] **177**.  
*darwinii* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*Dasycoelioxys* [*Coelioxys*] **203**.  
*Dasyhalonia* **120**.  
*Dasyhalonia s.str.* [*Dasyhalonia*] **120**.  
*Dasymegachile* [*Megachile*] **212**.  
 Dasypodaidae 32, 33, 46.  
*Dasyscirtetica* [*Alloscirtetica*] **119**.  
*Dasyxylocopa* [*Xylocopa*] **150**.  
*decepiens* Moure & Seabra, 1960 [*Centris*] **98**.  
*decolorata* (Ducke, 1908) [*Perditomorpha*] **164**.  
*decora* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*decorata* (Smith, 1874) [*Mesoplia*] **111**.  
*decorata* (Smith, 1879) [*Lophothygater*] **122**.  
*decorata* Smith, 1874 [*Euglossa*] **78**.  
*deianira* (Schrottky, 1910) [*Augochloropsis*] **178**.  
*dejeanii* Lepageletier, 1841 [*Epicharis*] **102**.  
*delectus* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*demissa* Holmberg, 1923 [*Psathyria*] **64**.  
*dentata* (Linnaeus, 1758) [*Exaerete*] **79**.  
*dentata* Smith, 1854 [*Centris*] **98**.  
*denticrus* Friese, 1922 [*Rhinetula*] **187**.  
*dentipes* Vachal, 1909 [*Megachile*] **214**.  
*denudans* Lepageletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*depilis* (Moure, 1942) [*Scaptotrigona*] **91**.  
 Dermestidae 26.  
*detudis* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **177**.  
*diabolica* (Friese, 1900) [*Cyphomelissa*] **110**.  
*Diadasia* **103, 105**.  
*Diadasina* **103, 105**.  
*Dialictus* **185, 186**.  
*Dianthidium* **196**.  
*Diaxylocopa* [*Xylocopa*] **150**.  
*dichotricha* (Moure, 1945) [*Centris*] **97**.  
*dichroopoda* Moure, 1948 [*Arhysoceble*] **133**.  
*Dicranthidium* **197**.  
*difficillima* (Ducke, 1906) [*Rhinocorynura*] **181**.  
*difformis* Smith (1854) [*Centris*] **97**.  
*digna* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **215**.  
*dilatata* Mitchell, 1929 [*Megachile*] **211**.  
*diligens* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.  
*dilmae* Urban, 1991 [*Ananthidium*] **196**.  
*dilutipes* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*dimidiata* (Olivier, 1789) [*Centris*] **98**.  
*dimidiata* Latreille, 1809 [*Xylocopa*] **151**.  
*dimidiata* Smith, 1854 [*Trigona*] **92**.  
*diminuta* Silveira, 1996 [*Exomalopsis*] **126**.  
*Diomalopsis* [*Exomalopsis*] **125**.  
 Diphaglossinae 46, 51, 144, 155-158.  
 Diphaglossini 37, 46.  
*dirhipis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*discolor* Smith, 1874 [*Centris*] **98**.  
*discors* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*dispar* (Moure, 1950) [*Frieseomelitta*] **87**.  
*Dissoglota* [*Mydrosoma*] **157**.  
 Dissoglottini 46, 157-158.  
*distincta* (Holmberg, 1903) [*Diadasina*] **105**.  
*distinguenda* (Gribodo, 1882) [*Eufriesea*] **76**.  
*Dithygater* **120, 124**.  
*divaricatum* (Smith, 1854) [*Hypanthidium*] **198**.  
*divaricatus* (Vachal, 1904) [*Oragapostemon*] **186**.  
*diversa* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*diversipennis* (Lepageletier, 1841) [*Augochloropsis*] **178**.  
*diversipes* Klug, 1810 [*Tetrapedia*] **139**.  
*diversum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*dobzhanskyi* (Moure, 1950) [*Trigonisca*] **92**.

*dobzhanskyi* Moure, 1951 [*Coelioxys*] **202**.  
*doederleini* (Friese, 1900) [*Frieseomelitta*] **87**.  
*Doeringiella* 140, **144**.  
*dolichocephala* (Moure, 1941) [*Augochlora*] **177**.  
*Dolichotrigona* [*Trigonisca*] 92.  
*donata* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*dorsalis* (Smith, 1854) [*Tetragona*] **91**.  
*dorsata* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*drepanis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **178**.  
*droryana* (Friese, 1900) [*Plebeia*] **90**.  
*dubia* Moure & Kerr, 1950 [*Melipona*] **89**.  
*dubia* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*Duckeanthidium* **197**, 198.  
*duckei* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*duckei* (Friese, 1900) [*Trigonisca*] **92**.  
*duckei* (Friese, 1906) [*Aglaomelissa*] **110**.  
*duckei* (Friese, 1908) [*Micronychapis*] **123**.  
*duckei* (Friese, 1910) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*duckei* (Friese, 1923) [*Eufriesea*] **76**.  
*duckei* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*duckei* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*duckei* Urban, 1997 [*Hypanthidium*] **198**.  
*Duckeola* **87**.  
*Dufoureaeinae* 46, 188.  
*duplex* (Michener, 1989) [*Sarocolletes*] **165**.  
*dutrae* (Friese, 1901) [*Nannotrigona*] **90**.  
*Dyoxini* 46.  
*eburnea* Friese, 1900 [*Melipona*] **89**.  
*eburneipes* Vachal, 1904 [*Megachile*] **211**.  
*echinodori* Melo, 1996 [*Protodiscelis*] **165**.  
*Ecplectica* [*Melissodes*] 122.  
*ecuadoria* Friese, 1926 [*Megalopta*] **179**.  
*ehrharti* Friese, 1931 [*Lestrimelitta*] **88**.  
*eickworti* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [*Stilbochlora*] **181**.  
*eickworti* Michener, 1978 [*Ptilocleptis*] **187**.  
*electa* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*electra* (Smith, 1853) [*Augochloropsis*] **178**.  
*electra* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*elegans* (Lepeletier, 1841) [*Eufriesea*] **76**.  
*elegans* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **151**.  
*eliasi* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*emarginatum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*emarginatus* (Moure, 1955) [*Rhogepeolus*] **144**.  
*emendata* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*emerina* (Friese, 1900) [*Plebeia*] **90**.  
*Emphorina* 103.  
*Emphorini* 46, 69, **103-106**, 125, 129.  
*eneomera* Urban & Graf, 2000 [*Hexanthes*] **164**.  
*Eomelipona* [*Melipona*] **89**.  
*epaenete* Holmberg, 1916 [*Coelioxys*] **203**.  
*Epanthidium* 38, 196, **197**.  
*Epeolini* 46, 140-145.  
*Epeoloides* 126.  
*Epeolus* 140, 144.  
*ephyra* (Schrottky, 1910) [*Augochlorella*] **178**.  
*Epicharana* [*Epicharis*] 99, **102**.  
*Epicharis* 69, 92, **99-103**, 111, 129.  
*Epicharis* s.str. [*Epicharis*] 99, **102**.  
*Epicharitides* [*Epicharis*] **102**.  
*Epicharoides* [*Epicharis*] **102**.  
*Eremapis* 125.  
*Eriocidini* 37, 46, 69, **106-111**, 129, 144.  
*erimys* (Schrottky, 1910) [*Neocorynura*] **180**.  
*erythrocephalum* (Schrottky, 1902) [*Epanthidium*] **197**.  
*esox* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **177**, 181.  
*essequiensis* (Schwarz, 1940) [*Tetragona*] **91**.  
*Ethalonchopria* [*Eulonchopria*] 163.  
*eucalypto* (Cockerell, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*Eucerini* 46, 68, **111-124**, 141, 144.  
*Eucerinodini* 111.  
*eucnemis* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **178**.  
*Euflorilegus* Ogloblin, 1955 [*Florilegus*] 120, **121**.  
*Eufriesea* 74, **76**, 79, 199.  
*Euglossa* 22, 74, **76-78**, 190, 201.  
*Euglossa* s.str. [*Euglossa*] **77-78**.  
*Euglossella* [*Euglossa*] **78**.  
*Euglossina* 21, 36, 37, 46, 51, 68, 73-79, 198.  
*Eulaema* 51, 74, **78-79**.  
*Eulaema* [*Centris*] 93.  
*Eulaema* s.str. [*Eulaema*] **79**.  
*Eulonchopria* **163-164**.  
*Eumelissa* [*Mesoplia*] **111**.  
*Euplusia* [*Eufriesea*] 76.  
*Euryglossinae* 32, 46, 158, 165.  
*Eurytis* 106, **110**.  
*eustictus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*euterpe* (Holmberg, 1886) [*Augochloropsis*] **179**.  
*euxanthospila* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*Exaeete* 74, **79**.  
*Exallocentris* [*Centris*] 93.  
*exaltata* Smith, 1853 [*Megachile*] **212**.  
*excellens* Schrottky, 1902 [*Acanthopus*] **110**.  
*excisa* Friese, 1921 [*Coelioxys*] **203**.  
*exiguus* (Schrottky, 1902) [*Hylaeus*] **158**.  
*Exomalopsini* 46, 103, 105, 125-126, 130, 140, 189.  
*Exomalopsis* 51, **125-126**, 138, 140, 145.  
*Exomalopsis* s.str. [*Exomalopsis*] **125-126**.  
*extensicornis* Vachal, 1909 [*Colletes*] **155**.  
*extranea* Camargo & Moure, 1983 [*Trichotrigona*] **92**.  
*exulans* (Holmberg, 1887) [*Coelioxoides*] **138**.  
*Fabaceae* 40.  
*fabriciana* Moure, 1960 [*Xylocopa*] **151**.  
*faceta* (Moure, 1999) [*Eufriesea*] **76**.  
*falcidentata* Moure & Silveira, 1992 [*Megachile*] **213**.  
*fallax* (Smith, 1854) [*Eufriesea*] **76**.  
*fasciata* Lepeletier & Serville, 1828 [*Epicharis*] **102**.  
*fasciatum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*fasciculata* Smith, 1854 [*Melipona*] **89**.  
*femoralis* (Schrottky, 1902) [*Hylaeus*] **158**.  
*femoralis* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*femoralis* Engel, Brooks & Yanega, 1997 [*Chlerogelloides*] **179**.  
*femorata* (Smith, 1854) [*Cephalotrigona*] **87**.  
*fernandoi* Moure, 1989 [*Exomalopsis*] **126**.  
*feronia* Smith, 1979 [*Augochlora*] **177**.  
*ferruginea* (Friese, 1898) [*Notoxaea*] **58**.  
*ferruginea* (Friese, 1899) [*Trigonopedia*] **137**.  
*ferruginea* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **99**.  
*fervens* (Smith, 1879) [*Peponapis*] **123**.  
*Fervidobombus* [*Bombus*] **76**.  
*festiva* Smith, 1854 [*Oxaea*] **58**.  
*festivaga* (Dalla Torre, 1879) [*Megaloptina*] **180**.  
*festivus* (Smith, 1854) [*Florilegus*] **121**.  
*Fidelia* 189.  
*Fideliinae* 33, 189.  
*Fideliini* 46, 189.  
*fiebrigi* Brèthes, 1909 [*Ancyluscelis*] **105**, 125.

- fiebrigi* Brèthes, 1909 [*Melissoptila*] **123**.  
*fiebrigi* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **212**.  
*fimbriata* Fabricius, 1804 [*Xylocopa*] **151**.  
*fimbriata* Rebèlo & Moure, 1995 [*Euglossa*] **77**.  
*fimbriata* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*flava* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*flaveola* (Friese, 1900) [*Oxytrigona*] **90**.  
*flavescens* (Friese, 1899) [*Eulaema*] **79**.  
*flavescens* Klug, 1807 [*Oxaea*] **58**.  
*flavicans* (Moure, 1950) [*Trigonisca*] **92**.  
*flavicornis* (Fabricius, 1798) [*Frieseomelitta*] **87**.  
*flavifrons* (Fabricius, 1775) [*Centris*] **97**.  
*flavilabris* Mocsáry, 1899 [*Centris*] **98**.  
*flavipennis* (Smith, 1879) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*flavipes* Moure, 1950 [*Dialictus*] **185**.  
*flavitaris* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*flaviventris* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] **76**.  
*flaviventris* (Friese, 1899) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*flavocincta* (Cockerell, 1912) [*Plebeia*] **90**.  
*flavoclypeata* Michener, LaBerge & Moure, 1955 [*Gaesischia*] **122**.  
*flavofasciata* Urban, 1999 [*Pachysvastra*] **123**.  
*flavofasciatum* (Schrottky, 1902) [*Hypanthidioides*] **198**.  
*flavolineata* Friese, 1900 [*Melipona*] **89**.  
*flavomarginatum* (Smith, 1897) [*Hypanthidium*] **198**.  
*flavopictum* (Smith, 1854) [*Saranthidium*] **199**.  
*flavopictus* Moure, 1941 [*Habralictus*] **186**.  
*flavotaeniata* (Moure, 1945) [*Epicharis*] **102**.  
*florencia* Mitchell, 1943 [*Megachile*] **211**.  
*Florilegus* **120-121**.  
*Florilegus* s.str. **120, 121**.  
*Floriraptor* Moure & Michener, 1955 [*Florilegus*] **120, 121**.  
*fluminensis* Schrottky, 1911 [*Pseudagapostemon*] **4 0, 187**.  
*fluviatilis* (Friese, 1904) [*Centris*] **98**.  
*Foersterapis* [*Zikanapis*] **157**.  
*foersteri* Urban, 1999 [*Nananthidium*] **199**.  
*formosa* (Mocsáry, 1908) [*Eufriesea*] **76**.  
*formosus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*foveata* (Ducke, 1907) [*Odyneropsis*] **144**.  
*foveolatum* (Alfken, 1930) [*Hypanthidium*] **198**.  
*foxiana* Cockerell, 1900 [*Augochlora*] **177**.  
*fragocara* (Kimsey, 1977) [*Eufriesea*] **76**.  
*fraissei* (Friese, 1901) [*Trigonisca*] **92**.  
*framea* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*francisca* Schrottky, 1902 [*Augochlora*] **177**.  
*francoi* (Moure, 1946) [*Frieseomelitta*] **87**.  
*franki* Friese, 1908 [*Perditomorpha*] **164**.  
*frieseana* (Ducke, 1908) [*Ancyloscelis*] **105**.  
*friesei* (Ducke, 1902) [*Mesoplia*] **111**.  
*friesei* (Ducke, 1907) [*Chilicola*] **166**.  
*friesei* (Ducke, 1907) [*Microthurga*] **200**.  
*friesei* Ducke, 1907 [*Rhathymus*] **129**.  
*friesei* Ducke, 1907 [*Rhopitulus*] **64**.  
*friesei* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*Friesella* **38, 87**.  
*Frieseomelitta* **87**.  
*frontalis* (Guérin, 1845) [*Exaerete*] **79**.  
*frontalis* (Olivier, 1789) [*Xylocopa*] **151**.  
*fructifera* (Holmberg, 1903) [*Ptilothrix*] **106**.  
*fucosa* (Michener, 1989) [*Tetraglossula*] **165**.  
*fulgurans* (Holmberg, 1903) [*Gaesischia*] **122**.  
*fuliginosa* Lapeletier, 1836 [*Melipona*] **89**.  
*fulva* Lapeletier, 1836 [*Melipona*] **89**.  
*fulva* Moure & Urban, 1992 [*Sarocolletes*] **165**.  
*fulvicornis* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*fulvicutis* Moure, 1964 [*Scaptotrigona*] **91**.  
*fulvipennis* Schrottky, 1910 [*Exomalopsis*] **126**.  
*fulvipes* (Smith, 1854) [*Florilegus*] **121**.  
*fulvipes* Friese, 1924 [*Temnosoma*] **181**.  
*fulvitaris* Friese, 1925 [*Ceratina*] **146**.  
*fulviventris* Guérin, 1837 [*Trigona*] **92**.  
*fulvofasciata* Smith, 1879 [*Exomalopsis*] **126**.  
*fulvohirta* (Friese, 1900) [*Geotrigona*] **87**.  
*fulvoniger* (Michener, 1989) [*Actenosigynes*] **163**.  
*fulvonigra* Urban, 1988 [*Melissoptila*] **123**.  
*fulvus* Friese, 1906 [*Rhathymus*] **129**.  
*funeraria* Moure, 1964 [*Zikanapis*] **157**.  
*funereus* Smith, 1874 [*Eurytis*] **110**.  
*funesta* Maidl, 1912 [*Xylocopa*] **151**.  
*furcatum* (Ducke, 1908) [*Saranthidium*] **199**.  
*furfuraceus* Holmberg, 1886 [*Colletes*] **155**.  
*fusca* Vachal (1909) [*Anthrenoides?*] **63**.  
*fuscata* Lapeletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*fuscipennis* Friese, 1900 [*Trigona*] **92**.  
*fusciventris* Mocsáry, 1899 [*Centris*] **98**.  
*Gaesischia* **48, 121-122**.  
*Gaesischia* s.str. [*Gaesischia*] **121, 122**.  
*Gaesischiana* [*Gaesischia*] **121, 122**.  
*Gaesischiopsis* [*Gaesischia*] **121, 122**.  
*Gaesochira* **122**.  
*gaianii* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*garofaloi* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*gaullei* (Vachal, 1904) [*Mydrosomella*] **158**.  
*gaullei* (Vachal, 1909) [*Eulonchopria*] **163, 164**.  
*gaullei* Vachal, 1901 [*Caupolicana*] **156**.  
*genalis* Meade-Waldo, 1916 [*Megalopta*] **179**.  
*Geotrigona* **8, 39, 87**.  
*gerstaeckeri* Friese, 1908 [*Psaenythia*] **64**.  
*Gesneriaceae* **64**.  
*ghilianii* (Spinola, 1853) [*Duckeola*] **87**.  
*gigantea* (Schrottky, 1909) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*gigas* Friese, 1904 [*Ancyloscelis*] **105**.  
*gigas* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **214**.  
*gilva* (Holmberg, 1884) [*Alloscirtetica*] **120**.  
*giraffa* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **212**.  
*glaberrima* (Friese, 1899) [*Trigonopedia*] **137**.  
*glabrata* Camargo & Moure, 1990 [*Lestrimelitta*] **88**.  
*glabrata* Urban, 1989 [*Gaesischia*] **122**.  
*globulosa* (Friese, 1899) [*Paratetrapedia*] **137**.  
*Glossopasiphæa* **164**.  
*Glossura* [*Euglossa*] **78**.  
*Glossurella* [*Euglossa*] **78**.  
*Glossuropoda* [*Euglossa*] **78**.  
*Glyptochlora* [*Augochloropsis*] **178**.  
*Glyptocoelioxys* [*Coelioxys*] **203**.  
*Gnathalictus* **185**.  
*Gnathanthidium* [*Michanthidium*] **199**.  
*Gnathoxylocopa* [*Xylocopa*] **38**.  
*goeldianus* (Friese, 1899) [*Chalepogenus*] **133**.  
*Goeletapis* **188**.  
*goettei* (Friese, 1900) [*Tetragona*] **91**.  
*goffergei* Moure, 1953 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*golbachi* (Schwimmer, 1980) [*Megachile*] **212**.  
*goryi* (Romand, 1840) [*Ctenioschelus*] **110**.  
*gossypii* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] **147**.  
*gracile* Urban, 1991 [*Ctenanthidium*] **197**.  
*gracilis* (Urban & Graf, 2000) [*Hexanthesa*] **164**.

*gracilis* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **214**.  
*gracilis* Urban, 1999 [*Anthodiocetes*] **196**.  
*gracillimus* (Schrottky, 1902) [*Hylaeus*] **158**.  
*Grafanthidium* **198**.  
*Grafella* [*Megachile*] **212**, **213**.  
*grafi* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*graminea* (Fabricius, 1804) [*Pseudaugochlora*] **13**, **181**.  
*grandior* (Friese, 1899) [*Epicharis*] **102**.  
*grandis* Guérin, 1844 [*Melipona*] **89**.  
*gregarium* (Schrottky, 1905) [*Dicranthidium*] **197**.  
*grisescens* (Ducke, 1907) [*Melitomella*] **106**.  
*grisescens* Lepeletier, 1841 [*Xylocopa*] **151**.  
*guaranitica* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **212**.  
*guaritarum* Urban 1995 [*Sarocolletes*] **165**.  
*guariticola* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*guaruvae* Moure, 1987 [*Dialictus*] **185**.  
*guedesi* (Ducke, 1902) [*Mesoptia*] **111**.  
*habilis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*Habralictus* **185-186**.  
*Habralictus* s.str. [*Habralictus*] **185**.  
*haeckeli* (Friese, 1900) [*Paratrigena*] **90**.  
*haeckli* (Friese, 1910) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*haematospila* Moure, 1951 [*Xylocopa*] **151**.  
*haemorrhoidalis* (Smith, 1854) [*Monoeca*] **134**.  
*Halictanthrena* **164**.  
Halictidae **23**, **32**, **33**, **34**, **45**, **46**, **48**, **167-188**.  
*Halictillus* **179**.  
Halictinae **46**, **167-188**.  
Halictini **46**, **167**, **182-188**.  
*Halictus* **186**.  
*hamata* Moure, 1947 [*Alepidosceles*] **105**.  
*hamatus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*handlirschii* (Friese, 1900) [*Tetragona*] **91**.  
*Haplocoelioxys* [*Coelioxys*] **203**.  
*harrisoni* Engel, 1995 [*Rhectomia*] **181**.  
*harterae* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*hastigera* Moure, 1948 [*Megachile*] **211**.  
*hebescens* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **179**.  
*helleri* (Friese, 1900) [*Partamona*] **90**.  
*helvola* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*hemichalceum* [*Lasioglossum*] **185**.  
*hemidiodiae* (Ducke, 1906) [*Neocorynura*] **180**.  
*hemileuca* Moure, 1944 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*hemileuca* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*Hemisia* [*Centris*] **93**.  
*Hemisiella* [*Centris*] **93**, **97**.  
*hesperus* Smith, 1862 [*Halictus*] **186**.  
*Heterocentris* [*Centris*] **93**, **97**.  
*heterochroa* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **179**.  
Heterogynaidae **29**.  
*Hexanthes* **164**.  
Hexepeolini **46**.  
*hillaris* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*hirsutissima* Maidl, 1912 [*Xylocopa*] **151**.  
*Holcomegachile* [*Megachile*] **212**.  
*holmbergi* (Schrottky, 1913) [*Doeringiella*] **144**.  
*holostictus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*holti* Cockerell, 1927 [*Augochlora*] **177**.  
*Hoplepicharis* [*Epicharis*] **99**, **102**.  
*Hopliphora* **106**, **110**.  
*Hoplocolletes* **164**.  
*Hoplostelis* **190**, **197**, **198**, **199**.  
*huberi* (Ducke, 1908) [*Arhysoceble*] **133**.  
*huberi* (Ducke, 1908) [*Chilicola*] **166**.  
*huberi* Ducke, 1907 [*Lithurgus*] **39**, **200**.  
*huberi* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*huebneri* Alfken, 1930 [*Augochlora*] **178**.  
*hugonis* Moure, 1989 [*Euglossa*] **78**.  
*humboldti* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*hurdi* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*hyalinata* (Lepeletier, 1836) [*Trigona*] **92**.  
*hyemalis* Moure 1950 [*Ceratina*] **147**.  
Hylaeinae **32**, **46**, **51**, **158-160**, **165**.  
*Hylaeopsis* [*Hylaeus*] **158**.  
*Hylaeosoma* [*Chilicola*] **166**.  
*Hylaeus* **30**, **37**, **158-160**.  
Hymenoptera **29**, **31**.  
*Hypanthidioides* **196**, **197**, **198**, **199**.  
*Hypanthidium* **38**, **198**, **199**.  
*hypocrita* Smith, 1853 [*Megachile*] **215**.  
*hypogea* Silverstri, 1902 [*Trigona*] **92**.  
*hypoleuca* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*hypsipyle* (Schrottky, 1909) [*Augochloropsis*] **179**.  
*hyposphila* Moure, 1944 [*Psaenythia*] **64**.  
*hyptidis* (Ducke, 1910) [*Gaesischia*] **122**.  
*hyptidis* Ducke, 1908 [*Centris*] **98**.  
*hyptidis* Ducke, 1908 [*Rhopitulus*] **64**.  
*ianthina* (Smith, 1861) [*Enochlora*] **182**.  
*ignava* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*ignava* Smith, 1879 [*Coelioxys*] **203**.  
*ignis* Camargo, 1984 [*Oxytrigona*] **90**.  
*ignita* (Smith, 1854) [*Euglossa*] **78**.  
*iheringi* (Schrottky, 1910) [*Austrostelis*] **197**.  
*iheringi* (Schrottky, 1910) [*Perditomorpha*] **164**.  
*iheringi* Cockerell, 1900 [*Augochlora*] **177**.  
*iheringi* Friese, 1899 [*Epicharis*] **102**.  
*iheringi* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **215**.  
*iheringii* (Friese, 1899) [*Paratetrapedia*] **137**.  
*illustris* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*illustris* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **215**.  
*ilustris* Schwarz, 1932 [*Melipona*] **89**.  
*imitatrix* (Schrottky, 1909) [*Alepidosceles*] **105**.  
*imitatrix* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*immaculata* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*immixta* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*imperator* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*imperialis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*imperialis* Cockerell, 1922 [*Euglossa*] **78**.  
*implexus* Moure, 1950 [*Caenohalictus*] **185**.  
*impunctata* (Ducke, 1916) [*Aparatrigena*] **87**.  
*incerta* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigena*] **90**.  
*incertus* (Schrottky, 1902) [*Caenohalictus*] **185**.  
*incongrua* Smith, 1879 [*Megachile*] **212**.  
*inconspicua* (Michener, 1989) [*Perditomorpha*] **164**.  
*indescriptus* (Dalla Torre, 1890) [*Anthodiocetes*] **196**.  
*inducens* Brèthes, 1910 [*Melissoptila*] **123**.  
*inermis* Friese, 1899 [*Centris*] **97**.  
*infinita* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **215**.  
*inflaticeps* (Ducke, 1906) [*Rhinocorynura*] **181**.  
*infrequens* Smith, 1879 [*Nomada*] **145**.  
*inornata* Moure, 1998 [*Parapsaenythia*] **63**.  
*inornatus* (Schrottky, 1902) [*Sphecodes*] **188**.  
*inquirenda* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **215**.  
*inscita* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*insigne* (Smith, 1853) [*Megommation*] **180**.  
*insolita* Holmberg, 1904 [*Coelioxys*] **203**.

*insulare* Urban, 1998 [*Saranthidium*] **199**.  
*intermedia* Moure, 1989 [*Trigonisca*] **92**.  
*intermixta* Friese, 1900 [*Centris*] **98**.  
*interrupta* Latreille, 1811 [*Melipona*] **89**.  
*interrupta* Urban, 1989 [*Gaesischia*] **122**.  
*intersecta* Latreille, 1938 [*Euglossa*] **78**.  
*iopodion* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*iopocila* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*iopocila* Moure, 1950 [*Augochlorella*] **178**.  
*ioprosopa* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*iopyrrha* Dressler 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*loxylocopa* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **151**.  
*iphigenia* Holmberg, 1886 [gènere indeterminado] **178**.  
*ipomoearum* (Ducke, 1913) [*Melitoma*] **106**.  
*iridipennis* Smith, 1879 [*Exomalopsis*] **126**.  
*iris* (Schrottky, 1902) [*Augochloropsis*] **179**.  
*isabellae* Urban, 1995 [*Cephalocolletes*] **163**.  
*Isepeolini* 46, 65, 126, 139.  
*Isepeolus* **126**.  
*Isomalopsis* [*Anthophorula*] 125.  
*itaitubina* (Ducke, 1902) [*Mesoplia*] 111.  
*itapuae* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **211**.  
*janeirensis* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **179**.  
*jenseni* Friese, 1908 [*Exomalopsis*] **126**.  
*joacata* (Schrottky, 1910) [*Paroxystoglossa*] **181**.  
*joergenseni* (Schrottky, 1913) [*Hylaeus*] **158**.  
*joergenseni* Meyer, 1920 [*Sphecodes*] **188**.  
*julianii* Moure, 1962 [*Plebeia*] **90**.  
*jundiana* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*juremae* Moure, 1989 [*Euglossa*] **78**.  
*kaieteurensis* (Schwarz, 1938) [*Tetragona*] **91**.  
*Kelneriapis* 39.  
*kerri* Moure, 1956 [*Colletes*] **155**.  
*klugi* Friese, 1899 [*Centris*] 41, **98**.  
Krameriaceae 92.  
*Krombeinictus* 30.  
*kwyrakai* Camargo & Moure, 1996 [*Geotrigona*] **87**.  
*labiatarum* (Ducke, 1910) [*Gaesischia*] **122**.  
*labiosa* Moure, 1951 [*Coelioxys*] **203**.  
*labrata* Melo, 1996 [*Protodiscelis*] 165.  
*labrata* Zanella, no prelo [*Caenonomada*] **133**.  
*labrosa* Friese, 1899 [*Centris*] **97**.  
*lacertinus* Smith, 1854 [*Leiopodus*] **129**.  
*lachnopyga* Moure [*Megachile*] **214**.  
*laeta* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **179**.  
*laeta* Smith, 1853 [*Megachile*] **213**.  
*laeta* Spinola, 1841 [*Ceratina*] **147**.  
*laevicincta* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*laevigata* Smith, 1854 [*Coelioxys*] **202**.  
*laevigatum* Smith, 1879 [*Temnosoma*] **181**.  
*laevipyga* (Kirby, 1890) [*Augochlora*] **177**.  
*Lagobata* Smith, 1861 [*Tetrapedia*] 138.  
*lammula* Vachal, 1908 [*Megachile*] **212**.  
*lanei* (Moure, 1940) [*Halictus*] **186**.  
*lanei* (Moure, 1944) [*Monoeca*] **134**.  
*langeanus* Moure, 1956 [*Colletes*] **155**.  
*langei* Urban, 1999 [*Anthodiocetes*] **196**.  
*langedorfii* Blanchard, 1840 [*Centris*] **98**.  
*languida* Moure, 1989 [*Frieseomelitta*] **87**.  
*lanipes* (Fabricius, 1775) [*Centris*] **97**.  
*laniventris* (Ducke, 1902) [*Eufriesea*] **76**.  
*lanosa* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*Lanthanella* [*Chalepogenus*] 133.  
*Lanthanomelissa* 126, **133**.  
*Lanthanomelissa s.str.* [*Lanthanomelissa*] 133.  
*larocai* (Moure, 1995) [*Paratetrapedia*] **137**.  
*larocai* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*larocai* Moure, 1969 [*Micrommaton*] **180**.  
*larocai* Moure, 1972 [*Hylaeus*] **158**.  
*larocai* Urban, 1997 [*Anthidium*] **196**.  
*larocai* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*Larocanthidium* **198**.  
*Lasioglossum* 185.  
*latecalcarata* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **156**.  
*lateralis* Erichson, 1848 [*Melipona*] **89**.  
*lateritia* Friese, 1899 [*Centris*] **98**.  
*laticincta* (Spinola, 1841) [*Centris*] **98**.  
*latitarsis* (Friese, 1899) [*Tapinotaspis*] **137**.  
*latitarsis* (Friese, 1900) [*Scaura*] **91**.  
*latitarsis* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*latitarsis* Urban, 1967 [*Thygater*] **124**.  
*latum* Schrottky, 1902 [*Anthidium*] **196**.  
*lauroi* Moure, 1947 [*Bothranthidium*] **197**.  
*lazulina* Friese, 1923 [*Euglossa*] **77**.  
*leaena* (Vachal, 1909) [*Perditomorpha*] 164.  
*Leiopodus* **129**.  
*Leioproctus* 163, 164, 165.  
*Leioproctus s.str.* [*Leioproctus*] 163.  
*lenticula* Vachal, 1909 [*Megachile*] **212**.  
*lentifera* Vachal, 1909 [*Megachile*] **211**.  
*lepidodes* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*leprieuri* (Spinola, 1841) [*Centris*] **97**.  
*Leptometriella* 103.  
*Leptorachina* [*Megachile*] **213**.  
*Leptorachis* [*Megachile*] 212, **213**.  
*leptura* (Illiger, 1806) [*Coelioxys*] **203**.  
*Lestis* [*Xylocopa*] 148.  
*Lestrimelitta* **87-88**.  
*leucocephala* (Bertoni & Schrottky, 1910) [*Pachysvastra*] **123**.  
*leucopogonites* Moure, 1944 [*Megachile*] **214**.  
*leucotricha* Moure, 1943 [*Augochloropsis*] **179**.  
*leucotricha* Rebêlo & Moure, 1995 [*Euglossa*] **77**.  
*Leurotrigona* **88**, 92.  
*levilimba* Vachal, 1908 [*Megachile*] **215**.  
*liebherri* Engel, 1995 [*Rhectomia*] **181**.  
*limao* (Smith, 1863) [*Lestrimelitta*] 87, **88**.  
*limbata* (Mocsary, 1897) [*Eufriesea*] **76**.  
*limbella* (Vachal, 1909) [*Eulonchopria*] **164**.  
*lineata* (Lepelletier, 1836) [*Paratrigona*] **90**.  
*lineata* (Spinola, 1851) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*lineatifrons* (Schwarz, 1938) [*Paratrigona*] **90**.  
*liopelte* (Moure, 1940) [*Augochloropsis*] **179**.  
*liopoda* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*Liphanthus* 140.  
*Lissopedia* [*Paratetrapedia*] 134.  
*lissotate* Moure, 1943 [*Megachile*] **214**.  
*lissotera* Moure, 1943 [*Exomalopsis*] **126**.  
*Lithurgini* 46, 199-200.  
*Lithurgopsis* [*Lithurgus*] **200**.  
*Lithurgus* 199, **200**.  
*Lithurgus s.str.* [*Lithurgus*] **200**.  
*litoralis* Holmberg, 1923 [*Psaenythia*] **64**.  
*littoreum* Moure, 1944 [*Mesonychium*] **111**.  
*lobitarsis* Smith, 1879 [*Megachile*] **214**.  
*Lonchoprella* [*Lonchopria*] 163.  
*Lonchopria* **163**.  
*longiceps* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.

*longicornis* (Friese, 1903) [*Trigonisca*] **92**.  
*longimana* Fabricius, 1804 [*Centris*] **98**.  
*longipalpis* Urban & Moure, 1993 [*Ceblurgus*] **188**.  
*longipes* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*longitarse* (Friese, 1925) [*Mydosoma*] **157**.  
*longitarsis* (Ducke, 1916) [*Trigonisca*] **92**.  
*longula* (Lepelletier, 1836) [*Scaura*] **91**.  
*Lophopedia* [*Paratetrapedia*] **136**.  
*Lophothygater* **122**.  
*loureiroi* (Moure, 1941) [*Halictillus*] **179**.  
*Loyolanthidium* **198**.  
*luciae* Urban, 1992 [*Dicranthidium*] **197**.  
*lucida* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*lucidula* Smith, 1854 [*Ceratina*] **146**.  
*luederwaldti* (Moure, 1940) [*Augochloropsis*] **179**.  
*luederwaldti* (Schrottky, 1910) [*Thygater*] **124**.  
*lurida* (Smith, 1854) [*Ptilotrigena*] **91**.  
*lutea* Friese, 1899 [*Centris*] **99**.  
*luteocincta* Moure & Seabra, 1959 [*Epicharis*] **102**.  
*macraspis* Moure, 1967 [*Platysvastra*] **123**.  
*Macropis* 126.  
*macrops* Lepelletier, 1841 [*Xylocopa*] **151**.  
*macrospilophorus* Moure, 1941 [*Habralictus*] **186**.  
*maculata* (Friese, 1899) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*maculata* (Friese, 1900) [*Mesonychium*] **111**.  
*maculatum* Urban, 1992 [*Epanthidium*] **197**.  
*maculifrons* Smith, 1854 [*Ceratina*] **147**.  
*maculosum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*madida* Friese, 1925 [*Xylocopa*] **151**.  
*magaliae* Urban, 1995 [*Lanthanomelissa*] **133**.  
*magnifica* Moure, 1958 [*Cyphomelissa*] **110**.  
*magnipes* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **77**.  
*malachisis* Friese, 1924 [*Tenmosoma*] **181**.  
**Malpighiaceae** 36, 92, 130.  
*malpighiacearum* Ducke, 1907 [*Halictanthrena*] **164**.  
**Malvaceae** 103.  
*malvacearum* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhophitulus*] **64**.  
*manaosensis* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **211**.  
*manaosensis* Schwarz, 1932 [*Melipona*] **89**.  
*manauara* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] **196**.  
*mandacai* Smith, 1863 [*Melipona*] **89**.  
*mandibularis* Friese, 1899 [*Euglossa*] **78**.  
*manicatum* (Linnaeus, 1758) [*Anthidium*] 39, **196**.  
*manni* (Cockerell, 1912) [*Ceratina*] **146**.  
 Manuiliini 46, 145, 146.  
*mapirensis* (Cockerell, 1927) [*Anthodioctes*] **196**.  
*maranhense* Urban, 1997 [*Hypanthidium*] **198**.  
*maranhensis* Ducke, 1910 [*Centris*] **98**.  
*margaritae* Moure, 1962 [*Plebeia*] **90**.  
*marginata* Lepelletier, 1836 [*Melipona*] 13, 42, **89**.  
*marginatum* Moure & Urban, 1993 [*Sarantidium*] **199**.  
*mariannae* Dalla Torre, 1896 [*Megachile*] 215.  
*marinonii* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
 Masarinae 30.  
*mattogrossensis* (Ducke, 1925) [*Geotrigona*] **87**.  
*mcginleyi* (Shanks, 1986) [*Protosiris*] **129**.  
*Megachile* 23, 38, 40, 48, 201, **203-215**.  
 Megachilidae 32, 33, 37, 45, 46, 48, 65, 189-215.  
*megachiliforme* (Ducke, 1907) [*Duckeanthidium*] **197**.  
 Megachilinae 46, 189-215.  
 Megachilini 46, 201-215.  
*megachiloides* Holmberg, 1903 [*Anthodioctes*] **196**.  
*Megalopta* 169, **179**, 180.

*megalopta* Moure, 1948 [*Zikanapis*] **157**.  
*Megalopta s.str.* [*Megalopta*] 179.  
*Megaloptidia* 177, **180**.  
*Megaloptina* 177, **180**.  
*megalostigma* (Ducke, 1908) [*Chilicola*] **166**.  
 Meganomiidae 32, 33, 46.  
*Megascirtetica* **122**.  
*Megaxylocopa* [*Xylocopa*] 150.  
*Megomalopsis* [*Exomalopsis*] 125.  
*Megommation* **180**, 181.  
*Megommation s.lato* [*Megommation*] 180.  
*Megommation s. str.* [*Megommation*] 177, 180.  
*Melacentris* [*Centris*] 93, **97-98**.  
*melaena* Moure, nomen nudum [*Eufriesea*] **76**.  
*melampoda* Moure, 1948 [*Arhysoceble*] 133.  
*melampoda* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] **139**.  
*melamptera* Moure, 1943 [*Neocorynura*] **180**.  
*melanaspis* Camargo & Moure, 1994 [*Paratrigona*] **90**.  
*melanaspis* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*melancholica* Schrottky, 1914 [*Odyneropsis*] **144**.  
*Melanocentris* [*Centris*] 97.  
*melanocera* (Schwarz, 1938) [*Nannotrigona*] **90**.  
*melanochaeta* Moure, 1950 [*Augochloropsis*] **179**.  
*melanochroa* (Moure, 1941) [*Ceratina*] **146**.  
*Melanocoelioxys* [*Coelioxys*] 202.  
*melanopoda* Cockerell, 1923 [*Megachile*] **212**.  
*melanopyga* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **212**.  
*Melanosarus* [*Megachile*] **213**.  
*melanotricha* Moure, 1967 [*Euglossa*] 36, **77**.  
*melanoventer* Schwarz, 1932 [*Melipona*] **89**.  
*melanoxantha* (Moure, 1945) [*Epicharis*] **102**.  
 Melectini 46.  
*Melectoides* 126.  
*melectoides* (Smith, 1879) [*Florilegus*] **121**.  
*Melikerria* [*Melipona*] **89**.  
*Meliphilopsis* 103.  
*Meliplebeia* 38.  
*Melipona* 38, 42, **88-89**, 91.  
*Melipona s.str.* [*Melipona*] **89**.  
 Meliponina 21, 34, 36, 37, 38, 42, 44, 46, 47, 48, 68, 72, 79-92.  
 Meliponinae 44.  
 Meliponini 44.  
*Melissodes* **122**.  
*Melissodes s.str.* [*Melissodes*] 122.  
*Melissoptila* 48, **123**.  
*Melissoptila s.str.* [*Melissoptila*] 123.  
*Melitoma* 103, **106**.  
*Melitomella* **106**.  
 Melitomini 46, 103.  
 Melittidae 32, 33, 45, 46, 188.  
 Meliturgini 46.  
*mellifera* Linnaeus, 1758 [*Apis*] 13, 37, 39, 40, 42, **73**.  
*mephistophelica* (Schrottky, 1902) [*Megascirtetica*] **122**.  
*meriana* (Olivier, 1789) [*Eulaema*] **79**.  
*meridionalis* (Ducke, 1916) [*Plebeia*] **90**.  
*meridionalis* (Schrottky, 1906) [*Anthrenoides*] 63.  
*meridionalis* Schrottky, 1902 [*Colletes*] **155**.  
*meridionalis* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] **196**.  
*Meroceratina* [*Ceratina*] 146.  
*Mesocheira* **111**.  
*Mesonychium* **111**.  
*Mesoplia* **111**.  
*Mesoplia s.str.* [*Mesoplia*] **111**.

*mesopotamica* Holmberg, 1918 [*Coelioxys*] 203.  
*metallica* Smith, 1874 [*Xylocopa*] 151.  
*metallicum* Smith, 1853 [*Temnosoma*] 181.  
*micans* (Moure, 1940) [*Augochlora*] 177.  
*micans* Urban, 1995 [*Anthrenoides*] 63.  
*michaelis* (Friese, 1899) [*Trigonopedia*] 137.  
*michaelis* (Vachal, 1911) [*Augochlorella*] 178.  
*michaelis* Friese, 1900 [*Rhathymus*] 129.  
*Michanthidium* 198-199.  
*micheneri* (Moure, 1956) [*Dialictus*] 185.  
*michenerianus* Moure, 1956 [*Colletes*] 155.  
*Michmelia* [*Melipona*] 89.  
*Micraugochlora* [*Temnosoma*] 181.  
*microdentura* Cockerell, 1927 [*Megachile*] 214.  
*Micrommaton* 177, 180.  
*Micronychapis* 123.  
*microsoma* Cockerell, 1912 [*Megachile*] 214.  
*Microsphaecodes* 186.  
*microsticta* Moure, 1943 [*Augochlora*] 177.  
*Microthurge* 199, 200.  
*Mielkeanthidium* 199.  
*mielkei* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*mimetica* Moure, 1950 [*Paroxystoglossa*] 181.  
*minus* (Cockerell, 1916) [*Nomada*] 145.  
*minarum* (Bertoni & Schrottky, 1910) [*Melissoptila*] 123.  
*minarum* Schrottky, 1910 [*Sphaecodes*] 188.  
*minarum* Urban, 1999 [*Thygater*] 124.  
*minima* (Ducke, 1908) [*Chilicola*] 166.  
*minima* (Friese, 1904) [*Epicharis*] 102.  
*minima* (Gribodo, 1893) [*Plebeia*] 90.  
*minima* Urban, 1989 [*Gaesischia*] 122.  
*minor* (Moure & Camargo, 1982) [*Nogueirapis*] 90.  
*minor* Schrottky, 1910 [*Exomalopsis*] 126.  
*minuta* (Friese, 1926) [*Megaloptina*] 180.  
*minuta* (Lepelletier, 1836) [*Nannotrigona*] 90.  
*minutus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] 64.  
*minutus* Roig-Alsina, 1989 [*Parepeolus*] 129.  
*mirabilis* (Smith, 1865) [*Trichocerapis*] 42, 124.  
*mirnae* Urban, 1989 [*Gaesischia*] 122.  
*missionica* Ogloblin, 1948 [*Hexanthes*] 41, 164.  
*mixta* Friese, 1899 [*Euglossa*] 78.  
*mocsaryi* (Friese, 1899) [*Eulaema*] 79.  
*mocsaryi* (Friese, 1900) [*Ptilotrigona*] 91.  
*mocsaryi* Friese, 1899 [*Centris*] 98.  
*moderata* Smith, 1879 [*Megachile*] 215.  
*modestior* Dressler, 1982 [*Euglossa*] 78.  
*modestior* Ducke, 1908 [*Acanthopus*] 110.  
*moerens* (Perty, 1833) [*Centris*] 98.  
*mombuca* (Smith, 1863) [*Geotrigona*] 87.  
*monochroa* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] 179.  
*monodonta* Camargo & Moure, 1990 [*Lestrimelitta*] 88.  
*Monoea* 126, 129, 134, 137.  
*Monoxylocopa* [*Xylocopa*] 150.  
*montana* Holmberg, 1886 [*Ceratina*] 147.  
*montezuma* Cresson, 1878 [*Megachile*] 212.  
*monticola* Moure, 1944 [*Diadasina*] 105.  
*moratoi* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] 196.  
*moreirae* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] 179.  
*morio* (Swederus, 1787) [*Bombus*] 73.  
*morio* Friese, 1924 [*Epicharis*] 102.  
*morrae* Strand, 1910 [*Augochlora*] 178.  
*morrensis* Strand, 1910 [*Ceratina*] 147.  
*mosquito* (Smith, 1863) [*Plebeia*] 90.  
*Moureana* [*Megachile*] 203, 213.  
*moreana* Mitchell, 1930 [*Megachile*] 213.  
*moreana* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*Moureanthidium* 199.  
*Moureapis* [*Megachile*] 204, 213.  
*Mourecotelles* 154.  
*mourei* (Eickwort, 1969) [*Rhectomia*] 181.  
*mourei* Camargo, 1980 [*Partamona*] 90.  
*mourei* Dressler 1982 [*Euglossa*] 78.  
*mourei* Graf, 1993 [*Oxaea*] 58.  
*mourei* Roig-Alsina, 1996 [*Rhogepeolus*] 144.  
*mourei* Urban, 1961 [*Thygater*] 124.  
*mourei* Urban, 1989 [*Santiago*] 123.  
*mourei* Urban, 1992 [*Anthidulum*] 196.  
*Mourella* 38, 89.  
*muelleri* (Friese, 1899) [*Chalepogenus*] 133.  
*muelleri* (Friese, 1900) [*Leurotrigona*] 88.  
*muelleri* Friese, 1910 [*Ceratina*] 146.  
*mulata* Moure, 1980 [*Partamona*] 90.  
*mulleri* Cockerell, 1900 [*Augochlora*] 177.  
*multicolor* Ducke, 1911 [*Nomada*] 145.  
*multiplex* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] 179.  
*multiplicata* (Smith, 1879) [*Rhynostelis*] 199.  
*murihirta* (Cockerell, 1912) [*Melitomella*] 106.  
*muscaria* (Fabricius, 1775) [*Xylocopa*] 151.  
*muscifforme* (Schrottky, 1902) [*Saranthidium*] 199.  
*mussitans* (Fabricius, 1787) [*Eufriesea*] 76.  
*Mydrosoma* 157.  
*Mydrosomella* 157, 158.  
*myrmecophila* Moure, 1989 [*Paratrigona*] 90.  
*Mystacanthophora* [*Anthophora*] 38, 72.  
*Nananthidium* 199.  
*Nannotrigona* 89-90.  
*Nanoxylocopa* [*Xylocopa*] 150.  
*nanus* (Smith, 1879) [*Dialictus*] 185, 186.  
*nasuta* Moure, 1944 [*Augochloropsis*] 41, 179.  
*nataliae* (Moure, 1950) [*Trigonisca*] 92.  
*Neagapostemon* [*Pseudagapostemon*] 187.  
*nebulosa* Camargo, 1988 [*Melipona*] 89.  
*nectarinioides* (Schrottky, 1902) [*Epanthidium*] 197.  
*Nectarodiaeta* [*Thygater*] 124.  
*neivai* (Moure, 1940) [*Augochlora*] 177.  
*Neochelynia* [*Megachile*] 213.  
*Neocoelioxys* [*Coelioxys*] 203.  
*Neocorynura* 180.  
*Neocorynura s.str.* [*Neocorynura*] 180.  
*Neofidelia* 189.  
*Neolarrini* 46.  
*Neomegachile* [*Megachile*] 213.  
*neoxanthoptera* Cockerell, 1933 [*Megachile*] 214.  
*Neoxylocopa* [*Xylocopa*] 150-151.  
*neurophlaurus* (Moure, 1956) [*Dialictus*] 185.  
*niger* Roig-Alsina, 1989 [*Parepeolus*] 129.  
*nigra* Moure, 1944 [*Augochloropsis*] 179.  
*nigra* Moure, 1948 [*Gaesischia*] 122.  
*nigrescens* (Friese, 1923) [*Eufriesea*] 76.  
*nigribarbis* Vachal, 1909 [*Megachile*] 215.  
*nigriceps* (Friese, 1901) [*Plebeia*] 90.  
*nigricollis* Friese, 1924 [*Epicaris*] 102.  
*nigrifascies* (Friese, 1898) [*Eulaema*] 79.  
*nigritabris* Urban, 1967 [*Thygater*] 124.  
*nigrior* (Cockerell, 1925) [*Partamona*] 90.  
*nigripennis* Spinola, 1841 [*Megachile*] 213.  
*nigripes* (Friese, 1899) [*Chalepogenus*] 133.  
*nigripes* Friese, 1899 [*Centris*] 97.

*nigripes* Friese, 1908 [*Leiopodus*] **129**.  
*nigripes* Friese, 1912 [*Rhathymus*] **129**.  
*nigripes* Urban, 1996 [*Mielkeanthidium*] **199**.  
*nigrita* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*nigrita* Lepeletier, 1841 [*Eulaema*] 36, 42, **79**.  
*nigrita* Urban, 1999 [*Lophothygater*] **122**.  
*nigritulum* Urban, 1997 [*Hypanthidium*] **198**.  
*nigritulum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*nigriventris* Friese, 1908 [*Psaenythia*] **64**.  
*nigroaenea* (Smith, 1854) [*Melissodes*] **122**.  
*nigrocincta* Smith, 1854 [*Xylocopa*] **151**.  
*nigrocinctus* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*nigrofemorata* (Smith, 1879) [*Xenochlora*] **182**.  
*nigrohirta* (Friese, 1899) [*Eufriesea*] 37, 40, 41, **76**.  
*nigropilosa* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*Niltonia* **164**.  
*nitens* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **97**.  
*nitidior* Moure, 1956 [*Belopria*] **163**.  
*nobilis* (Friese, 1908) [*Triepeolus*] **144**.  
*nobilis* Westwood, 1840 [*Centris*] **98**.  
*nocturna* (Friese, 1926) [*Megaloptidia*] **180**.  
*nogueirai* Hurd & Moure, 1960 [*Xylocopa*] **151**.  
*Nogueirapis* **90**.  
*Nomada* 139, **145**.  
*Nomadinae* 46, 65, 69, 139-145.  
*Nomadini* 46, **145**.  
*nomadoides* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] **64**.  
*Nomiinae* 46, 167.  
*Nomiocolletes* **164**.  
*Nomioidinae* 46, 167.  
*nordena* Leclercq, 1997 [*Krombeinictus*] 30.  
*nordestina* (Moure, 1999) [*Eufriesea*] **76**.  
*nordestina* Camargo, 1996 [*Camargoia*] **87**.  
*norops* (Vachal, 1904) [*Neocorynura*] **180**.  
*notaticollis* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.  
*notophops* (Cockerell, 1913) [*Augochloropsis*] **179**.  
*notophops* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*Notoxaea* 57, **58**.  
*nudiventris* Smith, 1853 [*Megachile*] **213**.  
*Nyctomelitta* [*Xylocopa*] 38.  
*obdurata* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*obscura* (Friese, 1899) [*Epicharis*] **102**.  
*obscura* (Friese, 1900) [*Oxytrigona*] **90**.  
*obscura* (Smith, 1879) [*Gaesochira*] **122**.  
*obscurior* Michener, 1954 [*Centris*] **97**.  
*obscurius* Schrottky, 1908 [*Hypanthidium*] **198**.  
*obsoleta* (Schrottky, 1902) [*Paratrapedia*] **136**.  
*obsoleta* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*ochrias* (Vachal, 1904) [*Megalopta*] **179**.  
*ochromelaena* (Moure, 1943) [*Melissoptila*] **123**.  
*ochromerus* (Vachal, 1904) [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*octopunctatus* (Jørgensen, 1909) [*Isepeolus*] **126**.  
*Odyneropsis* 129, **144**.  
*Oediscelis* [*Chilicola*] **166**.  
*Oediscelisca* [*Chilicola*] 166.  
*ogilviei* Schwarz, 1932 [*Melipona*] **89**.  
*ogilviei* (Cockerell, 1930) [*Megaloptina*] **180**.  
*oiospermi* (Schrottky, 1909) [*Neocorynura*] **180**.  
*oligotricha* Moure, 1941 [*Trigonopedia*] **137**.  
*olivacea* (Friese, 1898) [*Ptiloglossa*] **157**.  
*olivaceosplendens* (Strand, 1910) [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*Onagraceae* 103.  
*opacicollis* Friese, 1926 [*Megalopta*] **179**.  
*opacus* (Moure, 1940) [*Dialictus*] **185**.  
*opalinum* (Smith, 1862) [*Mydosoma*] **157**.  
*opifex* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*opsiphanes* Moure, 1943 [*Megachile*] **214**.  
*Oragapostemon* **186**.  
*orba* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*orbiculata* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*orbigny* (Guérin, 1844) [*Melipona*] **89**.  
*Orchidaceae* 74.  
*ordinaria* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*oresicoetes* (Moure, 1943) [*Caenohalictus*] **185**.  
*orites* Moure, 1941 [*Habralictus*] **186**.  
*ornata* (Mocsary, 1896) [*Eufriesea*] **76**.  
*ornata* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **179**.  
*ornata* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*ornatum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*ornatus* Schrottky, 1902 [*Colletes*] **155**.  
*Osirini* 46, 65, 69, 126-129, 139.  
*Osirinus* 126, **128**.  
*Osiris* 42, 126, **128-129**.  
*Osmiini* 46.  
*osmioides* (Ducke, 1902) [*Dialictus*] **185**.  
*osmioides* Ducke, 1908 [*Melitoma*] **106**.  
*Oxaea* 57, **58**, 144.  
*Oxaeidae* 57.  
*Oxaeinae* 32, 46, 57-58, 144.  
*oxalidis* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] **146**.  
*Oxytroglossella* [*Augochlora*] **178**.  
*Oxytrigona* **90**.  
*pubulator* (Schrottky, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*Pachyhalonia* [*Dasyhalonia*] 120.  
*Pachysvastra* **123**.  
*pacifica* (Schwarz, 1943) [*Paratrigona*] **90**.  
*pallens* (Fabricius, 1798) [*Trigona*] **92**.  
*pallidipennis* (Friese, 1899) [*Paratrapedia*] **136**.  
*pallidipennis* Moure, 1955 [*Odyneropsis*] **144**.  
*pallidus* Smith, 1854 [*Osiris*] **129**.  
*pallipes* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*palliventris* (Friese, 1908) [*Thygater*] 42, **124**.  
*palmaris* (Olivier, 1789) [*Acanthopus*] **110**.  
*palpalis* (Ducke, 1909) [*Protodiscelis*] **165**.  
*palpalis* Moure, 1951 [*Ariphanarthra*] **177**.  
*palumbes* (Vachal, 1903) [*Caenohalictus*] **185**.  
*pampeana* Holmberg, 1887 [*Coelioxys*] **203**.  
*pampeana* Urban, 1995 [*Perditomorpha*] **164**.  
*pampeana* Vachal, 1908 [*Megachile*] **213**.  
*pampeanus* (Holmberg, 1886) [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*pampicola* Holmberg, 1886 [*Nomada*] **145**.  
*pampicola* Urban, 1995 [*Lanthanomelissa*] **133**.  
*pandora* (Smith, 1853) [*Pseudaugochlora*] **181**.  
*pandrosos* (Schrottky, 1909) [*Augochloropsis*] **179**.  
*pannosa* Moure, 1989 [*Paratrigona*] **90**.  
*pannosus* (Vachal, 1909) [*Hylaeus*] **158**.  
*Panurgillus* Schlindwein & Moure [*Rhopitulus*] **64**.  
*Panurginae* 46, 57, 59-64, 140.  
*Panurgini* 46.  
*paphia* (Smith, 1853) [*Augochloropsis*] **179**.  
*Paracentris* [*Centris*] 93, **98**.  
*Paracolletinae* 37, 46, 51, 140, 153, 160-165.  
*Paracolletini* 32.  
*paraense* Urban, 1995 [*Grafanthidium*] **198**.  
*paraensis* (Ducke, 1913) [*Diadasina*] **105**.  
*paraensis* Ducke, 1916 [*Melipona*] **89**.  
*paraensis* Friese, 1930 [*Osiris*] **129**.

*paraensis* Mocsáry, 1887 [*Megachile*] **212**.  
*Parafidelia* [*Fidelia*] 189.  
*paraguayensis* (Brèthes, 1909) [*Melissoptila*] **123**.  
*paraguayensis* (Friese, 1909) [*Alloscartetica*] **120**.  
*paraguayensis* (Schrottky, 1908) [*Carloticola*] **197**.  
*paraguayensis* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] **147**.  
*parahybensis* (Cockerell, 1912) [*Diadasina*] **105**.  
*paranaense* Urban, 1995 [*Moureanthidium*] **199**.  
*paranaensis* Urban, 1967 [*Thygater*] 41, **124**.  
*paranaensis* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*paranensis* Holmberg, 1903 [*Anthophora*] 41, **72**.  
*paranensis* Roig-Alsina, 1989 [*Doeringiella*] **144**.  
*paranensis* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **213**.  
*Parapsaenythia* **63**.  
*Pararhophites* 189.  
*Pararhophitini* 189.  
*Paratetrapedia* 42, 48, 126, 128, 130, 133, **134-137**, 138.  
*Paratetrapedia* s.str. [*Paratetrapedia*] **136**.  
*Paratrigona* **90**, 91.  
*Paraugochloropsis* [*Augochloropsis*] 178.  
*Paremisia* [*Centris*] 93, 98.  
*Parepeolus* 126, **129**.  
*Parepicharis* [*Epicharis*] **102-103**.  
*Paroxystoglossa* **180-181**.  
*paronsiae* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **212**.  
*Partamona* **90**, 91.  
*parvicollis* (Ducke, 1911) [*Osirinus*] **128**.  
*parvula* Dressler 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*parvus* Roig-Alsina, 1997 [*Chalepogenus*] **133**.  
*paspalis* (Schrottky, 1909) [*Parapsaenythia*] **63**.  
*patellicornis* (Ducke, 1910) [*Gaesischia*] **122**.  
*patens* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*paulista* (Schrottky, 1920) [*Megachile*] **213**.  
*paulistana* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*paulistanus* (Schrottky, 1906) [*Hylaesus*] **158**.  
*pauloensis* (Friese, 1916) [*Rhopitulus*] **64**.  
*pavani* (Moure, 1963) [*Duckeola*] **87**.  
*pearsoni* (Schwarz, 1938) [*Partamona*] **90**.  
*peckolii* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] **139**.  
*pectoralis* Burmeister, 1876 [*Centris*] **98**.  
*peltata* (Spinola, 1853) [*Paratrigona*] **90**.  
 Pempredoninae 30.  
*Penapis* 188.  
*Peponapis* **123**.  
*Perditini* 46, 59.  
*Perditomorpha* 140, 163, **164**.  
*Pereirapis* **181**.  
*pereneae* (Schwarz, 1943) [*Ptilotrigona*] **91**.  
*pereziae* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*perfulgens* Moure, 1967 [*Euglossa*] **78**.  
*perimelas* Cockerell, 1900 [*Augochlora*] **177**.  
*perita* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*permunda* Cockerell, 1912 [*Megachile*] **211**.  
*pernambucana* Urban, 1989 [*Trichocerapis*] **124**.  
*peruviana* (Friese, 1903) [*Eulaema*] **79**.  
*petropolitano* Dalla Torre, 1896 [*Colletes*] **155**.  
*petuniae* Cure & Wittmann, 1990 [*Callonychium*] **61**.  
*phaederus* (Schrottky, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*phaeoptera* Moure & Michener, 1955 [*Dasyhalonia*] **120**.  
*Phanomalopsis* [*Exomalopsis*] **126**.  
*pharcidonotus* (Moure, 1948) [*Microthurge*] **200**.  
*pharcidontus* (lapsus calami) [*Microthurge*] **200**.  
*phaseoli* Moure, 1977 [*Megachile*] **213**.  
*phleboleucus* (Moure, 1956) [*Dialictus*] **185**.  
*phoemonoe* (Schrottky, 1909) [*Augochlora*] **177**.  
*picadensis* (Strand, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*picta* (Friese, 1899) [*Arhysoceble*] **133**.  
*picta* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] **64**.  
*pictipennis* Moure, 1943 [*Euglossa*] **78**.  
*pilicornis* (Ducke, 1911) [*Camargoia*] **87**.  
*piliventris* (Friese, 1899) [*Monoeca*] **134**.  
*piliventris* Guérin, 1845 [*Euglossa*] **78**.  
*pilosa* Smith, 1879 [*Megachile*] **214**.  
*piracicabana* Schrottky, 1911 [*Ceratina*] **146**.  
*pirata* Holmberg, 1885 [*Coelioxys*] **202**.  
*planiceps* Smith, 1879 [*Exomalopsis*] **126**.  
*planula* Vachal, 1908 [*Megachile*] **214**.  
*Platycoelioxys* [*Coelioxys*] **203**.  
*platymera* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*Platysvastra* **123**.  
*plaumanni* (Michener, 1989) [*Glossopasiphae*] **164**.  
*Plebeia* 38, 80, **90-91**.  
*Plebeiella* 38.  
*Plebeina* 38.  
*pleosticta* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*pleuralis* Vachal, 1909 [*Megachile*] **213**.  
*plumata* Smith, 1853 [*Ptilothrix*] **106**.  
*plumata* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*plumbeus* (Ducke, 1911) [*Rhogepeolus*] **144**.  
*plumpipes* Smith, 1854 [*Centris*] **98**.  
*plumosulus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*pluricineta* (Vachal, 1909) [*Monoeca*] **134**.  
*plutax* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **177**.  
*pocograndensis* Schrottky, 1902 [*Centris*] **98**.  
*pocograndensis* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **213**.  
*poecila* Lepeletier, 1841 [*Centris*] **97**.  
*poecilochroa* Moure & Camargo, 1995 [*Plebeia*] **91**.  
*poeyi* Guérin-Méneville, 1845 [*Megachile*] **214**.  
*polita* Ducke, 1902 [*Euglossa*] **78**.  
*politum* Urban, 1997 [*Larocanthidium*] **198**.  
*politus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhopitulus*] **64**.  
*polybioides* (Ducke, 1906) [*Neocorynura*] **180**.  
*polybioides* Ducke, 1908 [*Nomada*] **145**.  
*polydonta* Cockerell, 1927 [*Megachile*] **213**.  
*polysticta* (Moure, 1950) [*Scaptotrigona*] **91**.  
*polyzona* (Mocsary, 1897) [*Eulaema*] **79**.  
 Pontederiaceae 103.  
*portoi* (Friese, 1900) [*Frieseomelitta*] **87**.  
*portoi* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*postica* (Latreille, 1807) [*Scaptotrigona*] **91**.  
*praetextata* Haliday, 1836 [*Coelioxys*] **202**.  
*prasina* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*pretiosa* (Friese, 1898) [*Ptiloglossa*] **157**.  
*prietana* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*prinii* (Holmberg, 1884) [*Acamptopoeum*] **61**.  
*Prionepistoma* [*Megachile*] **203**.  
*prisca* (Michener & Grimaldi, 1988) [*Cretotrigona*] **31**.  
*Prodasyhalonia* LaBerge, 1958 [*Gaesischia*] **121**.  
*prognatha* Moure, 1944 [*Augochloropsis*] **179**.  
*propinqua* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*proserpina* Schrottky, 1908 [*Megachile*] **213**.  
*prospiformis* (Gribodo, 1893) [*Paratrigona*] **90**.  
*prospoides* (Ducke, 1907) [*Chilicola*] **166**.  
*Prospoides* [*Chilicola*] **166**.  
*Protandrenini* 46, 61-64.  
*Protepeolini* 46, 65, 69, 129, 139.  
*Protodiscelis* **165**.

*Protomeliturga* 64.  
*Protomeliturgini* 46, 59, 64.  
*Protosiris* 126, 128, **129**.  
*Protoxaea* 58.  
*proxima* Friese, 1899 [*Centris*] **98**.  
*Proxycopa* [*Xylocopa*] 148.  
*prudens* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **213**.  
*pruinosis* Moure & Sakagami, 1984 [*Pseudagapostemon*] 41, **187**.  
*Psaenythia* **64**, 140.  
*psaenythioides* Brèthes, 1909 [*Eulonchopria*] **164**.  
*psenopogoniae* Moure, 1948 [*Megachile*] **213**.  
*Psenulus* 30.  
*Pseudagapostemon* 41, **186-187**.  
*Pseudagapostemon s.str.* [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*pseudanthidioides* Moure, 1943 [*Megachile*] **212**.  
*Pseudaugochlora* **181**.  
*Pseudaugochloropsis* [*Pseudaugochlora*] 181.  
*Pseudepeolus* **144**.  
*pseudobaccha* (Cockerell, 1901) [*Neocorynura*] **180**.  
*Pseudocentron* [*Megachile*] 38, **213-214**.  
*pseudopleuralis* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **213**.  
*Psithyrus* [*Bombus*] 72, 73.  
 Psocidae 26.  
 Psocoptera 26.  
*psoraspis* (Vachal, 1911) [*Ceratalictus*] **179**.  
*psorops* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **178**.  
*Ptilocentris* [*Centris*] 93.  
*Ptilocleptis* **187**.  
*Ptiloglossa* 141, 144, 155, **156-157**.  
*Ptiloglossidia* 157.  
*Ptilomelissa* Moure, 1943 [*Melissoptila*] 123.  
*Ptilosaroides* [*Megachile*] **214**.  
*Ptilosarus* [*Megachile*] **214**.  
*Ptilothrix* 103, 105, **106**.  
*Pilotopus* [*Centris*] 93, 98, **98**, 110.  
*Pilotrigona* 87, **91**.  
*pubescens* (Smith, 1879) [*Melissoptila*] **123**.  
*pubescens* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.  
*pulchra* (Smith, 1854) [*Eufriesea*] **76**.  
*pulchra* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*pulchra* Smith, 1879 [*Megachile*] **214**.  
*pullata* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*pumilla* Moure, 1947 [*Rhectomia*] **181**.  
*punctata* (Smith, 1854) [*Nannotrigona*] **90**.  
*puncticollis* Friese, 1902 [*Melipona*] **89**.  
*puncticutis* (Vachal, 1909) [*Parapsaenythia*] **63**.  
*punctipennis* Cresson, 1878 [*Coelioxoides*] 138.  
*punctiventris* Ducke, 1905 [*Coelioxoides*] 138.  
*punctiventris* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*purpurata* (Mocsáry, 1896) [*Eufriesea*] **76**.  
*purpurata* Smith, 1879 [*Megalopta*] **179**.  
*pusilla* (Moure & Camargo, 1987) [*Leurotrigona*] **88**.  
*pygialis* (Friese, 1900) [*Epicharis*] **102**.  
*pygidialis* Schrottky, 1902 [*Coelioxys*] **202**.  
*pygmaea* (Schrottky, 1902) [*Paratetrapedia*] **136**.  
*pygmaea* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*pygmaeus* (Friese, 1908) [*Microthurge*] **200**.  
*pyramidalis* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] **139**.  
*pyrgo* (Schrottky, 1910) [*Augochlora*] **177**.  
*quadrifasciata* Friese, 1908 [*Psaenythia*] **64**.  
*quadrifasciata* Lepeletier, 1836 [*Melipona*] 42, **89**.  
*quadrimaculatum* (Cockerell, 1927) [*Nananthidium*] **199**.  
*quadripunctata* (Lepeletier, 1836) [*Schwarziana*] **91**.  
*quaerens* Holmberg, 1904 [*Coelioxys*] **202**.  
*quinquefasciata* Lepeletier, 1836 [*Melipona*] **89**.  
*radialis* (Ducke, 1908) [*Anthodiocetes*] **196**.  
*rava* Vachal, 1908 [*Megachile*] **212**.  
*recta* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **212**.  
*rectipalma* Vachal, 1909 [*Megachile*] **215**.  
*recurva* Smith, 1863 [*Trigona*] **92**.  
*refulgens* (Smith, 1861) [*Augochloropsis*] **179**.  
*regalis* (Smith, 1854) [*Mesoplia*] **111**.  
*relata* (Holmberg, 1903) [*Ptilothrix*] **106**.  
*remissa* Holmberg, 1888 [*Coelioxys*] **203**.  
*remota* (Holmberg, 1903) [*Plebeia*] **91**.  
*reticulatus* (Schlindwein & Moure, 1998) [*Rhophitulus*] **64**.  
*retroviridis* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*reversa* (Smith, 1879) [*Monoeca*] Rhathymini 37, 46, 129.  
*Rhathymus* 69, **129**.  
*Rhectomia* **181**.  
*Rhinepeolus* **144**.  
*Rhinetula* **187**.  
*Rhinocoelioxys* [*Coelioxys*] **203**.  
*Rhinocorynura* **181**.  
*rhizophila* Moure, 1943 [*Pereirapis*] **181**.  
*rhodoprocta* Moure & Seabra, 1960 [*Centris*] **98**.  
*Rhogepeolus* **144**.  
*Rhophitulus* **64**.  
*Rhynchocolletes* 154.  
*Rhynostelis* 190, **199**.  
*Rhysoceratina* [*Ceratina*] **147**.  
*Rhysomegachile* [*Megachile*] **214**.  
*rhytidophorus* (Moure, 1956) [*Dialictus*] **185**.  
*richardiae* Bertoni & Schrottky, 1910 [*Melissoptila*] **123**.  
*richardsoniae* Schrottky, 1909 [*Ceratina*] **147**.  
*riparia* (Ducke, 1908) [*Diadasina*] **105**.  
*riparius* Ogloblin, 1955 [*Florilegus*] **121**.  
*rivalis* (Schrottky, 1906) [*Hylaeus*] **158**.  
*rodriguesi* Moure, 1943 [*Megachile*] **213**.  
*rohdei* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] **178**.  
*roigella* (Michener, 1996) [*Brachynomada*] **140**.  
*rondonicola* Urban, 1995 [*Grafanthidium*] **198**.  
 Rophitinae 46, 167, 188.  
*rosadoi* Urban, 1989 [*Gaesischia*] **122**.  
*rostratus* (Moure, 1947) [*Dialictus*] **185**.  
*rostrifer* Moure & Hurd, 1987 [*Caenohalictus*] **185**.  
*rotalis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*rotundata* (Fabricius, 1787) [*Megachile*] 40.  
*rotundiceps* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*rotundiceps* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.  
*rubicunda* Smith, 1879 [*Megachile*] **212**.  
*rubricata* Smith, 1853 [*Megachile*] **214**.  
*rubricrus* Moure, 1948 [*Megachile*] **213**.  
*rubripes* Urban, 1996 [*Mielkeanthidium*] **199**.  
*rubriventris* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*ruderatus* Fabricius [*Bombus*] 40.  
*rufa* Friese, 1899 [*Oxaea*] **58**.  
*rufescens* (Friese, 1899) [*Tapinotaspoidea*] **137**.  
*rufescens* Moure & Seabra, 1959 [*Epicharis*] **102**.  
*ruficollis* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **151**.  
*ruficornis* Smith, 1853 [*Megachile*] **215**.  
*ruficrus* Melo & Zanella, no prelo [*Osirinus*] **128**.  
*rufipes* (Perty, 1833) [*Mesoplia*] **111**.  
*rufipes* Friese, 1899 [*Centris*] **98**.  
*rufipes* Smith, 1879 [*Colletes*] **155**.  
*rufisetis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.

- rufiventris* (Friese, 1908) [*Rhinepeolus*] 144.  
*rufiventris* Friese, 1908 [*Lithurgus*] 200.  
*rufiventris* Lapeletier, 1836 [*Melipona*] 36, 42, 89.  
*rugata* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] 157.  
*rugata* Urban, 1995 [*Cephalocolletes*] 163.  
*rugicollis* Friese, 1900 [*Colletes*] 155.  
*rugilabris* Moure, 1967 [*Euglossa*] 78.  
*rugosus* (Smith, 1879) [*Hylaeus*] 158.  
*rugulosa* Friese, 1899 [*Tetrapedia*] 139.  
*Ruizantheda* 186.  
*rupestris* Holmberg, 1884 [*Ceratina*] 147.  
*russeiclypeatus* (Sakagami & Moure, 1962) [*Microsphecodes*] 186.  
*rustica* (Olivier, 1789) [*Epicharis*] 102.  
*rutilans* (Friese, 1930) [*Osirinus*] 128.  
*saiqui* (Friese, 1900) [*Plebeia*] 91.  
*sakagami* (Urban, 1992) [*Michanthidium*] 199.  
*Sakagamilla* [*Scaptotrigona*] 91.  
*sanctipauli* Schrottky, 1913 [*Megachile*] 214.  
*sanguinicaudum* Schwarz, 1933 [*Anthidium*] 196.  
*sanguinicollis* Friese, 1921 [*Coelioxys*] 203.  
*santaremensis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] 214.  
*Santiago* 123-124.  
*santiagoi* (Almeida, 1996) [*Osirinus*] 128.  
*santosi* Urban, 1999 [*Anthodiocetes*] 196.  
*sapphirina* Moure, 1968 [*Euglossa*] 78.  
*sapucacensis* (Cockerell, 1918) [*Dasyhalonia*] 120.  
*Saranthidium* 199.  
*Sarocolletes* 165.  
*Sayapis* [*Megachile*] 214.  
*Scaptotrigona* 91.  
*Scaura* 91.  
*Schisthemisia* [*Centris*] 93, 98.  
*schizacantha* (Ducke, 1912) [*Monoeca*] 134.  
*Schomnherria* [*Xylocopa*] 150, 151.  
*Schrottkyapis* [*Megachile*] 214.  
*schrottkyi* (Friese, 1900) [*Friesella*] 87.  
*schrottkyi* (Friese, 1902) [*Monoeca*] 134.  
*schrottkyi* Friese, 1899 [*Epicharis*] 103.  
*schulthessi* (Vachal, 1903) [*Caenohalictus*] 185.  
*schultzei* (Friese, 1901) [*Nannotrigona*] 90.  
*schwarzi* Moure & Seabra, 1962 [*Oxaea*] 58.  
*schwarzi* Moure, 1963 [*Melipona*] 89.  
*Schwarziana* 38, 91.  
*Schwarzula* 91.  
*Scirteticops* [*Alloscirtetica*] 119.  
*sclerops* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] 147.  
*scopipes* Friese, 1899 [*Centris*] 98.  
*Scrapter* 32, 160.  
*scutellaris* Latreille, 1811 [*Melipona*] 42, 89.  
*scutellaris* Schrottky, 1902 [*Coelioxys*] 203.  
*scutellata* Lapeletier, 1836 [*Apis*] 37, 39.  
*seabrai* (Moure, 1956) [*Dialictus*] 185.  
*seabrai* Michener & Moure, 1957 [*Paratetrapedia*] 136.  
*seabrai* Moure & Michener, 1955 [*Dithygater*] 120.  
*seabrai* Moure, 1953 [*Zikanapis*] 157.  
*seabrai* Moure, 1960 [*Eulaema*] 79.  
*seabrai* Moure, 1960 [*Paroxystoglossa*] 181.  
*seabrai* Urban, 1967 [*Thygater*] 124.  
*securigera* Dressler, 1982 [*Euglossa*] 78.  
*segmentaria* (Fabricius, 1804) [*Melitoma*] 106.  
*segregata* Crawford, 1906 [*Centris*] 97.  
*seitzi* Cockerell, 1929 [*Augochlora*] 177.  
*Seladonia* [*Halictus*] 186.  
*selloi* (Vachal, 1911) [*Augochlora*] 178.  
*semele* (Schrottky, 1902) [*Augochloropsis*] 179.  
*semiaurata* (Spinola, 1851) [*Pereirapis*] 181.  
*semimelleus* Cockerell, 1900 [*Agapostemon*] 185.  
*seminigra* Friese, 1903 [*Melipona*] 89.  
*semiramis* (Schrottky, 1910) [*Augochlora*] 178.  
*semota* Cockerell, 1927 [*Megachile*] 212.  
*sericea* Friese, 1910 [*Ceratina*] 147.  
*serraticornis* (Friese, 1899) [*Tapinotaspoides*] 137.  
*serripes* (Ducke, 1908) [*Parapsaenythia*] 63.  
*sertanica* Moure & Urban, 1964 [*Anthidium*] 196.  
*sertanica* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*sesquipedalis* Almedia, 1984 [*Trigona*] 92.  
*setigera* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*sexcincta* (Lapeletier, 1841) [*Melissodes*] 122.  
*sexcincta* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*silvestrii* (Friese, 1902) [*Frieseomelitta*] 87.  
*similis* (Fabricius, 1804) [*Centris*] 98.  
*similis* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] 187.  
*similis* Smith, 1874 [*Xylocopa*] 151.  
*similis* Urban, 1970 [*Florilegus*] 121.  
*similis* Urban, 1988 [*Melissoptila*] 123.  
*similis* Urban, 1989 [*Gaesischia*] 122.  
*simillima* e Schrottky, 1920 [*Mesoptia*] 111.  
*simillima* Smith, 1853 [*Megachile*] 214.  
*simillima* Smith, 1854 [*Coelioxys*] 203.  
*simillima* Smith, 1854 [*Xylocopa*] 151.  
*simotes* (Vachal, 1911) [*Pereirapis*] 181.  
*simplex* Engel & Brooks 2000 [*Chlerogelloides*] 179.  
*simplicicrus* (Michener, 1989) [*Eulonchopria*] 164.  
*sionii* Urban, 1999 [*Anthodiocetes*] 196.  
*smaragdina* (Guérin, 1845) [*Exaerete*] 79.  
*smaragdina* (Perty, 1833) [*Eufriesea*] 76.  
*smaragdinum* Smith, 1879 [*Temnosoma*] 181.  
*smithiana* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] 179.  
*smithiana* Friese, 1900 [*Centris*] 98.  
*snowi* Cockerell, 1906 [*Exomalopsis*] 126.  
*sodalis* (Vachal, 1904) [*Megalopta*] 179.  
*Solanaceae* 74, 78.  
*solangeae* Urban, 1998 [*Melissoptila*] 123.  
*solani* (Ducke, 1913) [*Rhopitulus*] 64.  
*sonaerensis* Holmberg, 1903 [*Melissoptila*] 123.  
*soniae* Urban, 1992 [*Dicranthidium*] 197.  
*sordidipennis* Moure, 1941 [*Thygater*] 124.  
*spanosticta* Moure, 1999 [*Tetrapedia*] 139.  
*sparsa* (Brèthes, 1910) [*Gaesischia*] 122.  
*sparsilis* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] 179.  
*spathigera* (Michener, 1989) [*Protodiscelis*] 165.  
*spatuliventer* Cockerell, 1927 [*Coelioxys*] 203.  
*speciosus* Urban, 1999 [*Anthodiocetes*] 196.  
*sphaerocephalum* (Schrottky, 1909) [*Temnosoma*] 181.  
*Sphecidae* 29, 31.  
*Sphecodes* 188.  
*Sphecodes s.str.* 188.  
*spilopoda* Moure, 1969 [*Centris*] 97.  
*spiloptera* Moure, 1960 [*Paroxystoglossa*] 181.  
*spinipes* (Fabricius, 1793) [*Trigona*] 92.  
*spinolae* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] 179.  
*spinosa* (Fabricius, 1804) [*Thalestria*] 144.  
*spinosum* [MG] [*Larocanthidium*] 198.  
*splendulula* Lapeletier, 1841 [*Xylocopa*] 151.  
*sponsa* Smith, 1854 [*Centris*] 98.  
*squalens* Haliday, 1836 [*Megachile*] 213.  
*stafuzzai* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] 157.

*stellfeldii* Moure, 1947 [*Euglossa*] **78**.  
*stenodesma* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **213**.  
*stenops* (Schrottky, 1910) [*Hylaeus*] **158**.  
 Stenotritidae 32, 33, 46, 57.  
*Stenoxylocopa* [*Xylocopa*] **151**.  
*stigon* (Vachal, 1911) [*Ceratalictus*] **179**.  
*Stilbochloa* 177, **181**.  
*Stilbomalopsis* [*Exomalopsis*] 125, 126.  
*stilbonata* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*stilbonota* Moure, 1941 [*Ceratina*] **147**.  
*stilbonotaspis* Moure, 1945 [*Megachile*] **214**.  
*strenua* Smith, 1879 [*Megachile*] **213**.  
*strophlaspis* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **157**.  
*styx* (Schrottky, 1909) [*Augochloa*] **177**.  
*subapicalis* (Brèthes, 1910) [*Svastrina*] **124**.  
*subarenarium* (Schwarz, 1933) [*Moureanthidium*] **199**.  
*subcingulata* Moure, 1945 [*Megachile*] **214**.  
*subcyanea* Perez, 1901 [*Xylocopa*] **151**.  
*subfulva* Camargo & Moure, 1996 [*Geotrigona*] **87**.  
*subgrisea* (Cockerell, 1920) [*Geotrigona*] **87**.  
*subnigra* (Schwarz, 1940) [*Geotrigona*] **87**.  
*subnitida* Ducke, 1910 [*Melipona*] **89**.  
*subnuda* Moure, 1947 [*Paratrigona*] **90**.  
*subscopifera* Ducke, 1908 [*Nomada*] **145**.  
*subterranea* (Friese, 1901) [*Geotrigona*] **87**.  
*subtilis* Timberlake, 1980 [*Exomalopsis*] **126**.  
*subzonata* Moure, 1949 [*Xylocopa*] **151**.  
*sulciventris* Friese, 1926 [*Megalopta*] **179**.  
*superba* (Ducke, 1902) [*Cyphomelissa*] **110**.  
*superba* (Hoffmannsegg, 1817) [*Eufriesea*] **76**.  
*superba* Friese, 1908 [*Psaenythia*] **64**.  
*surinamensis* (Linnaeus, 1758) [*Eufriesea*] **76**.  
*suspecta* Moure & Camargo, 1988 [*Xylocopa*] **151**.  
*susurrans* Haliday, 1836 [*Megachile*] **212**.  
*Svastrina* **124**.  
*sympleres* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*tandilensis* Holmberg, 1884 [*Melissoptila*] **123**.  
*tantilla* (Moure, 1941) [*Ceratina*] **147**.  
*tantilla* Moure, 1943 [*Augochloa*] **177**.  
*Tapinorrhina* [*Chalepogenus*] 133.  
*Tapinotaspidini* 37, 46, 69, 125, 126, 129, 130-137.  
*Tapinotaspis* 137.  
*Tapinotaspoides* 126, 133, **137**, 138.  
*tarpeia* (Smith, 1853) [*Neocorynura*] **180**.  
*tarsalis* Melo & Zanella, no prelo [*Osirinus*] **128**.  
*tarsata* Smith, 1874 [*Centris*] **97**.  
*tarsatus* Smith, 1879 [*Osiris*] **129**.  
*tataira* Smith, 1863 [*Oxytrigona*] **90**.  
*teglata* Friese, 1911 [*Xylocopa*] **151**.  
*Temnosoma* **181**.  
*Temnosoma s.str.* [*Temnosoma*] 181.  
*tenuifasciata* (Friese, 1925) [*Eulaema*] **79**.  
*tenuis* (Ducke, 1916) [*Scaura*] **91**.  
*tenuitarsis* Schrottky, 1920 [*Megachile*] **213**.  
 Teratognathini 46, 68, 125.  
*terminata* Smith, 1874 [*Centris*] **97**.  
*terrestris* (Vachal, 1903) [*Augochloropsis*] **179**.  
*terrestris* Schrottky, 1902 [*Megachile*] **214**.  
*tessellatus* (Moure, 1940) [*Caenohalictus*] **185**.  
*tessellatus* Cure, 1989 [*Pseudagapostemon*] **187**.  
*testacea* (Klug, 1807) [*Partamona*] **90**.  
*testacea* (Smith, 1854) [*Paratrapedia*] **136**.  
*testaceicornis* (Lepelletier, 1836) [*Nannotrigona*] **90**.  
*testaceus* (Ducke, 1907) [*Chaeturginus*] **63**.  
*Tetraglossula* **165**.  
*Tetragona* 8, 38, **91**.  
*Tetragonisca* 8, 38, **92**.  
*Tetranthidium* [*Anthidium*] 196.  
*Tetrapedia* 22, 134, 137, **138-139**.  
*Tetrapedia s.str.* [*Tetrapedia*] 138.  
*Tetrapediini* 36, 37, 46, 137-139.  
*Thalestria* **144**.  
*thalia* Smith, 1879 [*Augochloa*] **178**.  
*Thectochochloa* **182**.  
*theius* (Schrottky, 1910) [*Ceratalictus*] **179**.  
*theresia* (Mocsáry, 1908) [*Eufriesea*] **76**.  
*thoracica* (Friese, 1908) [*Brachynomada*] **140**.  
*thoracica* (Smith, 1854) [*Melissoptila*] **123**.  
*thoracica* Gerstaecker, 1868 [*Psaenythia*] **64**.  
*thusnelda* (Schrottky, 1909) [*Augochloa*] **177**.  
*Thygater* 9, **124**.  
*Thygater s.str.* **124**.  
*thygaterella* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*tigrinum* (Schrottky, 1905) [*Epanthidium*] **197**.  
*timida* (Silvestri, 1902) [*Schwarzula*] **91**.  
*timida* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*tolteca* Cresson, 1878 [*Coelioxys*] **202**.  
*tomentifera* (Ducke, 1907) [*Brachynomada*] **140**.  
*tomentosa* Friese, 1899 [*Exomalopsis*] **126**.  
*toralis* (Vachal, 1904) [*Augochloropsis*] **179**.  
*Toromelissa* 103.  
*torquata* Moure, 1987 [*Ptiloglossa*] **157**.  
*townsendi* Cockerell, 1904 [*Euglossa*] **78**.  
 Townsendiellini 46.  
*Trachina* [*Centris*] 93, 97, **98**.  
*transversa* Moure, 1943 [*Paroxystoglossa*] **181**.  
*transversalis* (Olivier, 1789) [*Bombus*] **73**.  
*transversus* (Vachal, 1909) [*Hylaeus*] **158**.  
*travassosi* (Moure, 1940) [*Dialictus*] **185**.  
*tredecim* (Vachal, 1911) [*Augochlorella*] **178**.  
*triangulum* Fabricius, 1793 [*Hylaeus*] **158**.  
*Trichocerapis* **124**.  
*trichocerata* Moure, 1988 [*Frieseomelitta*] **87**.  
*Trichonomada* [*Brachynomada*] 140.  
*Trichotrigona* 87, **92**.  
*Trichurochile* [*Megachile*] **214**.  
*tricolor* (Schrottky, 1906) [*Hylaeus*] **158**.  
*tricolor* Friese, 1900 [*Centris*] **98**.  
*tricolor* Michener & Moure, 1957 [*Paratetrapedia*] 137.  
*tricosus* (Shanks, 1986) [*Protosiris*] **129**.  
*Triepeolus* 140, **144**.  
*Triepicharis* [*Epicharis*] **103**.  
*trifasciata* Brèthes, 1910 [*Exomalopsis*] **126**.  
*trifasciata* Urban, 1968 [*Gaesischia*] **122**.  
*trifasciata* Urban, 1998 [*Melissoptila*] **123**.  
*Trifolium repens* [Fabaceae] 40.  
*Trigona* 8, 39, 91, **92**.  
*trigonaspis* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **212**.  
*Trigonisca* 79, 88, **92**.  
*trigonoides* Lepelletier, 1841 [*Centris*] **97**.  
*Trigonopedia* 133, 134, **137**.  
*trimaculata* Friese, 1916 [*Ceratina*] **147**.  
*trispinosa* (Illiger, 1806) [*Coelioxys*] **203**.  
*tristriata* (Moure, 1994) [*Paratetrapedia*] **137**.  
*trochanterica* (Friese, 1900) [*Exaerete*] **79**.  
*trochantericus* Ducke, 1907 [*Leiopodus*] **129**.  
*Trophocleptria* **144-145**.  
*Tropidopedia* [*Paratetrapedia*] **136**.

*tropidura* Moure, 1941 [*Ceratina*] **147**.  
*truculenta* Almeida, 1985 [*Trigona*] **92**.  
*truncata* Moure, 1971 [*Tetragona*] **91**.  
*truncata* Rebêlo & Moure, 1995 [*Euglossa*] **78**.  
*truxali* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **150**.  
*tuberculata* Urban, 1967 [*Thygater*] **124**.  
*tuberculatum* Urban, 1992 [*Epanthidium*] **197**.  
*tuberculifera* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **212**.  
*tuberigaster* Urban, 1994 [*Tylanthidium*] **199**.  
*tubiba* (Smith, 1863) [*Scaptotrigona*] **91**.  
*tucumana* (Vachal, 1904) [*Tapinotaspoidea*] **137**.  
*tupacamaru* (Holmberg, 1884) [*Augochloropsis*] **179**.  
*tupinaquina* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **211**.  
*turgida* (Moure, 1941) [*Ceratina*] **147**.  
*turmalis* Vachal, 1904 [*Ancylloscelis*] **105**.  
*turnerae* (Ducke, 1907) [*Protomeliturga*] **64**.  
*turrifaciens* Moure, 1958 [*Augochlorodes*] **178, 187**.  
*Tylanthidium* 198, **199**.  
*Tylomegachile* [*Megachile*] **214**.  
*umbraclata* (Fabricius, 1804) [*Epicharis*] **102**.  
*uncicornis* (Ducke, 1910) [*Melissoptila*] **123**.  
*undulata* Urban, 1989 [*Gaesischia*] **122**.  
*unicarata* Ducke, 1908 [*Caenomada*] **133**.  
*unicolor* (Smith, 1854) [*Rhathymus*] **129**.  
*uniformis* Mitchell, 1929 [*Megachile*] **213**.  
*urania* (Smith, 1853) [*Augochlorella*] **178**.  
*urbana* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*ursinus* Haliday, 1836 [*Ancylloscelis*] **105**.  
*utiarii* Melo & Zanella, no prelo [*Osirinus*]  
*vagabundus* (Cockerell, 1918) [*Rhopitulus*] **64**.  
*vagans* (Cockerell, 1926) [*Acampitopoeum*] **61**.  
*varia* (Erichson, 1848) [*Centris*] **97**.  
*varia* (Lepelletier, 1836) [*Friesemelitta*] **87**.  
*variabilis* Ducke, 1908 [*Psaenythia*] **64**.  
*variabilis* Friese, 1899 [*Euglossa*] **78**.  
*varians* Smith, 1874 [*Xylocopa*] **151**.  
*variegatus* Smith, 1854 [*Osiris*] **129**.  
*variicolor* (Ducke, 1916) [*Plebeia*] **91**.  
*variolosa* Holmberg, 1886 [*Trophocleptria*] **145**.  
*variolosus* (Smith, 1853) [*Hylaesus*] **158**.  
*vegana* Cockerell, 1903 [*Nomada*] **145**.  
*velhoensis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **214**.  
*Vellozia* 150.  
*Velloziaceae* 150.  
*velutina* (Friese, 1910) [*Paratrapedia*]  
*velutina* (Lepelletier & Serville, 1825) [*Hopliphora*] **110**.  
*ventralis* (Friese, 1924) [*Hoplocolletes*] **42, 164**.  
*ventralis* Smith, 1879 [*Megachile*] **215**.  
*vernoniae* (Schrottky, 1911) [*Anthodioctes*] **196**.  
*verrucosa* Brèthes, 1909 [*Megachile*] **215**.  
*versicolor* (Fabricius, 1793) [*Centris*] **97**.  
*versicolor* Friese, 1910 [*Ceratina*] **147**.  
*Vespidae* 30.  
*vespiformis* (Ducke, 1907) [*Odyneropsis*] **144**.  
*vestis* Mitchell, 1930 [*Megachile*] **215**.  
*vestita* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **150**.  
*vicina* Camargo, 1980 [*Partamona*] **90**.  
*vidua* (Moure, 1976) [*Eufriesea*] **76**.  
*vidua* Smith, 1854 [*Coelioxys*] **203**.  
*vigilans* Smith, 1879 [*Megachile*] **212**.  
*vilhenae* Urban, 1999 [*Anthodioctes*] **196**.  
*violacea* (Blanchard, 1840) [*Eufriesea*] **76**.  
*violacea* (Friese, 1900) [*Mesonychium*] **111**.  
*violacea* Lepelletier, 1841 [*Centris*] **98**.  
*violaceifrons* Rebêlo & Moure, 1995 [*Euglossa*] **78**.  
*violacens* (Mocsáry, 1898) [*Eufriesea*] **76**.  
*viperinus* (Holmberg, 1886) [*Isepeolus*] **126**.  
*virescens* Cockerell, 1912 [*Megachile*] **214**.  
*virgili* (Friese, 1900) [*Ptiloglossa*] **157**.  
*virgili* Moure, 1964 [*Niltonia*] **164**.  
*viridifrons* Dressler, 1982 [*Euglossa*] **78**.  
*viridilustrans* (Cockerell, 1927) [*Augochloropsis*] **179**.  
*viridis* (Friese, 1900) [*Mesonychium*] **111**.  
*viridis* [*Euglossa*] (Perty, 1833) **78**.  
*viridis* Smith, 1854 [*Xylocopa*] **151**.  
*viridula* Smith, 1879 [*Ceratina*] **147**.  
*vittata* Lepelletier, 1841 [*Centris*] **97**.  
*vituperabilis* Holmberg, 1904 [*Coelioxys*] **203**.  
*vivax* (Smith, 1879) [*Augochloropsis*] **179**.  
*Vochysia* 123.  
*Vochysiaceae* 123.  
*vogiana* Enderlein, 1913 [*Xylocopa*] **151**.  
*volitans* Schrottky, 1907 [*Ceratina*] **147**.  
*vulpecula* Bertoni & Schrottky, 1910 [*Melissoptila*] **123**.  
*Wagenknechtia* [*Centris*] **93**.  
*wallacei* (Cockerell, 1900) [*Augochloropsis*] **179**.  
*waltheriae* Ducke, 1908 [*Coelioxoides*] **138**.  
*weyrauchii* (Schwarz, 1943) [*Tetragonisca*] **92**.  
*williamsi* Friese, 1900 [*Trigona*] **92**.  
*willineri* Moure, 1947 [*Nananthidium*] **199**.  
*wittmanni* Moure & Camargo, 1989 [*Plebeia*] **91**.  
*Xanthemia* [*Centris*] **93, 99**.  
*Xanthepicharis* [*Epicharis*] **102**.  
*xanthocera* (Moure, 1941) [*Ceratina*] **147**.  
*xanthocnemis* (Perty, 1833) [*Centris*] **98**.  
*xanthogastra* Moure & Seabra, 1959 [*Epicharis*] **102**.  
*xanthomelaena* Moure & Castro, 2001 [*Centris*] **98**.  
*Xanthopedia* [*Paratrapedia*] **134, 137**.  
*xanthopoda* (Moure, 1948) [*Arhysoclebe*] **133**.  
*xanthopoda* Camargo & Moure, 1996 [*Geotrigona*] **87**.  
*xanthoptera* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*xanthopyga* Harter-Marques, Cunha & Moure, 2001 [*Monoeca*] **134**.  
*xanthorhina* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **157**.  
*xanthorrhina* Moure, 1999. [*Tetrapedia*] **139**.  
*xanthotricha* (Moure, 1950) [*Scaptotrigona*] **91**.  
*xanthotricha* Moure, 1945 [*Ptiloglossa*] **157**.  
*xanthura* Spinola, 1853 [*Megachile*] **214**.  
*Xenochlora* **182**.  
*Xerocentris* [*Centris*] **93**.  
*Xeromelissinae* 32, 46, 51, 165-166.  
*Xeromelissini* 165.  
*Xylocopa* 22, 38, 51, **148-151**.  
*Xylocopina* [*Xylocopa*] **151**.  
*Xylocopinae* 46, 65, 145-151.  
*Xylocopini* 46, 145, 147-151.  
*Xylocopoda* [*Xylocopa*] **151**.  
*Xylocopsis* [*Xylocopa*] **151**.  
*Xylocospila* Hurd & Moure, 1963 [*Xylocopa*] **151**.  
*ypirangensis* (Schrottky, 1910) [*Dialictus*] **185**.  
*ypirangensis* Schrottky, 1910 [*Exomalopsis*] **126**.  
*ypiranguensis* Schrottky, 1913 [*Megachile*] **214**.  
*zanolae* Urban, 1992 [*Anthidulum*] **196**.  
*zapoteca* Cresson, 1878 [*Coelioxys*] **203**.  
*zebrata* (Schrottky, 1905) [*Austrostelis*] **197**.  
*zernyi* Alfken, 1943 [*Megachile*] **213**.  
*ziegleri* (Friese, 1900) [*Tetragona*] **91**.  
*Zikanapis* 155, **157**.  
*Zikanapis* s.str. [*Zikanapis*] 157.  
*zikani* (Friese, 1925) [*Zikanapis*] **157**.  
*zikani* Moure, 1944 [*Augochloropsis*] **179**.  
*Zikaniella* [*Habralictus*] **186**.  
*zonata* Moure, 1956 [*Belopria*] **163**.  
*zonata* Smith, 1854 [*Epicharis*] **103**.  
*Zonalonia* [*Dasyhalonia*] **120**.  
*Zonomegachile* [*Megachile*] **214**.  
*zonula* Smith, 1854 [*Coelioxys*] **202**.

Editoração eletrônica

Rua Aimorés, 3085 sala 402  
Tel.: (31) 3335-6085 - BH - MG  
E-mail: idmarpedro@globo.com