

CHAVES DICOTÓMICAS DOS GÉNEROS DE
ABELHAS DE PORTUGAL

HYMENOPTERA: ANTHOPHILA



HUGO GASPAR
COORD.

As abelhas (Hymenoptera: Anthophila), com cerca de 750 espécies em Portugal, são um grupo de insetos polinizadores cruciais para o funcionamento dos ecossistemas e para a segurança alimentar. No entanto, as abelhas enfrentam fortes ameaças, com tendências negativas tanto na abundância de indivíduos como na diversidade de espécies. Neste contexto, é urgente desenvolver ações de conservação que garantam a proteção da biodiversidade e a sustentabilidade dos ecossistemas a longo prazo. Estas ações de conservação devem, no entanto, ser desenhadas e implementadas com base em planos de ação e programas de monitorização robustos implementados a longo prazo. Paralelamente, ao longo de várias décadas, assistimos a um desinvestimento na taxonomia dos insetos resultando num número limitado de entomólogos para o acompanhamento dos planos de ação. Nesse sentido, é crucial capacitar as novas gerações na área da entomologia, e em particular na identificação de abelhas. Este trabalho é uma adaptação de Michez *et al.* (2024) e representa uma versão atualizada das chaves dicotómicas dos géneros de abelhas de Portugal. Neste trabalho é feita uma caracterização geral sobre o ciclo de vida, ecologia e morfologia externa, resumem-se as famílias, subfamílias, tribos e géneros presentes em Portugal, incluindo o número de espécies e principais referências bibliográficas disponíveis para subsequente identificação à espécie, e fornecem-se duas chaves de identificação de géneros, uma para fêmeas e outra para machos. Estas chaves têm como objetivo tornar o ensino e a aprendizagem da taxonomia das abelhas de Portugal mais acessível e promover a entomologia.

NATURA NATURATA



Chaves dicotómicas dos géneros de abelhas de Portugal, Gaspar H, Reverté S, Le Divelec R, Ghisbain G, Rosa P, Flaminio S, Dorchin A, Radchenko VG, Rasmont P, Terzo M, Wood JT, Grosso-Silva JM, Loureiro J, Castro S, Michez D. Imprensa da Universidade de Coimbra; ISBN: 978-989-26-2622-2.
DOI: <https://doi.org/10.14195/978-989-26-2623-9>

Esta obra é baseada em Michez D, Le Divelec R, Ghisbain G, Rosa P, Flaminio S, Dorchin A, Radchenko VG, Rasmont P, Terzo M, Wood JT, Reverté S. 2024. *Key to the genera of European bees (Hymenoptera: Anthophila)*. Provisional version 2.2. (disponível em *Pollinator Academy*, <https://pollinatoracademy.eu/>).

Foi traduzida com a ferramenta DeepL Translator, revista e adaptada para o território de Portugal por Hugo Gaspar e Thomas J. Wood, a terminologia morfológica foi revista por José M. Grosso-Silva e a adaptação dos textos introdutórios foi feita por Hugo Gaspar, João Loureiro e Sílvia Castro.

A chave dicotómica original é uma atualização de: Michez D, Rasmont P, Terzo M, Vereecken NJ. 2019. *Bees of Europe*. Hymenoptera of Europe, Volume 1. 552pp., édition N.A.P., Paris; ISBN: 978-2-913688-34-6.

Parceiros institucionais:



Financiamento:



A versão portuguesa foi produzida ao abrigo dos projetos PolinizACÃO (Fundo Ambiental, Ministério do Ambiente e Energia) e EPIC-Bee (EC-ENV/2024/OP/0009), com o apoio da Fundação para a Ciência e a Tecnologia (FCT 2023.01736.BD e UIDB/04004/2020), e em parceria com a Imprensa da Universidade de Coimbra.

CHAVES DICOTÓMICAS DOS GÉNEROS DE
ABELHAS DE PORTUGAL

HYMENOPTERA: ANTHOPHILA

HUGO GASPAR
COORD.

EDIÇÃO

Imprensa da Universidade de Coimbra

Email: imprensa@uc.pt

URL: <https://www.uc.pt/imprensa>

Vendas online: <https://livrariadaimprensa.uc.pt>

COORDENAÇÃO EDITORIAL

Imprensa da Universidade de Coimbra

CONCEÇÃO GRÁFICA

Imprensa da Universidade de Coimbra

IMAGEM DA CAPA

Albano Soares

INFOGRAFIA

Pedro Matias

EXECUÇÃO GRÁFICA

KDP

ISBN

978-989-26-2622-2

ISBN DIGITAL

978-989-26-2623-9

DOI

<https://doi.org/10.14195/978-989-26-2623-9>

CC BY-NC-SA 4.0

Creative Commons Attribution-NonCommercial-ShareAlike 4.0
International Public License (creativecommons.org)

COMISSÃO CIENTÍFICA

Hugo Gaspar

Sara Reverté

Romain Le Divelec

Guillaume Ghisbain

Paolo Rosa

Simone Flaminio

Achik Dorchin

Vladimir Radchenko

Pierre Rasmont

Michael Terzo

Thomas J. Wood

José M. Grosso-Silva

João Loureiro

Sílvia Castro

Denis Michez

(Página deixada propositadamente em branco)

SUMÁRIO

PRÓLOGO	9
INTRODUÇÃO	11
CARACTERÍSTICAS GERAIS E IDENTIFICAÇÃO DE ABELHAS	17
Ciclo de vida e ecologia.....	17
Identificação de abelhas	19
Distinção de fêmeas e machos de abelhas.....	20
Morfologia externa dos indivíduos adultos	22
IDENTIFICAÇÃO AO NÍVEL DA ESPÉCIE	31
CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO DE FÊMEAS	37
CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO DE MACHOS	87
REFERÊNCIAS	131
APÊNDICE 1. Notas sobre a produção deste documento	141
Reprodução e adaptação da chave	141
Ilustrações.....	141
Enquadramento geográfico	142
APÊNDICE 2. Nomenclatura taxonómica utilizada	143
COLABORARAM NESTA OBRA	147

(Página deixada propositadamente em branco)

PRÓLOGO

Em 22 de junho de 2018, a Comissão Europeia adotou uma proposta de Regulamento do Parlamento Europeu e do Conselho Europeu relativa ao Restauro da Natureza, conhecida como a “Lei do Restauro da Natureza”. Esta lei estipula que os Estados-Membro devem, através da aplicação atempada de medidas adequadas e eficazes, promover a diversidade dos polinizadores e inverter o declínio das suas populações até 2030. Adicionalmente, pretendem alcançar uma tendência crescente das populações de polinizadores, medida pelo menos a cada seis anos após 2030, até serem atingidos níveis satisfatórios. Em maio de 2019, a Comissão Europeia incumbiu um grupo de peritos para elaborar uma proposta de monitorização dos polinizadores, incluindo as abelhas nativas, e analisar a capacidade para a sua aplicação. Em 2021, foi publicado um relatório que propõe a conceção de um sistema de monitorização dos polinizadores da União Europeia (“EU-PoMS”) (Potts *et al.* 2021) e aperfeiçoado em 2024 (Potts *et al.* 2024). Estes documentos, apontam uma série de lacunas que limitam a sua aplicação, em especial a falta de recursos de identificação taxonómica para abelhas (Insecta, Apoidea, Anthophila) e moscas-das-flores (Insecta, Syrphidae). Por conseguinte, a Comissão Europeia apoiou, em 2021-2023, ações preparatórias para a aplicação do EU-PoMS através de projetos financiados pela Direção-Geral do Ambiente da Comissão Europeia. Em primeiro lugar, o projeto SPRING (contrato n.º 09.02001/2021/847887/SER/ENV.D.2) efetuou ações-piloto para testar o esquema mínimo viável para monitorizar abelhas selvagens, borboletas diurnas e moscas-das-flores num número reduzido de locais em todos

os Estados-Membro da União Europeia, utilizando transectos padronizados feitos por profissionais e voluntários. O SPRING também organizou formação para-taxonómica avançada para abelhas selvagens e moscas-das-flores. Em segundo lugar, a Comissão Europeia apoiou dois projetos relevantes para o reforço das capacidades em matéria de taxonomia dos polinizadores: Recursos taxonómicos para as abelhas europeias (ORBIT, contrato n.º 09.029901/2021/848268/SER/ENV.D.2) e Informação taxonómica para as espécies europeias de moscas-das-flores (Taxo-Fly). Através destes dois projetos, a Comissão Europeia contribuiu para o desenvolvimento de informação taxonómica sobre abelhas e moscas-das-flores e de ferramentas para a sua identificação, facilmente disponíveis e acessíveis. Ao mesmo tempo, outros projetos financiados pela União Europeia apoiaram o desenvolvimento de conhecimentos globais sobre os polinizadores europeus: Projetos de investigação do Horizonte 2020 Europa (POSHBEE, SAFEGUARD, WildPosh, MAMBO, EuropaBON e POLLINERA), projeto Biodiversa+ (RESTPOLL) e Lista Vermelha Europeia de Abelhas (PULSE).

Apesar destas iniciativas, a atual comunidade de especialistas em taxonomia de abelhas é ainda bastante reduzida, especialmente nos países do sul da Europa, como Portugal. É um objetivo a muito longo prazo apoiar o aparecimento de uma nova geração de especialistas em abelhas. Como passo fundamental, precisamos de aumentar o número de pessoas que podem determinar a identificação das abelhas selvagens da sua região e/ou país ao nível da espécie. A publicação das chaves de identificação atuais neste livro é um passo crucial para este objetivo. Espera-se que este livro apoie o objetivo geral de reforçar a capacidade para-taxonómica nos Estados-Membro da União Europeia para as abelhas selvagens, de modo a permitir a sua monitorização e conservação. Gostaríamos de reconhecer e agradecer a todas as pessoas que trabalharam e apoiaram os projetos anteriores e que assim criaram as condições que permitiram esta publicação.

Deniz Michez

Professor do Laboratório de Zoologia da Faculdade
de Ciências da Universidade de Mons, Bélgica

INTRODUÇÃO

As abelhas (Hymenoptera: Anthophila), com mais de 20.000 espécies conhecidas globalmente (Michener 2007; Ascher & Pickering 2022), das quais mais de 2.000 espécies ocorrem na Europa e cerca de 750 espécies em Portugal (Ghisbain, Rosa *et al.* 2023; Nieto *et al.* 2014), são um grupo emblemático para o qual a conservação está estreitamente ligada tanto ao bem-estar humano como ao funcionamento dos ecossistemas pelo papel crucial que desempenham na polinização (Matias *et al.* 2017; Potts *et al.* 2016). As abelhas são um fator chave na produção de cerca de 85% das culturas agrícolas a nível mundial, e os principais vetores na reprodução sexual da maioria das plantas silvestres com flor (Garibaldi *et al.* 2013; Ollerton *et al.* 2011). No entanto, estudos desenvolvidos durante as últimas décadas destacaram fortes tendências negativas tanto na abundância de indivíduos como na diversidade de espécies, em particular na Europa e na América do Norte (Biesmeijer *et al.* 2006; Duchenne *et al.* 2020; Ghisbain *et al.* 2023; LeBuhn & Vargas Luna, 2021; Rasmont *et al.* 2021; Scheper *et al.* 2014; Zattara & Aizen, 2021). Neste contexto, é urgente desenvolver ações de conservação que garantam a proteção da biodiversidade e a sustentabilidade dos ecossistemas a longo prazo (Nieto *et al.* 2014). Estas ações de conservação devem, no entanto, ser desenhadas e implementadas com base em programas de monitorização robustos implementados a longo prazo a nível regional e/ou nacional (Garnett & Christidis 2017; Mace 2004; Orr *et al.* 2021).

A correta identificação dos organismos é crucial para uma correta avaliação da biodiversidade e riqueza específica, funcional e/ou filogenética, e

subsequentemente para a correta definição de planos de ação e seleção de áreas ou populações ótimas para conservação (Vogel Ely *et al.* 2017). Em particular, as abelhas são um grupo muito diversificado e taxonomicamente difícil, para o qual ainda estão em curso revisões taxonómicas substanciais em muitos sub-grupos (e.g., Bossert *et al.* 2022; Dorchin *et al.* 2018; Ghisbain *et al.* 2021; Ferrari *et al.* 2020; Müller 2020; Onuferko *et al.* 2019; Orr *et al.* 2018; Williams *et al.* 2020), dificultando grandemente a identificação dos espécimes. Adicionalmente, os crescentes esforços de monitorização dos polinizadores e de estudo de coleções museológicas têm levado à descoberta de novas espécies para a ciência e mesmo de novos géneros para a Europa (e.g., Astafurova & Proshchalykin 2017; Bogusch & Hadrava 2018; Bortolotti *et al.* 2018; Smit 2018; Wood *et al.* 2021; 2022; Wood & Monfared 2022; Reverté *et al.* 2023), e atualmente existem ainda regiões pouco exploradas cuja diversidade de abelhas não é totalmente conhecida (e.g., Gaspar *et al.* 2022, 2023). A falta de informação relativamente às abelhas ficou patente na primeira Lista Vermelha das Abelhas Europeias, na qual cerca de 55% das espécies registadas no continente europeu tiveram de ser classificadas como tendo informação insuficiente (DD, Dados Deficientes; Nieto *et al.* 2014). Neste trabalho, embora cerca de 9% das abelhas tenham sido classificadas com estatuto de Ameaçadas, a percentagem real é ainda desconhecida e estará entre 4% (se nenhuma das espécies DD estiver Ameaçada) e 60% (se todas as espécies DD estiverem Ameaçadas). Apesar dos avanços taxonómicos e faunísticos, é urgente aumentar o conhecimento quanto à taxonomia, distribuição e ecologia das abelhas selvagens europeias (Rasmont *et al.* 2017, Ghisbain & Rosa *et al.* 2023) para que sejamos capazes de avaliar com exatidão o seu estado de conservação e implementar estratégias de conservação adequadas (Potts *et al.* 2021).

A Comissão Europeia, como instituição pública competente na definição de ações de conservação da natureza, estabeleceu a Iniciativa Europeia para os polinizadores (*EU Pollinators Initiative*). No sentido de iniciar um programa de monitorização ao nível europeu, a Comissão Europeia incumbiu um grupo de especialistas a propor um plano de monitorização dos polinizadores à escala europeia que incluísse uma estratégia de capacita-

ção para a sua implementação. Assim, em outubro de 2020, é publicado o relatório de avaliação da viabilidade de um esquema de monitorização de polinizadores da União Europeia (EU-PoMS, European Pollinator Monitoring Scheme). O relatório apontou várias lacunas para a implementação de um programa de monitorização, incluindo a insuficiência de recursos taxonómicos para a identificação de abelhas e moscas-das-flores (Potts *et al.* 2021). Na sequência deste relatório, foram implementados vários projetos com o objetivo de reforçar o conhecimento taxonómico dos Estados-Membros da União Europeia sobre as abelhas selvagens, compreender melhor as causas do declínio das abelhas selvagens no continente europeu, e capacitar os Estados-Membros para que desenvolvam programas de monitorização e conservação adequados e eficazes. Destes projetos estão atualmente a surgir inúmeras ferramentas taxonómicas para diferentes graus de especialização (e.g., Michez *et al.* 2019; <https://pollinatoracademy.eu/>).

O trabalho original que permitiu a construção das chaves dicotómicas aqui apresentadas foi desenvolvido no âmbito do projeto ORBIT (Taxonomic resources for European bees, 2021-2024) e do projeto SPRING (Strengthening Pollinator Recovery through Indicators and Monitoring, 2021-2023). Estes projetos tiveram como objetivos criar e centralizar a informação taxonómica sobre todas as espécies de abelhas europeias, capacitar investigadores na identificação de polinizadores e testar os protocolos de amostragem propostos no plano de monitorização de polinizadores europeu *EU-PoMS*. Do desenvolvimento destes projetos surge a necessidade de criar uma chave dicotómica dos géneros de abelhas europeias que fosse abrangente, de livre utilização e ilustrada, como uma ferramenta para a capacitação de novos investigadores, que culmina no trabalho de Michez *et al.* (2019) que é utilizado como base deste trabalho.

CONTEXTO NACIONAL

Em Portugal, a importância dos polinizadores está patente na Estratégia Nacional de Conservação da Natureza e Biodiversidade 2030 (ENCNB

2030). Entre as várias medidas, a ENCNB 2030 identifica a necessidade de estabelecer uma rede colaborativa de nível nacional para a conservação, a avaliação e a valorização dos polinizadores. Em maio de 2021, é criada a polli.NET – Rede colaborativa para a avaliação, conservação e valorização dos polinizadores e da polinização (pollinet.pt), coordenada pelo Centre for Functional Ecology – Science for People & the Planet, unidade de I&D da Faculdade de Ciências e Tecnologia da Universidade de Coimbra, em cooperação com o Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas, I. P. e envolvendo uma vasta rede de colaboradores nacionais. A missão da polli.NET é promover a conservação dos polinizadores e a sustentabilidade dos serviços de polinização, sendo o objetivo principal desenvolver um Plano de Ação a nível nacional, bem como promover a implementação das ações nele propostas.

Assim, surge o projeto PolinizAÇÃO – Plano de Ação para a Conservação e Sustentabilidade dos Polinizadores (pollinet.pt/polinização), financiado em 2023 pelo Fundo Ambiental, Ministério do Ambiente e Ação Climática (agora Ministério do Ambiente e Energia), sendo a Universidade de Coimbra a beneficiária e a polli.NET a parceira de execução. O principal objetivo do projeto é identificar ações concretas para melhorar o conhecimento e a conservação dos insetos polinizadores ao nível nacional, combater as causas do seu declínio e mobilizar e consciencializar a sociedade, assente num planeamento estratégico e cooperação a todos os níveis. Alicerçada neste objetivo, e tendo patente a grande lacuna na área da entomologia em Portugal, o projeto identifica a necessidade de investir na capacitação taxonómica, apostando na disponibilização de ferramentas taxonómicas adaptadas ao território.

Neste contexto surge a possibilidade de traduzir e adaptar ao território português a chave dicotómica de identificação de abelhas europeias produzida por Míchez *et al.* (2019) (Apêndice 1). Assim, após revisão dos géneros existentes em Portugal continental e nos Arquipélagos dos Açores e Madeira, procedeu-se a uma avaliação e compilação da nomenclatura taxonómica em português (Apêndice 2, Tabela A). De seguida, a chave dicotómica foi adaptada à lista de géneros existentes em Portugal, com

o apoio dos autores originais, e traduzida para português. O resultado é a chave dicotómica apresentada neste trabalho. Esta chave tem como objetivo tornar o ensino e a aprendizagem da taxonomia das abelhas de Portugal mais acessível.

ENQUADRAMENTO GEOGRÁFICO DAS CHAVES DICOTÓMICAS

A versão original da qual foi extraída esta chave está geograficamente enquadrada na Europa, tal como definida pela IUCN na avaliação regional da Lista Vermelha das Abelhas Europeias (para mais detalhes, consultar Rasmont *et al.* 2017). A área inclui a Europa continental e os territórios insulares. Esta versão está adaptada para Portugal, incluindo o território de Portugal continental e os Arquipélagos dos Açores e Madeira.

PÚBLICO-ALVO

Esta chave tem como grande objetivo promover o ensino e a aprendizagem da taxonomia das abelhas de Portugal e destina-se fundamentalmente à comunidade escolar do Ensino Superior, mas pode ser igualmente usada por naturalistas com domínio da terminologia entomológica. A utilização destas chaves dicotómicas requer um período de aprendizagem para familiarização da nomenclatura taxonómica e domínio da variação dos caracteres diagnósticos, mas constitui uma ferramenta útil a todos os interessados em entomologia.

(Página deixada propositadamente em branco)

CARACTERÍSTICAS GERAIS E IDENTIFICAÇÃO DE ABELHAS

CICLO DE VIDA E ECOLOGIA

A especiação das abelhas é fruto de vários fatores (Fig. 1), entre os mais relevantes, a estratégia de vida, a época de voo, a dieta polínica, o tipo de nidificação e as dinâmicas biogeográficas, que em última análise, se traduzem em variações morfológicas externas que nos permitem identificar géneros e espécies. Cada abelha adulta encontrada na natureza é o produto final de uma metamorfose (desde o ovo, estados larvares, até à fase adulta) que ocorre entre os meses de voo de cada espécie. O processo de metamorfose ocorre no interior da célula reprodutora, durante o qual o organismo se alimenta fundamentalmente de pólen. Após a emergência do ninho o organismo passa a alimentar-se de néctar (e ocasionalmente de pólen) obtido diretamente das flores, e ocorre o acasalamento. A período de vida de uma abelha adulta dura entre algumas semanas a pouco mais de um mês e o conjunto dos indivíduos adultos de uma espécie está ativo entre três a seis meses na maioria dos casos. Durante este período, cada fêmea constrói o ninho com um conjunto de células reprodutoras. O ninho pode ser contruído no solo (em 66% das espécies de abelhas de Portugal), em cavidades preexistentes, caules expostos, madeira e até suspensos em superfícies, e a abelha pode usar lama, folhas, fragmentos de rocha, pétalas, tricomas, resina ou secreções próprias. A fêmea reúne provisões de pólen de forma generalista em diversas espécies e famílias de plantas

com flor (as abelhas poliléticas representam mais de 50% das espécies de abelhas de Portugal), ou de forma especializada numa espécie, género ou família de plantas com flor (abelhas oligoléticas) e deposita os ovos.

Cerca de 76% das espécies de Portugal vive de forma solitária, apesar de se observarem algumas espécies com formas rudimentares de cooperação (e.g., partilha e vigilância comum da entrada do ninho). A forma social organizada em castas numa grande colónia, com rainha e obreiras, é exclusiva de cerca de 2% das espécies, nomeadamente da abelha-do-mel (*Apis mellifera* Linnaeus, 1758) e de parte das espécies do género *Bombus*. Adicionalmente, cerca de 22% das espécies de abelhas de Portugal evoluíram para uma estratégia de vida parasítica, específica de uma ou de várias espécies de abelhas solitárias ou sociais. Neste caso, a abelha parasita coloca o ovo num ninho em construção da abelha hospedeira. A larva parasita emerge primeiro e consome a provisão de pólen existente e muitas vezes também a larva hospedeira. Esta estratégia levou à perda das adaptações associadas á construção do ninho e colheita de alimento. Para saber mais sobre a ecologia, biologia e morfologia das abelhas, recomendamos a consulta de Michener (2007) e Baldock *et al.* (2018).



Figura 1. Figura ilustrativa da diversidade de géneros e comportamentos de abelhas em Portugal. Em cima, da esquerda para a direita: Halictidae – *Lasioglossum*; Apidae – *Anthophora*; Megachilidae – *Megachile*. Em baixo, da esquerda para a direita: cópula em Megachilidae – *Hoplitis*; construção do ninho em Apidae – *Anthophora*; e procura de ninhos a parasitar em Halictidae – *Sphecodes*. Fotos de Albano Soares.

IDENTIFICAÇÃO DE ABELHAS

A constituição de uma coleção entomológica de referência é essencial para o estudo dos diferentes aspetos da diversidade dos insetos, e as abelhas não são exceção. As abelhas são tipicamente pequenas e altamente diversificadas, pelo que a sua identificação exige normalmente que sejam recolhidas, fixadas e examinadas à lupa estereoscópica, apesar dos avanços recentes no desenvolvimento de técnicas eficazes não letais (Saoud *et al.* 2020; Toulzac *et al.* 2021; Montero-Castaño *et al.* 2022). A abordagem geral para a recolha, preparação e etiquetagem das abelhas é apresentada em Michez *et al.* (2019). De um modo geral, os caracteres de diagnóstico mais importantes incluem: (i) as nervuras da asa anterior; (ii) a morfologia das patas; (iii) a estrutura dos tergitos e esternitos e (iv) a morfologia da língua. Por conseguinte, é essencial que todos estes elementos sejam claramente visíveis aquando da montagem e preparação dos espécimes para identificação.

A identificação das abelhas recolhidas nesta região geográfica começa normalmente pela determinação do género, sem identificação da família (e.g., Scheuchl 2006, Peeters *et al.* 2012, Falk e Lewington 2015). As famílias de abelhas são diagnosticadas por caracteres morfológicos que são por vezes difíceis de observar, por exemplo, a morfologia da parte basal da língua ou a presença de suturas ou sulcos que podem estar ocultos por pelos. Além disso, a determinação da família das abelhas é de utilidade relativa menor para a identificação ao nível da espécie. Por último, devido à existência de dimorfismo sexual, existem chaves distintas para fêmeas e machos (ver a seguir). As chaves propostas neste trabalho destinam-se, portanto, em primeiro lugar, ao reconhecimento do género do espécime recolhido, uma etapa que é mais simples e relevante para o estudo imediato das abelhas. Detalhes sobre as famílias de abelhas e, em alguns casos, as tribos, são apresentados em Michener (2007) e Michez *et al.* (2019).

A chave incluída no livro de Michez *et al.* (2019) baseia-se na sistemática e na lista de espécies de Rasmont *et al.* (2017). Michez *et al.* (2019) consideraram 75 géneros e 2.051 espécies na Europa. A versão de Michez *et al.* (2024) (utilizada para produzir esta adaptação) é uma

atualização de Michez *et al.* (2019) e utiliza Ghisbain & Rosa *et al.* (2023) como linha orientadora para a atualização do nome das espécies.

DISTINÇÃO DE FÊMEAS E MACHOS DE ABELHAS

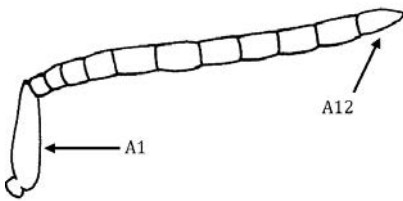
Uma vez que as abelhas apresentam um forte dimorfismo sexual, são normalmente propostas duas chaves de identificação em trabalhos taxonómicos, uma para as fêmeas e outra para os machos (e.g., Falk e Lewington 2015). A primeira etapa da identificação consiste, portanto, em reconhecer o sexo do espécime. Na Tabela 1 estão listados os caracteres morfológicos distintivos que devem ser observados.

Tabela 1. Caracteres morfológicos para distinguir abelhas macho e fêmea

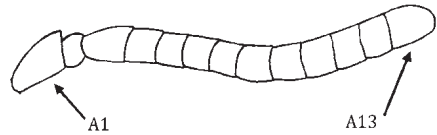
CARACTERES	FÊMEAS	MACHOS
Número de segmentos nas antenas	12	13 (12 em <i>Blastes</i> e <i>Pasites</i>)
Marcas amarelas ou brancas na cutícula da face	Tipicamente ausente (mas comum em <i>Anthidiini</i>)	Frequentemente presente
Número de tergitos	6	7 (em <i>Protosmia</i> , <i>Heriades</i> e <i>Nomiapis</i> só são visíveis 6 e é necessária dissecação para ver o 7º)
Estruturas de colheita de pólen	Presentes (exceto em géneros parasitas)	Sempre ausente
Ferrão	Presente	Ausente
Cápsula genital adaptada	Ausente	Presente

A distinção de fêmeas e machos de abelhas é relativamente fácil porque o dimorfismo sexual é tipicamente bem marcado (Fig. 2). Os caracteres mais fáceis de reconhecer são: (i) o número de segmentos nas antenas; (ii) o número de tergitos; e (iii) a presença de estruturas de recolha de pólen, como a corbícula (o cesto de pólen visível nas patas posteriores na abelha-do-mel e nos abelhões) ou a escopa (pelos densos especializados adaptados à captura e transporte do pólen recolhido pelas fêmeas para o ninho) nas patas posteriores, no propódeo e/ou na face ventral do metassoma, consoante o grupo de abelhas.

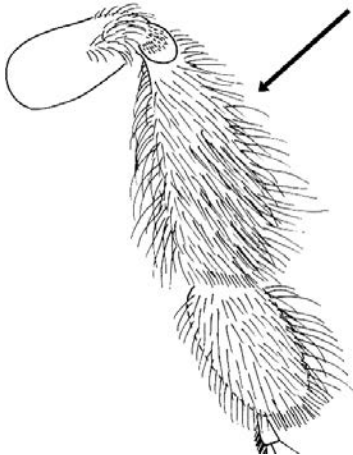
No campo, antes de recolher os exemplares, é possível observar comportamentos que dão algumas indicações complementares sobre o sexo. O comportamento de recolha de pólen é uma característica conveniente para o reconhecimento das fêmeas, uma vez que os machos não recolhem ativamente pólen, e o pólen presente no seu corpo ocorre acidentalmente quando visitam as flores ocasionalmente para se alimentar de néctar. O patrulhamento em torno das entradas dos ninhos (sem entrar neles) ou o comportamento territorial em torno de amontoados de flores (sem pousar regularmente nas flores) é um comportamento típico dos machos. Além disso, as fêmeas são tipicamente maiores e mais coloridas do que os machos, embora em alguns grupos, como em Anthidiini, o inverso seja mais frequente.



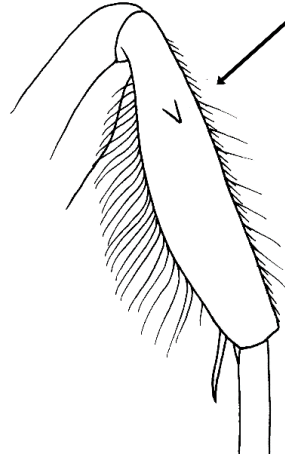
A



B



C



D

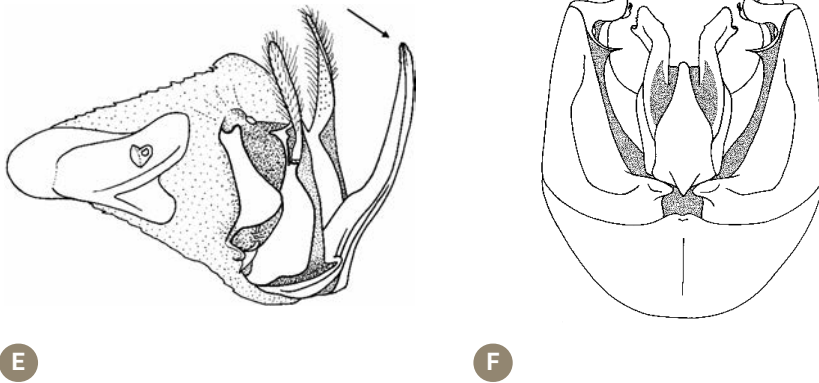


Figura 2. Dimorfismo sexual nas abelhas (estruturas femininas, à esquerda, estruturas masculinas, à direita). A-B, antena; C-D, pata 3; E-F, ferrão (apenas em fêmeas) e genitália

MORFOLOGIA EXTERNA DOS INDIVÍDUOS ADULTOS

A identificação ao nível do género não é simples, especialmente para utilizadores inexperientes da chave dicotómica. A primeira dificuldade é dominar a terminologia. Neste trabalho apresentamos brevemente as estruturas do corpo de indivíduos adultos mais relevantes para a identificação. Para mais detalhes quanto à terminologia usada consulte Michener (2007) e Michez *et al.* (2019).

Nas Figuras 3 a 7 encontram-se ilustradas as **principais estruturas do corpo** de uma abelha adulta. Antes de iniciar a identificação através das chaves dicotómicas, recomendamos o estudo das estruturas do corpo completo (Fig. 3), da cabeça (Fig. 4), do mesossoma (Fig. 5) e das asas (Fig. 6). O domínio da terminologia é importante para a utilização eficaz das chaves dicotómicas.

A terminologia usada é comum à maioria dos grupos de insetos, mas existem alguns termos específicos das abelhas. Tal como noutros membros da subordem Apocrita dos Hymenoptera, o corpo das abelhas está subdividido em três partes: a cabeça, o mesossoma e o metassoma (Fig. 3). A constrição em "cintura de vespa", que aparentemente separa o que parece ser o tórax do que parece ser o abdómen, está na realidade localizada entre o primeiro e o segundo segmentos abdominais verdadeiros. O termo mesossoma designa, portanto, a unidade efetiva que compreende os três segmentos torácicos mais o primeiro segmento abdominal (o propódeo), que se encontra fundido ao

resto do mesossoma mesmo em frente da constrição em "cintura de vespa". Assim, o tergito 1 (dorsalmente) e o esternito 1 (ventralmente) representam os primeiros segmentos do metassoma e, por conseguinte, são tecnicamente os elementos do segundo segmento abdominal verdadeiro.

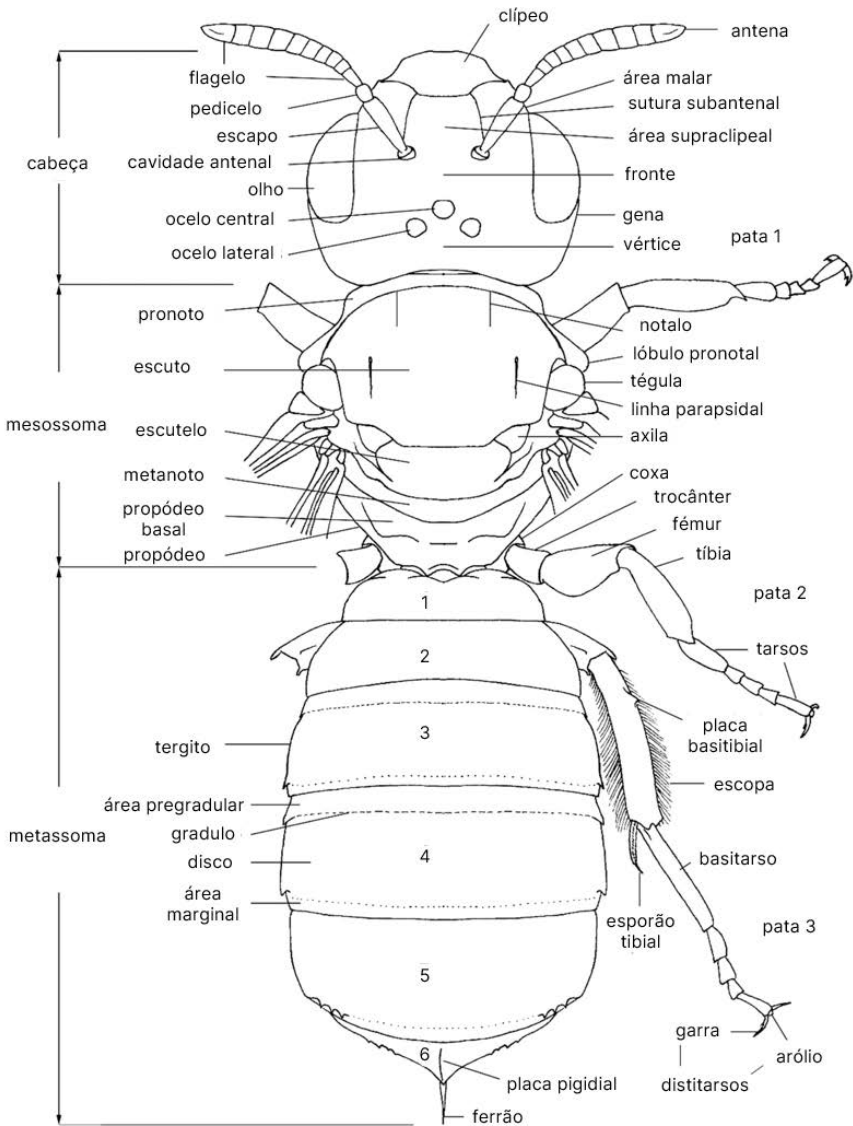
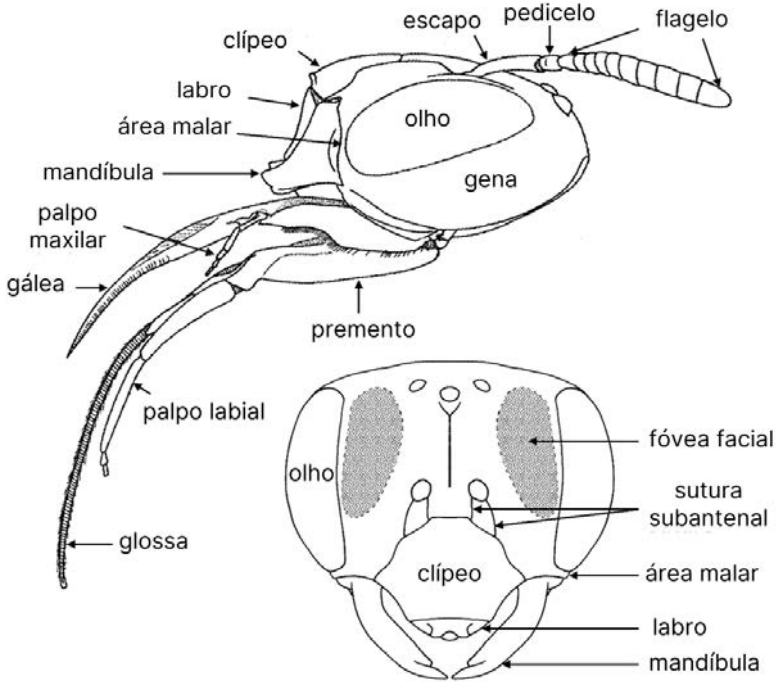


Figura 3. Morfologia geral do corpo completo em vista dorsal de uma abelha, *Ceratina gravidula* Gerstaecker, 1869 (Apidae). Os números referem-se a tergitos individuais

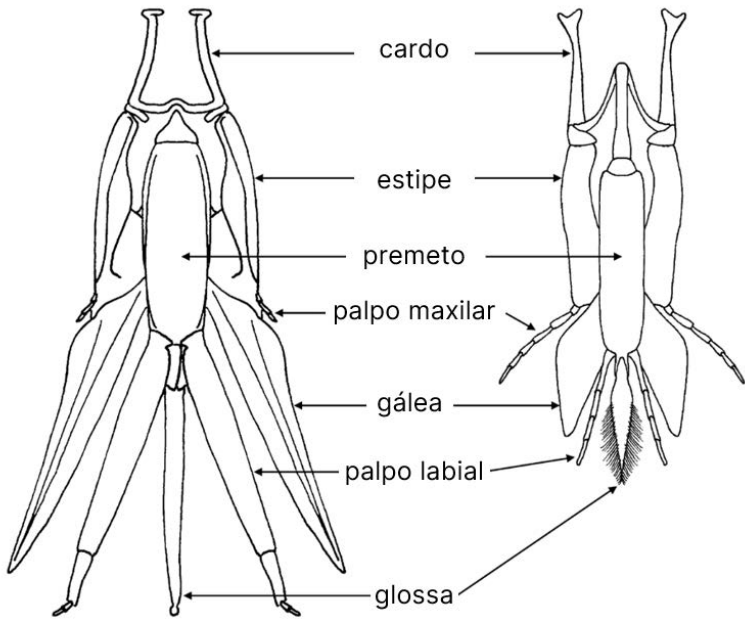
As partes da **cabeça**, incluindo as antenas, o clipeo e a língua, são muito importantes para a identificação das abelhas (Fig. 4). O reconhecimento de dois grandes grupos de abelhas baseia-se na morfologia das suas línguas: as abelhas de *língua longa* (incluindo as famílias Apidae e Megachilidae) e as abelhas de *língua curta* (incluindo as famílias Colletidae, Andrenidae, Halictidae e Melittidae). No entanto, esta classificação não se refere ao comprimento absoluto da língua, mas aos comprimentos relativos das partes individuais que compõem a língua. O termo língua é doravante utilizado ao longo deste trabalho num sentido coletivo, i.e., incluindo todas as partes da boca (como ilustrado na Fig. 4A). As abelhas de língua longa têm tipicamente uma glossa longa, a gálea estende-se muito para além dos palpos maxilares e dos estipes, e os dois primeiros segmentos dos palpos labiais são extremamente alongados em comparação com os dois últimos segmentos (Fig. 4C). Nas abelhas de língua curta, a glossa é frequentemente curta, a gálea não se estende para além dos palpos maxilares e os dois primeiros segmentos dos palpos labiais são semelhantes em comprimento aos segmentos subsequentes (Fig. 4C). É possível haver abelhas de *língua longa* com línguas relativamente curtas e abelhas de *língua curta* com línguas relativamente longas. Esta classificação sistemática pode nem sempre ser prática para efeitos de identificação das abelhas ao nível do género.

As **antenas** das abelhas estão divididas em escapo, que sai da cabeça pela cavidade antenal, no pedicelo, geralmente de pequena dimensão, que é o ponto de articulação da antena, e no flagelo, constituído por 10 ou 11 segmentos. Para fins de simplificação, todos estes segmentos podem ser nomeados de A1 a A12 (ou 13), desde o escapo ao extremo do flagelo (Fig. 4A).

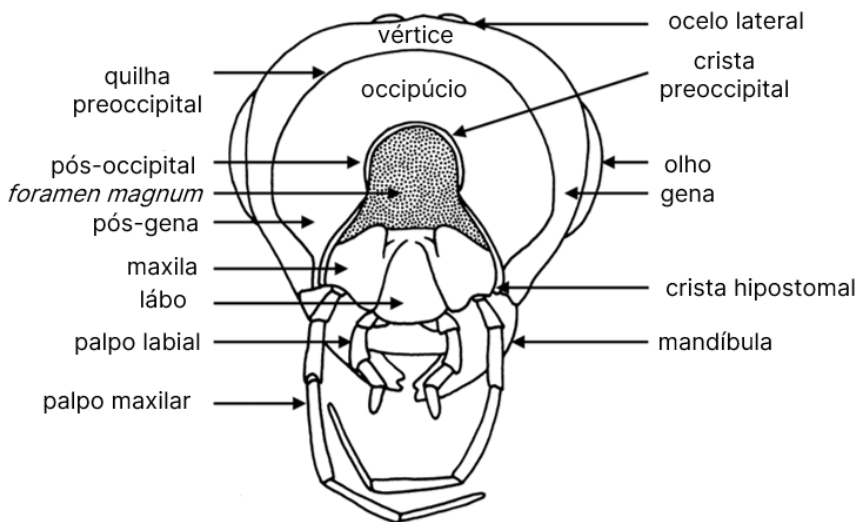


A

B



C



D

Figura 4. A-B, Morfologia geral da cabeça em vista lateral (A) e frontal (B), *Ceratina gravidula* Gerstaecker, 1869 (Apidae) e *Andrena vaga* Panzer, 1799 (Andrenidae). C, Língua de uma abelha de língua longa (Apidae, esquerda) e de uma abelha de língua curta (Andrenidae, direita). D, Morfologia da cabeça em vista dorsal

No **mesossoma** (Fig. 5), o primeiro segmento é constituído dorsalmente pelo pronoto e ventralmente pela propleura e prosterno. O pronoto estende-se póstero-lateralmente, formando os lóbulos pronotais (Fig. 3), e depois ventralmente, fundindo-se atrás das inserções anteriores das patas. O segundo segmento inclui o escuto, o escutelo, delimitado lateralmente pelas axilas e a mesopleura, que se funde ventralmente para formar a sutura médio-esternal. As axilas podem ser simples ou separadas em diferentes graus do escutelo ou modificadas num dente. O terceiro segmento contém o metanoto e o metepisterno (este último irrelevante para identificação de abelhas, detalhes em Michener 2007). Estes últimos elementos estão separados em duas partes pelas inserções das coxas intermédias. O último segmento é denominado propódeo. O propódeo está subdividido

em várias faces, por vezes separadas por quilhas ou cristas. A parte horizontal é designada por propódeo basal e, em certos géneros, apresenta uma forma aproximadamente triangular, sendo por isso designada por triângulo propodeal ou recinto propodeal. Ao longo do presente trabalho, referimo-nos a esta zona como propódeo basal.

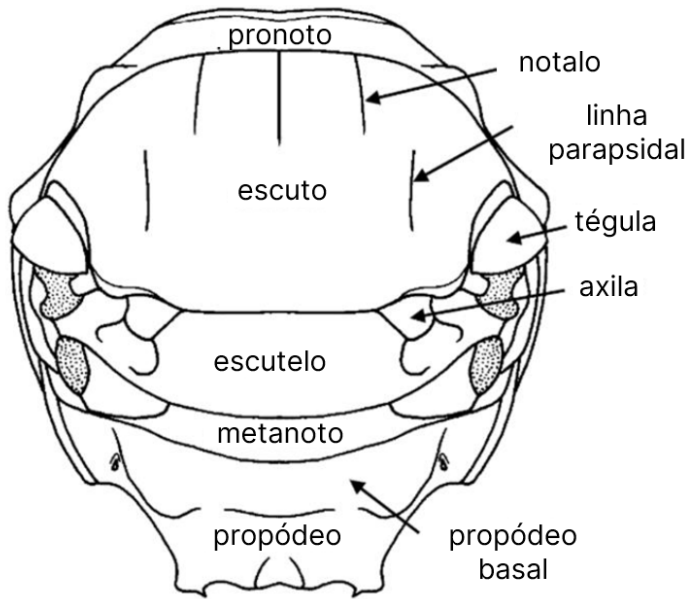


Figura 5. Morfologia geral do mesossoma em vista dorsal, *Ceratina gravidula* Gerstaecker, 1869 (Apidae)

As **asas** caracterizam-se pelas suas nervuras e células (Fig. 6). As asas anteriores (Fig. 6) apresentam duas ou três células submarginais. Excluindo o número de células submarginais, o padrão geral das nervuras das asas é sempre o mesmo nas abelhas europeias. No entanto, a forma das nervuras e a forma e área relativa das células são caracteres importantes e fiáveis para identificar géneros de abelhas e, em determinados grupos, até espécies. Na literatura, foram propostas várias terminologias para a morfologia das asas das abelhas. Aqui, adotamos a terminologia de Michener (2007) comumente utilizada em abelhas, mas existem terminologias alternativas como a proposta por Engel (2001).

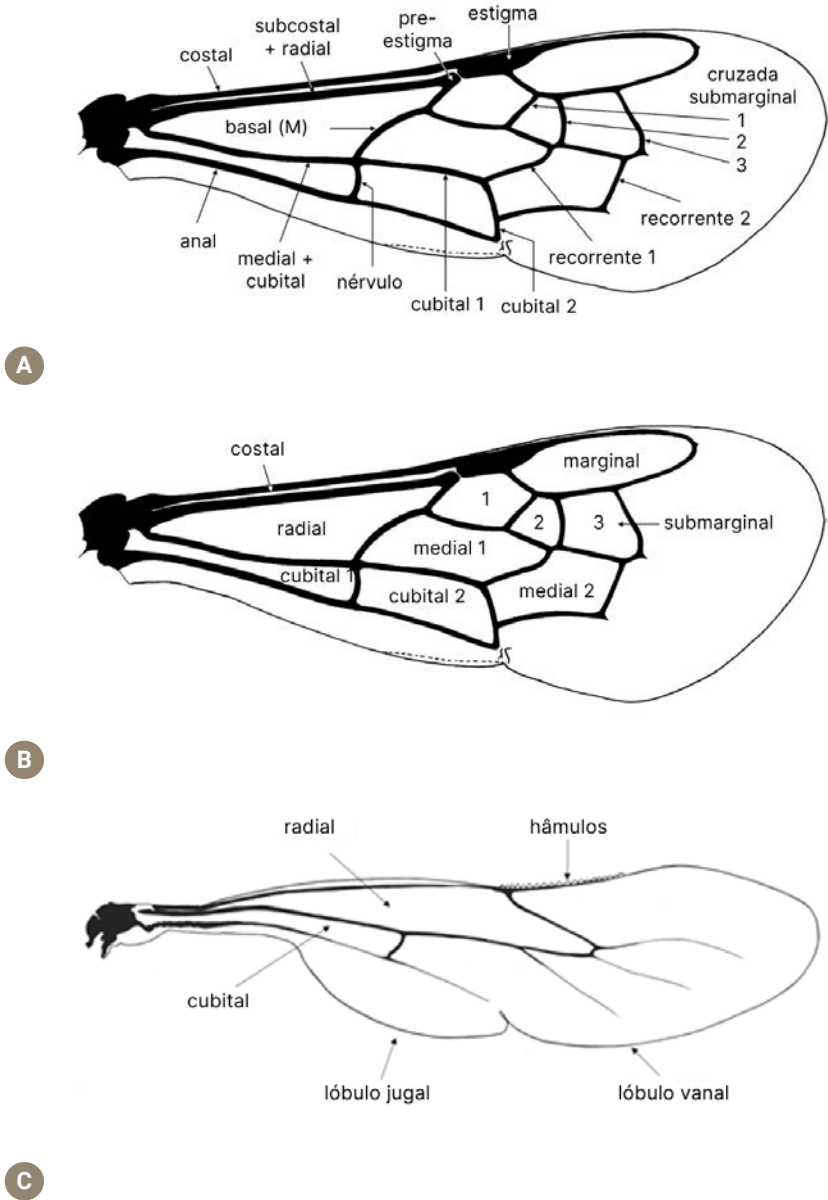


Figura 6. Terminologia clássica das nervuras **(A)** e das células **(B)** da asa anterior de uma abelha (segundo Michener 2007), *Ceratina gravidula* Gerstaecker, 1869 (Apidae), e da asa posterior de uma abelha **(C)** [*Bombus terrestris* (Linnaeus, 1758)]

No **metassoma masculino**, os esternitos 7 e 8 estão frequentemente escondidos sob o esternito 6 e devem, por conseguinte, ser extraídos para o exame de certos caracteres de diagnóstico. A cápsula genital masculina (Fig. 7) é constituída, da base ao ápice, por uma gonobase e dois gonocoxitos que contêm uma volsela e um gonostilo e que rodeiam as valvas penianas. A morfologia externa dos órgãos genitais é frequentemente um caracter diagnóstico ao nível da espécie.

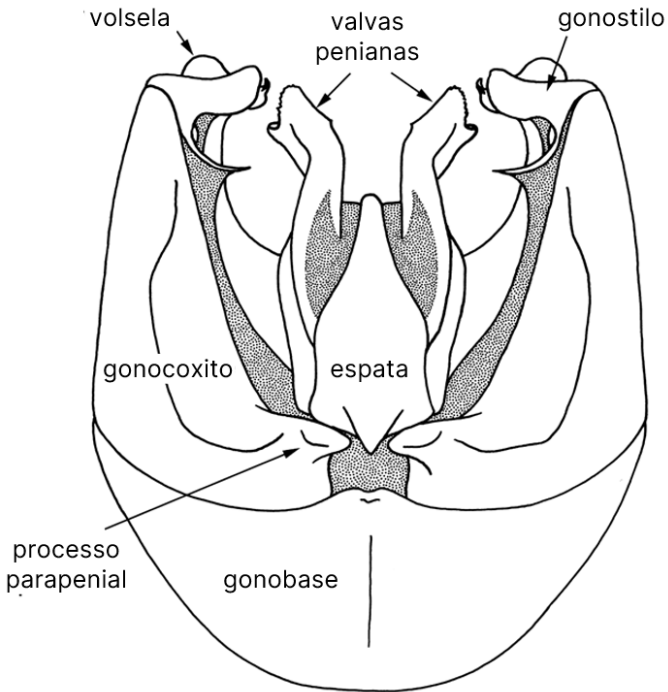


Figura 7. Genitália masculina do gênero *Bombus* em vista dorsal

(Página deixada propositadamente em branco)

IDENTIFICAÇÃO AO NÍVEL DA ESPÉCIE

A identificação ao nível da espécie é sempre muito mais complicada, embora dependa da diversidade dentro do género e da zona geográfica onde a colheita foi realizada. Certos géneros, como *Lasioglossum* ou *Bombus*, incluem espécies bastante difíceis de identificar (e.g., Rasmont *et al.* 2021). Em contrapartida, é relativamente fácil reconhecer as espécies de outros géneros como *Macropis* (e.g., Michez & Patiny, 2005). No Norte da Europa, a identificação ao nível da espécie é muito mais fácil do que no Sul, porque a diversidade de espécies da maioria dos géneros de abelhas é menor, com a notável exceção dos abelhões (género *Bombus*). Existem várias chaves de identificação completas ao nível da espécie para países como a Suíça e o Reino Unido, mas não existem para os países com elevada diversidade de espécies, como a Grécia ou a Espanha. A identificação ao nível da espécie nestes locais é feita, neste momento, com recurso a chaves parciais, por comparação de descrições de espécies e recorrendo a coleções de referência.

Neste trabalho não são apresentadas chaves ao nível da espécie. No entanto, com o objetivo de promover a progressão na identificação das abelhas em Portugal, na Tabela 2 apresentamos as principais referências disponíveis atualmente para identificar espécimes ao nível da espécie.

Tabela 2. Família, Subfamília e Tribo dos 55 géneros de abelhas de Portugal e lista de referência disponíveis para identificação das espécies de abelhas europeias, com recomendação para a melhor literatura no contexto português, se aplicável. N = número de espécies em Portugal continental seguido do número de espécies ausentes do continente nos Arquipélagos dos Açores e Madeira entre parênteses (segundo Baldock *et al.* 2018; Wood *et al.* 2020; Litman *et al.* 2021; Wood *et al.* 2021; Gaspar *et al.* 2022; Praz *et al.* 2022; Soares *et al.* 2022; Wood & Le Divelec 2022; Wood & Ortiz-Sanchez 2022; Bogusch 2023; Cross 2023; Gaspar *et al.* 2023; Reverté & Miličić *et al.* 2023; Wood 2023).

FAMÍLIA/SUBFAMÍLIA (N GÉNEROS)	TRIBO	GÉNERO	N (+ ILHAS)	CHAVES DE IDENTIFICAÇÃO E TRABALHOS DE REFERÊNCIA
Andrenidae (6)				
Andreninae	Andrenini	<i>Andrena</i>	135 (+4)	PT: Wood (2023) OUTROS: Warncke (1968), Osytsnjuk (1978), Schmid-Egger & Scheuchl (1997), Osytsnjuk (2005), Ariana <i>et al.</i> (2009), Amiet <i>et al.</i> (2010), Falk & Lewington (2015)
Panurginae	Melitturgini	<i>Melitturga</i>	1	
	Panurgini	<i>Flavipanurgus</i>	4	PT: Wood & Cross (2018) OUTROS: Warncke (1972)
		<i>Halopanurgus</i>	2	PT: Wood & Cross (2017), Wood & Cross (2018) OUTROS: Wood <i>et al.</i> (2022)
		<i>Panurginus</i>	1	
		<i>Panurgus</i>	7	PT: Patiny (1999) OUTROS: Osytsnjuk (1978), Patiny <i>et al.</i> (2005)
Apidae (16)				
Anthophorinae	Anthophorini	<i>Amegilla</i>	6	PT: Ortiz-Sánchez & Jiménez- Rodríguez (1991) OUTROS: Friese (1897), Alfken (1927), Osytsnjuk & Ponomareva (1978) Herrero & Pérez-Iñigo (1982, 1985), Brooks (1988), Scheuchl (2000)
		<i>Anthophora</i>	26	PT: Friese (1897) OUTROS: Osytsnjuk & Ponomareva (1978) Herrero & Pérez-Iñigo (1982, 1985), Brooks (1988), Rasmont (1995), Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
Apinae	Apini	<i>Apis</i>	1	
	Bombini	<i>Bombus</i>	17	PT: Rasmont <i>et al.</i> (2021) OUTROS: Falk & Lewington (2015), Pittioni (1939), Løken (1973, 1984), Panfilov (1978), Rasmont (1984), Rasmont <i>et al.</i> (1986), Amiet <i>et al.</i> (2017)

Eucerinae	Eucerini	<i>Eucera</i>	24	PT: Alonso (2020) OUTROS: Aubert (2020), Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
		<i>Tetralonia</i>	10	PT: Alonso (2020) OUTROS: Friese (1897), Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Tkalcu (1984)
Nomadinae	Ammobatini	<i>Ammobates</i>	4	PT: Warncke (1983) OUTROS: Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007), Scheuchl (2000)
		<i>Pasites</i>	1	
	Ammobatoidini	<i>Ammobatoides</i>	1	
	Biastini	<i>Biastes</i>	1	
	Epeolini	<i>Epeolus</i>	9	PT: Bogusch & Hadrava (2018) OUTROS: Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
	Melectini	<i>Melecta</i>	7	PT: Liefstinck (1980) OUTROS: Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
		<i>Thyreus</i>	6	PT: Liefstinck (1968) OUTROS: de Beaumont (1939), Osytsnjuk & Ponomareva (1978)
	Nomadini	<i>Nomada</i>	79	PT: Smit (2018), Straka <i>et al.</i> (2024) OUTROS: Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Celary (1995), Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
Xylocopinae	Ceratini	<i>Ceratina</i>	12	PT: Terzo & Ortiz-Sánchez (2004) OUTROS: Terzo <i>et al.</i> (2007); Amiet <i>et al.</i> (2007), Falk & Lewington (2015)
	Xylocopini	<i>Xylocopa</i>	5	PT: Ortiz-Sánchez (1997); Friese (1901) OUTROS: Terzo <i>et al.</i> (2007); Amiet <i>et al.</i> (2007)
Colletidae (2)				
Colletinae	Colletini	<i>Colletes</i>	27 (+1)	PT: Noskiewicz (1936); Ortiz- Sánchez <i>et al.</i> (2004) OUTROS: Amiet <i>et al.</i> (1999), Proshchalykin & Kuhlmann (2012), Falk & Lewington (2015)
Hylaeinae	Hylaeini	<i>Hylaeus</i>	37 (+2)	PT: Dathe (1980, 2000, 2006), Ozbek & Dathe (2020), Straka & Bogush (2011) OUTROS: Ortiz-Sánchez <i>et al.</i> (2003), Amiet <i>et al.</i> (1999), Falk & Lewington (2015)

Halictidae (9)				
Halictinae	Halictini	<i>Halictus</i>	11 (+1)	PT: Blüthgen (1924) OUTROS: Ebmer (1969), Pesenko et al. (2000), Amiet et al. (2001), Falk & Lewington (2015)
		<i>Lasioglossum</i>	73 (+1)	PT: Blüthgen (1924), Pesenko (1986, 2007) OUTROS: Ebmer (1970, 1971), Pesenko et al. (2000), Amiet et al. (2001), Falk & Lewington (2015)
		<i>Seladonia</i>	9	PT: Blüthgen (1924), Pauly (2009), Pauly et al. (2015) OUTROS: Ebmer (1988)
	Sphecodini	<i>Sphecodes</i>	27	PT: Warncke (1992a) OUTROS: Bogusch & Straka (2012), Amiet et al. (1999), Pesenko et al. (2000), Falk & Lewington (2015)
Nomiinae	Nomiini	<i>Nomiapis</i>	3	PT: Warncke (1976), Wood & Le Divelec (2022) OUTROS: Amiet et al. (1999), Pesenko et al. (2000), Baker (2002)
Nomioidinae	Nomioidini	<i>Nomioides</i>	2	PT: Ortiz-Sánchez (1990) OUTROS: Amiet et al. (1999), Pesenko et al. (2000)
		<i>Ceylalictus</i>	1	
Rophitinae	Rophitini	<i>Dufourea</i>	4	PT: Ebmer (1984) OUTROS: Ebmer (1993), Amiet et al. (1999), Pesenko et al. (2000), Falk & Lewington (2015)
		<i>Systropha</i>	1	
Megachilidae (19)				
Lithurginae	Lithurgini	<i>Lithurgus</i>	3	PT: Ortiz-Sánchez et al. (2012) OUTROS: Zanden (1986), Amiet et al. (2004)
Megachilinae	Anthidiini	<i>Afrantheidium</i>	2	Warncke (1980)
		<i>Anthidiellum</i>	2	Warncke (1980)
		<i>Anthidium</i>	8	PT: Warncke (1980) OUTROS: Amiet et al. (2004), Scheuchl (2006), Falk & Lewington (2015)
		<i>Icteranthidium</i>	3	Warncke (1980)
		<i>Pseudoanthidium</i>	5	PT: Warncke (1980) OUTROS: Litman et al. (2021)
		<i>Rhodanthidium</i>	4	Kasperek (2019)
		<i>Stelis</i>	8 (+1)	PT: Kasperek (2015) OUTROS: Amiet et al. (2004), Ornos et al. (2009), Falk & Lewington (2015)

		<i>Trachusa</i>	3	Kasperek (2017)
	Dioxyini	<i>Aglaopis</i>	1	
		<i>Dioxys</i>	4	PT: Bogush (2023) OUTROS: Warncke (1977), Amiet et al. (2004)
		<i>Ensliniana</i>	1	
	Megachilini	<i>Coelioxys</i>	16	PT: Ortiz-Sanchez et al. (2009) OUTROS: Warncke (1992b), Amiet et al. (2004), Scheuchl (2006), Falk & Lewington (2015)
		<i>Megachile</i>	27	PT: Benoist (1940), Ortiz-Sanchez et al. (2012), Praz (2017) OUTROS: Amiet et al. (2004), Scheuchl (2006), Falk & Lewington (2015)
	Osmiini	<i>Chelostoma</i>	7	PT: Torres et al. (2012) OUTROS: Amiet et al. (2004), Scheuchl (2006), Müller (2015a), Falk & Lewington (2015)
		<i>Heriades</i>	3	PT: Cross & Notton (2017) OUTROS: Amiet et al. (2004), Falk & Lewington (2015)
		<i>Hoplitis</i>	30	PT: Müller (2016), Warncke (1991), Friese (1911), Michener (2007), Zanden (1985, 1986), Benoist (1931), Le Goff (2003), Cross (2023) OUTROS: Müller (2012, 2014a, 2014b, 2015b), Falk & Lewington (2015), Müller & Mauss (2016)
		<i>Osmia</i>	35 (+1)	PT: Benoist (1931), Michener (2007) OUTROS: Amiet et al. (2004), Falk & Lewington (2015), Cross & Notton (2017)
		<i>Protosmia</i>	6	PT: Duce (1900), Michener (2007), Le Goff & Gonçalves (2018), Griswold & Parker (1987)
Melittidae (3)				
Dasypodainae	Dasypodaini	<i>Dasypoda</i>	9	PT: Michez et al. (2004), Radchenko (2016) OUTROS: Amiet et al. (2007), Falk & Lewington (2015)
Melittinae	Macropidini	<i>Macropis</i>	2	PT: Michez & Patiny (2005) OUTROS: Amiet et al. (2007), Falk & Lewington (2015)
	Melittini	<i>Melitta</i>	3	PT: Michez & Eardley (2007) OUTROS: Amiet et al. (2007), Falk & Lewington (2015)

(Página deixada propositadamente em branco)

CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO DE FÊMEAS

CONFIRMAR: Antenas com 12 segmentos; 6 tergitos visíveis; ferrão presente; escopa ou corbícula presente nos gêneros não parasitas (ver Tabela 1).

1. Asa anterior com três células submarginais (Fig. 8a). 2
— Asa anterior com duas células submarginais (Fig. 8b). 27

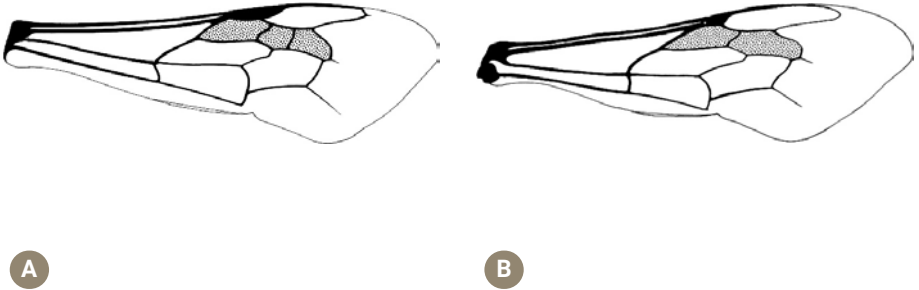


Figura 8. Asa anterior [*Andrena* (a) e *Osmia* (b)]

2(1). Tíbia 3 com corbícula (cesto polínico) triangular, com superfície externa plana, lisa e brilhante, delimitada em cada lado por franjas de pelos longos ligeiramente curvados para dentro (Fig. 9a); espécies eusociais. 3

— Tíbia 3 com diferente forma ou pilosidade (Fig. 9b-c); espécies solitárias, sociais ou parasitas. 4

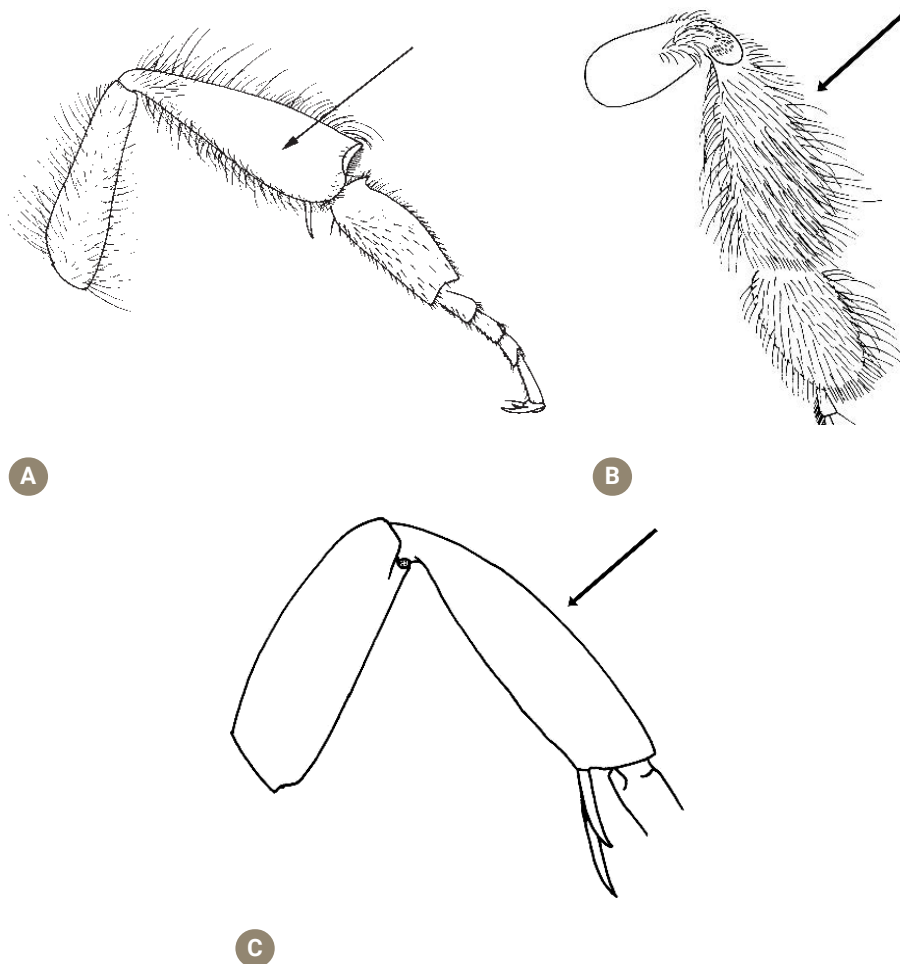


Figura 9. Pata 3 com corbícula (cesto polínico) [*Bombus* (a)], escopa [*Macropis* (b)], e sem estruturas de colheita de pólen [*Nomada* (c)]

3(2). Olho peludo; cutícula bem visível, frequentemente acastanhada, não oculta por pilosidade densa; asa com célula marginal muito alongada e ligeiramente curvada (Fig. 10a); tibia 3 sem esporão. ***Apis* Linnaeus**

— Olho glabro; cutícula oculta por pilosidade densa, por vezes escura com bandas claras (amarela, laranja, branca e/ou vermelha); asa com célula marginal pouco maior que a distância entre o seu ápice e o ápice da asa (Fig. 10b); tibia 3 com dois esporões. ***Bombus* Latreille (em parte)**

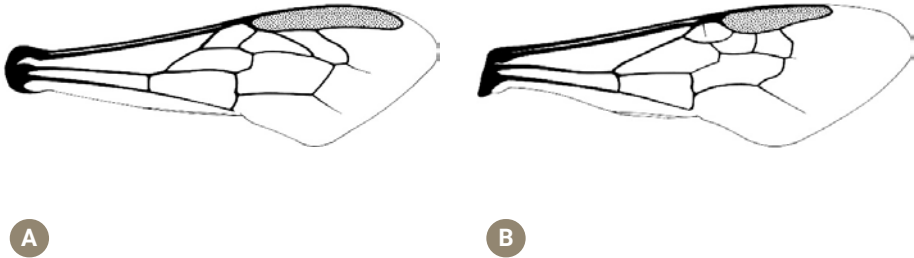


Figura 10. Asa anterior [*Apis* (a) e *Bombus* (b)]

4(2). Nervura basal comparativamente curta, mais curta do que $2/3$ do comprimento da nervura cubital 1; nérvulo pré-furcal ou inter-furcal, nunca pós-furcal (Fig. 11a); língua relativamente curta, frequentemente mais curta do que a cabeça, com os segmentos dos palpos labiais de comprimento sub-igual (Fig. 11c). Em casos raros, a língua é mais comprida do que a cabeça ou os dois primeiros palpos labiais são claramente mais compridos do que os segmentos seguintes e o nérvulo é nitidamente pré-furcal. **5**

— Nervura basal comparativamente longa, com comprimento superior a $2/3$ do comprimento da nervura cubital 1 (esta relação é por vezes ligeiramente inferior nas espécies com comprimento inferior a 10 mm); nérvulo frequentemente pós-furcal (Fig. 11b), por vezes inter-furcal; língua relativamente longa, tão longa ou mais longa do que a cabeça; palpos labiais com os dois primeiros segmentos alongados, mais longos do que os dois segmentos apicais, muito reduzidos em comprimento (Fig. 11d). **16**

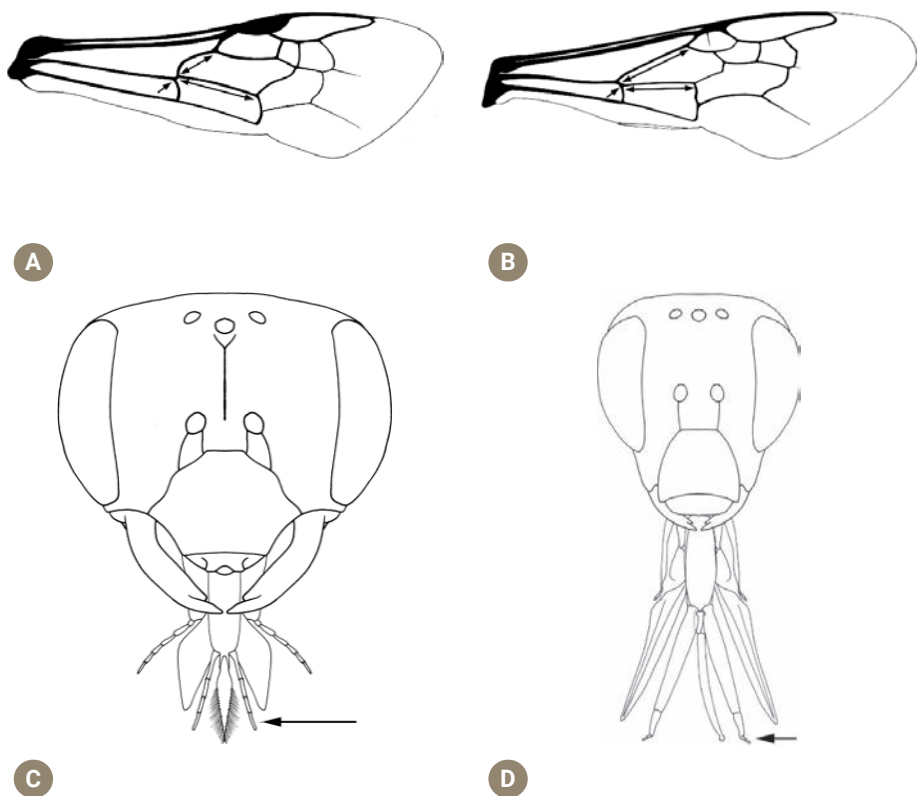


Figura 11. Asa anterior [*Lasioglossum* (a) e *Bombus* (b)] e vista frontal da cabeça com língua [*Andrena* (c) e *Bombus* (d)]

5(4). Segunda e terceira células submarginais com área mais ou menos semelhante; segunda nervura recorrente sinusoidal, em forma de S (Fig. 12a); margens internas dos olhos convergindo para o clipeo (Fig. 12c); tergitos escuros, frequentemente com faixas apicais de pelos de cor clara; ápice da glossa bifido (Fig. 12c). ***Colletes Latreille***

— Segunda célula submarginal claramente mais pequena do que a terceira célula submarginal; segunda nervura recorrente nunca em forma de S (Fig. 12b); margens internas dos olhos convergentes para o vértice

ou paralelas (Fig. 12d); cor dos tergitos e pubescência variáveis; ápice da glossa pontiagudo, nunca bífido (Fig. 12d). **6**

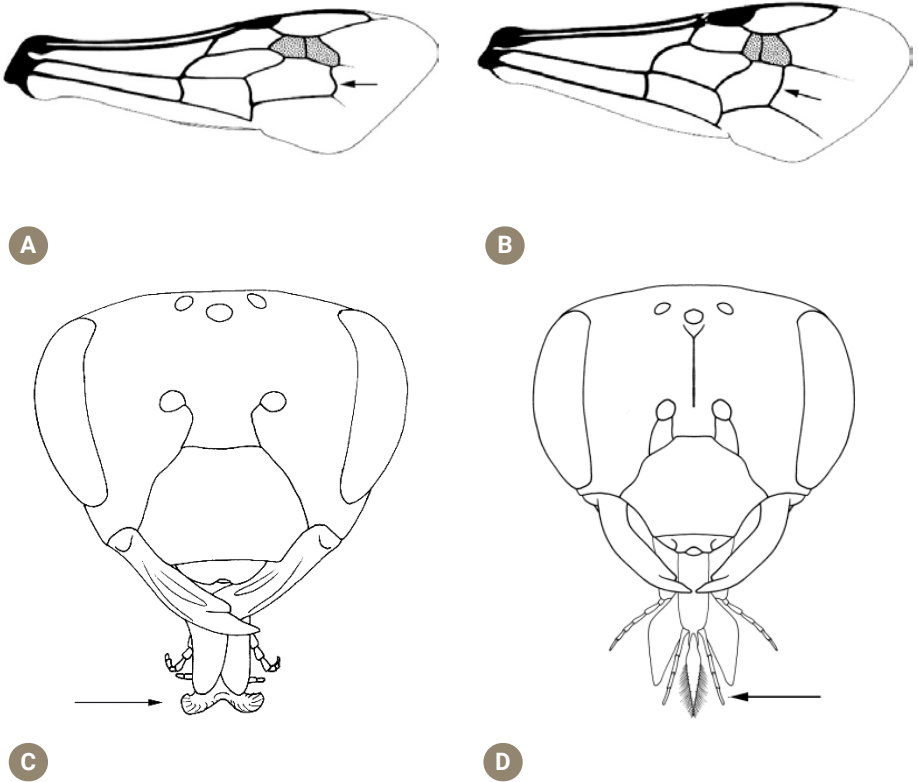
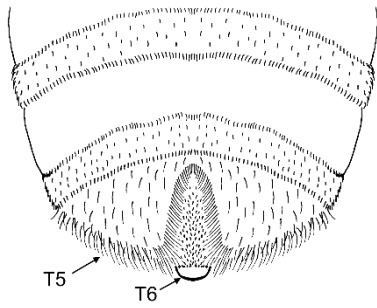


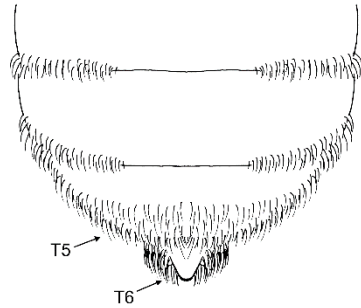
Figura 12. Asa anterior [*Colletes* (a) e *Sphecodes* (b)] e vista frontal da cabeça [*Colletes* (c) e *Andrena* (d)]

6(5). T5 com rima (sulco mediano glabro ou com pelos curtos deitados) (Fig. 13a). **7**

— T5 sem rima (Fig. 13b). **9**



A

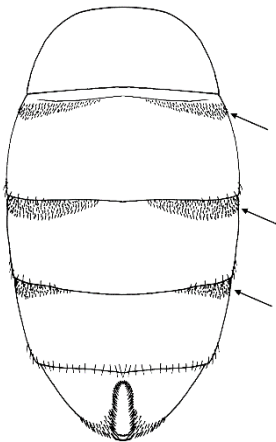


B

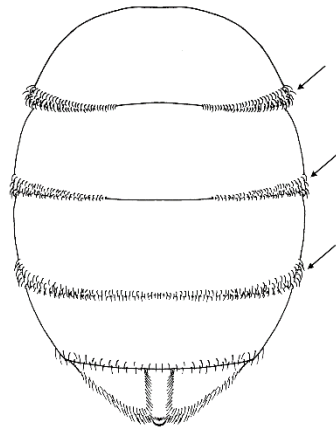
Figura 13. Vista dorsal do ápice do metassoma [*Halictus* (a) e *Andrena* (b)]

7(6). Tergitos com bandas ou manchas basais de pelos tomentosos claros (Fig. 14a) e/ou terceira nervura transversal submarginal e segunda nervura recorrente reduzidas, nitidamente mais finas do que as outras nervuras (Fig. 14c). *Lasioglossum* **Curtis**

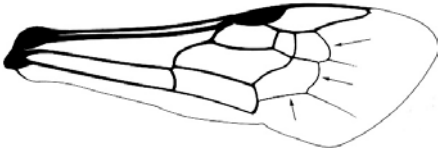
— Tergitos com bandas ou manchas apicais de pelos tomentosos claros (Fig. 14b) e terceira nervura transversal submarginal e segunda nervura recorrente tão espessas como as outras nervuras (Fig. 14d). **8**



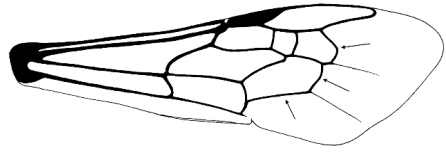
A



B



C



D

Figura 14. Vista dorsal do metassoma [*Lasioglossum* (a) e *Halictus* (b)] e da asa anterior [*Lasioglossum* (c) e *Halictus* (d)]

8(7). Cutícula negra, sem reflexos metálicos (Fig. 15a); tergitos nunca completamente cobertos de pelos densos e deitados. ***Halictus* Latreille**

— Pelo menos a cabeça e o mesossoma apresentam reflexos metálicos dourados ou esverdeados (Fig. 15b); em algumas espécies, tergitos estão completamente cobertos por pelos densos e deitados que ocultam a cutícula subjacente. ***Seladonia* Robertson**



A



B

Figura 15. Vista dorsal do hábito geral [*Halictus* (a) e *Seladonia* (b)]

9(6). Fóvea facial (depressão preenchida por pelos curtos, densos e aveludados) bem visível ao longo da margem interna do olho (Fig. 16a); duas suturas subantenais presentes que se estendem até ao clipeo (Fig. 16a); escopa bem desenvolvida na pata 3 (na tíbia, basitarso e fémur); pelos longos (flóculo) no trocânter (Fig. 16c). ***Andrena Fabricius***

— Fóvea facial ausente (Fig. 16b); frequentemente com uma única sutura subantenal que se estende até ao clipeo (Fig. 16b, duas suturas em *Melitturga*); escopa, quando presente, limitada na pata 3 à tíbia e ao basitarso, sem pelos longos no trocânter (Fig. 16d). **10**

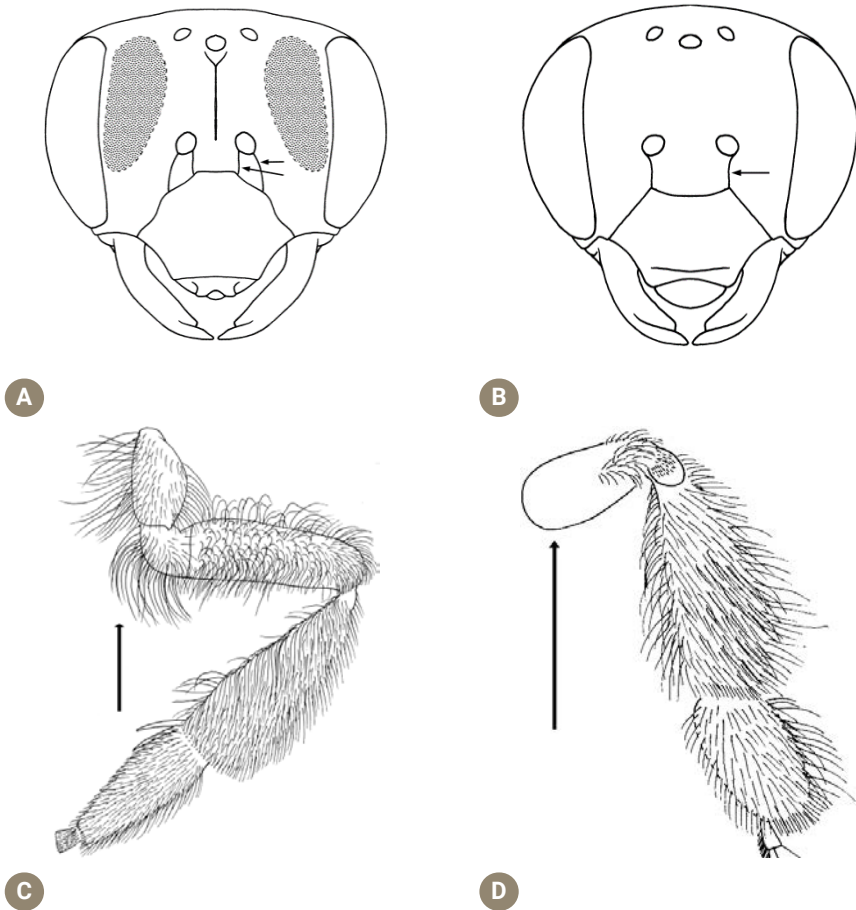


Figura 16. Vista frontal da cabeça [*Andrena* (a) e *Melitta* (b)] e pata 3 [*Andrena* (c) e *Macropis* (d)]

10(9). Metassoma frequentemente com cutícula vermelha (raramente predominante ou totalmente negra); espécies parasitas: pata 3 com pelos muito reduzidos, sem pelos de escopa claramente definidos (Fig. 17a).

***Sphecodes* Latreille**

— Metassoma negro, por vezes negro com marcas amarelas; espécies construtoras de ninhos: pata 3 com escopa no fêmur e/ou na tíbia (Fig. 17b). **11**

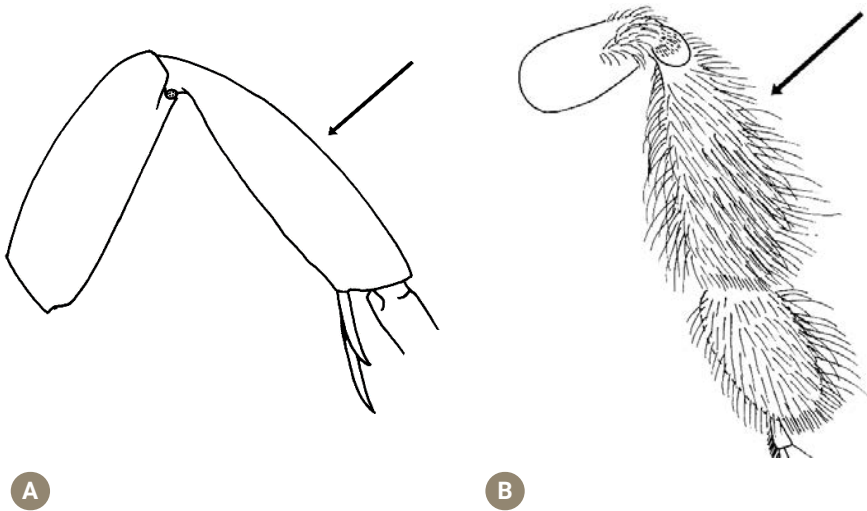
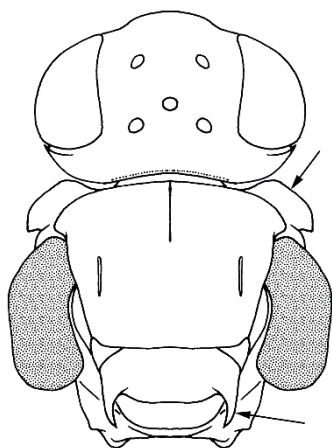


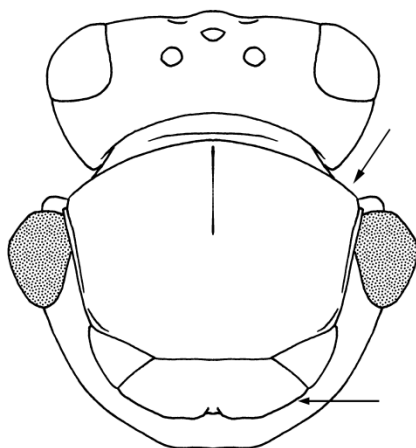
Figura 17. Vista lateral da pata 3 [*Nomada* (a) e *Macropis* (b)]

11(10). Tégula distintivamente grande, quase tão longa quanto o escuto (Fig. 18a); lóbulo pronotal fortemente desenvolvido, translúcido e lamelar (Fig. 18a); escutelo com ângulo latero-posterior frequentemente produzido e espinhoso (Fig. 18a). ***Nomiapis* Cockerell**

— Tégula pequena, com cerca de metade do comprimento do escuto (Fig. 18b); lóbulo pronotal sem lamela translúcida (Fig. 18b); escutelo arredondado posteriormente de forma regular (Fig. 18b). **12**



A

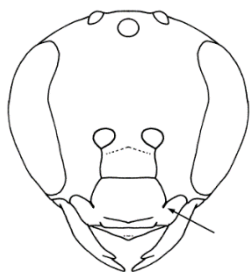


B

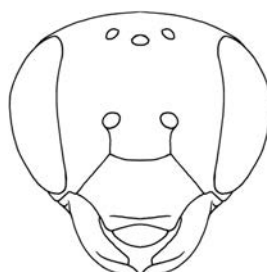
Figura 18. Vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Nomiaapis* (a) e *Antbidium* (b)]

12(11). Abelhas muito pequenas: comprimento da asa anterior menor que 3 mm; clipeo profundamente entalhado, com aspeto trilobado (Fig. 19a); cutícula com reflexos metálicos e marcas amarelas (Fig. 19c). **13**

— Abelhas de tamanho grande: comprimento da asa anterior maior que 5 mm; clipeo não entalhada (Fig. 19b); cutícula escura, nem metálica, nem com marcas amarelas (Fig. 19d). **14**



A



B



C

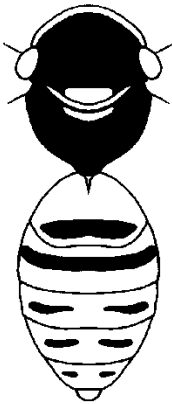


D

Figura 19. Vista frontal da cabeça [*Nomioides* (a) e *Melitta* (b)] e vista lateral do hábito geral [*Ceylalictus* (c) e *Melitturga* (d)]

13(12). T1-2 predominantemente amarelos, com faixas centrais escuras (Fig. 20a), zona marginal do T2 amarelo transparente. ***Nomioides* Schenck**

— T1 essencialmente castanho a negro, com uma banda mediana amarela (por vezes limitada a duas pequenas manchas laterais); zona marginal do T2 predominantemente negra e opaca (Fig. 20b). ***Ceylalictus* Strand**



A



B

Figura 20. Vista dorsal do mesossoma e metassoma [*Nomioides* (a) e *Ceylalictus* (b)]

14(12). Asa anterior com célula marginal apicalmente truncada e curvada para longe da margem anterior da asa; terceira célula submarginal maior que as outras duas (Fig. 21a); duas suturas subantenais presentes, que se estendem até ao clipeo (Fig. 21c). ***Melitturga* Latreille**

— Asa anterior com célula marginal apicalmente pontiaguda, encostada à margem anterior da asa; terceira célula submarginal mais pequena que a primeira (Fig. 21b); uma sutura subantenal presente, que se estende até ao clipeo (Fig. 21d). **15**

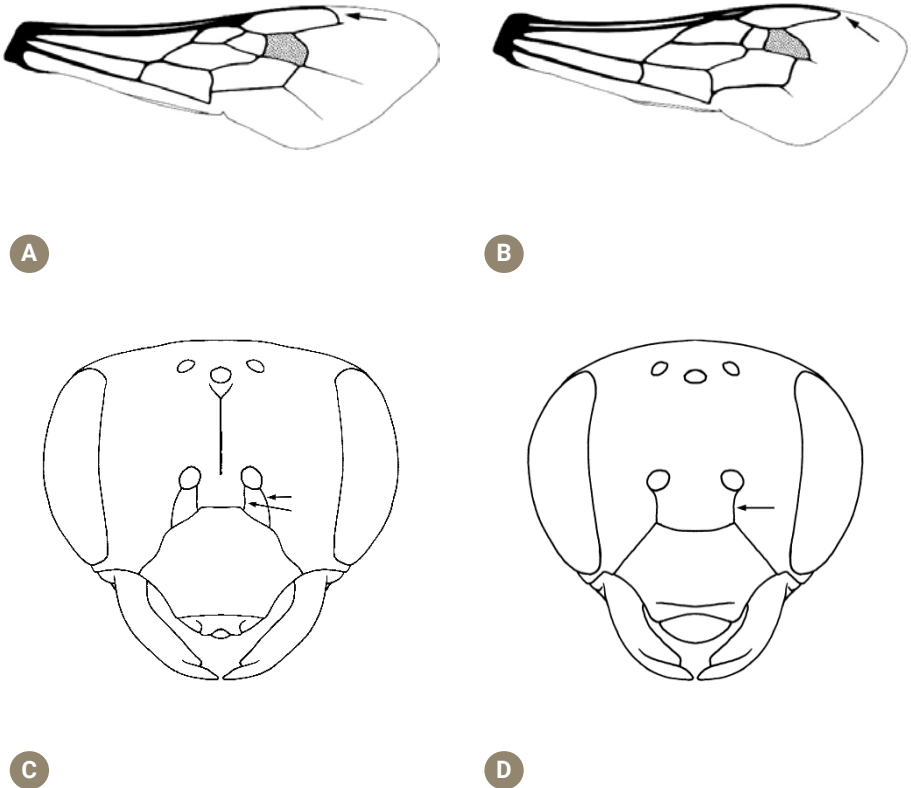


Figura 21. Asa anterior [*Melitturga* (a) e *Melitta* (b)] e vista frontal da cabeça [*Andrena* (c) e *Melitta* (d)]

15(14). Cavidades antenais claramente abaixo do meio do comprimento da face (representado por uma linha imaginária que liga os pontos médios dos olhos), muitas vezes separadas do clipeo por uma distância menor ou igual ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 22a); clipeo curto, ligeiramente mais longo que o labro; tergitos cobertos de pelos longos e densos que formam uma escopa na face dorsal do metassoma; língua comparativamente longa, tão longa quanto a face.

***Systropha* Illiger**

— Cavidades antenais a meio da face, atravessadas ou adjacentes a uma linha imaginária que liga os pontos médios dos olhos, sempre separadas do clipeo por uma distância maior que o diâmetro da cavidade antenal (Fig. 22b); clipeo mais longo que o labro; tergitos sem pubescência longa (escopa); língua mais curta que a face. ***Melitta* Kirby**

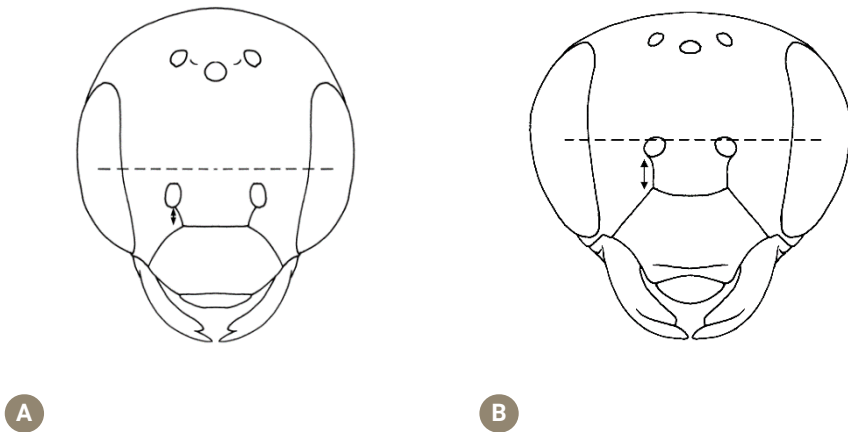


Figura 22. Vista frontal da cabeça [*Rophites* (a) e *Melitta* (b)]

16(4). Espécies grandes, uniformemente cobertas por uma pilosidade bem desenvolvida, composta por pelos negros e felpudos, e por vezes com bandas amarelas no escuto e bandas vermelhas ou brancas nos últimos tergitos; primeira célula submarginal atravessada por uma nervura fina e longa que se eleva da base do estigma (Fig. 23a); célula marginal estendida lateralmente muito para além da terceira célula submarginal;

espécies parasitas sem pelos longos especializados na pata 3 ou nos esternitos. ***Bombus* Latreille (subgénero *Psithyrus*)**

— Espécies de tamanho variável com pilosidade mais curta ou com um padrão de coloração dos pelos diferente; primeira célula submarginal sem nervura fina ou, se presente, mais curta do que metade do comprimento da célula (Fig. 23b); célula marginal estendida apenas ligeiramente para além da terceira célula submarginal; estruturas coletoras de pólen presentes na pata 3 ou nos esternitos, ou ausentes. **17**

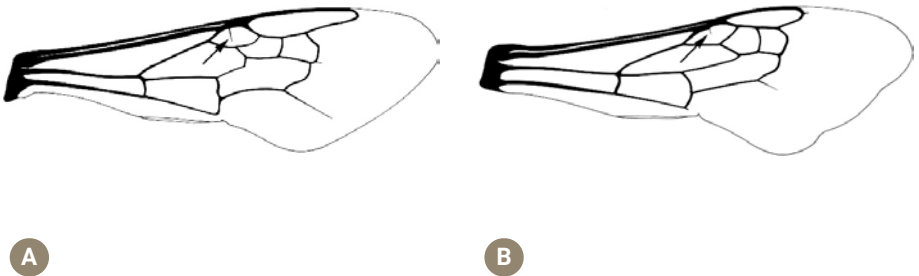


Figura 23. Asa anterior [*Bombus* (a) e *Anthophora* (b)]

17(16). Pata 3 com escopa na tíbia e no basitarso constituída por pelos longos e ramificados (espécie coletora de pólen) (Fig. 24a); cutícula sem manchas vermelhas, por vezes com marcas amarelas limitadas à face ou mais raramente aos lóbulos pronotais e às patas. **18**

— Pata 3 sem escopa (espécie parasita), por vezes com pelos aveludados deitados que cobrem uniformemente as patas (Fig. 24b); cutícula frequentemente com marcas vermelhas, amarelas ou alaranjadas em várias partes do corpo. **23**

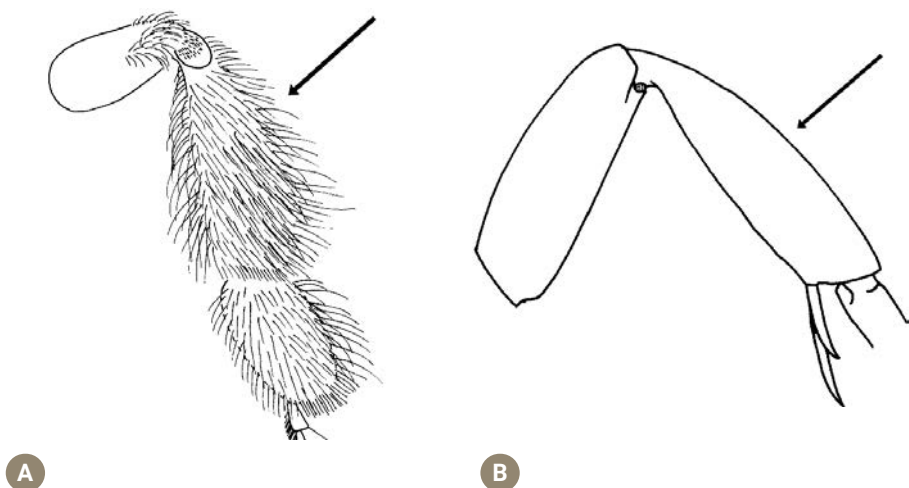


Figura 24. Vista lateral da pata 3 [*Macropis* (a) e *Nomada* (b)]

18(17). Comprimento do corpo maior que 15 mm; asa anterior com reflexos púrpura metálicos; terceira célula submarginal tão grande como a primeira e a segunda juntas; segunda célula submarginal fortemente afunilada anteriormente (Fig. 25a); célula marginal estreitamente pontiaguda apicalmente. ***Xylocopa Latreille***

— Comprimento do corpo frequentemente menor que 15 mm; asa anterior sem reflexos metálicos; terceira célula submarginal mais pequena que a primeira e a segunda juntas; segunda célula submarginal mais larga anteriormente (Fig. 25b); célula marginal arredondada apicalmente. **19**

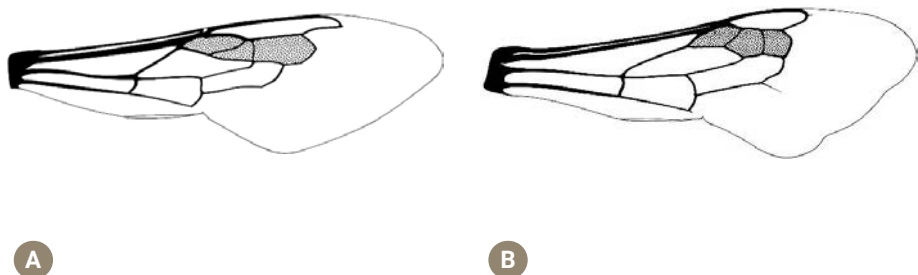
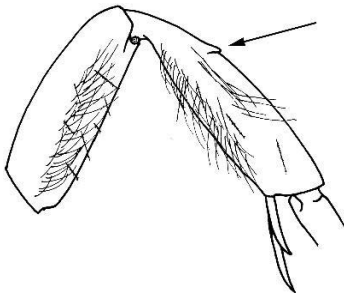


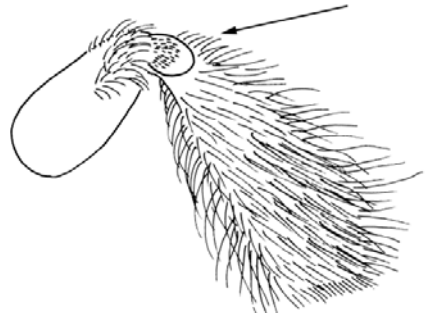
Figura 25. Asa anterior [*Xylocopa* (a) e *Anthophora* (b)]

19(18). Placa pigidial ausente, às vezes fracamente assinalada por uma pequena crista; placa basitibial afunilada, apicalmente aguda, situada a cerca de um terço da distância da base ao ápice da tíbia 3 (Fig. 26a); pilosidade esparsa, sem faixas apicais de pelos nos tergitos; largura máxima do metassoma em T4 (Fig. 26c); cutícula frequentemente com reflexos azulados metálicos ou verde-dourados, caso contrário negra com grandes áreas sem pontuações na face. ***Ceratina* Latreille**

— Placa pigidial presente, conspícua; placa basitibial larga, situada na base da tíbia 3 (Fig. 26b); pilosidade abundante, muitas vezes incluindo faixas ou tufo de pelos nos tergitos (Fig. 26d); largura máxima do metassoma em T2; cutícula sem reflexos metálicos e face uniformemente pontuada. **20**



A



B



C



D

Figura 26. Vista lateral da pata 3 [*Ceratina* (a) e *Macropis* (b)] e vista dorsal do hábito geral [*Ceratina* (c) e *Eucera* (d)]

20(19). Nervura basal mais longa ou tão longa quanto a margem anterior da segunda célula submarginal (Fig. 27a); célula marginal curta, estendendo-se lateralmente apenas ligeiramente para além da terceira célula submarginal (Fig. 27a). **21**

— Nervura basal mais curta que a margem anterior da segunda célula submarginal (Fig. 27b); célula marginal longa, estendendo-se lateralmente muito além do ápice da terceira célula submarginal (Fig. 27b). **22**

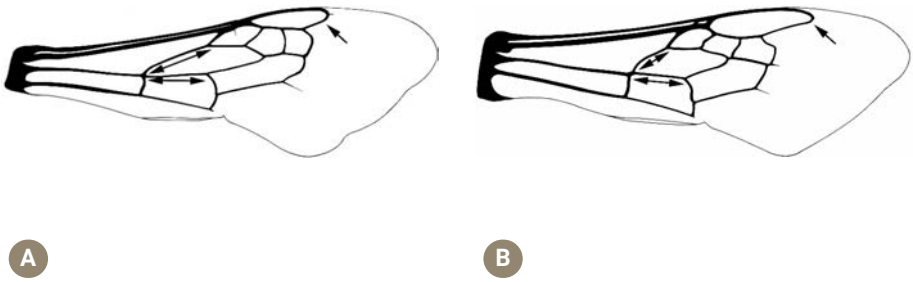


Figura 27. Asa anterior [*Anthophora* (a) e *Eucera* (b)]

21(20). Arólio presente entre as garras das patas (Fig. 28a). *Anthophora* Latreille

— Arólio ausente entre as garras das patas (Fig. 28b). *Amegilla* Friese

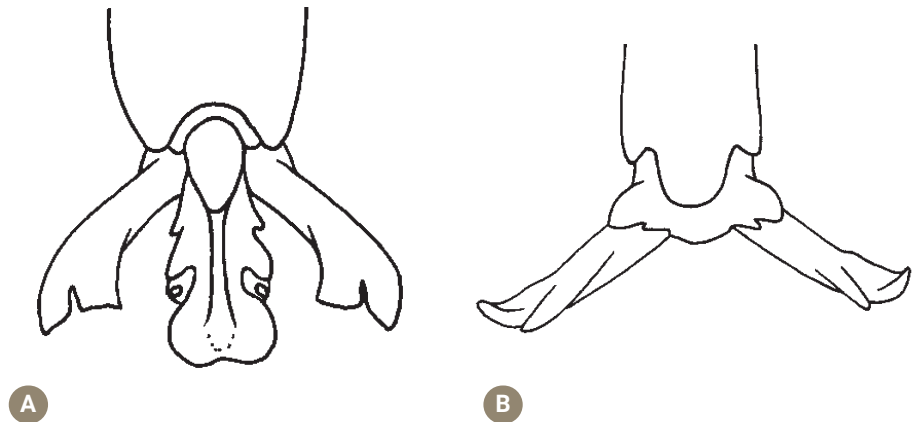


Figura 28. Ápice do tarso apical 2 com (a) ou sem (b) arólio

22(20). Clípeo protuberante, produzido à frente da tangente anterior do olho de perfil por mais de 1/2 da largura do olho (Fig. 29a); parte anterior da área malar quase sempre mais comprida do que a parte posterior da área malar, e geralmente mais comprida do que a largura basal do A3; pelos da escopa não ramificados, raramente com poucos pelos fracamente ramificados ao longo da margem posterior da tibia.

***Eucera Scopoli* (subgénero *Synhalonia*)**

— Clípeo achatado ou apenas ligeiramente convexo, produzido à frente da tangente anterior do olho por menos ou igual a 1/2 da largura do olho (Fig. 29b); parte anterior da área malar igual à parte posterior da área malar, e aproximadamente tão longa ou mais curta que a largura basal de A3; pelos da escopa frequentemente ramificados a intensamente plumosos, ocasionalmente não ramificados. ***Tetralonia Spinola***

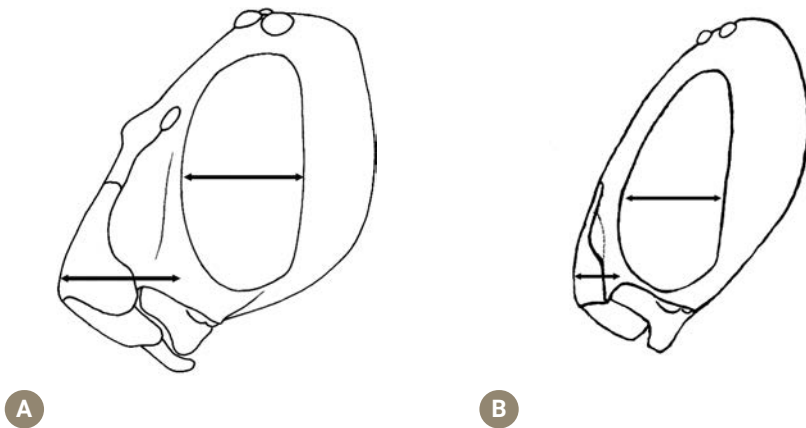


Figura 29. Vista lateral da cabeça com ou sem clípeo protuberante [*Eucera* subgénero *Synhalonia* (a) e *Tetralonia* (b)]

23(17). Cutícula com grandes marcas amarelas ou vermelhas em várias partes do corpo; pilosidade escassa, sem manchas brancas de pelos fortemente pronunciadas; ápice da célula marginal pontiagudo, próximo da margem da asa (Fig. 30a). ***Nomada Scopoli* (em parte)**

— Cutícula geralmente escura, sem marcas amarelas, por vezes avermelhada na face, escuto, T1 e patas; pilosidade com manchas ou faixas

de pelos de cor clara; ápice da célula marginal pontiagudo ou arredondado, mais afastado da margem da asa (Fig. 30b). **30**

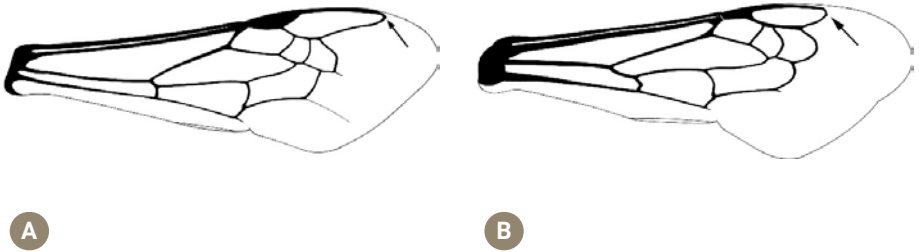


Figura 30. Asa anterior [*Nomada* (a) e *Thyreus* (b)]

24(23). Gena sem crista (Fig. 31a). Abelhas maiores, geralmente com pelo menos 10 mm de comprimento. Corpo com abundante pubescência negra e branca, nunca com pelos avermelhados ou amarelos deitados. Cutícula nunca avermelhada. **25**

— Gena com crista ou nitidamente angulares (Fig. 31b). Abelhas mais pequenas, raramente atingindo 10 mm de comprimento. Corpo com pubescência variável, por vezes totalmente negro e branco, mas mais frequentemente com pelos avermelhados, esbranquiçados ou amarelados. Cutícula frequentemente avermelhada. ***Epeolus* Latreille**

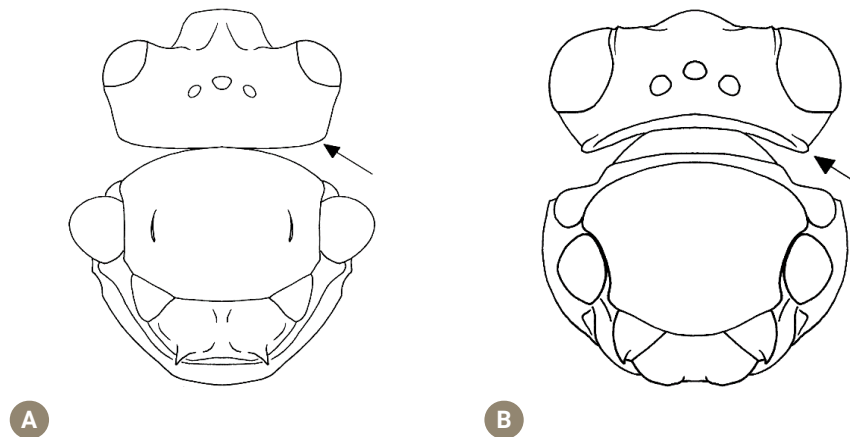


Figura 31. Vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Melecta* (a) e *Epeolus* (b)]

25(24). Escutelo achatado dorsalmente, fortemente estendido posteriormente, cobrindo o metanoto e o propódeo (Fig. 32a); arólio ausente; pilosidade do mesossoma formando manchas de pilosidade compacta branca. *Thyreus* Panzer

— Escutelo arredondado de forma regular, não alargado posteriormente, com dois dentes fracos a fortes como espinhos (Fig. 32b); arólio presente; pilosidade do mesossoma geralmente mais longa, apenas ocasionalmente formando manchas de pilosidade nitidamente compacta, com pelos de cor negra, castanha, bege ou branca. *Melecta* Latreille

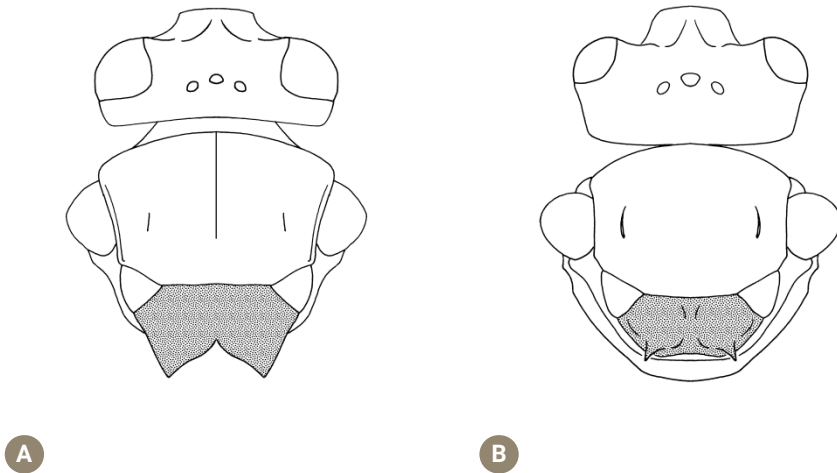


Figura 32. Vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Thyreus* (a) e *Melecta* (b)]

26(1). Escopa presente na parte ventral do metassoma (e ausente nas patas) (Fig. 33a); mandíbula larga, com a margem anterior ligeiramente dentada ou pelo menos tridentada (Fig. 33b). **27**

— Escopa na parte ventral do metassoma ausente; mandíbula mais frequentemente com um dente ou bidentada (Fig. 33c), raramente tridentada. **45**

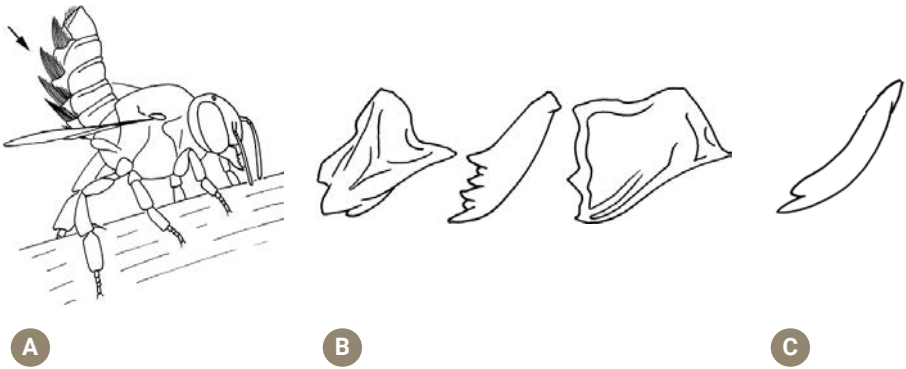


Figura 33. Escopa metassomal [*Megachile* (a)], mandíbulas tridentadas ou com margens cortantes largas [várias espécies *Megachilidae* (b)], mandíbula bidentada [*Rophites* (c)]

27(26). Área supraclipeal fortemente elevada em forma de planalto (Fig. 34a); mandíbula tridentada, com o dente médio mais longo (Fig. 34a); face externa da tíbia 3 com numerosos dentes entre pelos esparsos (Fig. 34b); ápice de T6 com espinho lateral, placa pigidial dentada (Fig. 34c). ***Lithurgus* Latreille**

— Área supraclipeal no máximo ligeiramente elevada; mandíbula de forma diferente, com o dente apical mais longo; face externa da tíbia 3 sem dentes abundantes; T6 apicalmente arredondado, sem placa pigidial. **28**

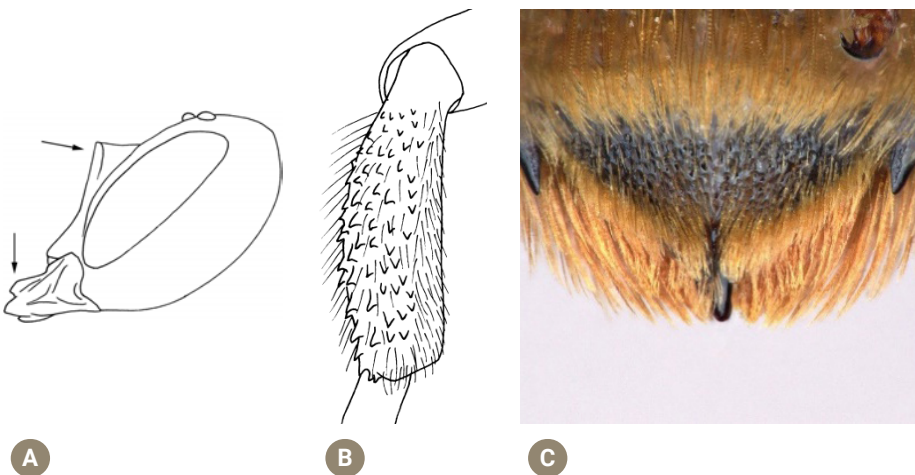


Figura 34. Vista lateral da cabeça (a) e tíbia 3 (b) e ápice do metassoma (c) (*Lithurgus*)

28(27). Cutícula do metassoma avermelhada, ou com amplas marcas amarelas, raramente sem estas (*Trachusa* subgénero *Trachusa*), nunca com reflexos metálicos; segunda nervura recorrente nitidamente pós-furcal (Fig. 35a) ou inter-furcal (Fig. 35b), raramente ligeiramente pré-furcal (*Trachusa* subgénero *Archiantbidium*). **29**

— Metassoma com cutícula negra ou castanha, nunca com amarelo ou vermelho, por vezes com reflexos metálicos; segunda nervura recorrente sempre pré-furcal (embora por vezes apenas ligeiramente) (Fig. 35c-d). **37**

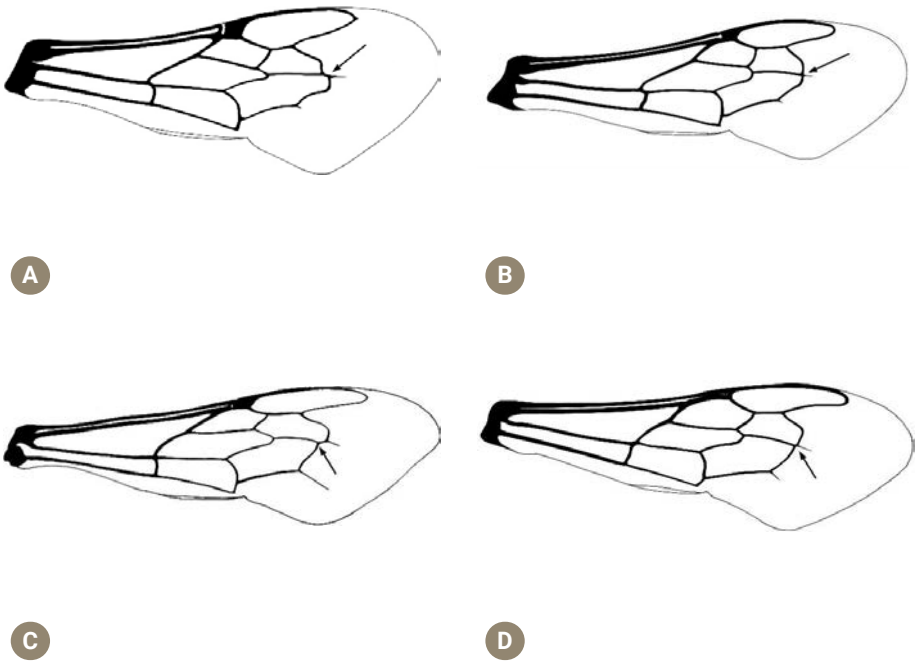


Figura 35. Asa anterior [*Anthidiellum* (a), *Trachusa* (b), *Osmia* (c) e *Megachile* (d)]

29(28). Tergitos negros, sem marcas claras (Fig. 36a); segunda nervura recorrente inter-furcal (Fig. 35b). ***Trachusa* Panzer (em parte)**

— Tergitos cobertos de marcas amarelas ou avermelhadas (Fig. 36b); segunda nervura recorrente pós-furcal (Fig. 35a), inter-furcal (Fig. 35b) ou ligeiramente pré-furcal (Fig. 35d). **30**



A



B

Figura 36. Vista lateral do hábito geral [*Trachusa* (a) e *Icteranthidium* (b)]

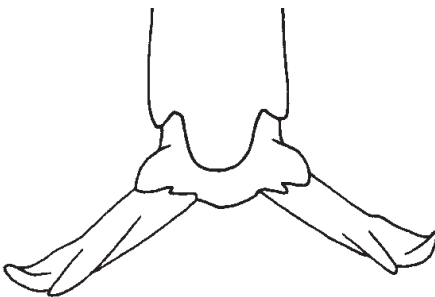
30(29). Segunda nervura recorrente ligeiramente pré-furcal (Fig. 35d).

***Trachusa* Panzer (em parte)**

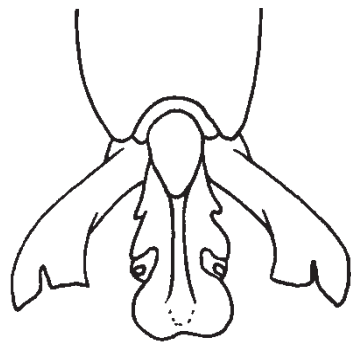
— Segunda nervura recorrente pós-furcal (Fig. 35a) ou inter-furcal (Fig. 35b). **31**

31(29). Arólio ausente ou reduzido a um processo cônico delgado (Fig. 37a). **32**

— Arólio presente e apicalmente arredondado, por vezes pequeno (Fig. 37b). **35**



A

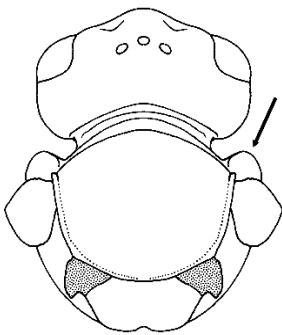


B

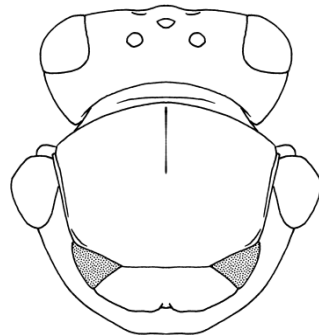
Figura 37. Pata 2 sem (a) ou com arólio entre as garras (b)

32(31). Mandíbula com até quatro dentes; último esternito visível coberto por pilosidade curta feita de pelos notavelmente curtos, grossos e ramificados, contrastando com a pilosidade longa do esternito anterior; axila pontiaguda posteriormente, às vezes modificada em dente afiado (Fig. 38a); lóbulo pronotal com lamela translúcida larga e fortemente produzida (Fig. 38a); gena com crista conspícua ao longo da área pré-occipital inferior que se eleva da base das mandíbulas (Fig. 38c); clipeo no máximo 1,5 vezes mais largo apicalmente do que basalmente e pelo menos 1,5 vezes mais largo do que longo (Fig. 38e); arólio ausente entre as garras. ***Icteranthidium Michener***

— Mandíbula com 5-18 dentes geralmente afiados separados por entalhes agudos; último esternito visível com pilosidade longa, semelhante à do esternito anterior; combinação de caracteres diferente, particularmente axila arredondada de forma regular (Fig. 38b) e às vezes separada do escutelo por um entalhe muito fraco; lóbulo pronotal frequentemente com crista, mas apenas raramente elevado como uma lamela translúcida (em *Pseudoanthidium*); crista pré-occipital inferior geralmente ausente, se presente não alcança a base da mandíbula (Fig. 38d); clipeo apicalmente cerca de duas vezes mais largo que basalmente (Fig. 38f), exceto em *Pseudoanthidium* subgénero *Royanthidium* (1,5 vezes mais largo); arólio por vezes presente como um processo fino e afunilado entre as garras. **33**



A



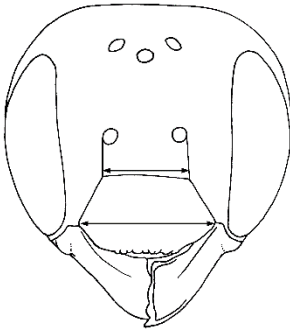
B



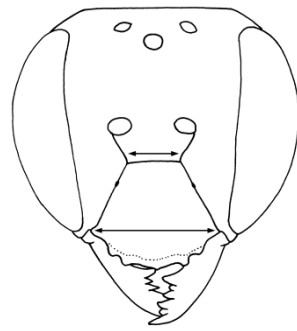
C



D



E



F

Figura 38. Vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Icteranthidium* (a), *Anthidium* (b)], vista ventro-lateral da cabeça [*Icteranthidium* (c) e *Anthidium* (d)], vista frontal da cabeça [*Icteranthidium* (e) e *Anthidium* (f)]

33(32). Espécie comparativamente grande, com asa anterior frequentemente mais longa que 8 mm; se menor, clipeo com margens laterais oblíquas à margem basal (Fig. 39a); suturas subantenais retas e paralelas ou oblíquas, convergindo para o clipeo (Fig. 39a);

escutelo com margem posterior que pouco se sobrepõe ao metanoto (Fig. 39c); propódeo raramente com pequena superfície lisa e brilhante sem pontuações; geralmente mate ou densamente pontuado.

***Anthidium* Fabricius**

— Espécie comparativamente pequena, com asa anterior nunca maior que 8 mm; clipeo com margem basal convexa para cima e margens laterais curvadas para dentro, não formando um ângulo (Fig. 39b); suturas subantenais curvadas, lateralmente convexas (Fig. 39b); escutelo com margem posterior produzida posteriormente, sobrepondo-se ao metanoto e ao propódeo (Fig. 39d); propódeo quase sempre completamente sem pontuações, liso e brilhante. **34**

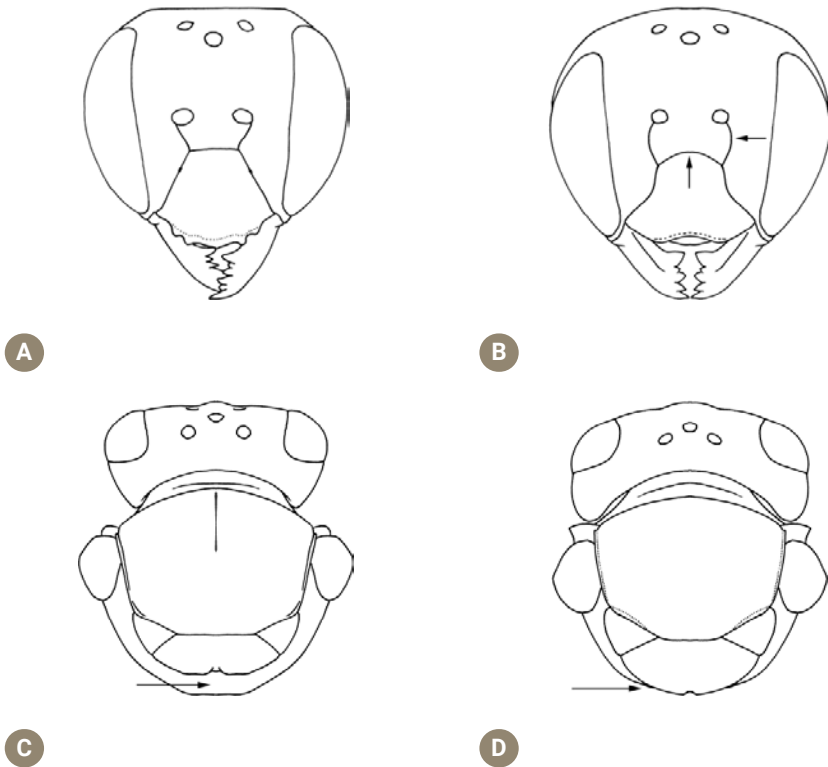


Figura 39. Vista frontal da cabeça [*Anthidium* (a) e *Pseudoanthidium* (b)], e vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Anthidium* (c) e *Afranthidium* (d)]

34(33). Tergitos uniformemente pontuados em toda a sua superfície ou com zona marginal distinta e larga sem pontuação (Fig. 40a); sutura subantenal fortemente curvada (Fig. 40c); escutelo com margem posterior com amplamente emarginada, quase bilobada; axila ligeiramente destacada do escutelo. (Fig. 40e). ***Pseudoanthidium* Friese**

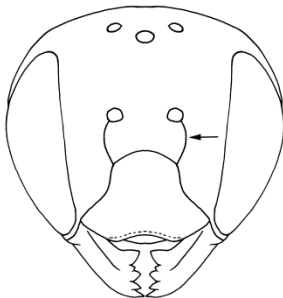
— Tergitos inteiramente pontuados com zona marginal deprimida, mais finamente pontuada que o disco (Fig. 40b); sutura subantenal fracamente curvada (Fig. 40d); escutelo com margem posterior arredondada de forma regular, no máximo ligeiramente entalhada; axila claramente contígua ao escutelo (Fig. 40f). ***Afranthidium* Michener**



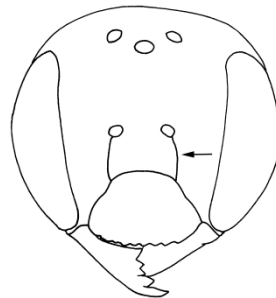
A



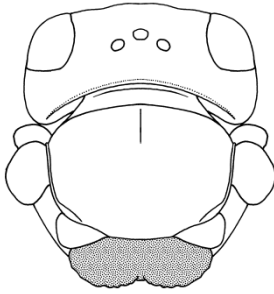
B



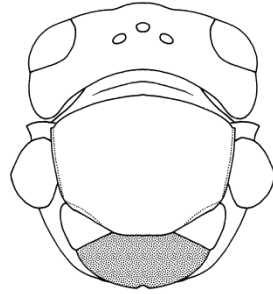
C



D



E



F

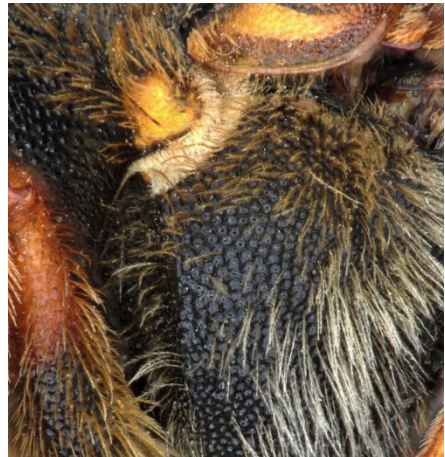
Figura 40. Vista dorsal do metassoma [*Pseudoanthidium* (a) e *Afranthidium* (b)], vista frontal da cabeça [*Pseudoanthidium* (c) e *Afranthidium* (d)], e vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Pseudoanthidium* (e) e *Afranthidium* (f)]

35(31). Ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) com crista ou lamela (Fig. 41a); espécies pequenas, com menos de 8 mm de comprimento. ***Anthidiellum* Cockerell**

— Ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) arredondado, no máximo em quilha (Fig. 41b); espécies grandes, com pelo menos 8 mm de comprimento. **36**



A



B

Figura 41. Vista lateral do mesossoma [*Anthidiellum* (a) e *Rhodanthidium* (b)]

36(35). Tíbia 2 apicalmente dentada, com um único dente ou com dois dentes, dando a impressão de ser bífida (Fig. 42a); cutícula frequentemente com marcas avermelhadas, por vezes amarelas. ***Rhodanthidium* Isensee**

— Tíbia 2 com processo apical dorsal arredondado (Fig. 42b); cutícula com marcas amareladas, mas não avermelhadas. ***Trachusa* Panzer** [subgénero ***Paraanthidium***; em Portugal, inclui apenas ***T. interrupta* (Fabricius, 1781)**]

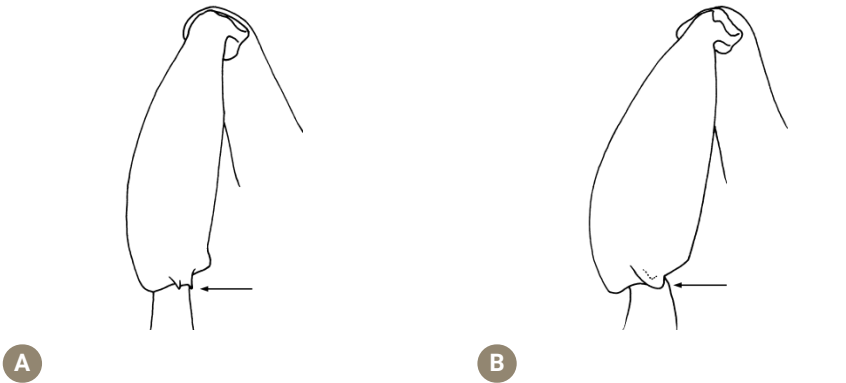


Figura 42. Vista lateral da tíbia 2 [*Rhodanthidium* (a) e *Trachusa* (b)]

37(28). Arólio ausente entre as garras do tarso (Fig. 43a). ***Megachile* Latreille**

— Arólio presente entre as garras do tarso (Fig. 43b). **38**

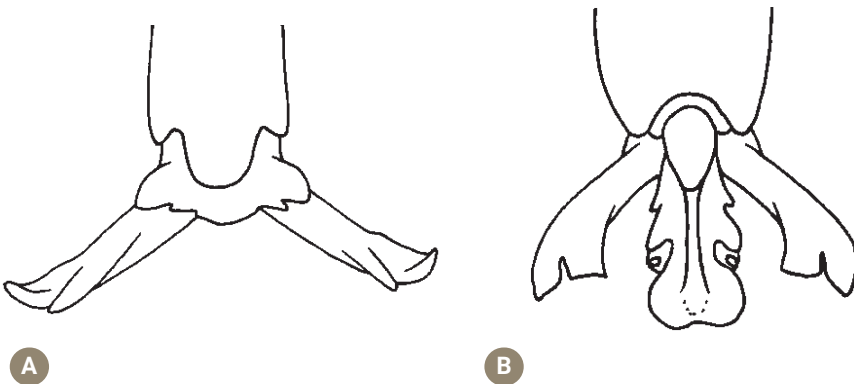


Figura 43. Ápice da pata 2 sem (a) ou com (b) arólio

38(46). Axila modificada, com projeção em forma de espinho (Fig. 44a-b). **39**

— Axila arredondada (Fig. 44c-d). **40**

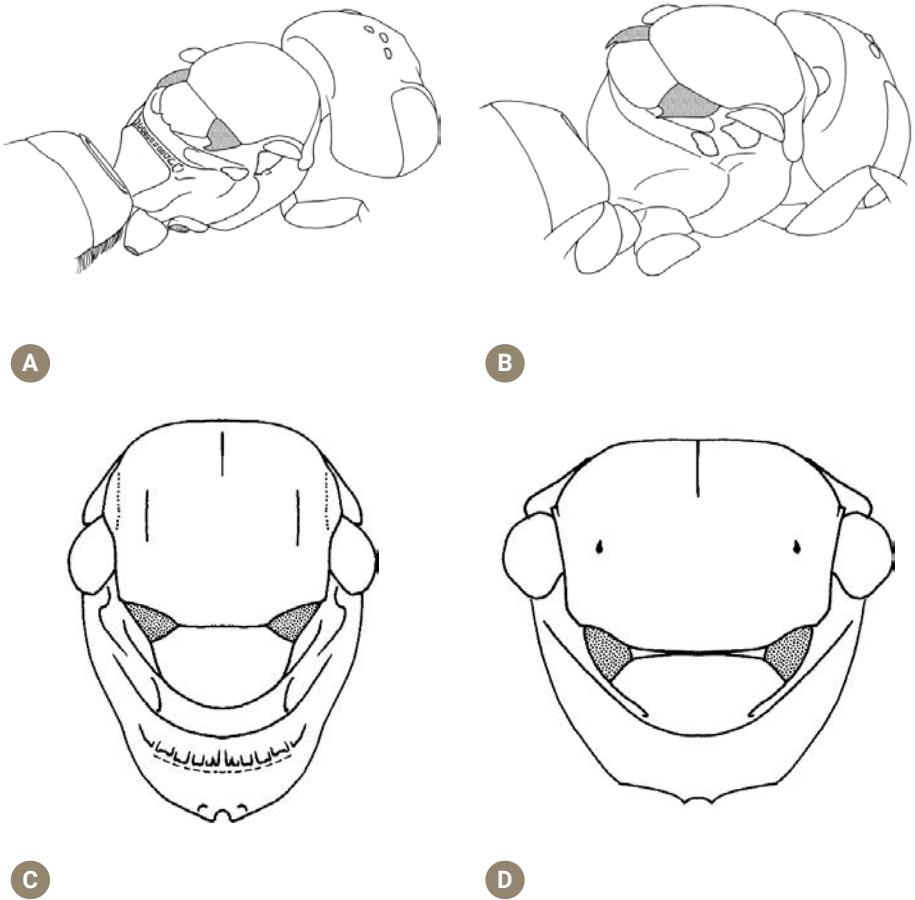


Figura 44. Vista latero-dorsal do mesossoma [*Heriades* (a) e *Osmia* subgénero *Hoplosmia* (b)] e vista dorsal do mesossoma [*Chelostosma* (c) e *Osmia* subgénero *Osmia* (d)]

39(38). Propódeo basal com área horizontal bem definida, constituída por uma série transversal de fossas delimitadas posteriormente por uma crista transversal (Fig. 45a); metanoto frequentemente com crista anterior

produzida em ponto médio dorsal (Fig. 45a); T1 com crista a separar a parte horizontal da vertical (Fig. 45a). ***Heriades* Spinola (em parte)**

— Propódeo curvo ou mesmo totalmente vertical, sem área basal distinta delimitada por crista (Fig. 45b); T1 sem crista a separar a parte horizontal da vertical (Fig. 45b). ***Osmia* Panzer (subgênero *Hoplosmia*)**

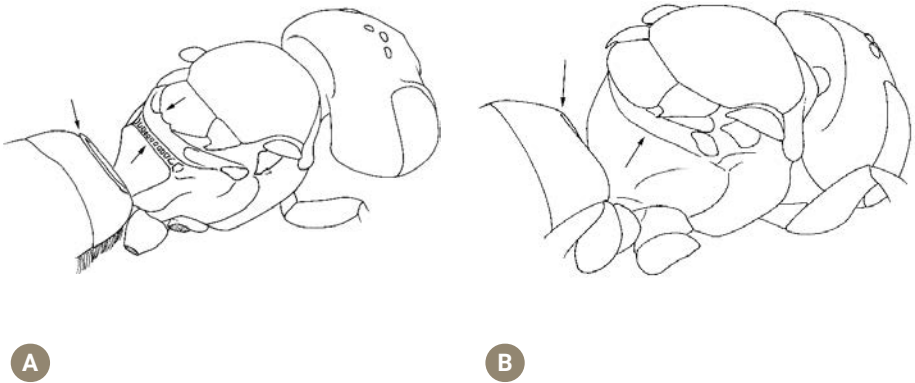
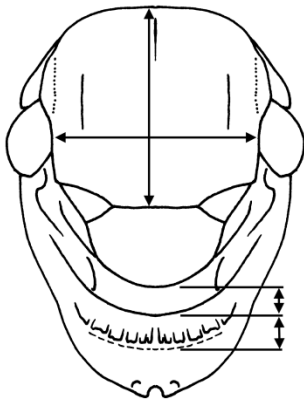


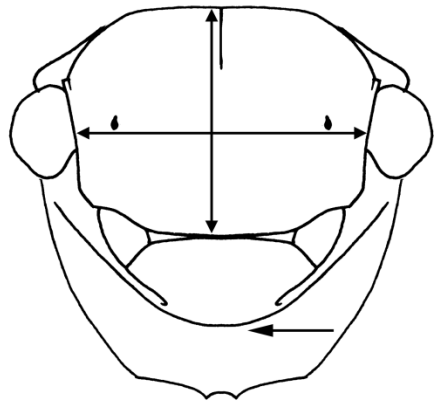
Figura 45. Vista dorso-lateral do corpo [*Heriades* (a) e *Osmia* subgênero *Hoplosmia* (b)]

40(38). Labro sem franja apical composta por pelos longos; corpo alongado e delgado, escutelo tão longo quanto a distância intertegular ou mais longo; propódeo basal geralmente pouco maior que o comprimento do metanoto (Fig. 46a). ***Chelostoma* Latreille**

— Labro com uma franja apical de pelos ou pelo menos alguns pelos longos na margem ou no disco central; corpo geralmente mais robusto, escutelo frequentemente mais curto do que a distância intertegular; propódeo basal frequentemente mais curto do que o comprimento do metanoto (Fig. 46b). **41**



A



B

Figura 46. Vista dorsal do mesossoma [*Chelostoma* (a) e *Osmia* (b)]

41(40). T1 com forte crista transversal entre a face horizontal e vertical (Fig. 47a); propódeo basal com área horizontal distinta, delimitada posteriormente por uma crista transversal (Fig. 47a). ***Heriades* Spinola (em parte)**

— T1 sem crista, arredondado e inclinado, ou com crista pouco visível (Fig. 47b); propódeo basal sem área horizontal definida ou pouco definida, não delimitada posteriormente por crista (Fig. 47b). **42**



A



B

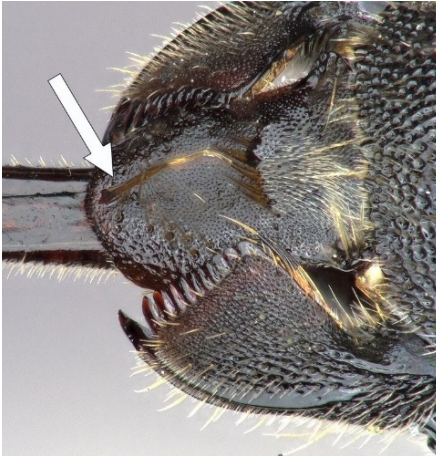
Figura 47. Vista dorso-lateral do corpo [*Heriades* (a) e *Osmia* (b)]

42(41). Labro com tufo pré-apical de pelos longos e eretos (Fig. 48a).

Lóbulo pronotal nitidamente com crista. ***Protosmia* Duce**

— Labro sem tufo pré-apical de pelos longos e eretos (Fig. 48b).

Lóbulo pronotal sem crista distinta. **43**



A



B

Figura 48. Vista frontal da cabeça [*Protosmia* (a) e *Hoplitis* (b)]

43(42). Linhas parapsidais ausentes ou punctiformes, raramente mais longas que duas pontuações do escuto (Fig. 49a); mandíbula com margem apical frequentemente mais longa que a metade do comprimento da mandíbula (Fig. 49c); cutícula negra, avermelhada ou com reflexos metálicos; em algumas espécies do subgênero *Allosmia*, as linhas parapsidais são lineares, a cutícula é negra e o clipeo é notavelmente rugoso com cristas irregulares e sem pontuação distinta (Fig. 49e). ***Osmia* Panzer (em parte)**

— Linhas parapsidais pelo menos tão longas quanto 4 pontuações do escuto (Fig. 49b); mandíbula com margem apical com metade do comprimento da mandíbula (Fig. 49d); cutícula sempre negra, clipeo sem rugosidade destacável e com pontuações distintas. ***Hoplitis* Klug**

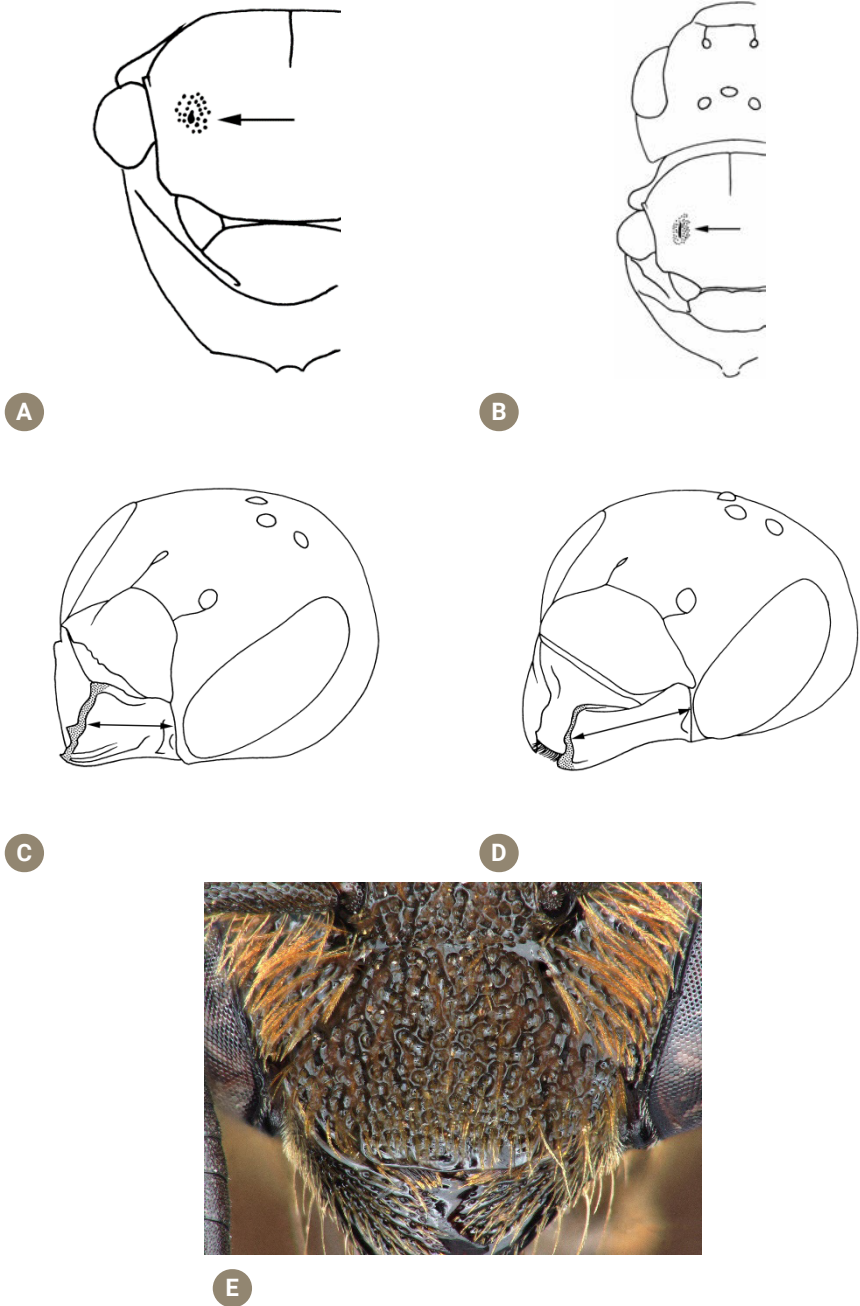


Figura 49. Vista dorsal do mesossoma [*Osmia* (a) e *Hoplitis* (b)]; vista postero-lateral da cabeça [*Osmia* (c) e *Hoplitis* (d)]; vista frontal da cabeça [*Osmia* subgénero *Allosmia* (e)]

44(26). Escopa presente, constituída por pelos longos e ramificados pelo menos na tíbia 3 e no basitarso 3 (Fig. 50a); metassoma frequentemente com bandas transversais de pilosidade branca. **45**

— Escopa ausente, pata 3 com pelos curtos, muitas vezes com pelos compactos e deitados (Fig. 50b); metassoma sem bandas de pilosidade completas. **53**

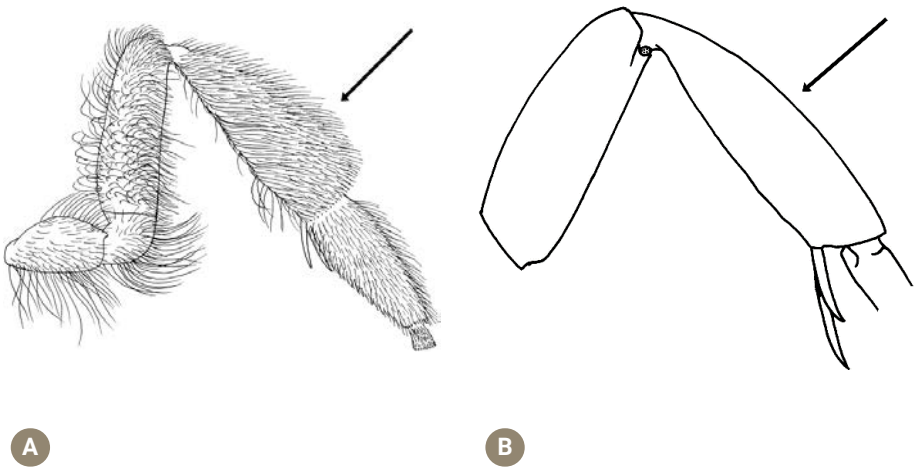


Figura 50. Vista frontal da pata 3 [*Andrena* (a) e *Nomada* (b)]

45(44). Língua comparativamente longa, com os dois primeiros segmentos do palpo labial muito mais compridos do que os segmentos apicais (Fig. 51a); nervura basal longa, com mais de 2/3 do comprimento da nervura cubital 1 (Fig. 51c); clípeo saliente, em vista lateral, margem anterior do olho forma um ângulo distinto com o perfil da face. ***Eucera Scopoli***

— Língua comparativamente curta, com os segmentos do palpo labial sub-iguais em comprimento (Fig. 51b); nervura basal frequentemente curta, 2/3 do comprimento da nervura cubital 1 (Fig. 51d); clípeo não saliente, em vista lateral, margem anterior do olho quase paralela ao perfil da face. **46**

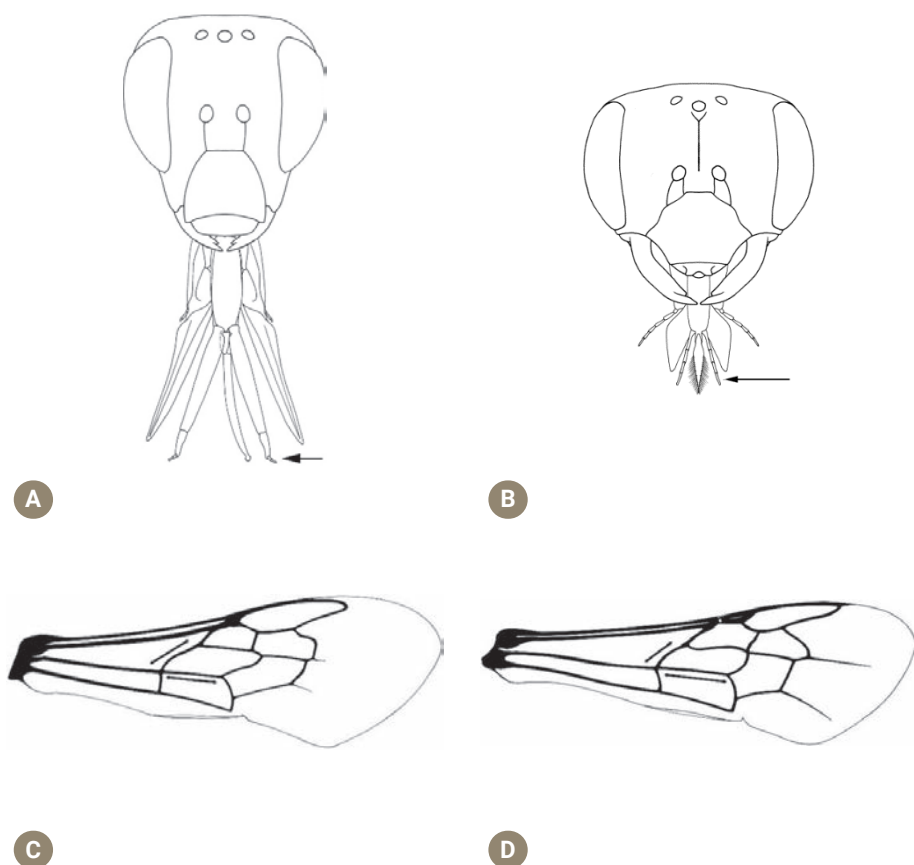


Figura 51. Língua longa (a) e curta (b), e asa anterior [*Eucera* (c) e *Rophites* (d)]

46(45). Fóvea facial grande e visível ao longo da margem interna do olho (Fig. 52a); duas suturas subantenas presentes; escopa presente na pata 3 sobre a tíbia, fémur e trocânter (neste último formando o flóculo).

***Andrena* Fabricius**

— Fóvea facial ausente (Fig. 52b) ou pequena e sem pelos (Fig. 52c); uma ou duas suturas subantenas presentes; flóculo ausente. **47**

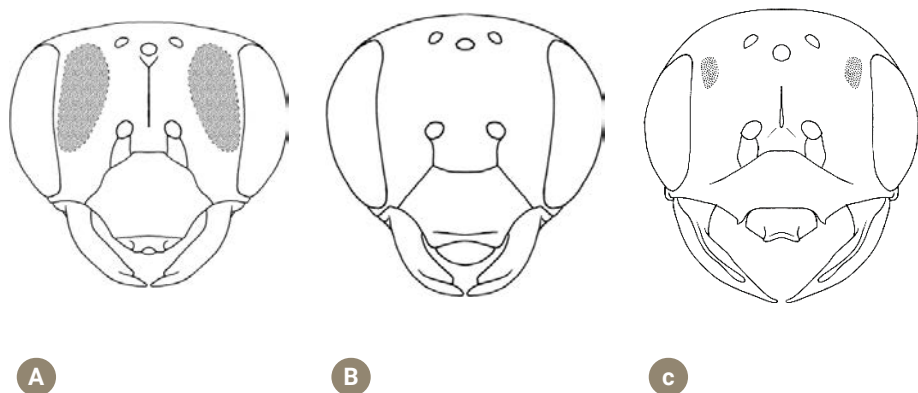


Figura 52. Vista frontal da cabeça [*Andrena* (a), *Melitta* (b) e *Panurgus* (c)]

47(46). Célula marginal apicalmente truncada; ápice largamente separado da borda da asa (Fig. 53a); fóvea facial fraca presente ao longo da porção superior da margem interna do olho (Fig. 53c); face pequena e relativamente desprovida de pelos; duas suturas subantenais presentes. **48**

— Célula marginal apicalmente pontiaguda ou arredondada, próxima da borda da asa ou no máximo separada por menos de duas larguras de nervura (Fig. 53b); fóvea facial ausente (Fig. 53b); uma sutura subantenal presente. **51**

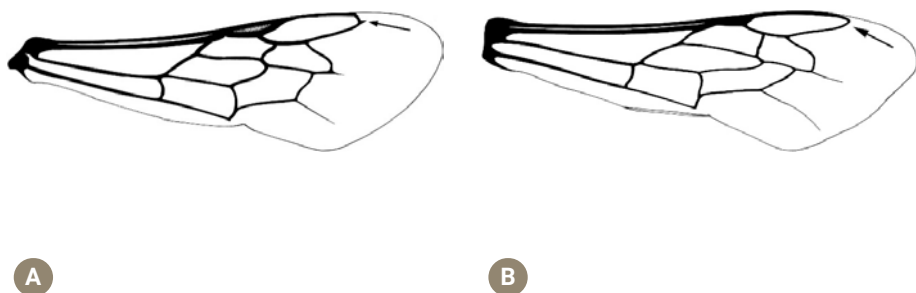


Figura 53. Asa anterior [*Panurgus* (a) e *Dasygoda* (b)]

48(47) Primeira célula submarginal tão grande quanto a segunda (Fig. 54a); primeira nervura recorrente pós-furcal à primeira nervura cruzada submarginal (Fig. 54a); pelos da escopa longos e densos na tíbia 3 e basitarso 3. **49**

— Primeira célula submarginal nitidamente maior que a segunda (Fig. 54b); primeira nervura recorrente inter-furcal ou apenas ligeiramente pós-furcal com a primeira nervura cruzada submarginal (Fig. 54b); pelos da escopa curtos e esparsos na tíbia 3 e no basitarso 3. ***Panurginus*** Nylander

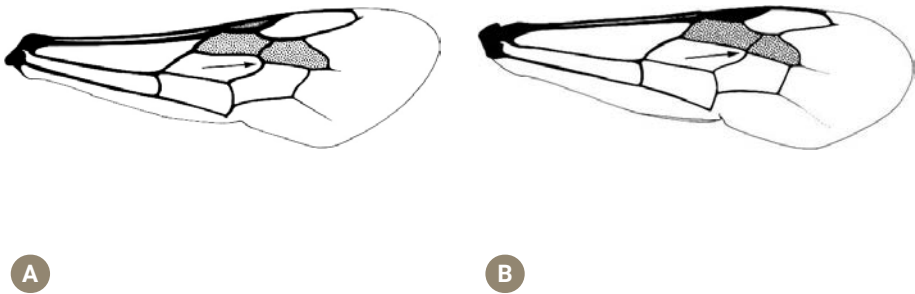


Figura 54. Asa anterior [*Panurgus* (a) e *Panurginus* (b)]

49(48). Escopa densa (Fig. 55a), constituída por pelos retos misturados com pelos espiralados; corpo com cutícula negra, sem marcas claras. ***Panurgus*** Panzer

— Escopa mais esparsa, constituída apenas por pelos simples e retos (Fig. 55b); cutícula da cabeça e/ou metassoma com abundantes marcas amarelas ou esbranquiçadas (Fig. 55b). **50**



A



B

Figura 55. Vista lateral do hábito geral [*Panurgus* (a) e *Halopanurgus* (b)]

50(49). Fronte fracamente pontuados, pontuações diminutas e pouco definidas. Associada às famílias botânicas Caryophyllaceae e Frankeniaceae em habitats salinos. ***Halopanurgus* Wood, Patiny & Bossert**

— Fronte com pontuações conspícuas e bem definidas. Associado às famílias botânicas Campanulaceae, Cistaceae, e Crassulaceae em habitats geralmente não salinos. ***Flavipanurgus* Warncke**

51(47). Cavidades antenais claramente abaixo do meio do comprimento da face, abaixo do nível de uma linha imaginária que liga os pontos médios de ambos os olhos, separadas do clipeo por uma distância menor ou igual ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 56a); clipeo aproximadamente tão longo quanto o comprimento do labro, ou ligeiramente mais longo. ***Dufourea* Lepeletier**

— Cavidades antenais situadas a meio da face, atravessadas ou adjacentes a uma linha imaginária que liga os pontos médios de ambos os olhos, separadas do clipeo por uma distância superior ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 56b); clipeo claramente mais longo do que o comprimento do labro. **52**

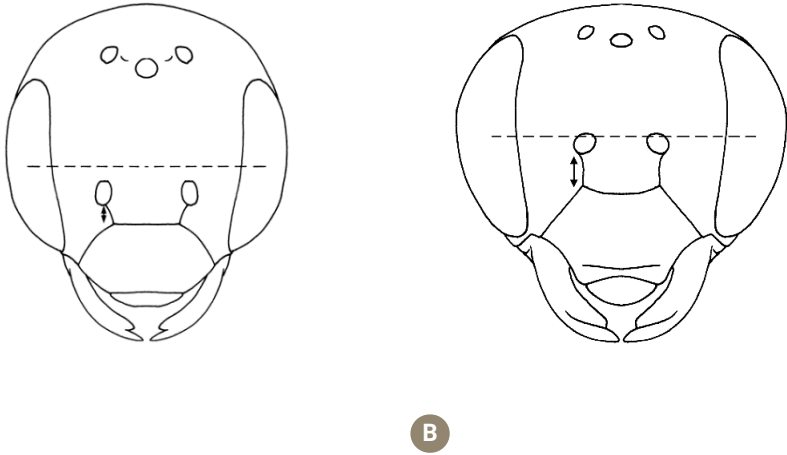


Figura 56. Vista frontal da cabeça [*Rophites* (a) e *Melitta* (b)]

52(51). Tíbia 3 com placa basitibial e escopa curta, com pelos tão longos ou mais curtos que a maior largura da tíbia; os pelos da face ventral uniformemente curtos (Fig. 57a); basitarso 3 comparativamente largo e plano, com mais de 1/2 do comprimento em largura (Fig. 57a); células submarginais com áreas de superfície quase iguais (Fig. 57c); palpos maxilares claramente mais longos que a gálea. ***Macropis* Panzer**
 — Tíbia 3 sem placa basitibial e com escopa longa, com pelos mais longos que a maior largura da tíbia, incluindo os da face ventral (Fig. 57b); basitarso 3 comparativamente delgado e mais alongado, pelo menos 6 vezes mais longo que largo (Fig. 57b); primeira célula submarginal maior que a segunda (Fig. 57d); palpos maxilares mais curtos ou tão longos quanto a gálea. ***Dasyroda* Latreille**

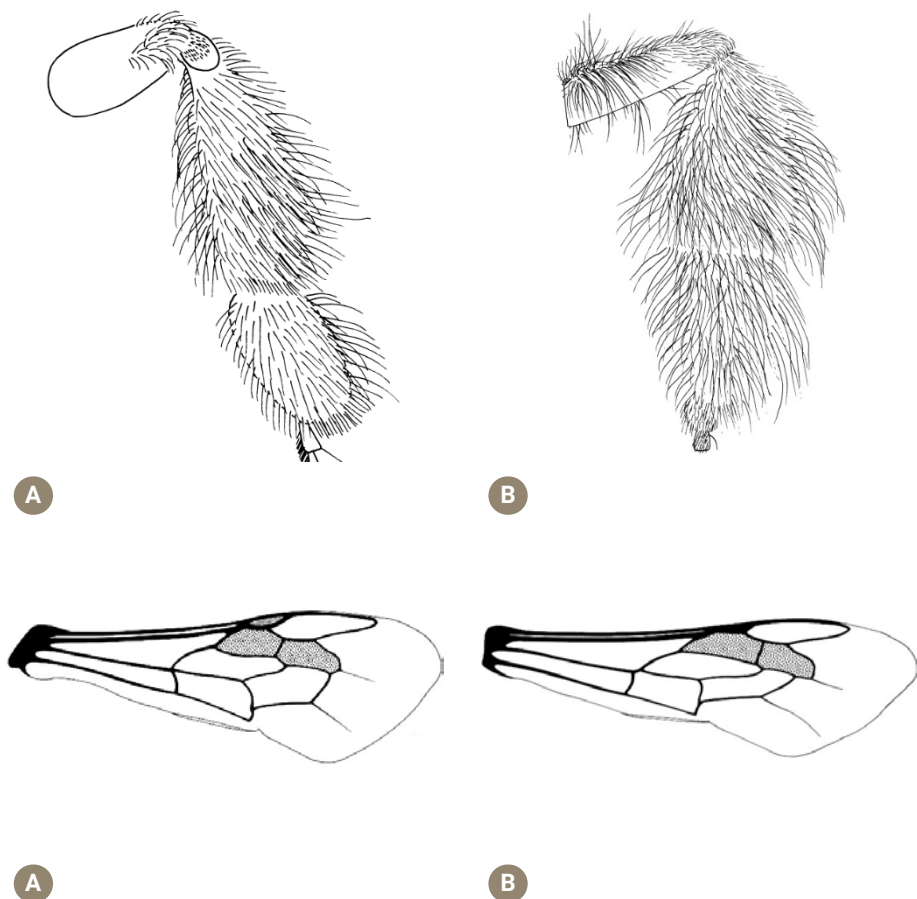
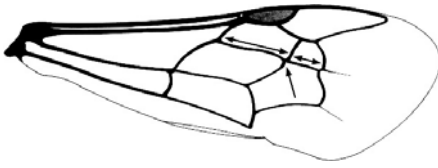


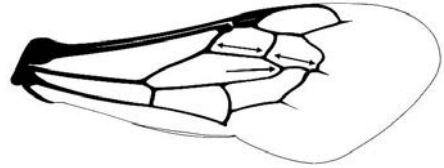
Figura 57. Pata 3 [*Macropis* (a) e *Dasyпода* (b)] e asa anterior [*Macropis* (c) e *Dasyпода* (d)]

53(44). Primeira célula submarginal pelo menos duas vezes mais longa que a segunda, medida ao longo da margem posterior (Fig. 58a); primeira nervura recorrente mais frequentemente pré-furcal ou inter-furcal (Fig. 58a), muito raramente pós-furcal. **54**

— Primeira célula submarginal duas vezes mais longa que a segunda ou mais curta, medida ao longo da margem posterior (Fig. 58b); primeira nervura recorrente mais frequentemente fortemente pós-furcal (Fig. 58b). **55**



A



B

Figura 58. Asa anterior [*Hylaeus* (a) e *Ammobates* (b)]

54(53). Língua curta, apicalmente bífida; fóvea facial linear (reduzida a sulco profundo, sem pelos) ao longo das margens internas do olho (Fig. 59a); face geralmente mais ou menos glabra, frequentemente com marcas claras; pilosidade corporal esparsa. ***Hylaeus* Fabricius**

— Língua comprida e glossa apicalmente pontiaguda; fóvea facial ausente (Fig. 59b); face com pelos brancos e cutícula sempre negra, nunca amarelada; pilosidade corporal formando manchas claras nos tergitos. ***Ammobatoides* Radoszkowski**



A



B

Figura 59. Vista frontal da cabeça [*Hylaeus* (a) e *Ammobatoides* (b)]

55(53). Clípeo protuberante, produzido à frente da tangente anterior do olho em vista lateral por mais de 1/2 da largura do olho (Fig. 60a). **56**

— Clípeo achatado ou apenas ligeiramente convexo, produzido à frente da tangente anterior do olho por menos ou 1/2 da largura do olho (Fig. 60b). **59**

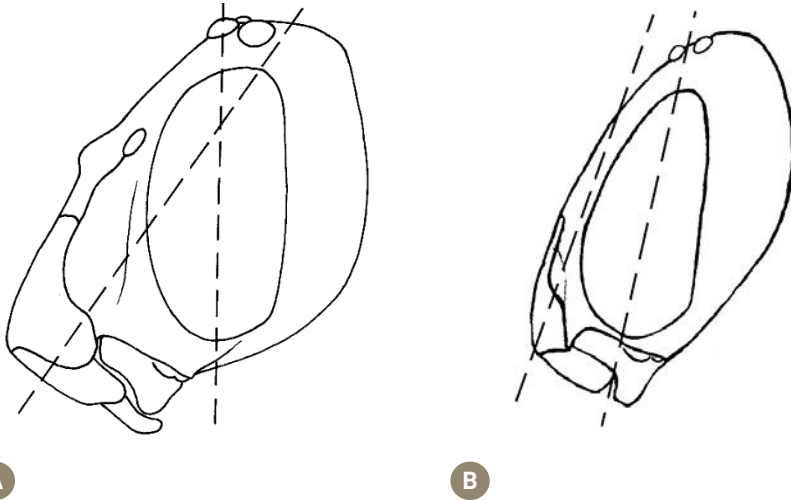


Figura 60. Vista de perfil da cabeça com (a) ou sem (b) clípeo protuberante

56(55). Célula marginal apicalmente pontiaguda, não divergindo da margem anterior da asa (Fig. 61a); tergitos amplamente glabros, com marcas claras abundantes. **Nomada Scopoli (em parte)**

— Célula marginal curvada apicalmente para longe da margem anterior da asa (Fig. 61b); primeiros tergitos variavelmente avermelhados e últimos tergitos invariavelmente escuros, sem marcas claras, mas com manchas de pilosidade branca. **57**



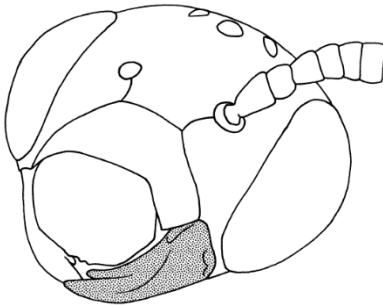
A

B

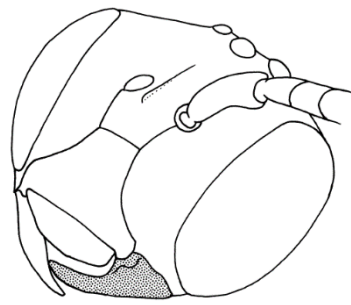
Figura 61. Asa anterior [*Nomada* (a) e *Ammobates* (b)]

57(56). Mandíbula bidentada (Fig. 62a); propódeo convexo e dilatado basalmente ou formando um ângulo distinto entre o parte horizontal e a parte vertical em vista lateral (Fig. 62c); célula medial 2 com margem anterior mais larga que a margem posterior (Fig. 62e). ***Biastes* Panzer**

— Mandíbula com um dente (Fig. 62b); propódeo completamente vertical, sem área horizontal basal ou ângulo em vista lateral (Fig. 62d); célula medial 2 com margem anterior mais estreita que a margem posterior (Fig. 62f). **58**



A



B

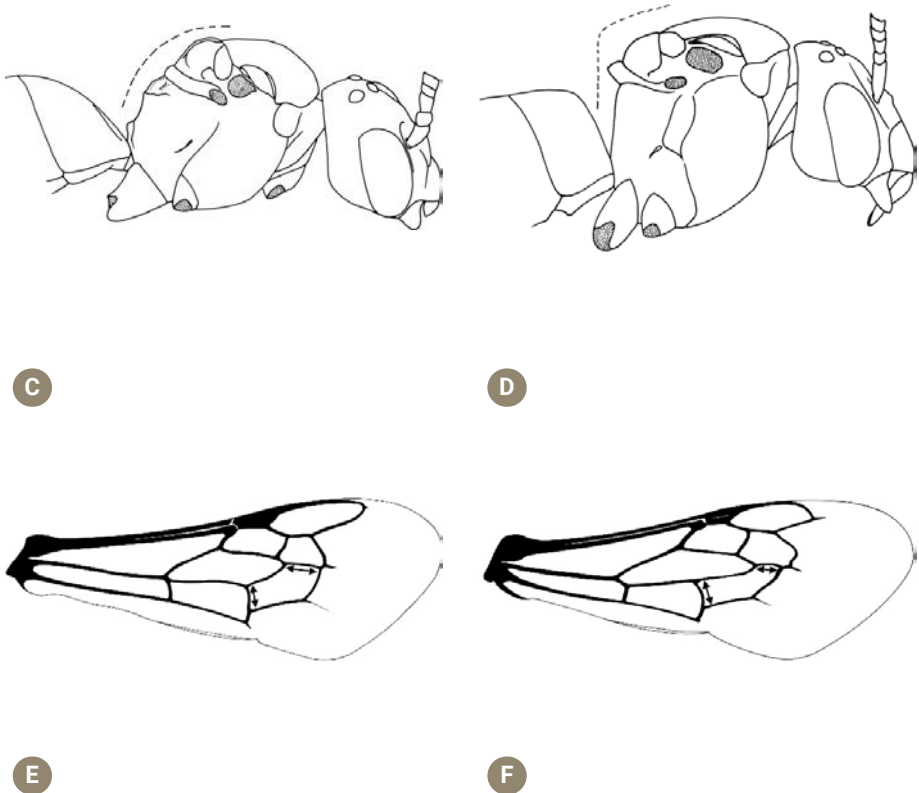


Figura 62. Vista fronto-lateral da cabeça [*Biastes* (a) e *Nomada* (b)], vista lateral do corpo [*Biastes* (c) e *Nomada* (d)] e asa anterior [*Biastes* (e) e *Ammobates* (f)]

58(57). S6 em forma de estilete, ligeiramente bífido apicalmente (Fig. 63a); S5 profundamente emarginado e envolvendo o S6 (Fig. 63a); escutelo com dois tubérculos (Fig. 63c); T1 muito mais longo que o T2.

***Pasites* Jurine**

— S6 com ápice fortemente bidentado (Fig. 63b); S5 menos profundamente emarginado, não envolvendo completamente o S6 (Fig. 63b); escutelo convexo de forma regular, sem tubérculos (Fig. 63d); T1-2 sub-iguais em comprimento. ***Ammobates* Latreille**

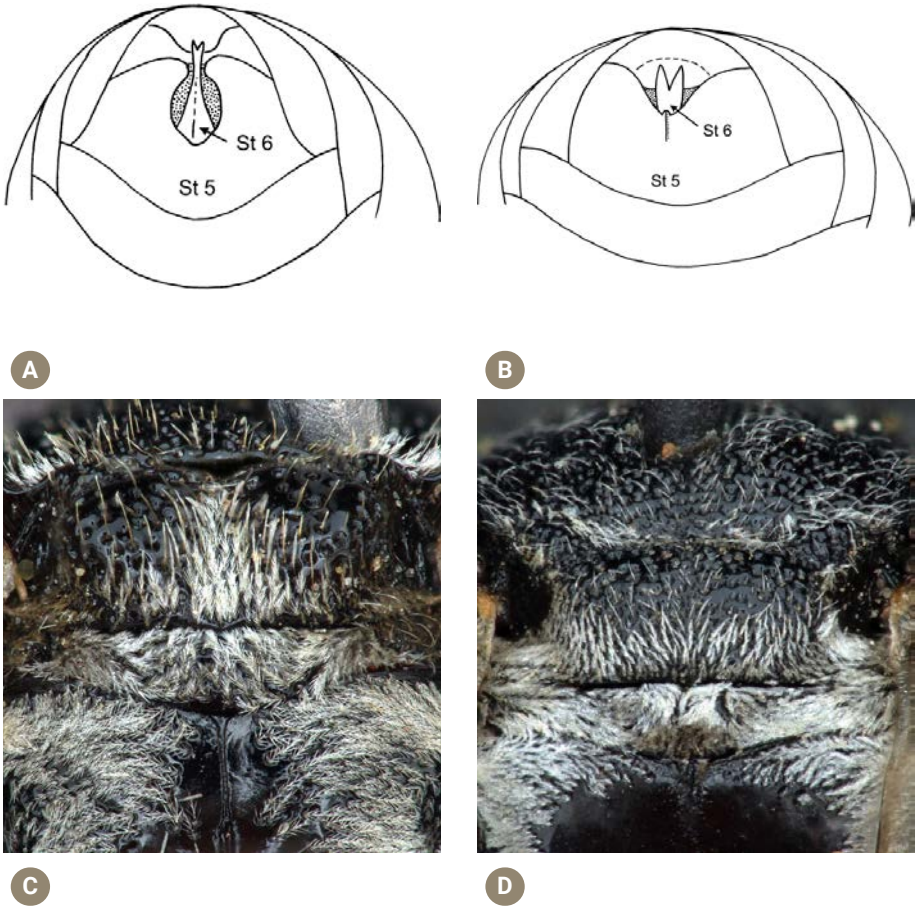


Figura 63. Esternitos apicais [*Pasites* (a) e *Ammobates* (b)] e vista dorsal do mesosoma [*Pasites* (c) e *Ammobates* (d)]

59(55). Pelo menos a tíbia 1 com dois dentes dorso-apicais (Fig. 64a); segunda nervura recorrente, raramente inter-furcal (Fig. 64c); cutícula às vezes com marcas amareladas em várias partes do corpo (muito raramente marcas avermelhadas); S6 mais curto que o T6. ***Stelis* Panzer**

— Tíbias com um único dente dorso-apical (Fig. 64b); segunda nervura recorrente pré-furcal (Fig. 64d); cutícula às vezes com marcas avermelhadas no mesossoma ou metassoma, não amarelada; S6 mais longo que o T6. **60**

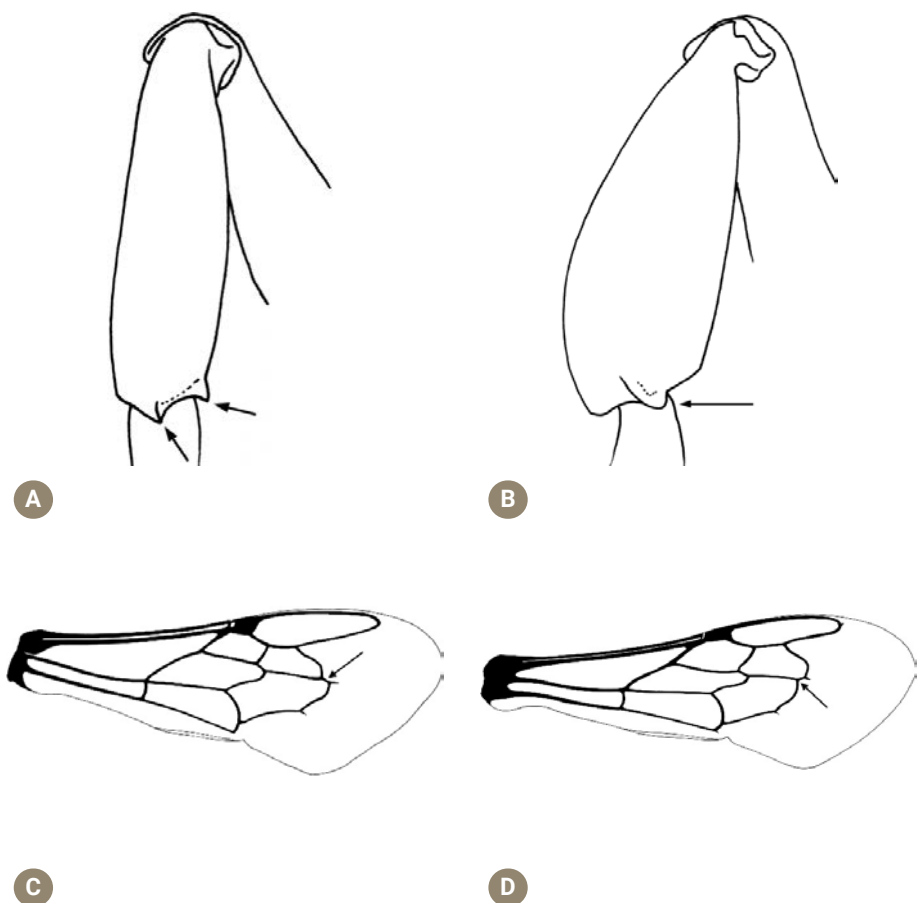


Figura 64. Vista lateral da tíbia 1 [*Stelis* (a) e *Trachusa* (b)], e asa anterior [*Stelis* (c) e *Coelioxys* (d)]

60(59). Escutelo e metanoto geralmente arredondados, não formando espinhos ou projeções; metassoma cônico, afinilando apicalmente num ponto (Figs. 65a-b). **61**

— Escutelo e metanoto modificados, produzidos com projeções espinhosas; metassoma oval, apicalmente truncado (Fig. 65c). **62**

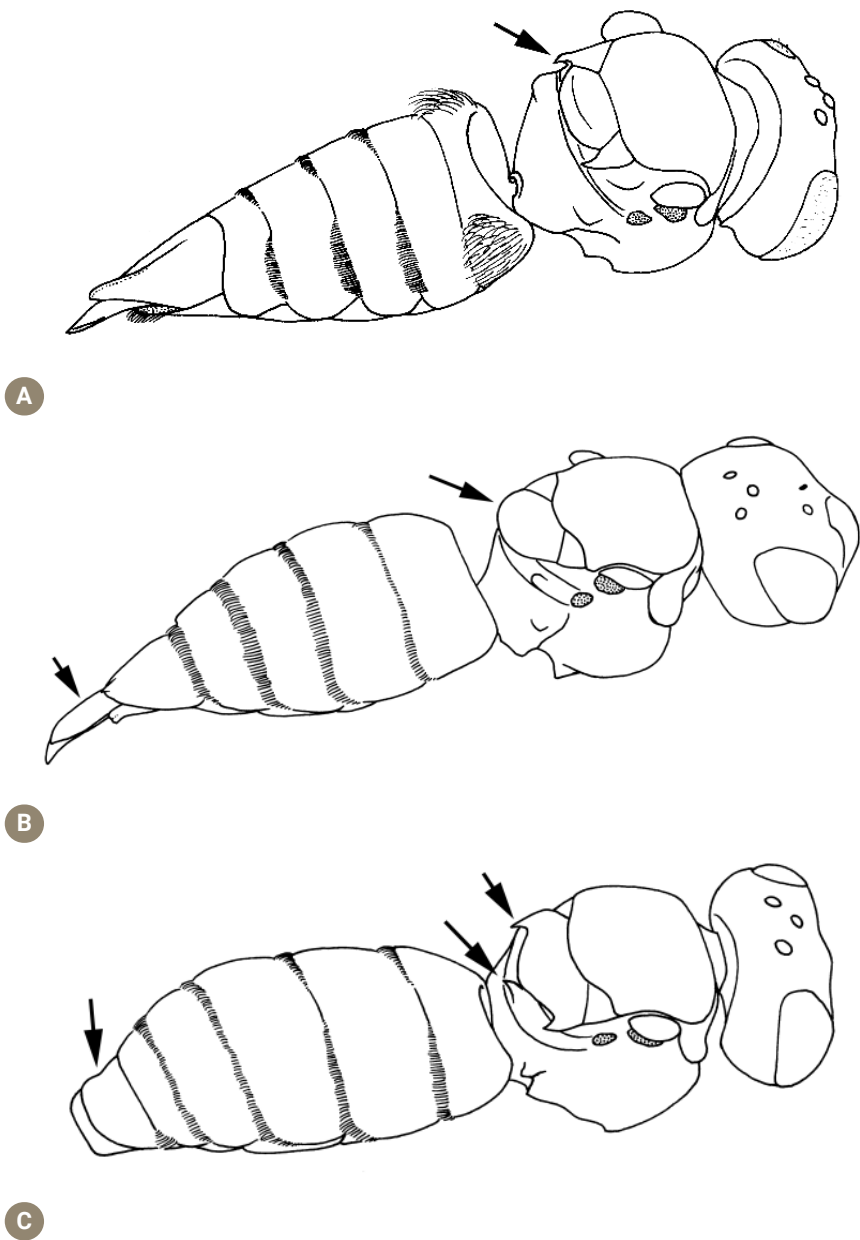


Figura 65. Vista dorso-lateral do hábito geral [*Coelioxys* (a), *Ensliniana* (b) e *Dioxys* (c)]

61(79). Olho com pelos curtos, esparsos e conspícuos; axila modificada, espinhosa (Fig. 83a). *Coelioxys* Latreille

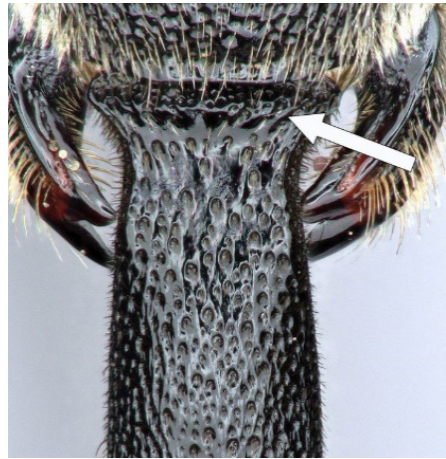
— Olho não piloso; axila arredondada de forma regular (não confundir com os espinhos laterais do escutelo) (Fig. 83b). *Ensliniana* Alfken

62(60). Labro plano, sem protuberância basal transversal (Fig. 66a); coxa 1 com a superfície anterior arredondada de forma regular. *Dioxys* Lapeletier & Serville

— Labro com protuberância basal transversal (Fig. 66b); coxa 1 com a face interna modificada num dente pontiagudo. *Aglaopis* Cameron



A



B

Figura 66. Vista frontal do labro [*Dioxys* (a) e *Aglaopis* (b)]

(Página deixada propositadamente em branco)

CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO DE MACHOS

CONFIRMAR: Antenas com 13 segmentos (exceto Biastes e Pasites que têm 12); marcas amarelas ou brancas frequentemente presentes na face; nenhuma estrutura coletora de pólen no metassoma ou nas pata 3; 7 tergitos visíveis (exceto Protosmia, Heriades e Nomiapis); sem ferrão, mas com um órgão copulador — genitália

1. Antena muito longa, estendendo-se para trás, pelo menos até T2 (Fig. 67); cíleo protuberante, produzido à frente da tangente anterior do olho em vista lateral por mais de 1/2 da largura do olho, e também frequentemente amarelo; língua sempre relativamente longa. 2

— Todos os caracteres acima nunca encontrados em conjunto; a antena é curta e raramente ultrapassa o mesossoma; se a antena for mais comprida, a língua é curta e o cíleo é achatado ou apenas ligeiramente convexo. 4

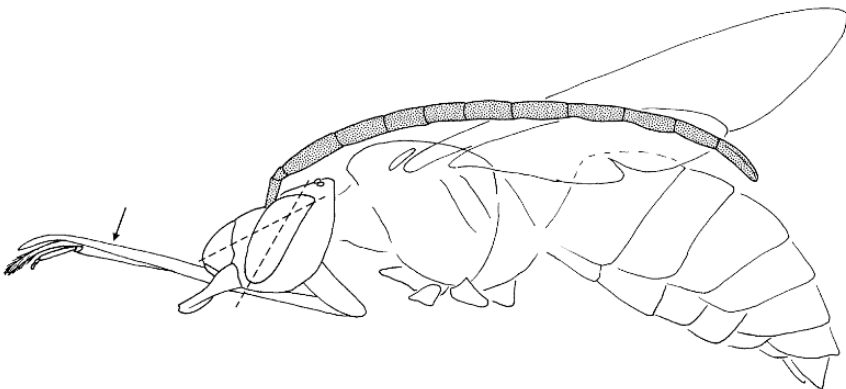


Figura 67. Vista lateral do corpo (*Eucera*)

2(1). Asa anterior com duas células submarginais (Fig. 68a). *Eucera* (em parte)

— Asa anterior com três células submarginais (Fig. 68b). **3**

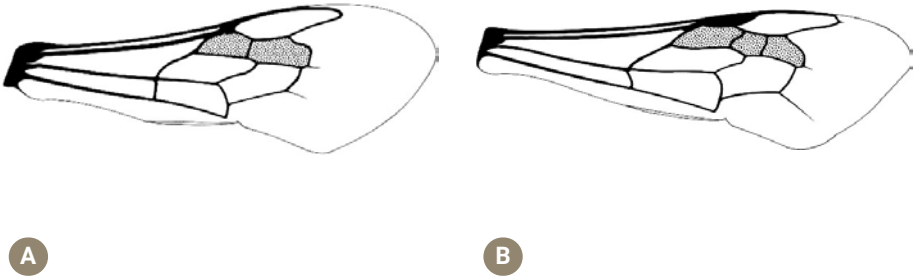


Figura 68. Asa anterior com duas (a) e três (b) células submarginais

3(2). Clípeo protuberante, em vista lateral projetando-se para além da margem anterior do olho composto mais de 1/2 da largura do olho (Fig. 69a); área malar geralmente não linear; área malar superior quase sempre maior do que a área malar inferior; S6 com cristas postero-laterais frequentemente modificadas, não lineares, curvadas para fora anteriormente, ou por vezes quase completamente ausentes, mas com uma protuberância ou lóbulo antero-lateral presente, raramente com cristas e lóbulos ausentes. *Eucera Scopoli* (subgénero *Synhalonia*)

— Clípeo achatado ou apenas ligeiramente convexo, em vista lateral projeta-se apenas ligeiramente para além da margem anterior do olho em menos ou 1/2 da largura do olho (Fig. 69b); área malar geralmente linear e estreita, área malar superior e inferior sub-igual; S6 com cristas laterais convergentes simples, oblíquas ou suavemente curvadas na base, apenas raramente com projeções ou lóbulos antero-laterais.

Tetralonia Spinola

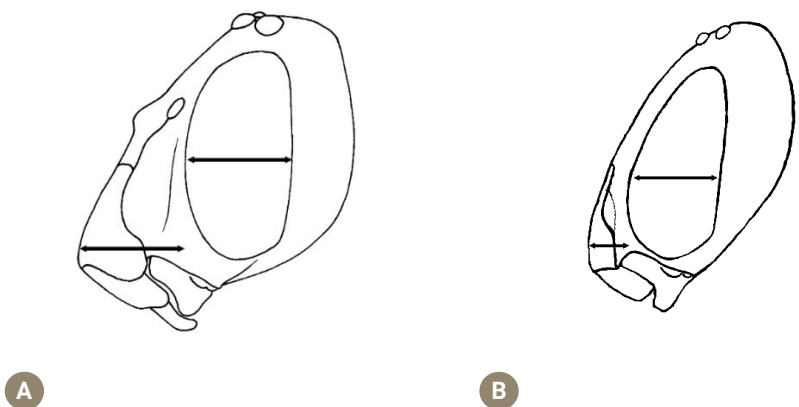
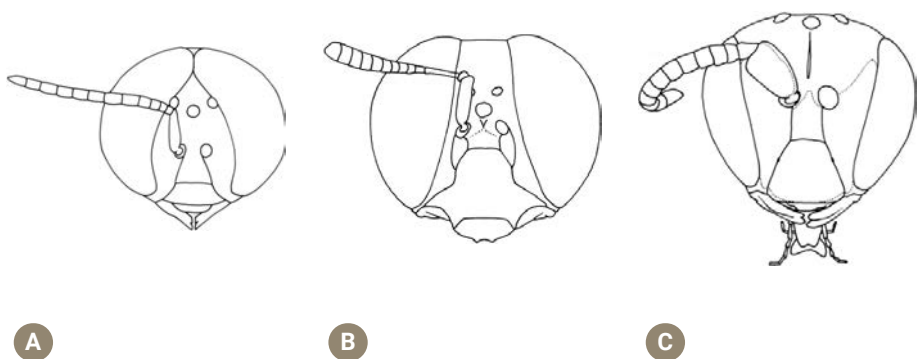


Figura 69. Vista lateral da cabeça com (a) ou sem (b) clípeo protuberante

4(1). Olhos muito desenvolvidos e aumentados, margens internas fortemente convergentes dorsalmente, contíguos dorsalmente ou separados por menos de metade da maior distância entre si ventralmente (Figs. 70a-b). **5**

— Olhos normais ou apenas ligeiramente desenvolvidos, com as margens internas convergindo ventralmente (Fig. 70c) ou dorsalmente; se existirem, estão separados dorsalmente por mais de metade da distância entre eles ventralmente. **6**



Figuras 70. Vista frontal da cabeça [*Apis* (a), *Melitturga* (b) e *Hylaeus* (c)]

5(4). Olhos contíguos dorsalmente e densamente pilosos (Fig. 70a); clípeo e A1 sempre negros ou castanhos; tíbia 3 sem esporão tibial nem placa basitibial; basitarso 3 cerca de duas vezes mais comprido do que largo. ***Apis* Linnaeus**

— Olhos não contíguos dorsalmente e glabros (Fig. 70b); clípeo branco e A1 por vezes também com marcas brancas; tíbia 3 com dois esporões tibiais e placa basitibial; basitarso 3 cerca de quatro vezes mais comprido do que largo. ***Melitturga* Latreille**

6(4). Asa anterior com três células submarginais (Fig. 71a). **7**

— Asa anterior com duas células submarginais (Fig. 71b). **26**

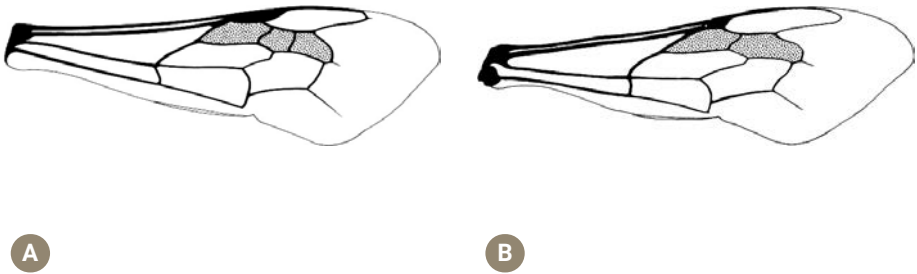


Figura 71. Asa anterior [*Andrena* (a) e *Osmia* (b)]

7(6). Nervura basal comparativamente curta, mais curta que $2/3$ do comprimento da nervura cubital 1, nérvulo pré-furcal ou inter-furcal, nunca pós-furcal (Fig. 72a); língua relativamente curta com segmentos do palpo labial de comprimento aproximadamente igual (Fig. 72c), raramente os dois primeiros distintamente mais longos; clípeo nunca protuberante. **8**

— Nervura basal longa, com comprimento superior a $2/3$ do comprimento da nervura cubital 1 (esta relação é por vezes ligeiramente inferior nas espécies com comprimento inferior a 1 cm), nérvulo por vezes inter-furcal, frequentemente pós-furcal (Fig. 72b); língua relativamente longa em relação ao comprimento da cabeça; dois últimos segmentos

do palpo labial muito reduzidos (Fig. 7d); clipeo frequentemente protuberante, exceto em Xylocopinae e *Bombus* (Apidae). **18**

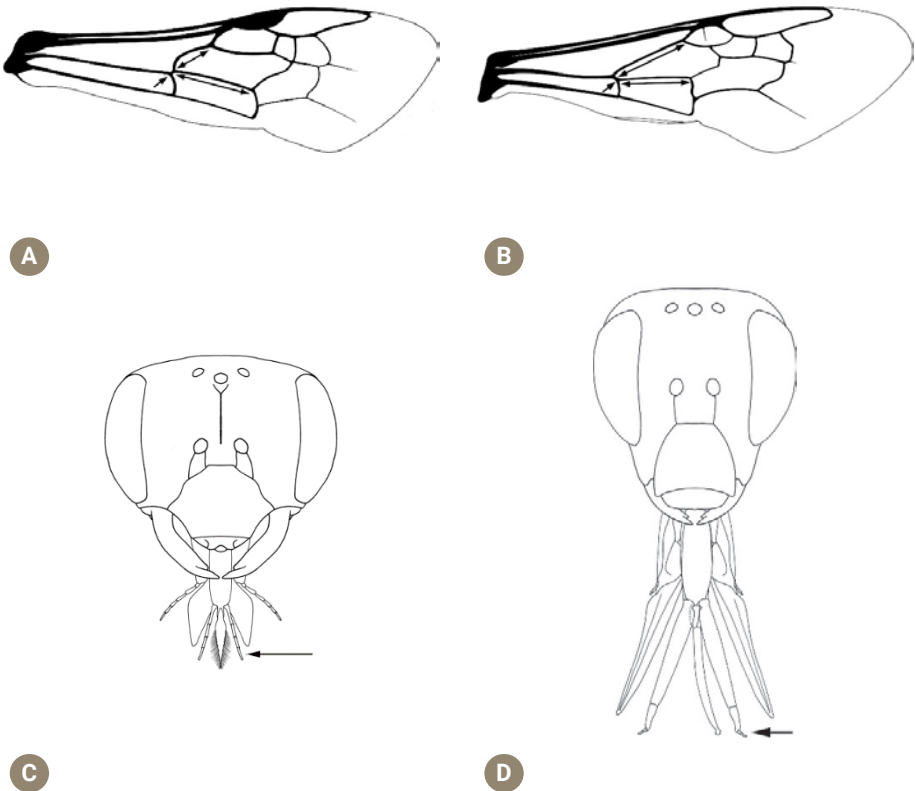


Figura 72. Asa anterior [*Lasioglossum* (a) e *Bombus* (b)] e vista frontal da cabeça com língua estendida [*Andrena* (c) e *Bombus* (d)]

8(7). Segunda e terceira células submarginais com área mais ou menos semelhante (Fig. 73a); segunda nervura recorrente sinusoidal, em forma de S (Fig. 73a); glossa com ápice bifido (Fig. 73c). ***Colletes Latreille***

— Segunda célula submarginal claramente mais pequena que a terceira célula submarginal (Fig. 73b); segunda nervura recorrente nunca em forma de S (Fig. 73b) (embora quase em forma de S no género *Melitta*); glossa com ápice pontiagudo ou arredondado, nunca bifido (Fig. 73d). **9**

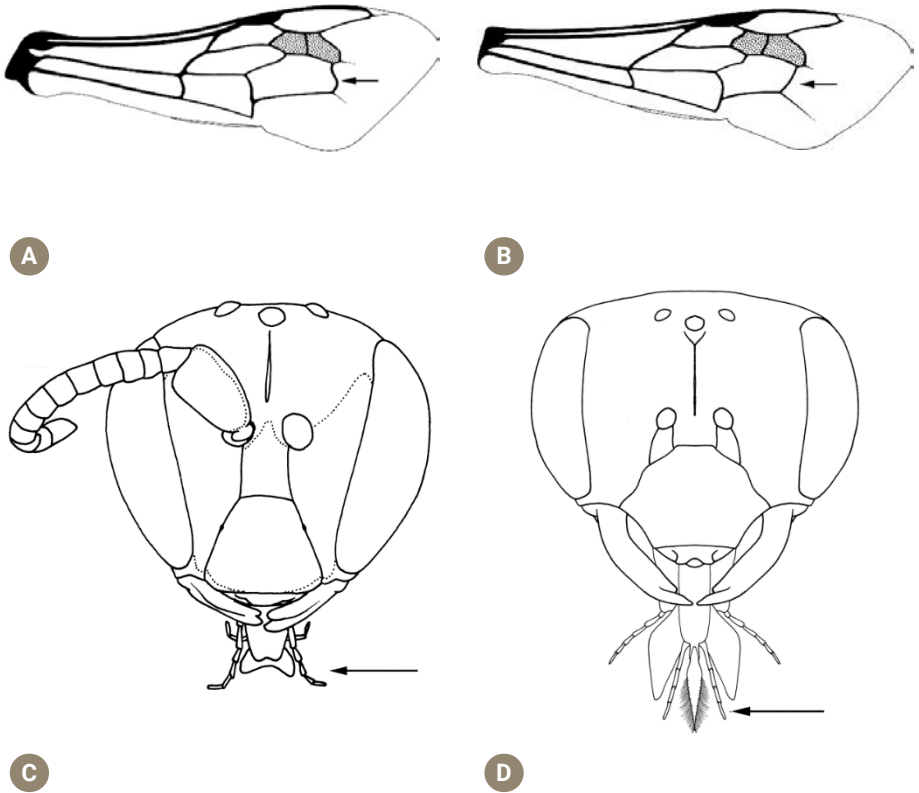


Figura 73. Asa anterior [*Colletes* (a) e *Andrena* (b)] e vista frontal da cabeça com língua estendida [*Hylaeus* (c) e *Andrena* (d)]

9(8). Tégula grande, quase tão longa quanto o escuto (Fig. 74a); escutelo com os ângulos posteriores frequentemente produzidos e espinhosos (Fig. 74a); lóbulo pronotal fortemente produzido, translúcido e lamelar (Fig. 74a); 6 tergitos visíveis dorsalmente. ***Nomiapis* Cockerell**

— Tégula normalmente pequena, cerca de metade do comprimento do escuto (Fig. 74b); escutelo arredondado posteriormente de forma regular (Fig. 74b); lóbulo pronotal sem lamela translúcida (Fig. 74b); 7 tergitos visíveis dorsalmente. **10**

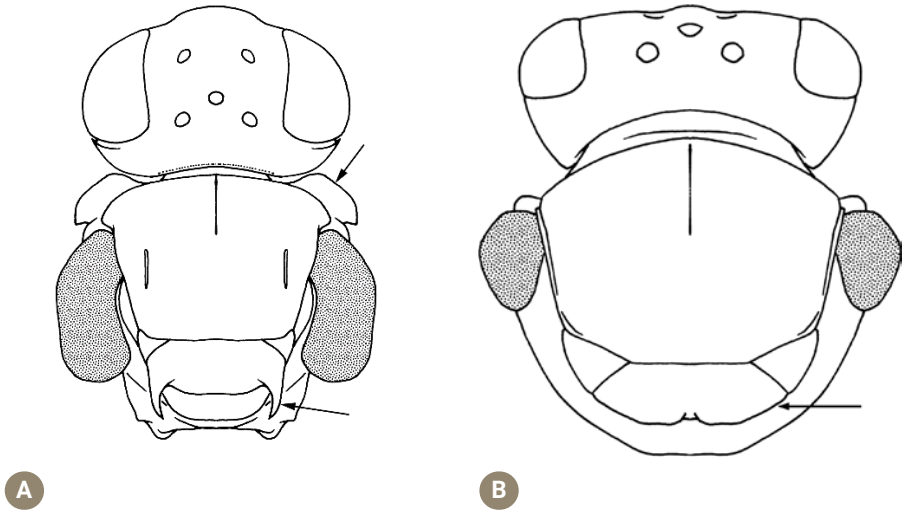
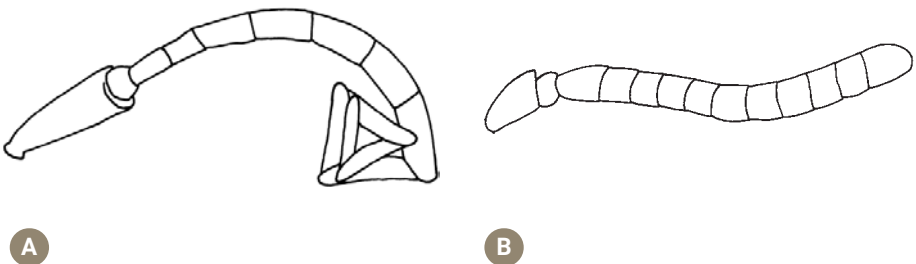
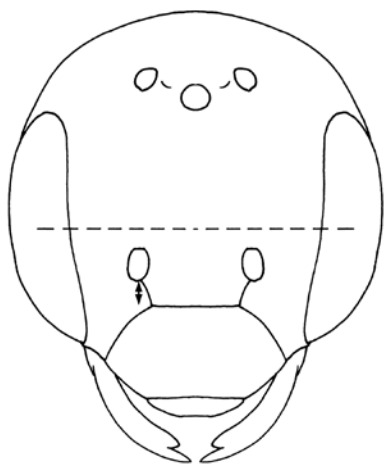


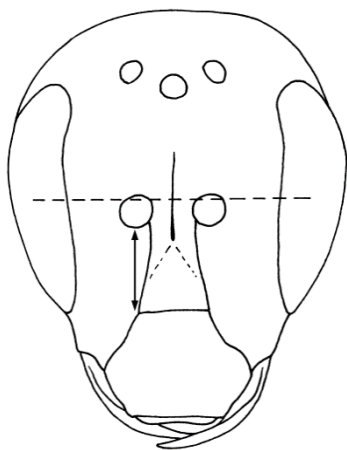
Figura 74. Vista dorsal da cabeça e mesossoma [*Nomiapis* (a) e *Antbidium* (b)]

10(9). A10-13 dobrados sobre si mesmos de forma mais ou menos triangular (Fig. 75a); cavidades antenais claramente abaixo do meio do comprimento da face (representado por uma linha imaginária ligando os pontos médios dos olhos), muito frequentemente separadas do clipeo por uma distância menor ou igual ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 75c); clipeo no máximo ligeiramente mais longo que o labro. ***Systropha Illiger*** — A10-13 lineares (Fig. 75b); cavidades antenais a meio da face (Fig. 75d), atravessadas ou adjacentes a uma linha imaginária que une os pontos médios dos olhos, sempre separadas do clipeo por uma distância maior que o diâmetro da cavidade antenal; clipeo claramente mais longo que o labro. **11**





C

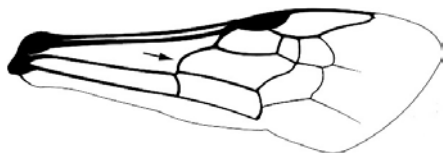


D

Figura 75. Antena [*Systropha* (a) e *Epeolus* (b)] e vista frontal da cabeça [*Rophites* (c) e *Halictus* (d)]

11(10). Nervura basal curvada fortemente (Fig. 76a). **12**

— Nervura basal direita ou ligeiramente curvada (Fig. 76b). **17**



A



B

Figura 76. Asa anterior [*Lasioglossum* (a) e *Andrena* (b)]

12(11). Clípeo profundamente entalhado, parecendo trilobado (Fig. 77a); corpo muito curto, 3,5-5,5 mm de comprimento; cutícula com reflexos metálicos, marcas e faixas de cor clara extremamente extensas; célula marginal apicalmente arredondada ou truncada (Fig. 77c),

divergindo da margem da asa; segunda e terceira células submarginais de tamanho sub-igual (Fig. 77c). **13**

— Clípeo diferente, não entalhado (Fig. 77b); corpo maior; cutícula escura, sem marcas amarelas, raramente com reflexos metálicos; célula marginal apicalmente aguda, adjacente ou muito próxima da margem da asa (Fig. 77d); terceira célula submarginal com área pelo menos duas vezes maior que a segunda (Fig. 77d). **14**

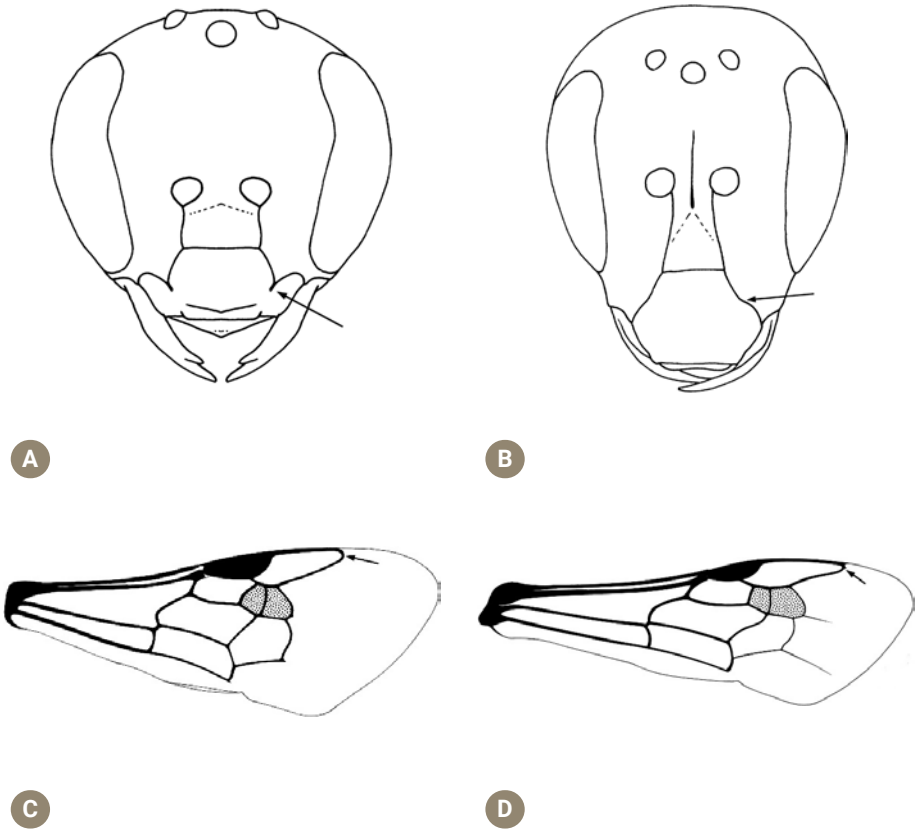


Figura 77. Vista frontal da cabeça [*Nomioides* (a) e *Halictus* (b)], Asa anterior [*Nomioides* (c) e *Lasioglossum* (d)]

13(12). T2 predominantemente amarelo, com uma banda central escura; a sua zona marginal é amarela hialina (Fig. 78a). ***Nomioides* Schenck**

— T2 castanho a negro, com uma banda intermédia amarela (por vezes limitada a duas pequenas manchas laterais) (Fig. 78b). ***Ceylalictus* Strand**

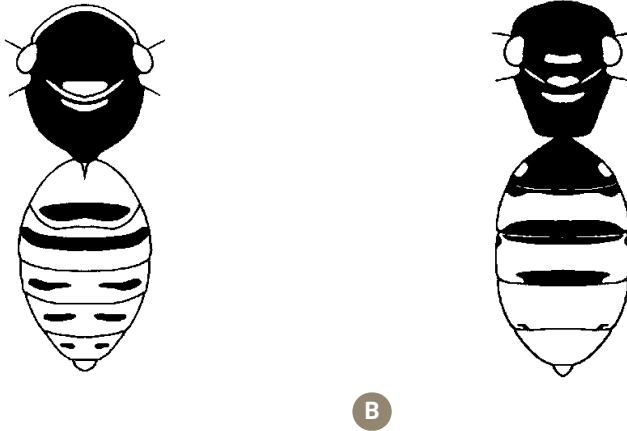


Figura 78. Vista dorsal do mesossoma e metassoma [*Nomioides* (a) e *Ceylalictus* (b)]

14(12). T1-3 com cutícula muitas vezes completamente vermelha e mais ou menos glabra, sem pilosidade aveludada; flagelo com segmentos fortemente dilatados ventralmente (Fig. 79a); clipeo sempre negro. ***Sphecodes* Latreille**

— Metassoma com cutícula negra ou raramente vermelha, na maioria das vezes com faixas ou manchas de pelos aveludados; flagelo com segmentos não dilatados ventralmente (Fig. 79b); clipeo frequentemente com marca apical transversal clara. **15**

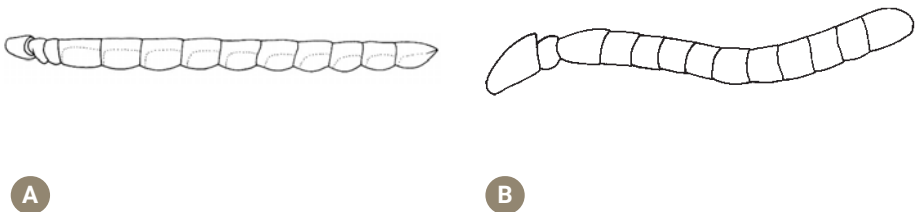


Figura 79. Antena [*Sphecodes* (a) e *Epeolus* (b)]

15(14). Tergitos com bandas basais contínuas ou interrompidas, de pelos tomentosos claros (Fig. 80a); terceira nervura transversal submarginal e segunda nervura recorrente frequentemente mais finas do que as outras nervuras (Fig. 80c). *Lasioglossum* Curtis

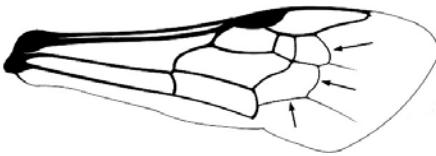
— Tergitos com bandas de pelos apicais contínuas ou interrompidas (Fig. 80b); terceira nervura transversal submarginal e segunda nervura recorrente tão espessas como as outras nervuras (Fig. 80d). **16**



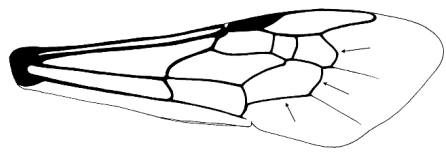
A



B



C



D

Figura 80. Vista dorsal do metassoma [*Lasioglossum* (a) e *Halictus* (b)], Asa anterior [*Lasioglossum* (c) e *Halictus* (d)]

16(15). Pelo menos a cabeça e o mesossoma com reflexos metálicos dourados ou esverdeados (Fig. 81a); ápice do gonostilo por vezes

bífido, com fenda longitudinal profunda em forma de lóbulo longo e fino [ausente em *S. gemmea* (Dours, 1872)] (Fig. 81c); tergitos inteiramente cobertos em algumas espécies por pelos densos e deitados que ocultam a cutícula subjacente. ***Seladonia* Robertson**

— Cutícula negra, sem reflexos metálicos intensos (Fig. 81b); ápice do gonostilo nunca bífido (Fig. 81d-e); tergitos nunca totalmente coberta de pelos densos e deitados. ***Halictus* Latreille**



Figura 81. Vista dorsal do hábito geral [(a) *Seladonia* e *Halictus* (b)] e genitália [*Seladonia* (c) e *Halictus* (d, e)]

17(11). A3 mais curto ou tão longo quanto A4, nunca mais longo (Fig. 82a); último tarso das patas claramente dilatado (Fig. 82c); uma sutura subantenal presente; clipeo e áreas paraoculares inferiores negras.

***Melitta* Kirby**

— Proporções entre segmentos antenais muito variáveis, $A_3 < A_4$ a $A_3 > A_4$ (Fig. 82b); último tarso das patas não dilatado (Fig. 82d); duas suturas subantenais presentes; clipeo e por vezes áreas paraoculares inferiores com marcas amarelas ou brancas. ***Andrena* Fabricius (em parte)**

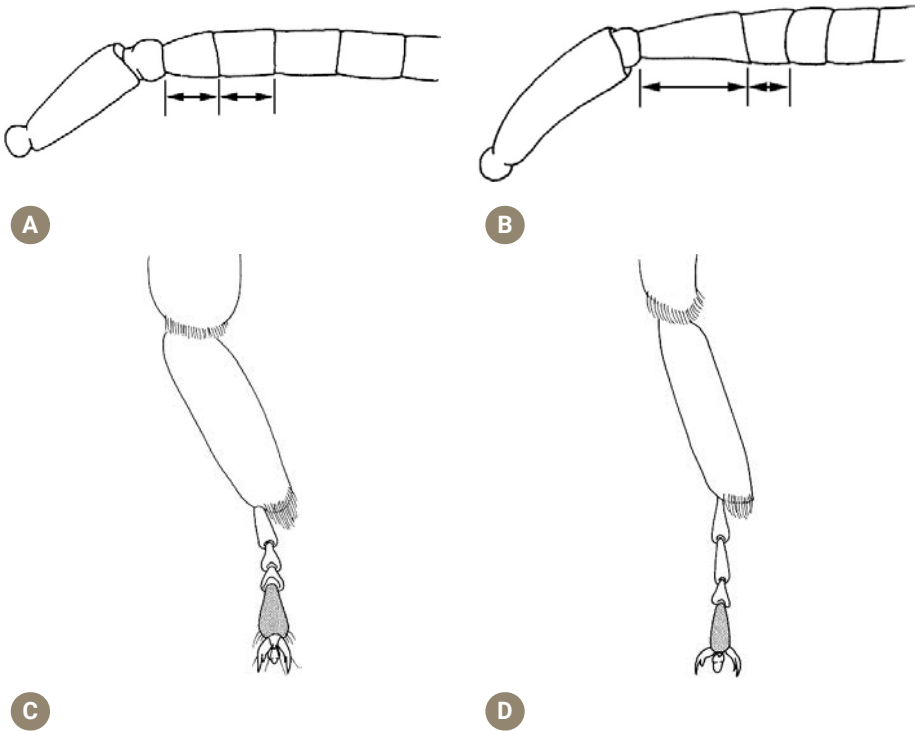


Figura 82. Vista lateral da antena [*Melitta* (a) e *Andrena* (b)] e pata 3 [*Melitta* (c) e *Andrena* (d)]

18(7). Cutícula com grandes marcas amarelas ou vermelhas em várias partes do corpo; pilosidade escassa, sem manchas brancas de pelos muito distintas; célula marginal com o ápice afunilado perto da margem da asa (Fig. 83a). ***Nomada Scopoli (em parte)***

— Cutícula escura, sem marcas amarelas, por vezes avermelhada na face, escuto, T1 e patas; pilosidade constituída por manchas ou bandas de pelos de cor clara; célula marginal com o ápice afunilado ou curvado para longe da margem da asa (Fig. 83b). **19**

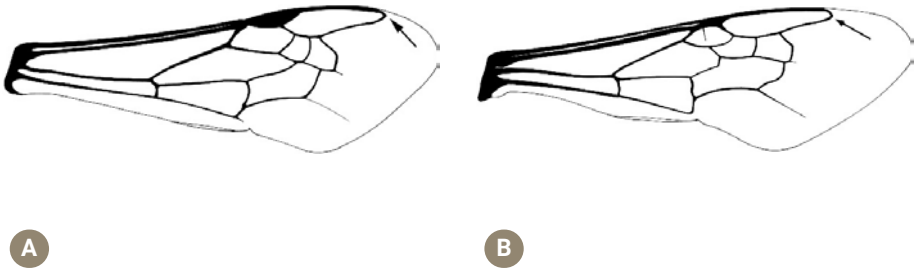


Figura 83. Asa anterior [*Nomada* (a) e *Bombus* (b)]

19(18). Nérvulo frequentemente pré-furcal ou inter-furcal (Fig. 84a); se for pós-furcal, está separado da nervura basal por uma distância muito menor do que o seu próprio comprimento (Fig. 84b). **20**

— Nérvulo claramente pós-furcal, separado da nervura basal por uma distância pelo menos igual ao seu comprimento (Fig. 84c). **24**

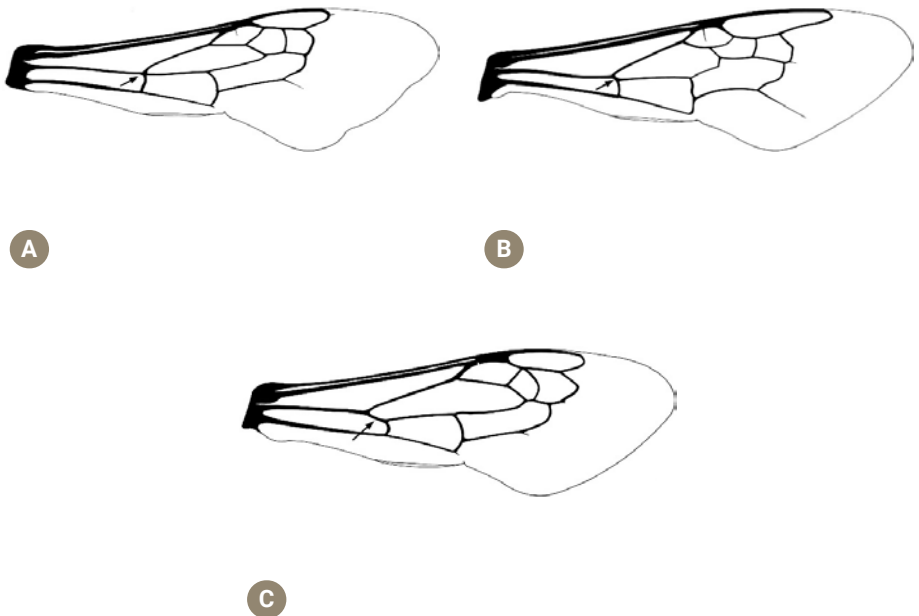


Figura 84. Asa anterior [*Anthophora* (a), *Bombus* (b) e *Melecta* (c)]

20(19). Terceira célula submarginal tão grande quanto a primeira e a segunda combinadas, a segunda fortemente afilada anteriormente (Fig. 85a); espécies muito grandes (comprimento do corpo superior a 15 mm), muitas vezes escuras e asas com reflexos roxos metálicos. *Xylocopa Latreille*

— Terceira célula submarginal mais pequena que a primeira e a segunda combinadas, a segunda mais larga anteriormente (Fig. 85b); espécies frequentemente mais pequenas (exceto *Bombus*) e asas sem reflexos metálicos. **21**

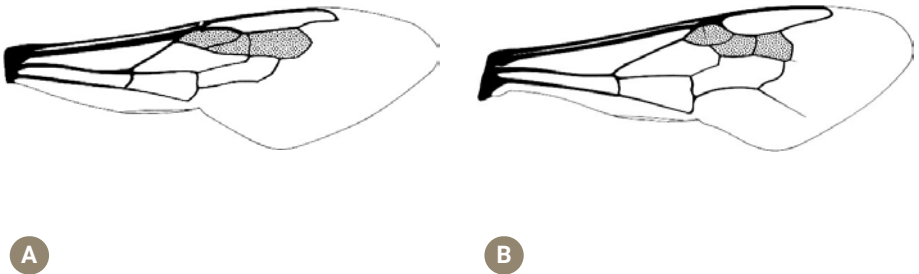


Figura 85. Asa anterior [*Xylocopa* (a) e *Bombus* (b)]

21(20). Metassoma negro ou mais frequentemente com reflexos metálicos azulados ou verde-dourados, com pilosidade esparsa e sem faixas de pelos; T7 dobrado ventralmente debaixo de T6 (Fig. 86a); tíbia 3 com placa basitibial em forma de dente localizada no terço basal (Fig. 86b). *Ceratina Latreille*

— Metassoma sem reflexos metálicos visíveis; pilosidade abundante, incluindo frequentemente bandas ou tufos de pelos; T7 nunca dobrado ventralmente debaixo de T6; tíbia 3 sem placa basitibial ou, se presente, com placa basitibial circular na base (Fig. 86c). **22**

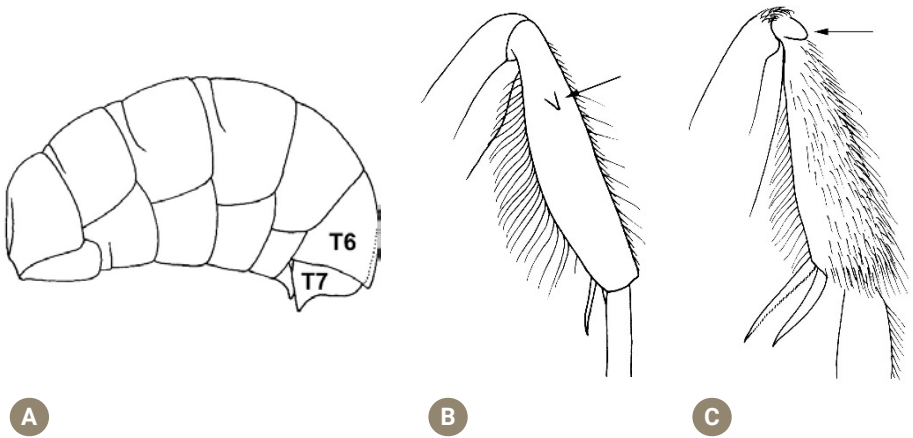
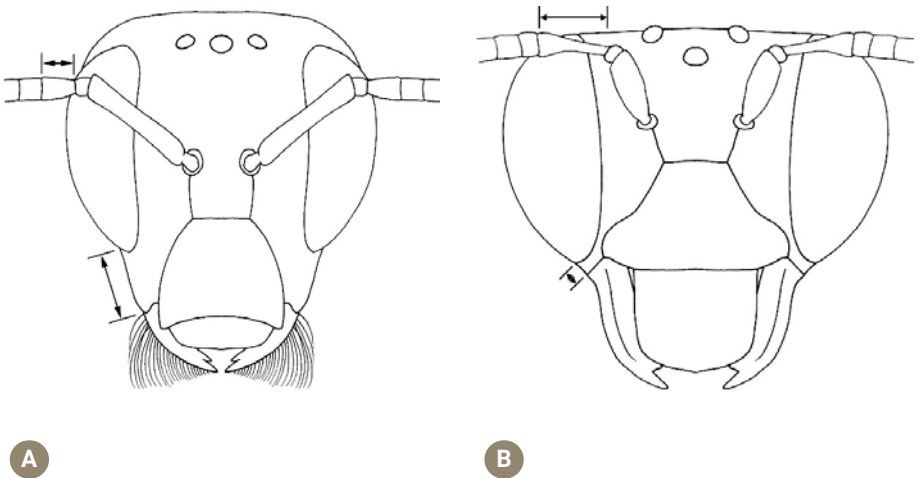
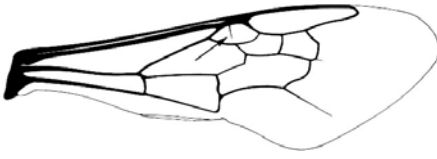


Figura 86. Vista lateral do metassoma [*Ceratina* (a)] e pata 3 [*Ceratina* (b) e *Amegilla* (c)]

22(21). Face com cutícula negra; área malar pelo menos tão longa quanto A3 (Fig. 87a); primeira célula submarginal quase completamente atravessada por uma pequena nervura (Fig. 87c). ***Bombus Latreille***

— Face com marcas amarelas; área malar vestigial ou claramente mais curta que A3 (Fig. 87b); primeira célula submarginal com ou sem nervura curta atravessada na célula (Fig. 87d). **23**





C



D

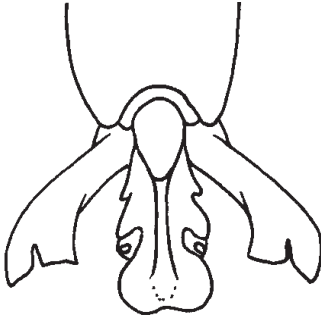
Figura 87. Vista frontal da cabeça [*Bombus* (a) e *Anthophora* (b)] e asa anterior [*Bombus* (c) e *Anthophora* (d)]

23(22). Arólio presente entre as garras do tarso apical (Fig. 88a).

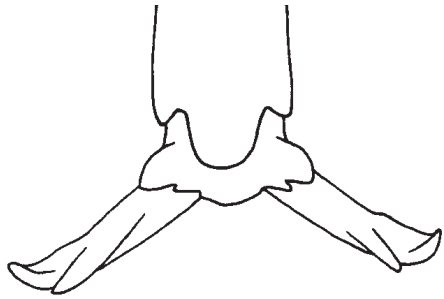
***Anthophora* Latreille**

— Arólio ausente entre as garras do tarso apical (Fig. 88b). ***Amegilla***

Friese



A



B

Figura 88. Ápice da pata 2 [*Anthophora* (a) e *Amegilla* (b)]

24(19). Escutelo achatado em lamela (Fig. 89a) ou com dois dentes (Fig. 89b); gena sem crista (Fig. 89b); nervura basal mais longa que a nervura cubital 1 (Fig. 89d); cutícula sempre negra. **32**

— Escutelo não achatado em lamela e sem dentes, mas com duas saliências (Fig. 89c); gena com crista ou nitidamente angular (Fig. 89c);

nervura basal mais curta ou tão longa quanto a nervura cubital 1 (Fig. 89e); cutícula frequentemente avermelhada no metassoma ou nas patas.

***Epeolus* Latreille**

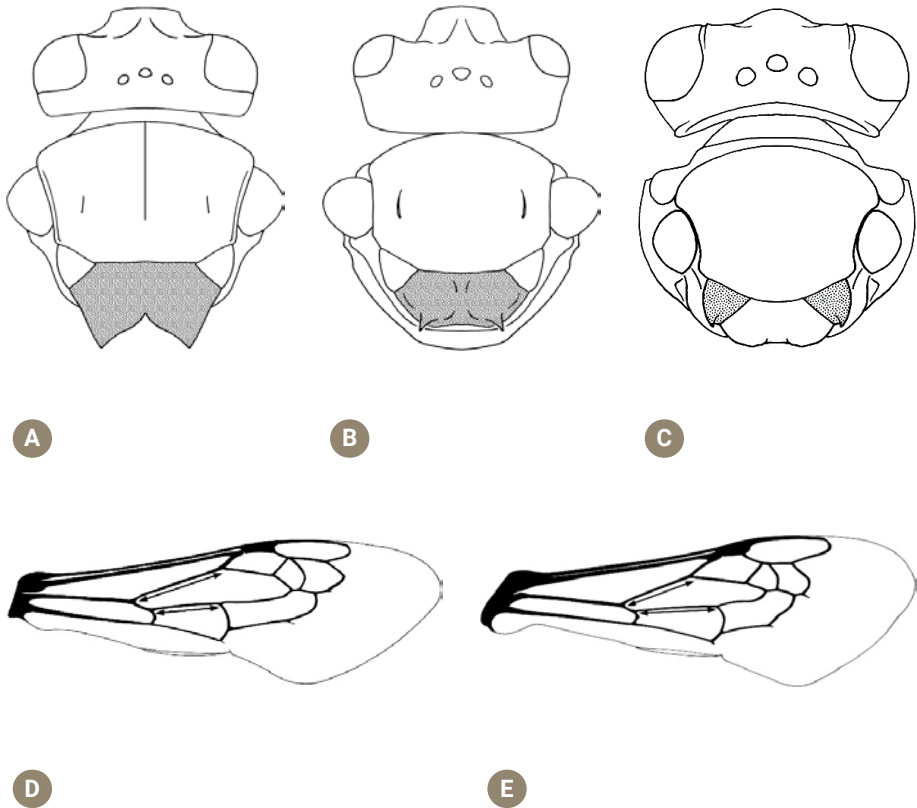


Figura 89. Vista dorsal do mesossoma [*Thyreus* (a), *Melecta* (b) e *Epeolus* (c)], e asa anterior [*Melecta* (d) e *Epeolus* (e)]

25(24). Escutelo achatado, fortemente estendido posteriormente, cobrindo o metanoto e o propódeo (Fig. 89a); arólio ausente; pilosidade do metassoma com manchas brancas. ***Thyreus* Panzer**

— Escutelo arredondado de forma regular, com dois espinhos fracos a fortes, não estendidos posteriormente (Fig. 89b); arólio presente; pilosidade geralmente mais longa, variando em cor de negro, castanho, bege, a branco, pelo menos na face, mesossoma e T1. ***Melecta* Latreille**

26(6). Primeira célula submarginal pelo menos duas vezes mais longa que a segunda, medida ao longo da margem posterior (Fig. 90a); primeira nervura recorrente mais frequentemente pré-furcal ou inter-furcal, muito raramente pós-furcal (Fig. 90a). **27**

— Primeira célula submarginal tão longa quanto a segunda ou mais curta quando medida ao longo da margem posterior (Fig. 90b); primeira nervura recorrente frequentemente fortemente pós-furcal (ligando-se à segunda célula submarginal), raramente inter-furcal (Fig. 90b). **28**

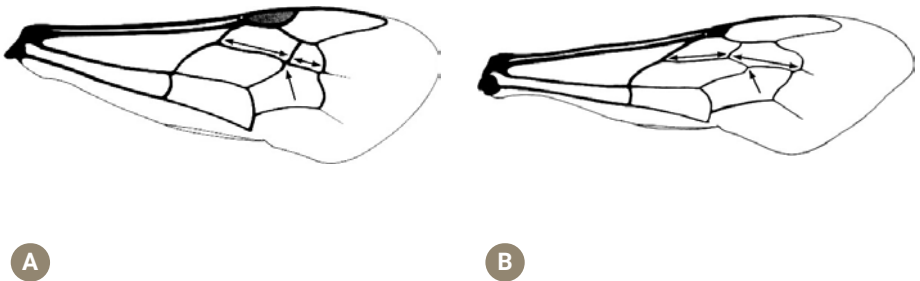


Figura 90. Asa anterior [*Hylaeus* (a) e *Osmia* (b)]

27(26). Língua curta com glossa bifida, palpo labial com segmentos semelhantes entre si em comprimento (Fig. 91a); face sem pilosidade abundante, com grandes marcas de cor clara no clipeo e na área parao-ocular (Fig. 91a); corpo com menos de 10 mm de comprimento, pilosidade corporal muito esparsa. ***Hylaeus* Fabricius**

— Língua longa com glossa pontiaguda, palpo labial com os dois primeiros segmentos consideravelmente alongados (Fig. 91b); face com abundantes pelos brancos e cutícula escura; corpo com mais de 10 mm de comprimento, com pilosidade corporal abundante. ***Ammobatoides* Radoszkowski**

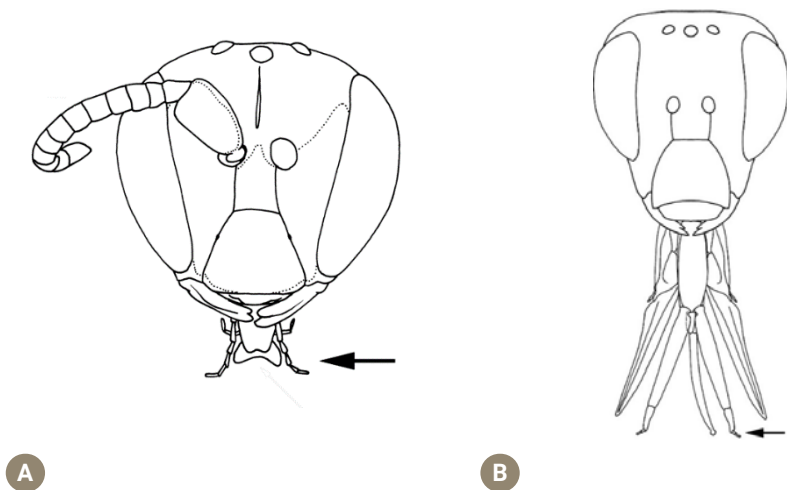


Figura 91. Vista frontal da cabeça com língua curta [*Hylaeus* (a)] e longa [*Bombus* (b)]

28(26). Clípeo protuberante, visto em perfil, produzido à frente da margem anterior do olho por mais de 1/2 da largura do olho (Fig. 92a). **29**

— Clípeo achatado ou apenas ligeiramente convexo, visto em perfil, margem anterior do olho quase paralela à margem anterior da face (Fig. 92b). **32**

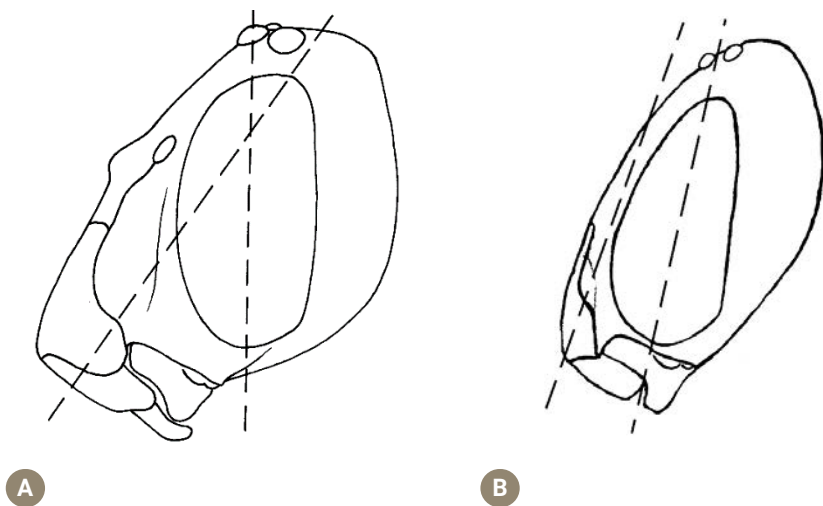


Figura 92. Vista lateral da cabeça com clípeo protuberante (a) ou não protuberante (b)

29(28). Célula marginal apicalmente pontiaguda, não divergindo da margem da asa (Fig. 93a); tergitos em grande parte glabros, com abundantes marcas claras. ***Nomada Scopoli (em parte)***

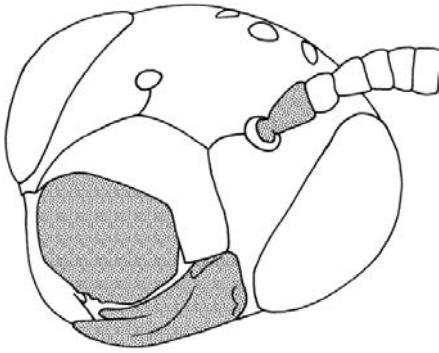
— Célula marginal arqueando apicalmente para longe da margem da asa (Fig. 93b); primeiros tergitos variavelmente avermelhados e últimos tergitos escuros, sem marcas claras, por vezes com manchas de pilosidade branco. **30**



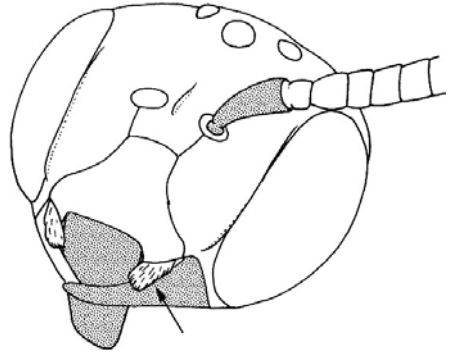
Figura 93. Asa anterior [*Nomada* (a) e *Biastes* (b)]

30(29). A1 com menos de duas vezes o comprimento da largura (Fig. 94a); mandíbula bidentada (Fig. 94a); labro mais largo que longo (Fig. 94a); margem apical do clipeo sem tufo de pelos (Fig. 94a); célula marginal pontiaguda apicalmente, com uma nervura curta projetada no centro do ápice da célula marginal (Fig. 94c). ***Biastes Panzer***

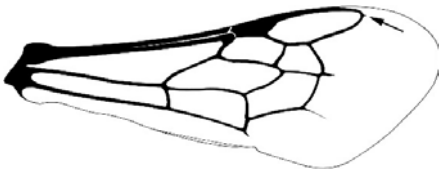
— A1 mais de duas vezes mais longo que largo (Fig. 94b); mandíbula não bidentada (Fig. 94b); labro pelo menos tão longo quanto largo (Fig. 94b); margem apical do clipeo com tufo lateral de pelo próximo à base da mandíbula (Fig. 94b); célula marginal apicalmente truncada e fortemente curvada para longe da margem anterior da asa, com a nervura ventral projetada além do ápice (Fig. 94d). **31**



A



B



C



D

Figura 94. Vista fronto-lateral da cabeça [*Biastes* (a) e *Ammobates* (b)] e asa anterior [*Biastes* (c) e *Ammobates* (d)]

31(30). Antena com 13 segmentos; escutelo convexo (Fig. 63d).

***Ammobates* Latreille**

— Antena com 12 segmentos; escutelo com dois tubérculos (Fig. 63c). ***Pasites* Jurine**

32(28). Célula marginal apicalmente truncada (Fig. 95a) e claramente separada da margem anterior da asa; duas suturas subantenas presentes (Fig. 95c). **33**

— Célula marginal apicalmente pontiaguda ou arredondada (Fig. 95b), na maioria das vezes permanecendo próxima à margem anterior da asa; uma sutura subantenal presente (Fig. 95d). **36**

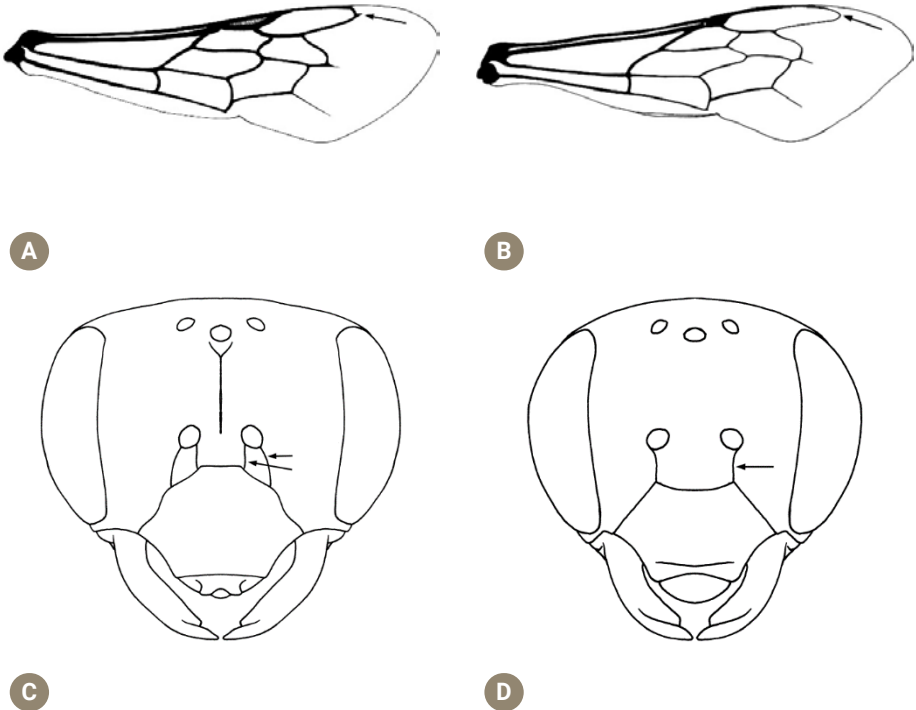
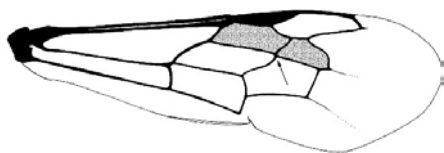


Figura 95. Asa anterior [*Panurgus* (a) e *Osmia* (b)] e vista frontal da cabeça [*Andrena* (c) e *Melitta* (d)]

33(32). Primeira célula submarginal claramente maior que a segunda (Fig. 96a); primeira nervura recorrente inter-furcal. ***Panurginus* Nylander**

— Primeira célula submarginal tão grande quanto a segunda (Fig. 96b); primeira nervura recorrente pós-furcal. **34**



A



B

Figura 96. Asa anterior [*Panurginus* (a) e *Panurgus* (b)]

34(33). Corpo sem marcas claras (Fig. 97a); clipeo negro (Fig. 97b).

***Panurgus* Panzer**

— Corpo com marcas amarelas ou brancas (Fig. 97c); clipeo amarelo ou branco (Fig. 97d). **35**



A



B



C



D

Figura 97. Vista lateral do hábito [*Panurgus* (a) e *Halopanurgus* (c)] e vista frontal da cabeça [*Panurgus* (b) e *Halopanurgus* (d)]

35(34). S7 comparativamente estreito, ligeiramente mais largo do que longo, entalhado apicalmente (Fig. 98a); genitália com gonocoxito apicalmente formado por um dente forte (Fig. 98b); face com pontuações reduzidas, finas, superficiais, não se destacando fortemente da cutícula subjacente (Fig. 98c). *Halopanurgus* Wood, Patiny & Bossert

— S7 largo, muito mais largo que longo, fortemente escavado no meio, não estreitamente entalhado (Fig. 98d); genitália com gonocoxito sem dente apical (Fig. 98e); face com pontuações profundas claras (Fig. 98f). *Flavipanurgus* Warncke



A



B



C



D



E



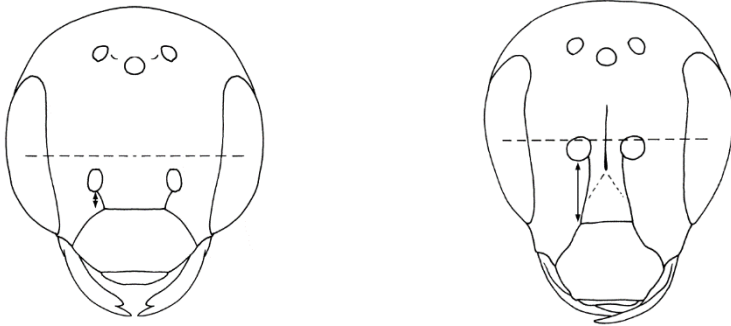
F

Figura 98. S7, vista dorsal da genitália e vista frontal da cabeça [*Halopanurgus* (a, b e c) e *Flavipanurgus* (d, e e f)]

36(32). Cavidades antenais claramente abaixo do meio do comprimento da face, representadas pela linha imaginária que liga os pontos médios de ambos os olhos, muito frequentemente separadas do clipeo por uma distância menor ou igual ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 99a); e clipeo no máximo ligeiramente mais comprido do que o labro.

***Dufourea* Lepeletier**

— Cavidades antenais na parte central da face, atravessadas ou adjacentes à linha imaginária que liga os pontos médios dos olhos, sempre separada do clipeo por uma distância superior ao diâmetro da cavidade antenal (Fig. 99b); ou clipeo claramente mais comprido do que o labro. **53**



A

B

Figura 99. Vista frontal da cabeça [*Rophites* (a) e *Halictus* (b)]

37(36). Tíbia 3 com placa basitibial em forma de meio disco (Fig. 100a). **38**

— Tíbia 3 sem placa basitibial ou placa reduzida a um pequeno dente (Fig. 100b). **39**

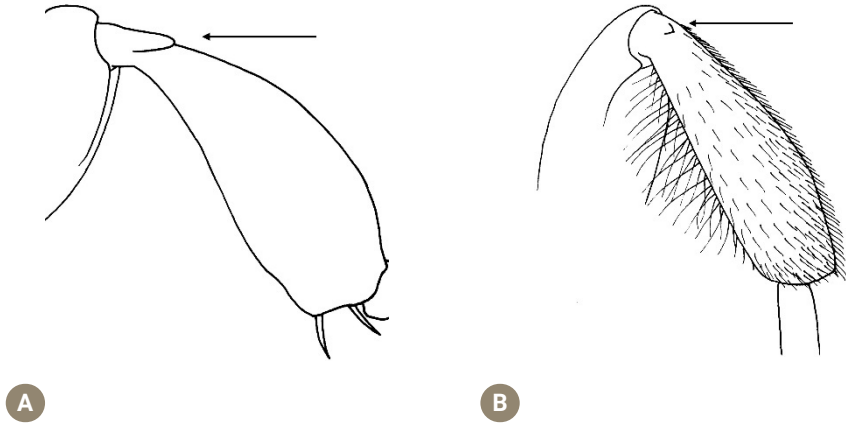


Figura 100. Vista lateral da tibia 3 [*Macropis* (a) e *Litburgus* (b)]

38(37). Clípeo amarelo; pata 3 com o fêmur e a tibia fortemente dilatados (Fig. 101a); T7 com placa pigidial. ***Macropis* Panzer**

— Clípeo negro; pata 3 simples, tibia e fêmur não dilatados (Fig. 101b); T7 sem placa pigidial. ***Andrena* Fabricius (em parte)**

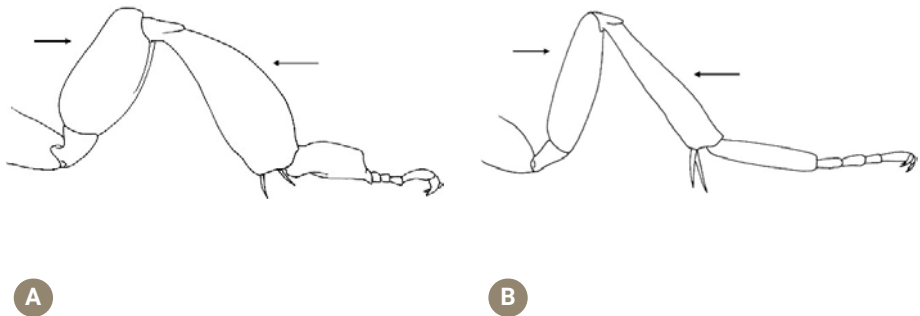


Figura 101. Vista lateral da pata 3 [*Macropis* (a) e *Andrena* (b)]

39(37). Basitarso 3 com pilosidade dorsal pelo menos três vezes maior que a maior largura do basitarso (Fig. 102a); língua relativamente curta com segmentos do palpo labial de comprimento sub-igual (Fig. 102c); mandíbula bidentada. ***Dasyпода* Latreille**

— Basitarso 3 com pilosidade dorsal curta, nunca mais de duas vezes maior que a maior largura do basitarso (Fig. 102b); língua relativamente longa com os dois últimos segmentos do palpo labial muito reduzidos (Fig. 102d); mandíbula na maioria das vezes com pelo menos três dentes (exceto espécies parasitas). 40

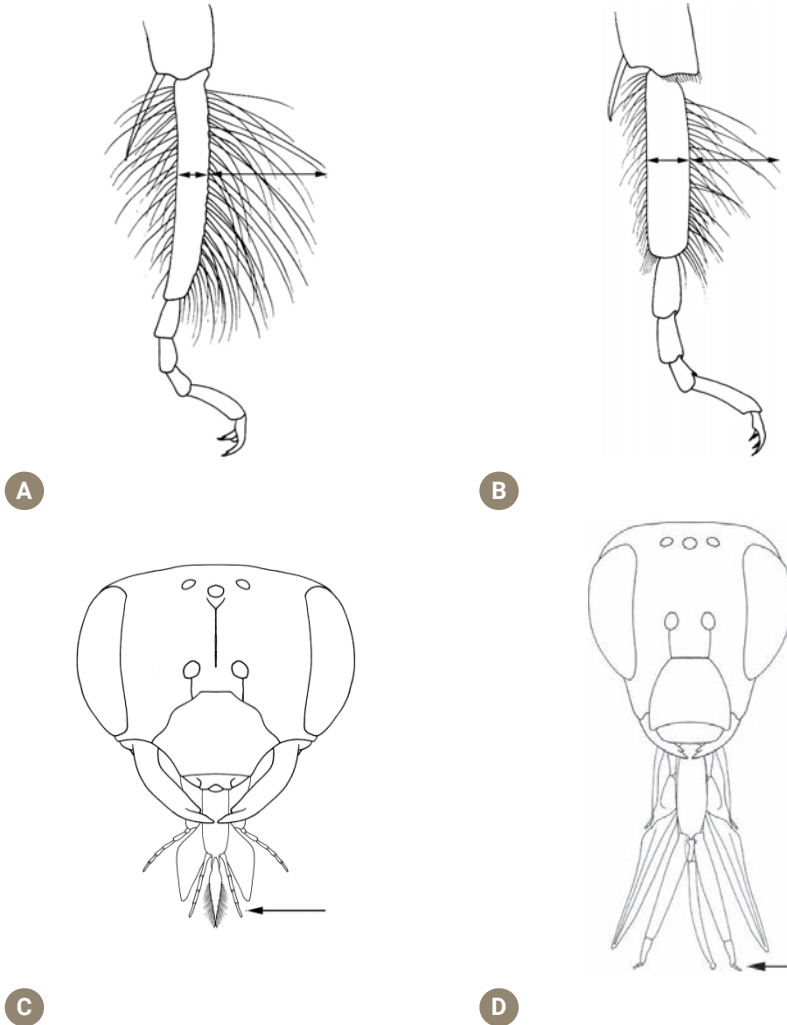


Figura 102. Basitarso 3 [*Dasygoda* (a) e *Osmia* (b)] e vista frontal da cabeça com língua estendida [curta (c) e longa (d)]

40(39). Tíbia 3 com placa basitibial reduzida a um pequeno dente (Fig. 103a); T7 com placa pigidial semelhante a um dente, delgada e aguda (Fig. 103b); mandíbula tridentada, dentes de comprimento sub-igual, dente central mais desenvolvido (Fig. 103c). ***Lithurgus Latreille***

— Tíbia 3 sem placa basitibial; T7 sem placa pigidial, apicalmente arredondado, entalhado ou com um ou vários dentes; mandíbula com vários dentes, com o dente apical mais comprido do que os outros. **41**

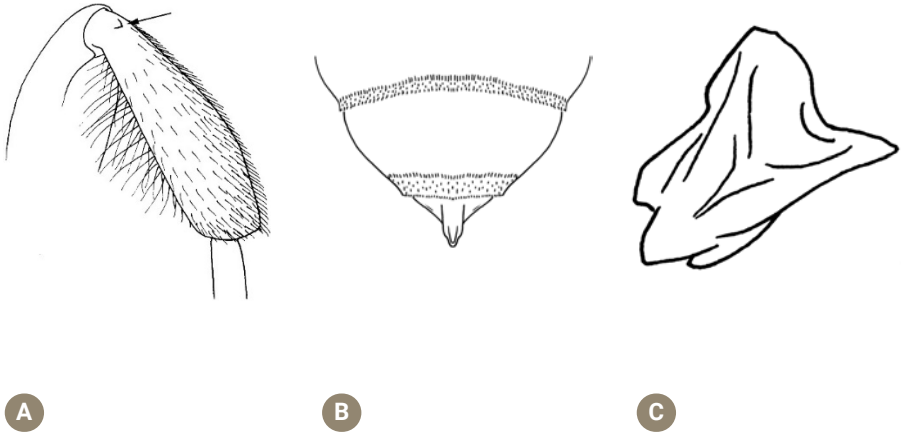


Figura 103. Tíbia 3 (a), vista dorsal de T6-7 (b) e mandíbula (c) de *Lithurgus*

41(40). Metassoma negro ou castanho, ou geralmente coberto de faixas ou manchas amarelas; segunda nervura recorrente claramente pós-furcal (Fig. 104a) ou inter-furcal (Fig. 104b); se pré-furcal então o metassoma apresenta marcas amarelas. **42**

— Metassoma negro ou castanho, por vezes vermelho ou com reflexos metálicos; segunda nervura recorrente frequentemente claramente pré-furcal (Fig. 104c), por vezes ligeiramente pré-furcal (Fig. 104d). **49**

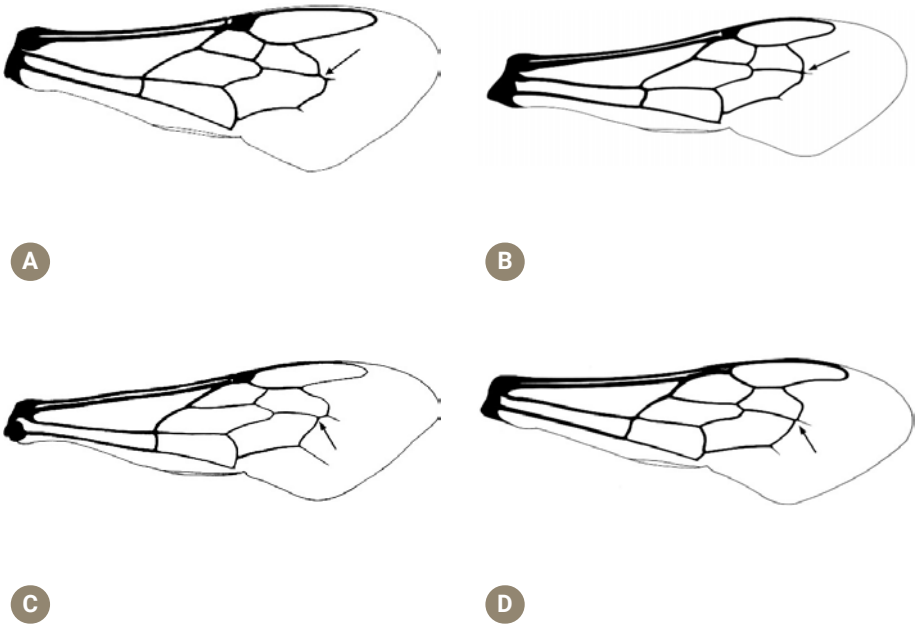


Figura 104. Asa anterior [*Stelis* (a), *Trachusa* (b), *Osmia* (c) e *Megachile* (d)]

42(41). Arólio ausente entre as garras do tarso apical (Fig. 105a) ou reduzido a um pequeno pelo afilado. **43**

— Arólio presente entre as garras do tarso apical, por vezes extremamente pequeno, mas sempre visível e apicalmente arredondado (Fig. 105b). **46**

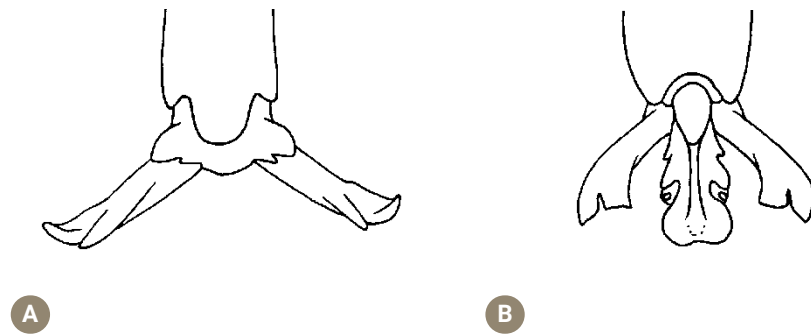
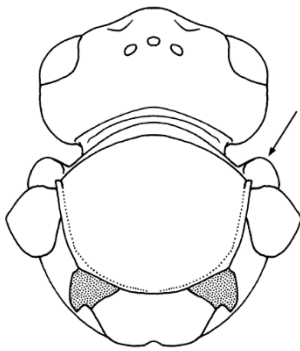


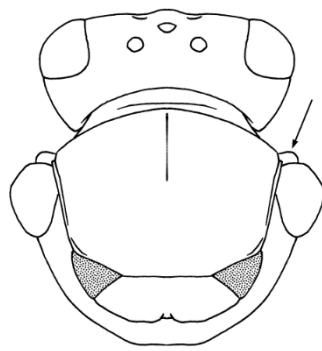
Figura 105. Ápice da pata 2 sem (a) ou com (b) arólio

43(42). Axila pontiaguda posteriormente, às vezes com um dente pontiagudo (Fig. 106a); ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) lamelar; lóbulo pronotal com uma lamela larga e translúcida fortemente produzida (Fig. 106a); gena com uma crista pré-occipital inferior conspícua que se eleva da articulação mandibular (Fig. 38c); clípeo no máximo 1,5 vezes mais largo apicalmente do que basalmente (Fig. 106c). ***Icteranthidium Michener***

— Axila arredondada de forma regular (Fig. 106b), às vezes separada do escutelo por um entalhe muito fraco; lóbulo pronotal frequentemente com crista, mas apenas raramente elevado como uma lamela translúcida (como em *Pseudoanthidium* subgênero *Pseudoanthidium* e subgênero *Royanthidium*); crista pré-occipital inferior geralmente ausente, se presente não atinge a articulação mandibular (Fig. 38d); clípeo cerca de duas vezes mais largo apicalmente do que basalmente (Fig. 106d) exceto em *Pseudoanthidium*, subgênero *Royanthidium* (1,5 vezes mais largo). **44**



A



B

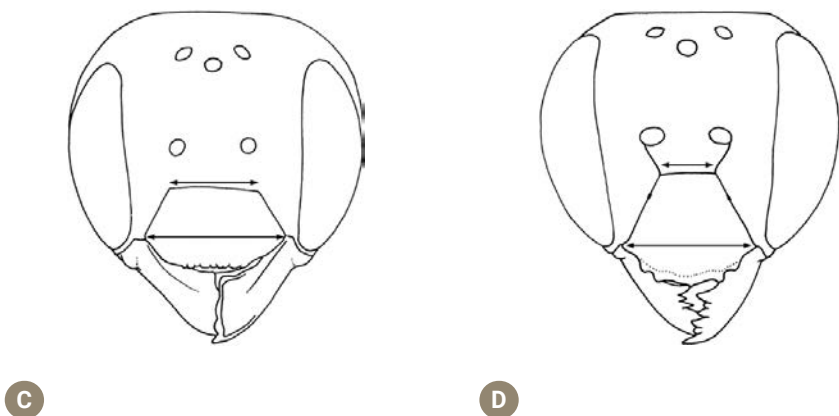


Figura 106. Vista dorsal do mesossoma e cabeça [*Icteranthidium* (a) e *Anthidium* (b)] e vista frontal da cabeça [*Icteranthidium* (c) e *Anthidium* (d)]

44(43). Asa anterior frequentemente maior que 8 mm, se for menor, o clípeo tem as margens basal e lateral oblíquas ou quase, delineando um ângulo pronunciado (Fig. 107a); suturas subantenas retas e paralelas ou oblíquas, convergindo para o clípeo (Fig. 107a); escutelo com margem posterior pouco acima do metanoto (Fig. 107c); propódeo raramente com pequenas superfícies sem pontuações, lisas e brilhantes, mas sim mate ou mais densamente pontuada; T7 normalmente com pelo menos três dentes apicais fortes; dente central às vezes muito reduzido; dentes laterais às vezes transformados em lóbulos (Fig. 107e); pelo menos T6, e às vezes os anteriores, com dente lateral (Fig. 107e). ***Anthidium* Fabricius**

— Asa anterior nunca maior que 8 mm; clípeo com margem basal convexa e margens laterais curvadas para cima, não formando nenhum ângulo pronunciado (Fig. 107b); suturas subantenas curvadas, lateralmente convexas (Fig. 107b); escutelo com a margem posterior produzida posteriormente, ultrapassando o metanoto e o propódeo (Fig. 107d); propódeo sempre sem pontuações, liso e brilhante; T7 arredondado (Fig. 107f), com um entalhe apical (Fig. 107g) ou com quatro dentes apicais muito pequenos. **45**

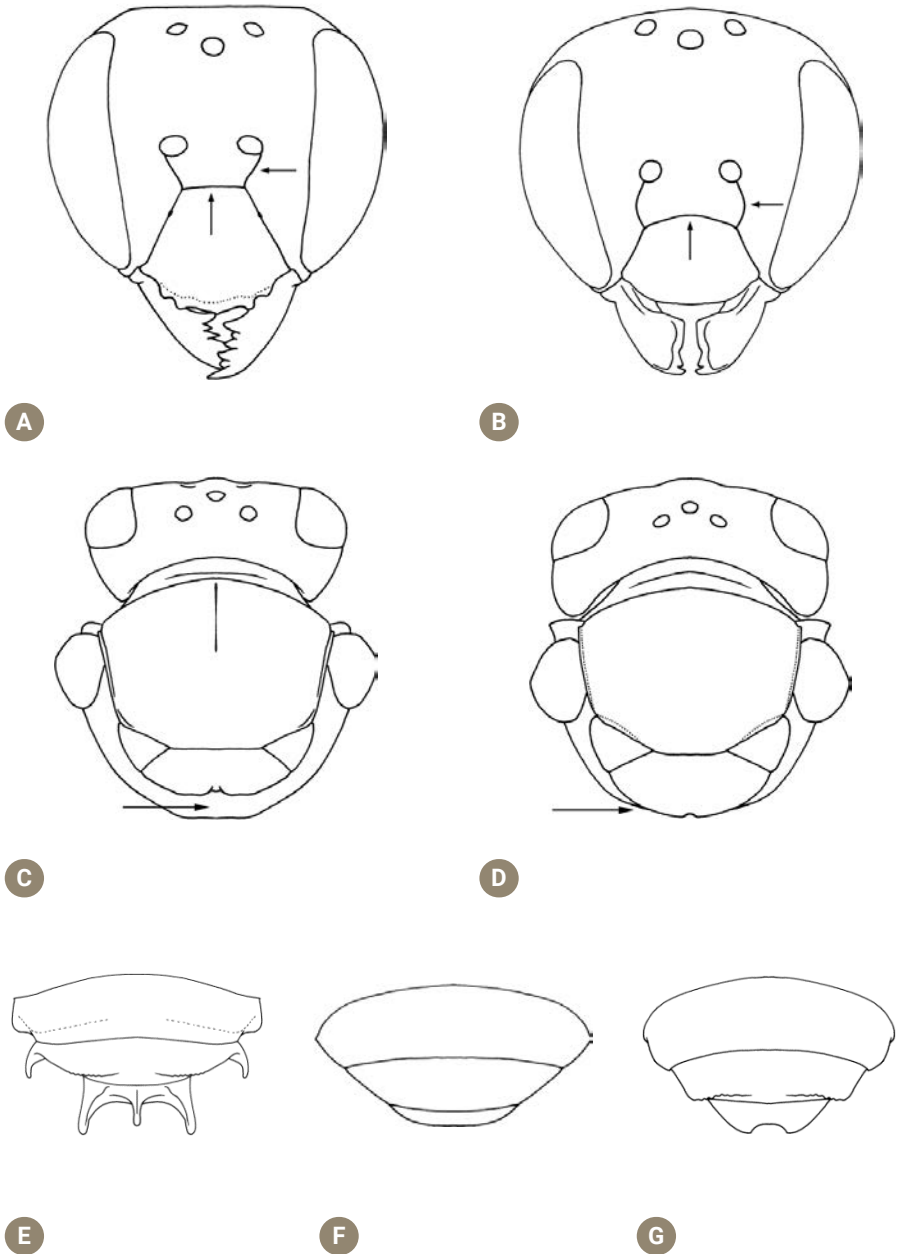


Figura 107. Vista frontal da cabeça [*Anthidium* (a) e *Anthidiellum* (b)], vista dorsal do mesossoma [*Anthidium* (c) e *Afranthidium* (d)], e do ápice do metassoma [*Anthidium* (e), *Pseudoanthidium* subgênero *Royanthidium* (f), *Pseudoanthidium* subgênero *Pseudoanthidium* (g)]

45(44). Tergitos uniformemente pontuados ou com as margens posteriores sem pontuações distintas e grandes (Fig. 40a); T6 simples, sem dente lateral; T7 com margem apical simplesmente arredondada (Fig. 107f) ou profundamente entalhada (Fig. 107g); escutelo com margem posterior mais fortemente emarginada. ***Pseudoanthidium* Friese**

— Tergitos inteiramente pontuados com as margens posteriores deprimidas e mais finamente pontuadas do que os discos (Fig. 40b); T6 com dente lateral; T7 com a margem apical ligeiramente emarginada no meio ou com quatro dentes pequenos; escutelo com a margem posterior arredondada de forma regular, no máximo ligeiramente entalhada.

***Afranthidium* Michener**

46(42). Pelo menos a tibia 1 com dois dentes dorso-apicais (Fig. 108a); axila frequentemente modificada, espinhosa; marcas amarelas ou avermelhadas ausentes ou fortemente reduzidas em algumas espécies.

***Stelis* Panzer**

— Tíbias com ou sem dente único dorso-apical (Fig. 108b), por vezes com dente alargado ou bífido no ápice (Fig. 108c); axila arredondada de forma regular; marcas amarelas ou avermelhadas sempre presentes e abundantes [exceto em *Trachusa byssina* (Panzer, 1798)]. **47**

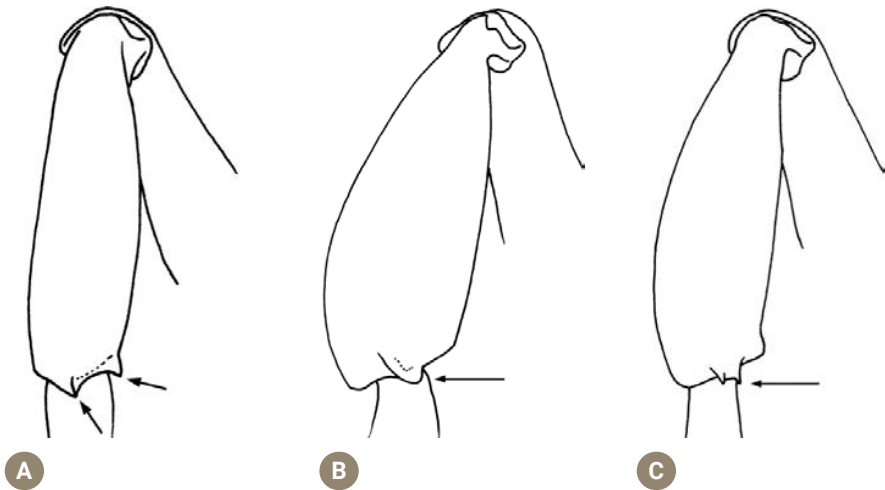


Figura 108. Vista lateral da tibia 1 [*Stelis* (a), *Trachusa* (b) e *Rhodanthidium* (c)]

47(46). Comprimento do corpo com menos de 8 mm; parte superior do ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) lamelada; escutelo sobrepondo-se ao metanoto e propódeo (Fig. 109a).

***Anthidiellum* Cockerell**

— Comprimento do corpo igual ou superior a 8 mm; parte superior do ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) angular ou arredondada; escutelo apenas sobre o metanoto (Fig. 109b-c). **48**

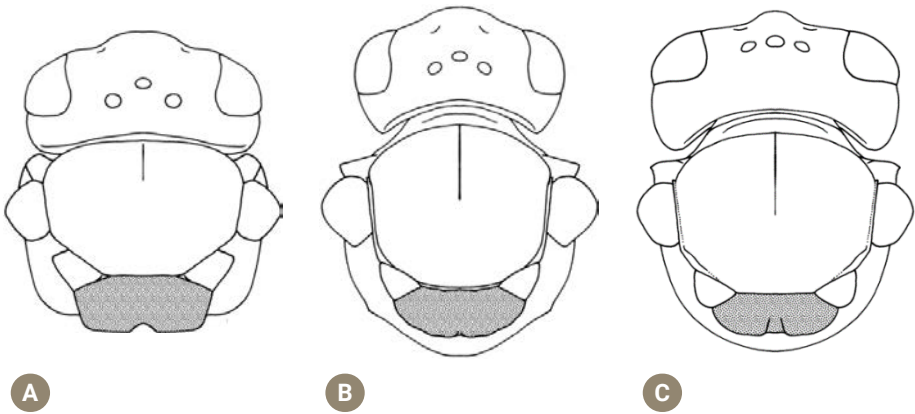


Figura 109. Vista dorsal do mesossoma [*Anthidiellum* (a), *Rhodanthidium* (b) e *Trachusa* (c)]

48(47). Tíbia 2 apicalmente dentada, com um único dente ou com dois dentes, parecendo bífida (Fig. 108c); cutícula frequentemente com marcas avermelhadas, mas por vezes amarelas; segunda nervura recorrente sempre claramente pós-furcal (Fig. 110a); T7 sempre com três dentes apicais fortes; T6 com margem apical frequentemente alargada em lóbulo truncado e sobrepondo-se ao T7. ***Rhodanthidium* Isensee**

— Tíbia 2 com processo apical dorsal arredondado (Fig. 108b); mesossoma e metassoma sem faixas ou marcas e segunda nervura recorrente inter-furcal (subgênero *Trachusa*), ou mesossoma e metassoma com marcas de cor clara e segunda nervura recorrente claramente pré-furcal (subgênero *Archianthidium*, Fig. 110b); T7 por vezes sem dente apical forte. ***Trachusa* Panzer**

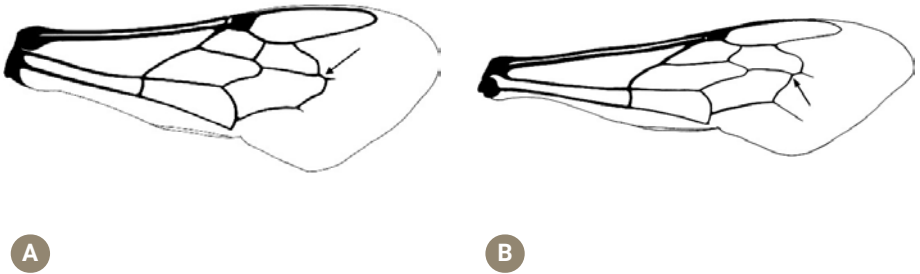


Figura 110. Asa anterior [*Stelis* (a) e *Osmia* (b)]

49(41). Arólio ausente entre as garras do tarso apical, pelo menos na pata 3 (Fig. 111a); cutícula vermelha, negra ou castanha, sem reflexo metálico. **50**

— Arólio presente entre as garras do tarso apical (Fig. 111b); cutícula por vezes com reflexos metálicos. **54**

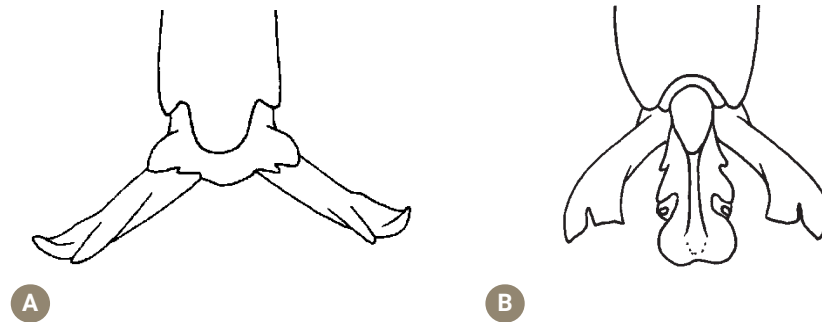


Figura 111. Ápice da pata 2 sem (a) ou com (b) arólio

50(49). Axila não modificada em dente e escutelo nunca alongado sobre o metanoto (Fig. 112a); mandíbula larga, com pelo menos três dentes ou com margem apical dentada larga (Fig. 112c). ***Megachile* Latreille**

— Axila modificada em dente (Fig. 112b) ou escutelo modificado, alongado posteriormente e ultrapassando o metanoto (Fig. 114a) ou com dois dentes laterais (Fig. 114b); mandíbula mais frequentemente com um dente ou bidentada, raramente tridentada. **51**

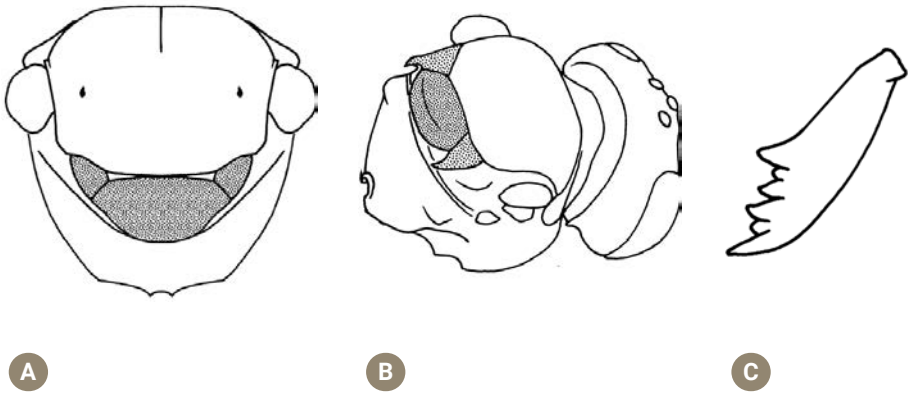


Figura 112. Vista dorsal do mesossoma [*Megachile* (a) e *Coelioxys* (b)] e mandíbula [*Megachile* (c)]

51(50). Axila modificada, em espinha (Fig. 113a); T7 com 4 a 8 dentes apicais (Fig. 113b); metanoto arredondado de forma regular (Fig. 113a); olho esparsamente, mas distintamente piloso. ***Coelioxys* Latreille**

— Axila não modificada (Fig. 114a-b); T7 com no máximo dois dentes; metanoto frequentemente modificado (exceto em *Ensliniana*), com espinho médio, proeminência média ou lamela ereta (Fig. 114a); olho glabro. **52**

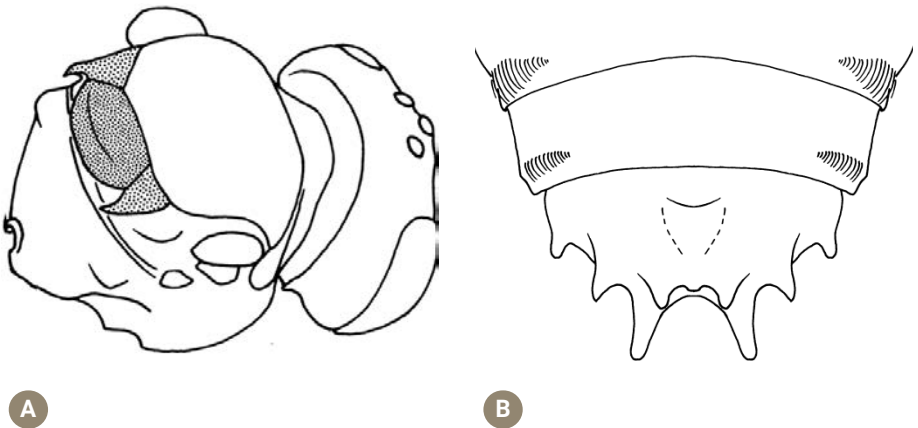


Figura 113. Vista dorso-lateral da cabeça e mesossoma [*Coelioxys* (a)] e vista dorsal de T7 [*Coelioxys* (b)]

52(51). Escutelo com a margem posterior arredondada, alongado, sobrepondo-se ao metanoto (Fig. 114a). ***Ensliniana* Alfken**

— Escutelo com a margem posterior lateralmente formada por dois dentes postero-apicais bem visíveis, não ultrapassando o metanoto (Fig. 114b). **53**

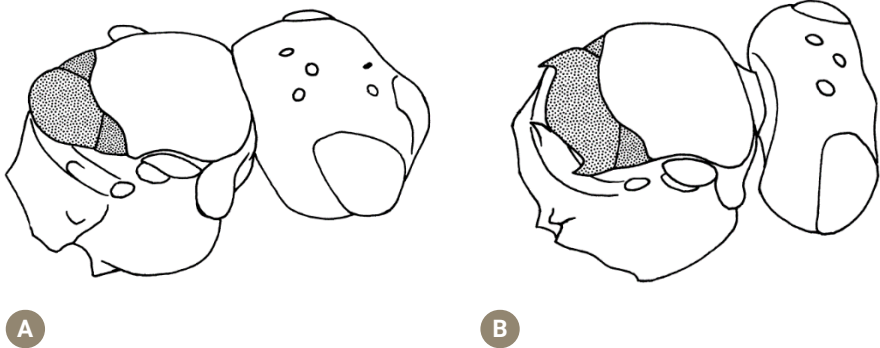


Figura 114. Vista dorso-lateral da cabeça e mesossoma [*Ensliniana* (a) e *Dioxys* (b)]

53(52). Labro sem crista basal transversal (Fig. 115a); coxa 1 com superfície anterior arredondada de forma regular. ***Dioxys* Lepeletier & Serville**

— Labro com crista basal transversal visível entre as mandíbulas fechadas e o clipeo (Fig. 115b); coxa 1 com a face interna modificada em dente ligeiramente saliente. ***Aglaopis* Cameron**



Figura 115. Vista fronto-lateral da extremidade da cabeça e do labro [*Dioxys* (a) e *Aglaopis* (b)]

54(49). Axilas modificadas, espinhosas (Fig. 116a-b). **55**

— Axilas arredondadas de forma regular (Fig. 116c-d). **56**

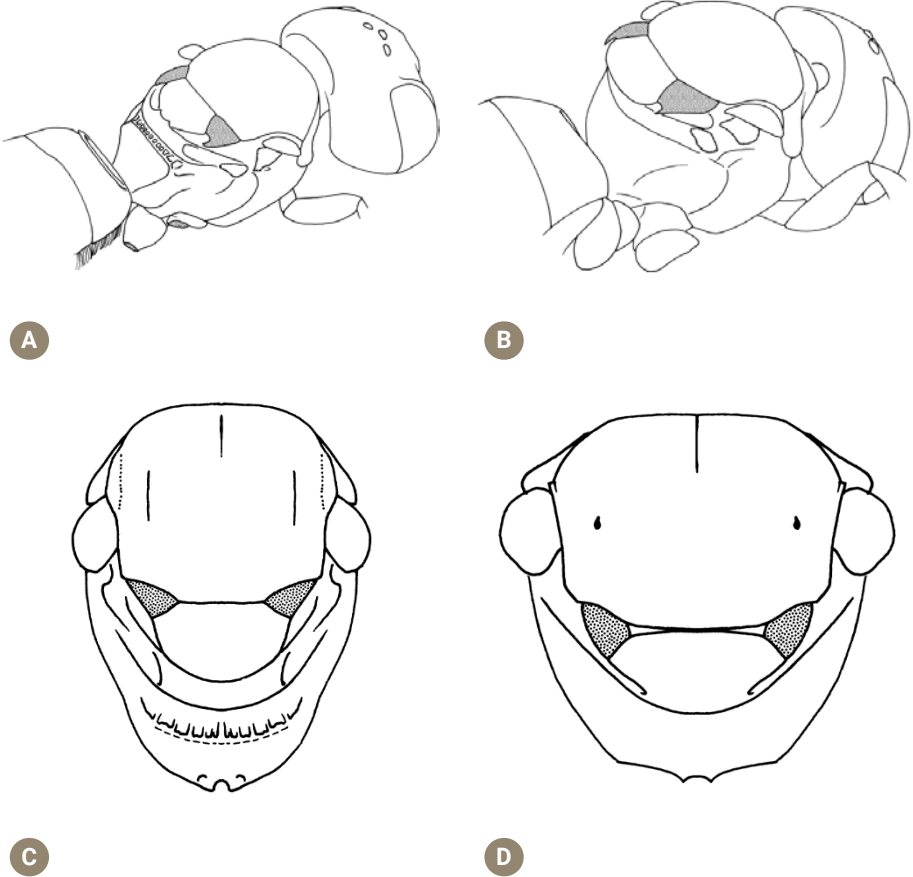


Figura 116. Vista dorso-lateral do corpo [*Heriades* (a) e *Osmia* (b)] e vista dorsal do mesossoma [*Chelostoma* (c) e *Osmia* (d)]

55(54). T7 ligeiramente acastanhado, completamente escondido pelo T6; T1 com forte crista transversal entre a face horizontal e vertical (Fig. 117a); propódeo basal com área horizontal conspícua, constituída por série transversal de fossas delimitadas por cristas; escutelo não produzido posteriormente (Fig. 117a). ***Heriades* Spinola (em parte)**

— T7 normalmente negro, às vezes pequeno, mas nunca completamente escondido pelo T6; T1 sem crista, arredondado e inclinado apicalmente, ou com crista pouco visível (Fig. 117b); propódeo basal inclinado ou vertical, sem área distinta delimitada por crista; escutelo sobrepondo-se ao metanoto e ao propódeo (Fig. 117b). ***Osmia* Panzer (subgénero *Hoplosmia*)**

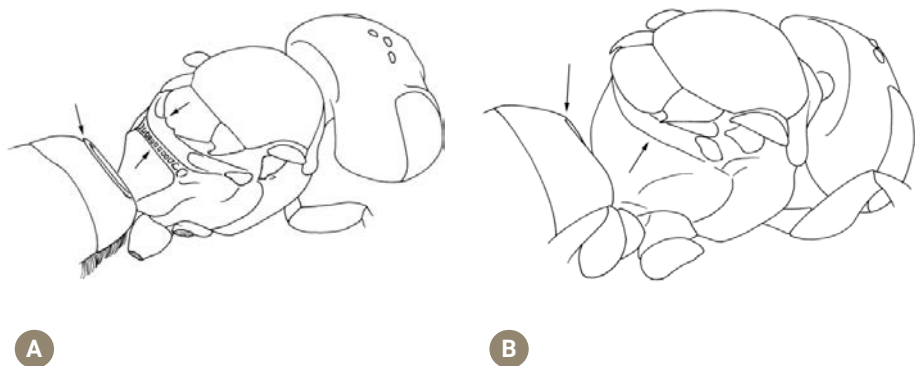


Figura 117. Vista dorso-lateral do corpo [*Heriades* (a) e *Osmia* (b)]

56(54). T7 ligeiramente acastanhado, completamente escondido pelo T6, dando a entender que tem apenas 6 tergitos. **57**

— T7 normalmente negro, por vezes pequeno, mas nunca completamente escondido pelo T6. **58**

57(56). T1 com uma forte crista transversal entre a parte horizontal e vertical (Fig. 118a); propódeo basal com uma área horizontal conspícua constituída por uma série transversal de fossas divididas por cristas (Fig. 117a). ***Heriades* Spinola (em parte)**

— T1 sem crista, ou arredondado e inclinado, ou com uma crista transversal fraca e pouco visível (Fig. 118b); propódeo basal inclinado e sem crista posteriormente (Fig. 117b). ***Protosmia* Ducke**



A



B

Figura 118. Vista dorsal do propódeo e metassoma [*Heriades* (a) e *Protosmia* (b)]

58(56). Corpo alongado e delgado, escuto tão longo quanto a distância intertegular ou mais longo; propódeo basal frequentemente tão longo quanto o metanoto (Fig. 119a); metassoma cilíndrico; terceiro segmento do palpo labial no mesmo eixo dos dois primeiros segmentos, quarto segmento saliente lateralmente. ***Chelostoma* Latreille**

— Corpo frequentemente mais curto, escuto frequentemente mais curto do que a distância intertegular; propódeo basal frequentemente mais curto que o metanoto (Fig. 119b); metassoma oval; terceiro e quarto segmentos do palpo labial salientes lateralmente. **59**

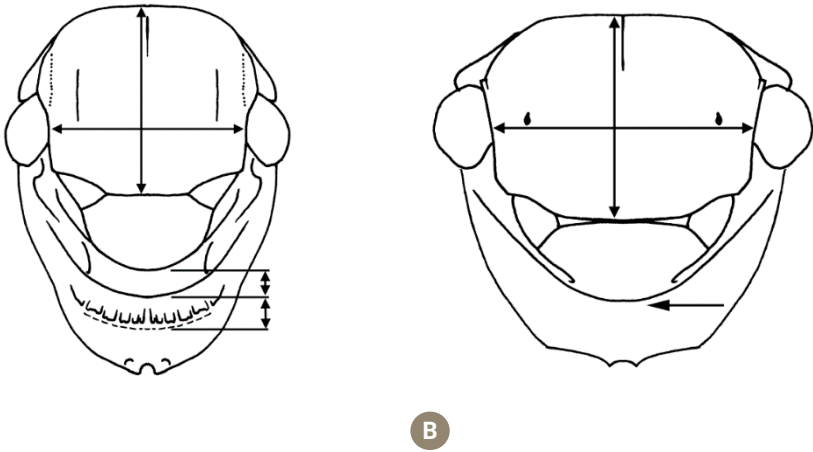


Figura 119. Vista dorsal do mesossoma [*Chelostoma* (a) e *Osmia* (b)]

59(58). Linhas parapsidais ausentes ou punctiformes, raramente mais longas do que duas pontuações do escuto (Fig. 120b); cutícula frequentemente com reflexos metálicos; T6 na maioria dos casos sem dente lateral (Fig. 120c); S6 sem abas basais. Se não concordar com os três primeiros caracteres diagnósticos (*Allosmia* tem cutícula negra com linhas parapsidais lineares ou *Helicosmia* com T6 dentado), então sem abas basais no S6. ***Osmia* Panzer (em parte)**

— Linhas parapsidais lineares, pelo menos tão longas quanto quatro pontuações do escuto (Fig. 120a); cutícula sem reflexos metálicos; T6 na maioria dos casos com dentes laterais (Fig. 120d); S6 na maioria dos casos com abas basais. Se o T6 é dentado (*Stenosmia*), então o estigma é tão longo quanto a metade do comprimento da célula marginal, e a metade inferior do ângulo entre a parte anterior e lateral da mesopleura (*omaulus*) tem uma crista. ***Hoplitis* Klug**

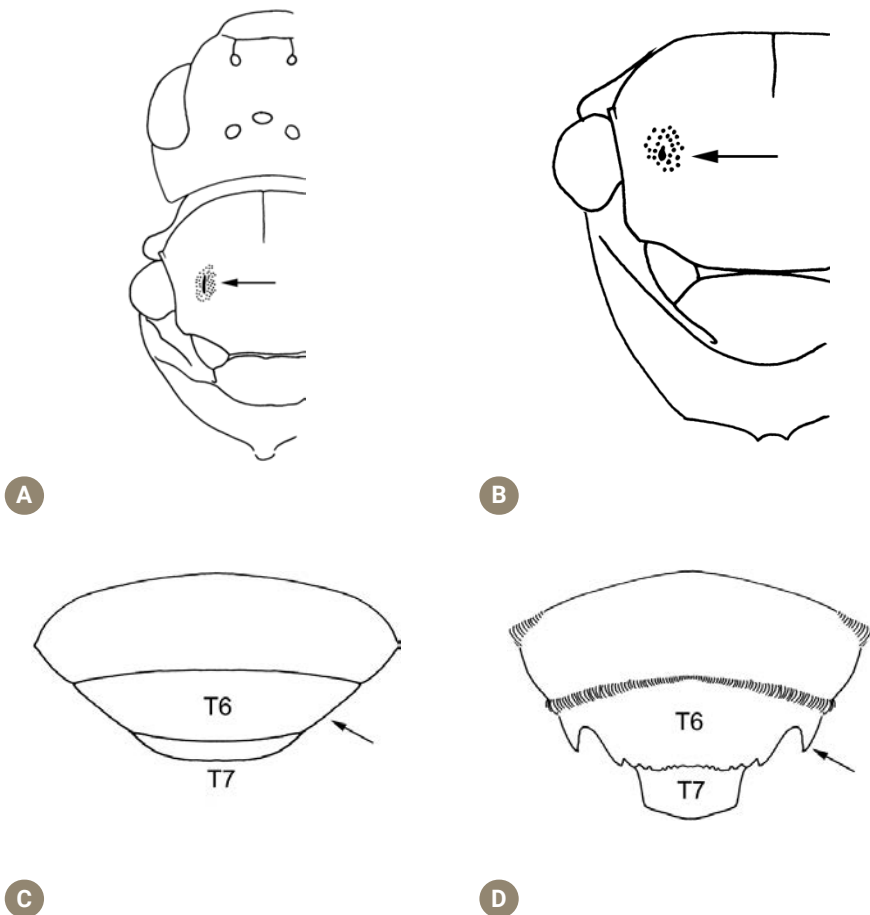


Figura 120. Vista dorsal do mesossoma [*Hoplitis* (a) e *Osmia* (b)]; vista dorsal de T6-7 [*Pseudoanthidium* (c) e *Hoplitis* (d)]

(Página deixada propositadamente em branco)

REFERÊNCIAS

- Alfken JD (1927). Über einige Arten der *Anthophora quadrifasciata*-Gruppe (Hym.). *Entomologische Mitteilungen* 16: 120–122.
- Amiet F (1996). Fauna Helvetica. Apidae 1 (*Apis*, *Bombus* und *Psithyrus*). Schweizerische Entomologische Gesellschaft, Neuchâtel, 98 pp.
- Amiet F, Müller A, Neumeyer R (1999). Fauna Helvetica. Apidae 2 (*Colletes*, *Dufourea*, *Hylaeus*, *Nomia*, *Nomioides*, *Rhobbitoides*, *Rophites*, *Sphecodes*, *Systropha*). Schweizerische Entomologische Gesellschaft, Neuchâtel, 219 pp.
- Amiet F, Herrmann M, Müller A, Neumeyer R (2001). Fauna Helvetica. Apidae 3 (*Lasioglossum*, *Halictus*). Schweizerische Entomologische Gesellschaft, Neuchâtel, 208 pp.
- Amiet F, Herrmann M, Müller A, Neumeyer R (2004). Fauna Helvetica. Apidae 4 (*Anthidium*, *Cbelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*). Schweizerische Entomologische Gesellschaft, Neuchâtel, 273 pp.
- Amiet F, Herrmann M, Müller A, Neumeyer R (2007). Fauna Helvetica. Apidae 5 (*Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasyglossa*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*). Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.
- Ariana A, Scheuchl E, Tadauchi O, Gusenleitner F (2009). A taxonomic revision of the subgénero *Andrena* (*Brachyandrena*) (Hymenoptera: Andrenidae). *Zootaxa* (2281): 21–39.
- Ascher JS, Pickering J (2022). Discover Life bee species guide and world checklist (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). http://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Apoidea_species
- Astafurova Y, Proshchalykin, MY (2017). Family Halictidae. In: Belokobylskij, S.A. & Lelej, A.S. (Eds) Annotated catalogue of the Hymenoptera of Russia. Volume I. Symphyta and Apocrita: Aculeata. *Proceedings of the Zoological Institute RAS*, Supplement 6, 475 pp. [277–292].
- Aubert M (2020). Proposition de clé d'identification des Eucerini (Hymenoptera: Anthophila) de France continentale – version provisoire. Observatoire des Abeilles, Flines-lez-Raches, 45 pp.
- Baker DB (2002). On Palaearctic and Oriental species of the genera *Pseudapis* W.F. Kirby, 1900, and *Nomiapis* Cockerell, 1919. *Beiträge zur Entomologie* 52 (1): 1–83.
- Baldock DW, Wood TJ, Cross I, Smit J (2018) The Bees of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Entomofauna*. Supplement 22: 1-167.

- Beaumont J De (1939). Les *Crocisca* de la fauna française (Hym., Apidae). *Annales de la Société entomologique de France* 108: 161–171.
- Biesmeijer JC, Roberts SPM, Reemer M, Ohlemüller R, Edwards M, Peeters T, Schaffers AP, Potts SG, Kleukers R, Thomas CD, *et al.* (2006). Parallel Declines in Pollinators and Insect-Pollinated Plants in Britain and the Netherlands. *Science* 313: 351–354.
- Blüthgen P (1924). Contribucion al conocimiento de las especies españolas de '*Halictus*' (Hymenoptera Apidae). *Memorias de la Real Sociedad Española de Historia Natural* 11 (9): 332–544.
- Bogusch P, Hadrava J (2018). European bees of the genera *Epeolus* Latreille, 1802 and *Triepeolus* Robertson, 1901 (Hymenoptera: Apidae: Nomadinae: Epeolini): taxonomy, identification key, distribution, and ecology. *Zootaxa* 4437 (1), 1–60.
- Bogusch P, Straka J (2012). Review and identification of the cuckoo bees of central Europe (Hymenoptera: Halictidae: *Sphecodes*). *Zootaxa* 3311: 1–41.
- Bogusch P (2023). European cuckoo bees of the tribe Dioxyini (Hymenoptera, Megachilidae): distribution, annotated checklist and identification key. *Journal of Hymenoptera Research* 96: 599–628.
- Bortolotti L, Luthi F, Flaminio S, Bogo G, Sgolastra F (2018). First record of the Asiatic bee *Megachile disjunctiformis* in Europe. *Bulletin of Insectology* 71 (1): 143–149.
- Bossert S, Wood TJ, Patiny S, Michez D, Almeida EAB, Minckley RL, Packer L, Neff JL, Copeland RS, Straka J, *et al.* (2022). Phylogeny, biogeography and diversification of the mining bee family Andrenidae. *Systematic Entomology* 47: 283–302.
- Brooks RW (1988). Systematics and phylogeny of the anthophorine bees. *University of Kansas Science Bulletin* 53: 436–575.
- Celary W (1995). *Nomadini (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae) of Poland*. Monografie fauny Polski 20, 281 pp.
- Cross I, Notton DG (2017). Small-Headed Resin Bee, *Heriades rubicola*, new to Britain (Hymenoptera: Megachilidae). *British Journal of Entomology & Natural History* 30: 1–6.
- Cross I (2023). A new species of *Hoplitis (Stenosmia)* from southern Iberia (Hymenoptera: Megachilidae). *Entomologist's Monthly Magazine* 159: 79–86.
- Dathe HH (1980). Die Arten der Gattung *Hylaeus* F. in Europa (Hymenoptera: Apoidea, Colletidae). *Mitteilungen aus dem zoologischen Museum* 56(2): 207–294.
- Dorchin A, López-Urbe MM, Praz CJ, Griswold T, Danforth BN (2018). Phylogeny, new generic-level classification, and historical biogeography of the *Eucera* complex (Hymenoptera: Apidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 119: 81–92.
- Duchenne F, Thébault E, Michez D, Gérard M, Devaux C, Rasmont P, Vereecken NJ, Fontaine C (2020). Long-term effects of global change on occupancy and flight period of wild bees in Belgium. *Global Change Biology* 26: 6753–6766.
- Ebmer AW (1969). Die Bienen des Genus *Halictus* Latr. s.l. im Grosraum von Linz (Hymenoptera Apidae). Systematik, Biogeographie, Ökologie und Biologie mit Berücksichtigung aller bisher aus Mitteleuropa bekannten Arten. Teile I-III. *Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz* 1969: 133–183.
- Ebmer AW (1970). Die Bienen des Genus *Halictus* Latr. s.l. im Grossraum von Linz (Hymenoptera, Apidae). (Teil II. *Lasioglossum (Lasioglossum)* Curt.). *Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz* 1970: 19–82.
- Ebmer AW (1971). Die Bienen des Genus *Halictus* Latr. s.l. im Grossraum von Linz (Hymenoptera, Apidae). *Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz* 1971: 63–156.

- Ebmer AW (1993). Die westpaläarktischen Arten der Gattung *Dufourea* Lepeletier 1841 mit illustrierten Bestimmungstabellen (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Rophitinae). *Dritter Nachtrag. Linzer biologische Beiträge* 25 (1): 15–42.
- Ebmer AW (1988). Die europäischen Arten der Gattungen *Halictus* LATREILLE 1804 und *Lasioglossum* CURTIS 1833 mit illustrierten Bestimmungstabellen (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae). 2 – Die Untergattung *Seladonia* ROBERTSON 1918. — *Senckenbergiana Biologica* 68 (4-6): 323–375.
- Engel MS (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.
- Falk SJ, Lewington R (2015). Field guide to the bees of Great Britain and Ireland. Bloomsbury Wildlife.
- Ferrari RR, Onuferko TM, Monckton SK, Packer L (2020). The evolutionary history of the cellophane bee genus *Colletes* Latreille (Hymenoptera: Colletidae): Molecular phylogeny, biogeography and implications for a global infrageneric classification. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 146, 106750.
- Friese H (1897). Die Bienen Europa's (Apidae europaeae) nach ihren Gattungen, Arten und Varietäten auf vergleichendmorphologisch-biologischer Grundlage. Theil III: Solitäre Apiden Genus *Podalirius*. R. Friedländer, Berlin, 316pp.
- Garibaldi *et al.* (2013). Wild pollinators enhance fruit set of crops regardless of honey bee abundance. *Science* 339 (6127): 1608–1611.
- Garnett ST, Christidis L (2017). Taxonomy anarchy hampers conservation. *Nature* 546: 25–27. doi: 10.1038/546025a
- Gaspar H, Wood TJ, Siopa C, Lopes S, Loureiro J & Castro S (2022). New regional contributions to the knowledge of the Portuguese bee fauna (Hymenoptera: Anthophila). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.)* 71 (31/12/2022): 054–062.
- Gaspar H, Wood TJ, Siopa C, Tavares D, Loureiro J & Castro S (2023). New contributions to the Portuguese bee fauna (Hymenoptera: Anthophila), with captures from recent pollination ecology studies. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.)* 72 (30/06/2022): 199–211.
- Ghisbain G, Martinet B, Wood TJ, Przybyla K, Cejas DM, Gérard M, Rasmont P, Monfared A, Valterová I, Michez D (2021). A worthy conservation target? Revising the status of the rarest bumblebee of Europe. *Insect Conservation and Diversity* 14 (5): 661–674.
- Ghisbain G & Rosa P, *et al.* (2023) The new annotated checklist of the wild bees of Europe (Hymenoptera: Anthophila). *Zootaxa* 5327 (1): 001-147.
- Herrero Hernández J, Pérez-Iñigo M (1982). Las abejas de España: El género *Anthophora* (Hymn. Apoidea). *Claves para la identificación de la fauna española*, 33.
- Herrero Hernández J, Pérez-Iñigo M (1985). Las especies españolas del género *Anthophora* (Hym., Apoidea). *Eos*, 61:107–145.
- Kasperek M (2015). The cuckoo bees of the genus *Stelis* Panzer, 1806 in Europe, North Africa and the Middle East, a review and identification guide. *Entomofauna*, suppl. 18: 1–114.
- Kasperek M (2017). Resin bees of the anthidiine genus *Trachusa*, identification, taxonomy and biology of the Old World species. *Entomofauna*, suppl. 21: 1–152.
- Kasperek M (2019). Bees in the genus *Rhodanthidium*: A Review and Identification Guide. 135. *Entomofauna*, suppl. 24: 1–135.

- LeBuhn G, Vargas Luna J (2021). Pollinator decline: what do we know about the drivers of solitary bee declines? *Current Opinion in Insect Science* 46: 106–111. doi: 10.1016/j.cois.2021.05.004
- Lieftinck MA (1968). A review of old world species of *Thyreus* Panzer (= *Crocisa* Jurine) (Hym., Apoidea, Anthophoridae): Part 4, Palearctic species. *Zoologische Verhandelingen* 98: 1–139.
- Lieftinck M A (1980). Prodrôme to a monograph of the Palearctic species of the genus *Melecta* Latreille 1802. *Tijdschrift voor Entomologie* 123: 129–349.
- Litman JR, Fateryga AV, Griswold TL, Aubert M, Proshchalykin MY, Le Divelec R, Burrows S, Praz CJ (2021). Paraphyly and low levels of genetic divergence in morphologically distinct taxa: revision of the *Pseudoanthidium scapulare* complex of carder bees (Apoidea: Megachilidae: Anthidiini). *Zoological Journal of the Linnean Society* 195 (4): 1287–1337.
- Løke, A (1973). Studies on Scandinavian Bumble Bees (Hymenoptera, Apidae). *Norsk entomologisk Tidsskrift* 20(1): 1–218.
- Løken A (1984). Scandinavian species of the genus *Psithyrus* Lepeletier (Hymenoptera: Apidae). *Entomologica Scandinavica*, suppl. 23: 1–45.
- Matias DMS, Leventon J, Rau A-L, Borgemeister C, von Wehrden H (2017). A review of ecosystem service benefits from wild bees across social contexts. *Ambio* 46: 456–467.
- Michener CD (2007). The bees of the world (2nd ed). Johns Hopkins University Press.
- Michez D, Terzo M, Rasmont P (2004). Revision des espèces ouest-palearctiques du genre *Dasygaster* LATREILLE 1802 (Hymenoptera, Apoidea, Melittidae). *Linzer Biologische Beiträge* 36: 847–900.
- Michez D, Patiny S (2005). World revision of the oil-collecting bee genus *Macropis* Panzer 1809 (Hymenoptera: Apoidea: Melittidae) with a description of a new species from Laos. *Annales de la Société Entomologique de France* 41: 15–28.
- Michez D, Eardley C (2007). Monographic revision of the bee genus *Melitta* Kirby 1802 (Hymenoptera: Apoidea: Melittidae). *Annales de la Société Entomologique de France* 43: 379–440.
- Michez D, Rasmont P, Terzo M, Vereecken NJ (2019). Bees of Europe (NAP éditions).
- Mace GM (2004). The role of taxonomy in species conservation. *Philosophical Transactions of the Royal Society London B: Biological Sciences* 359: 711–719.
- Montero-Castaño A, Koch JBU, Lindsay TT, Love B, Mola JM, Newman K, Sharkey JK (2022). Pursuing best practices for minimizing wild bee captures to support biological research. *Conservation Science and Practice* 4: e12734.
- Müller A (2012). New European bee species of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa* 3355: 29–50.
- Müller A (2014a). Palearctic *Hoplitis* bees of the subgénero *Stenosmia* (Megachilidae, Osmiini): Biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 3765: 301–316.
- Müller A (2014b). Palearctic *Hoplitis* bees of the subgenera *Cblidoplitis* and *Megaboplitis* (Megachilidae, Osmiini): Biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 3765: 161–174.
- Müller A (2015a). Palearctic *Chelostoma* bees of the subgénero *Gyrodromella* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 3936: 408–420.
- Müller A (2015b). Palearctic *Hoplitis* bees of the subgénero *Platosmia* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 3936: 71–81.

- Müller A (2016). *Hoplitis (Hoplitis) galichicae* spec. nov., a new osmiine bee species from Macedonia with key to the European representatives of the *Hoplitis adunca* species group (Megachilidae, Osmiini). *Zootaxa* 4111: 167–176.
- Müller A Mauss V (2016). Palearctic *Hoplitis* bees of the subgenera *Formicapis* and *Talcua* (Megachilidae, Osmiini): Biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 4127: 105-120.
- Müller A (2020). Palearctic *Osmia* bees of the subgenera *Hemiosmia*, *Tergosmia* and *Erythrosmia* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa* 4778: 201–236.
- Nieto A, Roberts SPM, Kemp J, Rasmont P, Kuhlmann M, García Criado M, Biesmeijer J C, Bogusch P, Dathe HH, De la Rúa P, De Meulemeester T, Dehon M, Dewulf A, Ortiz-Sánchez FJ, Lhomme P, Pauly A, Potts SG, Praz C, Quaranta M, Radchenko VG, Scheuchl E, Smit J, Straka J, Terzo M, Tomozii B, Window J, Michez D (2014). European red list of bees. Publications Office of the European Union. <https://data.europa.eu/doi/10.2779/77003>
- Noskiewicz J (1936). Die paläarktischen *Colletes*-Arten. *Prace Naukowe Wydawnictwo Towarzystwa Naukowego we Lwowie* 3: 1–531.
- Ollerton J *et al.* (2011). How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos* 120: 321–326.
- Onuferko TM, Bogusch P, Ferrari RR, Packer L (2019). Phylogeny and biogeography of the cleptoparasitic bee genus *Epeolus* (Hymenoptera: Apidae) and cophylogenetic analysis with its host bee genus *Colletes* (Hymenoptera: Colletidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 141: 106603.
- Ornosa C, Torres F, Ortiz-Sánchez FJ, (2009). Claves y datos nuevos de las especies ibéricas del género *Stelis* Panzer, 1806 (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae, Anthidiini). *Graellsia* 65: 111–132.
- Orr MC, Pitts JP, Griswold T (2018). Revision of the bee group *Anthophora* (*Micranthophora*) (Hymenoptera: Apidae), with notes on potential conservation concerns and a molecular phylogeny of the genus. *Zootaxa* 4511(1): 1–193.
- Orr MC, Hughes AC, Chesters D, Pickering J, Zhu CD, Ascher JS (2021). Global patterns and drivers of bee distribution. *Current Biology* 31: 451–458.
- Ortiz-Sánchez FJ, Ornosa C, Kuhlmann M (2004). Claves de identificación para las especies ibéricas del género *Colletes* Latreille, 1802 (Hymenoptera, Colletidae). *Zoologica Baetica* 15: 3–38.
- Ortiz-Sánchez FJ, Torres F, Ornosa C (2009). Claves de identificación para las especies ibéricas del género *Coelioxys* Latreille, 1809 (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Graellsia* 65: 155–170.
- Ortiz-Sánchez FJ, Ornosa C, Torres F (2012). Especies ibéricas de nos géneros *Lithurgus* Berthold, 1827, *Creightonella* Cockerell 1908 y *Chalicodoma* Lapeletier, 1841 (Hymenoptera, Megachilidae): Claves de identificación y nuevos datos de distribución. *Graellsia* 68: 181–206.
- Osytsnjuk AZ (1978). Pereponchatokrylye pervaya chast. Apoidea Andrenidae. p. 316-369 in: Gorodkov KB (Eds) *Opredelitel' nasekomykh evropejskoj chast SSSP. Tom III*. Akademia Nauk SSSR, Leningrad, 315pp. [em russo, traduction française par R. Kut 1993 http://www.zoologie.umh.ac.be/hymenoptera/biblio/Osychnyuk_1978_Andrenidae_URSS_trad_Kut_txt_Figs_compact.pdf]
- Osytsnjuk AZ, Ponomareva AA (1978). Pereponchatokrylye pervaya chast. Apoidea Anthophoridae. p. 453-508 in: Gorodkov KB (Eds) *Opredelitel' nasekomykh evropejskoj*

- chast* SSSP. Tom III. Akademia Nauk SSSR, Leningrad, 315 pp. [em russo, traduction française par I. Cenci 1991, http://www.zoologie.umh.ac.be/hymenoptera/biblio/Cenci_1991_Osytnchuk_1978_Hymenoptera_URSS_Anthophoridae_TFE_traduction.pdf]
- Osytsnjuk AZ (2005). Andreninae of the Central and Eastern Palaearctic. Part I. Polish Entomological Society, Poznan, Bydgoszcz, 235 pp., ISSN: 1641-7445.
- Panfilov DV (1978). 7. Sem. Apidae — Apidy. pp. 508-519 in: G.S. Medvedeva (ed.) "Opredelitel' nasekomykh evropeyskoy chasti SSSR. Tom III. Pereponchatokrylye. Pervaya chast' ". "Nauka" Leningradskoe Otdelenie, Leningrad, 584 pp. [em russo]
- Patiny S (1999). Révision des Panurginae ouest-paléarctiques n'appartenant pas à la tribue des Melitturgini Michener, 1944. Partie 1: *Panurgus* Panzer, 1806 et *Camptopoeum* Spinola, 1843 (Hymenoptera, Andrenidae). *Entomofauna* 20 (19): 309-328.
- Patiny S, Ortiz-Sanchez FJ, Michez D (2005). A review of *Panurgus* (*Pachycephalopanurgus*), with the description of a new species from Spain. *Zootaxa* 1037: 37-48.
- Patiny S, Michez D (2006). Phylogenetic analysis of the *Systropha* Illiger, 1806 (Hymenoptera: Halictidae) and description of a new subgenéro. *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)* 42: 27-44.
- Pauly A, Devalez J, Sonet G, Nagy ZT, Boeve JL (2015). DNA barcoding and male genital morphology reveal five new cryptic species in the West Palearctic bee *Seladonia smaragdula* (Vachal, 1895) (Hymenoptera: Apoidea: Halictidae). *Zootaxa* 4034 (2): 257-290.
- Peeters T, Nieuwenhuijsen H, Smit J, van der Meer F, Raemakers IP, Heitmans W, Van Achterberg K, Kwak M, Loonstra AJ, De Rond J, et al. (2012). *De Nederlandse bijen (Hymenoptera: Apidae s.l.)*. – *Natuur van Nederland 11* — Nederland, Leiden, Naturalis Biodiversity Center & European Invertebrate Survey, 544pp.
- Pesenko YA, Banaszak J, Radchenko VG, Cierznia T (2000). Bees of the family Halictidae (excluding *Sphecodes*) of Poland. Bydgoszcz, 348 pp.
- Pittioni B (1939). Die Hummeln und Schmarotzerhummeln der Balkan-Halbinsel mit besonderer Berücksichtigung der Fauna Bulgariens. II: Spezieller Teil. *Mitteilungen aus den Königlichlichen Naturwissenschaftlichen Instituten in Sofia*, 12: 49-122.
- Potts SG, Imperatriz-Fonseca V, Ngo HT, Aizen MA, Biesmeijer JC, Breeze TD, Dicks LV, Garibaldi LA, Hill R, Settele J, et al. (2016). Safeguarding pollinators and their values to human well-being. *Nature* 540: 220-229. doi: 10.1038/nature20588
- Potts SG, Dauber J, Hochkirch A, Oteman B, Roy D, Ahnre K, Biesmeijer JC, Breeze T, Carvell C, Ferreira C, et al. (2021). Proposal for an EU pollinator monitoring scheme. (Publications Office).
- Praz C (2017). Subgeneric classification and biology of the leafcutter and dauber bees (genus *Megachile* Latreille) of the western Palearctic (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Journal of Hymenoptera Research* 55: 154.
- Praz C, Genoud D, Vaucher K, Bénon D, Monks J, Wood TJ (2022). Unexpected levels of cryptic diversity in European bees of the genus *Andrena* subgenus *Taeniandrena* (Hymenoptera, Andrenidae): implications for conservation. *Journal of Hymenoptera Research* 91: 375-428.
- Proshchalykin MY, Kuhlmann M (2012) The bees of the genus *Colletes* Latreille 1802 of the Ukraine, with a key to species (Hymenoptera: Apoidea: Colletidae). *Zootaxa* 3488: 1-40.
- Radchenko VG (2016). A new widespread European bee species of the genus *Dasygaster* Latreille (Hymenoptera, Apoidea). *Zootaxa* 4184: 491-504.

- Rasmont P (1984). Les Bourdons du genre *Bombus* Latreille sensu stricto in Europe Occidentale et Centrale (Hymenoptera, Apidae). *Spixiana, München* 7: 135–160.
- Rasmont P, Scholl A, de Jonghe R, Obrecht E, Adamski A (1986). Identité et variabilité des males de bumblebees du genre *Bombus* Latreille sensu stricto in Europe occidentale et central (Hymenoptera, Apidae, Bombinae). *ReProfile viewe suisse de Zoologie* 93: 661–682.
- Rasmont P (1995). Les Anthophores de France du subgénéro *Lophanthophora* Brooks with la redescription de three species au statut confus (Hymenoptera: Apoidea: Anthophorinae). *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)* 31(1): 3–20.
- Rasmont P, Devalez J, Pauly A, Michez D, Radchenko VG (2017). Addition to the checklist of IUCN European wild bees (Hymenoptera: Apoidea). *Annales de la Société Entomologique de France (n.s.)* 53: 17–32.
- Rasmont P, Ghisbain G, Terzo M (2021). Bumblebees of Europe: and neighbouring regions (NAP éditions).
- Reverté S & Milicic M, *et al.* (2023). National records of 3000 European bee and hoverfly species: A contribution to pollinator conservation. *Insect Conservation and Diversity*: 1–18.
- Saoud Z, Fontaine C, Lois G, Julliard R, Rakotoniaina I (2020). Miss-identification detection in citizen science platform for biodiversity monitoring using machine learning. *Ecological Informatics* 60: 101176.
- Scheper J, Reemer M, van Kats R, Ozinga WA, van der Linden GTJ, Schaminée JHJ, Siepel H, Kleijn D (2014). Museum specimens reveal loss of pollen host plants as key factor driving wild bee decline in The Netherlands. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 111: 17552–17557.
- Scheuchl E (2000). *Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band I : Anthophoridae*. 2. erweiterte Auflage. Eigenverlag, 158 pp.
- Scheuchl E (2006). *Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band II: Schlüssel der Arten der Familien Megachilidae und Melittidae*. Privately published, Velden, 116 pp.
- Schmid-Egger C, Scheuchl E (1997). *Illustrierte Bestimmungsschlüssel der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band III: Andrenidae*. Privately published, Velden, 180 pp.
- Smit J (2018). *Nomada of Europe. Entomofauna, monography* 3: 1–253.
- Soares A, Santos R, Monteiro E, Félix R, Antunes S, Pina S, Ramos C, Morais R, Penado A, Garcia-Pereira P (2022). Two new bee species (Hymenoptera, Anthophila) recorded for mainland Portugal: *Hylaeus bifasciatus* (Jurine, 1807) and *Andrena praecox* (Scopoli, 1763). *Arquivos Entomológicos* 25: 163–166.
- Terzo M, Iserbyt S, Rasmont P (2007). Révision des Xylocopinae (Hymenoptera: Apidae) de France et de Belgique. *Annales de la société entomologique de France (n.s.)* 43 (4): 445–492.
- Tkalcu B (1984a). Systematisches Verzeichnis der westpaläarktischen *Tetralonia*— und *Eucera*-Arten, deren Männchen als Blütenbesucher verschiedener *Opbrys*-Arten festgestellt wurden. Mit Beschreibung neuer Taxa (Hymenoptera: Apoidea). *Nova Acta Regiae Societatis Scientiarum Upsaliensis, Serie V:C*, 3: 57–77.
- Torres F, Ornosá C, Ortiz-Sánchez FJ (2012). Claves y datos nuevos de las especies ibéricas del género *Chelostoma* Latreille, 1809 (Hymenoptera, Megachilidae, Osmiini). *Graellsia* 68: 263–280.

- Toulzac M, Methlouthi M, Perrard A (2022). Soda maker for field anaesthesia as a step towards a non-lethal identification of wild bees and other flower visitors. *Osmia* 10: 25–34.
- Vogel Ely C, Bordignon SA de L, Trevisan R, Boldrini II (2017). Implications of poor taxonomy in conservation. *Journal of Nature Conservation* 36: 10–13.
- Warncke K (1968). Die Untergattungen der westpaläarktischen Bienengattung *Andrena* F. *Memórias e Estudos do Museu Zoológico da Universidade de Coimbra* 307: 1–111.
- Warncke K (1972). Westpaläarktische Bienen der Unterfamilie Panurginae (Hym., Apidae) — Pszczoly z podrodziny Panurginae (Hym., Apidae) w zachodniej Palearktyce. *Polskie pismo Entomologiczne* 42 (1): 53–108.
- Warncke K (1976). Zur Systematik und Verbreitung der Bienengattung *Nomia* Latr. in der Westpaläarktis und dem turkestanischen Becken (Hymenoptera, Apoidea). *Reichenbachia, Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden* 16 (7): 93–120.
- Warncke K (1977). Beitrag zur Systematik der westpa Uarktischen Bienengattung *Dioxys* LEP. & SERV. *Reichenbachia* 16(28): 255–282.
- Warncke K (1980). Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804 in der Westpaläarktis und im turkestanischen Becken. *Entomofauna* 1 (10): 119–210.
- Warncke K (1992). Die westpaläarktischen Arten der Bienengattung *Coelioxys* Lep. (Hymenoptera, Apoidea). *Bericht der naturforschenden Gesellschaft Augsburg* 53: 31–77.
- Williams PH, Altanchimeg D, Byvaltsev A, De Jonghe R, Jaffar S, Japoshvili G, Kahono S, Liang H, Mei M, Monfared A, Nidup T, Raina R, Ren Z, Thanooosing C, Zhao Y, Orr MC (2020). Widespread polytypic species or complexes of local species? Revising bumblebees of the subgénero *Melanobombus* world-wide (Hymenoptera, Apidae, Bombus). *European Journal of Taxonomy* 719: 1–120.
- Wood TJ, Cross I (2017). *Camptopoeum* (*Camptopoeum*) *baldocki* spec. nov., a new panurgine bee species from Portugal and a description of the male of *Flavipanurgus fuzetus* Patiny (Andrenidae: Panurginae). *Zootaxa* 4254: 285–293.
- Wood TJ, Cross I, Baldock DW (2020) Updates to the bee fauna of Portugal with the description of three new Iberian *Andrena* species (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Zootaxa* 4790 (2): 201–228.
- Wood TJ, Ghisbain G, Michez D, Praz CJ (2021). Revisions to the faunas of *Andrena* of the Iberian Peninsula and Morocco with the descriptions of four new species (Hymenoptera: Andrenidae). *European Journal of Taxonomy* 758: 147–193.
- Wood TJ, le Divelec R (2022). Cryptic Diversity Revealed in A Revision of West Palaearctic *Nomiapis* and *Systropha* (Hymenoptera: Halictidae). *Diversity*, 14(11): 920.
- Wood TJ, Monfared A (2022). A revision of the *Andrena* (Hymenoptera: Andrenidae) fauna of Iran, with the description of 16 new species. *European Journal of Taxonomy* 843: 1–136.
- Wood TJ, Ortiz-Sánchez FJ (2022). Description of three new *Andrena* Fabricius, 1775 species from understudied parts of Iberia (Hymenoptera: Andrenidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.)* 70 (30/06/2022): 114–123.
- Wood TJ, Patiny S, Bossert S (2022). An unexpected new genus of panurgine bees (Hymenoptera, Andrenidae) from Europe discovered after phylogenomic analysis. *Journal of Hymenoptera Research* 89: 183–210.
- Wood TJ (2023). The genus *Andrena* Fabricius, 1775 in the Iberian Peninsula (Hymenoptera, Andrenidae). *Journal of Hymenoptera Research* 96: 241–484.

Zanden G van der (1986). Die paläarktischen Arten der Gattung *Lithurgus* Latreille, 1825 (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin* 62: 53–59.

Zattara EE, Aizen MA (2021). Worldwide occurrence records suggest a global decline in bee species richness. *One Earth* 4: 114–123.

(Página deixada propositadamente em branco)

APÊNDICE 1.

NOTAS SOBRE A PRODUÇÃO DESTE DOCUMENTO

Reprodução e adaptação da chave

A versão das chaves dicotômicas para Portugal foi adaptada ao território português a partir das chaves dicotômicas de identificação de abelhas europeias produzida por Michez *et al.* (2019), e produzida ao abrigo do projeto polinização e da Fundação para a Ciência e Tecnologia (referência 2023.01736.BD), em parceria com a Imprensa da Universidade de Coimbra.

A publicação de Michez *et al.* (2019) pode ser utilizada, reproduzida e adaptada para apoiar o desenvolvimento da monitorização e conservação das abelhas selvagens na Europa. Os leitores têm o direito total de utilização de toda a obra ou apenas de uma parte da mesma, assim como de reprodução de toda a obra ou de uma parte da mesma. No entanto, é estritamente proibida a utilização desta publicação para fins comerciais. Além disso, não é permitido publicar esta chave, ou uma adaptação ou tradução, numa revista científica. Qualquer reprodução ou modificação da chave deve citar o trabalho original. Se estiver a preparar uma adaptação para tradução regional, recomenda-se o contacto com o primeiro autor antes de prosseguir.

Ilustrações

As ilustrações das chaves feminina e masculina são tão pormenorizadas quanto possível e, por vezes, duplicadas para facilitar a sua utilização. Os desenhos de linhas representam, por vezes de forma simplificada, a

estrutura morfológica por forma a demonstrar o carácter de diagnóstico. Por exemplo, as antenas não são muitas vezes mostradas na cabeça, mas sim ilustradas pelas suas inserções nas cavidades antenais na face. Frequentemente, são fornecidas ilustrações de caracteres para facilitar a identificação, e são utilizadas fotografias do hábito geral e de caracteres particulares quando não estão disponíveis desenhos lineares. Todas as imagens foram preparadas por Paolo Rosa, Simone Flaminio e Romain le Divelec no âmbito do projeto ORBIT, com algumas exceções na quais a origem da ilustração é citada.

Enquadramento geográfico

A versão original da qual foi extraída esta chave está geograficamente enquadrada na Europa, tal como definida pela IUCN na avaliação regional da Lista Vermelha de Abelhas Europeias. A área inclui a Europa continental e os territórios insulares. Os limites naturais no lado oriental da Europa continental são os Montes Urais, que estão incluídos, e o Cáucaso, que não está incluído. A parte europeia da Turquia (Trácia) está incluída. Os territórios insulares europeus incluem a Grã-Bretanha, a Irlanda, a Islândia e Chipre, bem como as ilhas da Macaronésia que fazem parte de países europeus (Açores, Madeira, Ilhas Canárias). Uma discussão pormenorizada sobre a definição de Europa da IUCN é apresentada em Rasmont *et al.* (2017). A versão atual está adaptada ao país de Portugal.

APÊNDICE 2.

NOMENCLATURA TAXONÓMICA UTILIZADA

Tabela A. Nomenclatura original em inglês e tradução para português adotada neste trabalho.

Inglês	Português
antenna	antena
antennal segment	antenómero (A1-13)
flagellomere	flagelómero (A3-13)
flagellum	flagelo (A3-13 juntos)
pedicel	pedicelo (A2)
radicle	radícula
scape	escapo (A1)
head	cabeça
antennal sockets	cavidade antenal
clypeus	clípeo
epistomal carina	crista epistomal
eye	olho
facial fovea	fóvea facial
<i>foramen magnum</i>	<i>foramen magnum</i>
frons	fronte
gena	gena
hypostomal carina	crista hipostomal

Inglês	Português
floculus	flóculo
leg	pata
scopa	escopa
tarsus	tarso
tibia	tíbia
tibial spur	esporão tibial
trochanter	trocânter
mesosoma	mesossoma
axilla	axila
basal area of propodeum	propódeo basal
lateral propodeum	propódeo lateral
mesepesternum*	mesopleura (<i>termo adaptado</i>)
metanotum	metanoto
notaulus	notalo
parapsidal line	linha parapsidal
pronotal lobe	lóbulo pronotal
pronotum	pronoto

labial palpus	palpo labial
labium	lábio
labrum	labro
labrum process	processo labral
lateral ocellus	ocelo lateral
malar area	área malar
mandible	mandíbula
maxilla	maxila
maxillary palpus	palpo maxilar
median ocellus	ocelo central
occiput	occipúcio
ocellus	ocelo
posgena	pós-gena
postocciput	pós-occipital
preoccipital carina	crista preoccipital
preoccipital ridge	quilha preoccipital
subantennal suture	sutura subantenal
supra-clypeal area	área supraclipeal
vertex	vértice
tongue	língua
cardo	cardo
flabellum	flabelo
galea	gálea
glossa	glossa
mentum	mento
paraglossa	paraglossa
prementum	premento
stipe	estipe
submentum	submento
leg	pata

propodeum	propódeo
scutellum	escutelo
scutum	escuto
tegula	tégula
terminal propodeum	propódeo terminal
metasoma	metassoma
disc	disco
gradulus	gradulo
marginal zone	área marginal
pregradular area	área pregradular
pygidial plate	placa pigidial
sternite	esternito
sting	ferrão
tergite	tergito
wing veins and cells	nervuras e células das asas
anal	anal
basal	basal
costal	costal
cubital	cubital
marginal	marginal
medial	medial
nervulus	nérvulo
prestigma	pre-estigma
radial	radial
recurrent	recorrente
stigma	estigma
subcostal	subcostal
submarginal	submarginal
genitalia	genitália
gonobase	gonobase

arolium	arólio	gonocoxite	gonocoxito
basitarsus	basitarso	gonostylus	gonostilo
basitibial plate	placa basitibial	parapenial process	processo parapenial
claw	garra	penis valves	valvas penianas
coxa	coxa	spatha	espata
distitarsus	distitarso	volsella	volsela
femur	fémur		

*Neste trabalho o termo *mesepisternum* é traduzido para *mesopleura* apesar de mesopleura representar a combinação do mesapisterno e metapisterno uma vez que estas duas estruturas geralmente não são separadas nas chaves dicotômicas relativas a abelhas. Para mais detalhes consultar Michener (2007).

Nota: Para pesquisar os termos em inglês diretamente nas figuras, consultar:

<https://pollinatoracademy.eu/knowledge-center/bee-anatomy-search-tool1>

(Página deixada propositadamente em branco)

COLABORARAM NESTA OBRA

Hugo Gaspar é investigador e estudante de Doutoramento no Centro de Ecologia Funcional, da Universidade de Coimbra. É Licenciado em Biologia (2018) e Mestre em Biodiversidade e Biotecnologia Vegetal (2020), ambos os graus obtidos pela Universidade de Coimbra. A sua investigação tem-se centrado na ecologia de polinizadores e polinização tanto em sistemas de culturas agrícolas como em sistemas naturais, com especialização em taxonomia de insetos polinizadores. No Doutoramento (2023-2027), os seus objetivos principais são melhorar o conhecimento sobre a distribuição e fenologia das abelhas selvagens em Portugal, com campanhas de amostragem em todo o país e a revisão de coleções históricas; e também, fornecer ferramentas para melhorar a identificação de espécies.

Sara Reverté é investigadora na Universidade de Mons, na Bélgica. É doutorada em ecologia pela Universidade Autónoma de Barcelona, em Espanha. A sua investigação centra-se na ecologia dos polinizadores sob ângulos diferentes, desde a distribuição espacial das comunidades de polinizadores até à relação entre características funcionais dos polinizadores e a sua função nos ecossistemas. Também gere projetos relacionados com a conservação das abelhas selvagens. O seu principal interesse é a interface ciência-sociedade, nomeadamente a organização de ações de formação e a criação de ferramentas para ajudar o público não especializado na taxonomia e identificação dos polinizadores.

Romain Le Divelec é investigador e estudante de Doutoramento na Universidade de Mons, na Bélgica, com um grande interesse na taxonomia das vespas e abelhas do Paleártico. A sua atividade profissional centrou-se especificamente na região mediterrânica durante o anterior contrato no Museu de História Natural de Paris, em França, onde se dedicou ao estudo da fauna da Córsega. Atualmente, a sua investigação centra-se na taxonomia do género de abelhas *Hylaeus*.

Guillaume Ghisbain é Professor Auxiliar na Universidade de Mons, na Bélgica, onde desenvolve estudos para compreender de uma perspetiva global a ecologia, diversidade e conservação das abelhas. Durante o seu Doutoramento, trabalhou principalmente na conservação dos abelhões na Europa e, mais amplamente, à escala Paleártica. Publicou também trabalhos relacionados com a taxonomia e a ecologia de outros grupos de abelhas, como o género *Dasygaster*. Atualmente, lidera projetos que exploram como os polinizadores selvagens reagem às alterações globais do clima e dos habitats.

Paolo Rosa é investigador na Universidade de Mons, na Bélgica. Trabalha atualmente como coordenador técnico do projeto europeu ORBIT, financiado pela Direção-Geral do Ambiente da Comissão Europeia (DG Ambiente). O projeto ORBIT centra-se na taxonomia das abelhas selvagens europeias. Além disso, Paolo Rosa é reconhecido pela sua investigação taxonómica sobre vespas cuco.

Simone Flaminio é investigador e estudante de Doutoramento na Universidade de Mons, na Bélgica, especificamente como biólogo e taxonomista de abelhas. Desenvolveu um forte interesse pelas abelhas selvagens durante a sua Licenciatura em Itália, onde ficou fascinado pela sua diversidade taxonómica. Especializou-se como para-taxonomista de abelhas no Centro de Investigação Agrícola e do Ambiente, em Itália, contribuindo para o projeto nacional de monitorização “BeeNet” através da identificação de espécimes. Participa também em vários projetos de

investigação nacionais e europeus. O seu doutoramento centra-se na revisão da fauna europeia do género de abelhas *Lasioglossum*, tendo como objetivo melhorar a compreensão da taxonomia e conservação deste grupo, abordando questões como a perda de habitat.

Achik Dorchin é investigador na Universidade de Mons e no Museu Real da África Central, na Bélgica, no âmbito do programa FED-tWIN. Os seus interesses de investigação incluem a taxonomia e a sistemática das abelhas, a filogenia, a ecologia evolutiva e a ecologia das comunidades, explorada utilizando uma combinação de métodos moleculares e morfológicos. Tem experiência ao nível da identificação à espécie de vários grupos de abelhas nas regiões do Paleártico Ocidental e Afrotropical.

Vladimir Radchenko é diretor dos Departamentos de Biologia Geral e também de Etologia e Sociobiologia do Instituto de Ecologia Evolutiva, da Academia de Ciências da Ucrânia. É doutorado em Ciências Biológicas em Entomologia e é Professor Titular em Proteção Ambiental. As suas principais áreas de interesse são o estudo da fauna, sistemática, taxonomia, ecologia, biologia, e a origem e evolução das abelhas selvagens, com um interesse particular no Paleártico. Desenvolveu estudos sobre a nidificação em todas as famílias de abelhas e o comportamento intra-ninho em abelhas cleptoparasitas. É autor de uma monografia sobre a biologia das abelhas do mundo e a origem da sociabilidade na ordem Hymenoptera. Desenvolveu também métodos originais em abelhas selvagens para a conservação, gestação artificial e utilização na polinização. Nos últimos anos, tem participado ativamente na preparação das listas vermelhas nacionais e europeias de abelhas.

Pierre Rasmont é Professor Jubilado e dedica o seu tempo à taxonomia e à macrofotografia de abelhas da subfamília Anthophorinae. Foi diretor do Laboratório de Zoologia da Faculdade de Ciências da Universidade de Mons, na Bélgica. Estuda abelhões desde 1978, quando começou como estudante na Faculdade de Agricultura da Universidade de Liège,

na Bélgica. No Mestrado (1981) estudou as espécies *Bombus magnus* e *B. cryptarum* e no Doutoramento (1988) estudou a biogeografia e ecologia dos abelhões de França e da Bélgica. Como responsável pela Cátedra de Zoologia e Ecologia da Universidade de Mons, desenvolveu ferramentas para a gestão da base de dados de abelhas selvagens - Atlas Hymenoptera. Durante a sua carreira estima ter identificado 350,000 espécimes de abelhas.

Michaël Terzo é Professor Auxiliar no Liceu de Bruxelas-Brabante na Bélgica (desde 2008) e é colaborador voluntário na Universidade de Mons, na Bélgica. Participou recentemente na produção de dois guias sobre as abelhas europeias. Durante 15 anos esteve ligado à Universidade de Mons: depois de estudar a filogenia do género de abelhas *Ceratina* durante o seu Doutoramento, dedicou-se ao estudo das feromonas sexuais de abelhões como investigador do Fundo Nacional para a Investigação Científica da Bélgica. Trabalhou depois na conservação dos polinizadores no Ministério do Ambiente e no Ministério da Agricultura da Bélgica.

Thomas J. Wood é investigador no Naturalis Biodiversity Center, nos Países Baixos, após ter estudado e trabalhado no Reino Unido, nos Estados Unidos da América e na Bélgica. A sua investigação incide sobre a taxonomia e ecologia das abelhas do Paleártico Ocidental, com especial destaque para o género de abelhas *Andrena*, altamente diversificado. Em traços gerais, trabalha sobre as faunas de abelhas mediterrânicas como um todo, tendo trabalhado em detalhe a fauna de abelhas portuguesa e ajudando na produção do trabalho “The Bees of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila)”.

José M. Grosso-Silva é o curador de Entomologia do Museu de História Natural e da Ciência da Universidade do Porto (MHNC-UP). É Licenciado em Biologia (1998), Mestre em Biodiversidade e Recursos Genéticos (2007) e Doutorado em Biologia (2015), sempre pela Universidade do Porto. Para além da gestão e preservação das coleções entomológicas do

MHNC-UP, desenvolve investigação sobre a entomofauna de Portugal, em particular sobre várias famílias de Coleoptera e Hemiptera, sendo autor de mais de 100 artigos de investigação científica e capítulos de livros. Está também envolvido na divulgação científica e educação ambiental através de palestras e atividades práticas ao ar livre, como visitas guiadas exploratórias e eventos de Bioblitz.

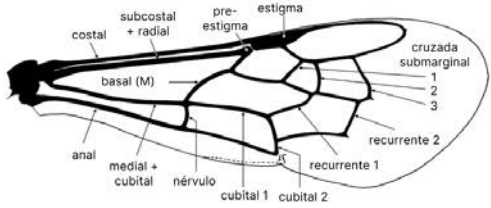
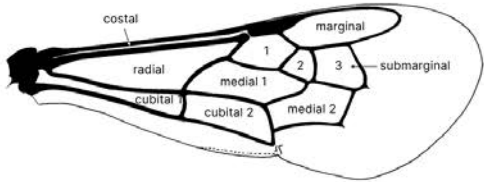
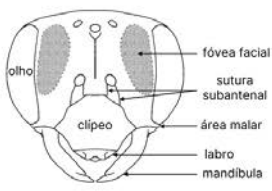
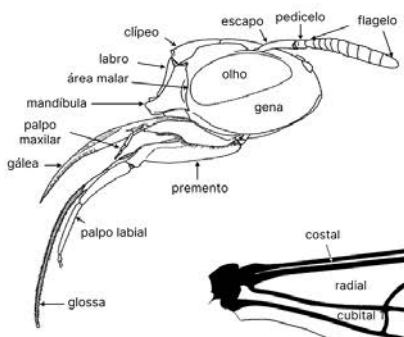
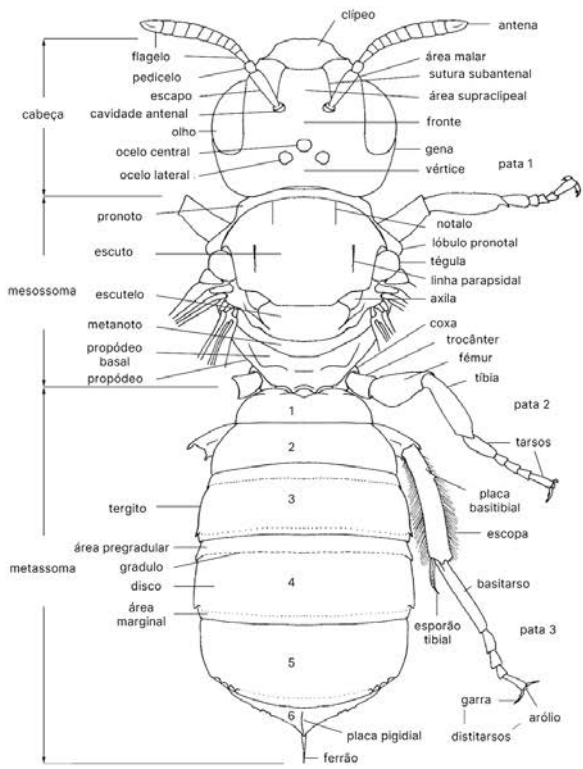
João Loureiro é Professor Associado do Departamento de Ciências da Vida da Faculdade de Ciências e Tecnologia e do Centro de Ecologia Funcional da Universidade de Coimbra. É Licenciado em Biologia (2002) e Doutoramento em Biologia, ambos pela Universidade de Aveiro. A sua investigação centra-se na ecologia e evolução de plantas, serviços de polinização, comunicação de ciência e ciência cidadã. Juntamente com Sílvia Castro, é coordenador do FLOWer Lab, que investiga a diversificação de plantas e a especiação simpátrica impulsionada por processos de poliploidização e interações planta-polinizador que geram os atuais padrões de diversidade nas plantas. Na componente de ciência aplicada, o FLOWer Lab explora a polinização como um serviço vital do ecossistema, essencial para sustentar os agroecossistemas.

Sílvia Castro é Professora Auxiliar do Departamento de Ciências da Vida da Faculdade de Ciências e Tecnologia e do Centro de Ecologia Funcional da Universidade de Coimbra e, juntamente com João Loureiro, coordena o FLOWer Lab. É licenciada em Biologia (2002) e doutorada em Biologia (2007) pela Universidade de Aveiro, este último desenvolvido em colaboração com a Universidade de Vigo. A sua investigação centra-se na ecologia e evolução das plantas, estudando a origem, manutenção e consequências ecológicas da poliploidia, e o papel das interações planta-polinizador na diversificação das plantas. Na perspetiva aplicada, centra-se na conservação de plantas e polinizadores e na polinização como um serviço vital do ecossistema, promovendo o envolvimento ativo de múltiplas partes interessadas na construção de planos de ação.

Denis Michez é Professor da Faculdade de Ciências da Universidade de Mons, na Bélgica. É Licenciado em Engenharia Florestal pela Universidade de Liège e Doutorado em Biologia pela Universidade de Mons. No Laboratório de Zoologia que coordena na Universidade de Mons, desenvolve estudos para compreender à escala global a diversidade e a conservação das abelhas. A sua principal área de interesse desde o Doutoramento é a Sistemática, tendo publicado descrições de espécies, filogenias e monografias. Atualmente, lidera projetos em diferentes contextos que exploram a evolução da diversidade das abelhas a nível populacional e taxonómico superior (espécies, famílias), combinando análises fósseis, filogenias moleculares, filogeografia e interações abelha-planta. Mais recentemente, tem-se centrado nas ameaças globais à biodiversidade, como os pesticidas e as alterações climáticas, para compreender a tendência populacional dos polinizadores selvagens. Neste contexto, coordena o desenvolvimento de listas vermelhas nacionais e europeias de abelhas selvagens.

FAMÍLIA / SUBFAMÍLIA (N GÊNEROS)	TRIBO	GÊNERO	N (+ ILHAS)
Andrenidae (6)			
Andreninae	Andrenini	<i>Andrena</i>	135 (+4)
Panurginae	Melitturgini	<i>Melitturga</i>	1
	Panurgini	<i>Flavipanurgus</i>	4
		<i>Halopanurgus</i>	2
		<i>Panurginus</i>	1
		<i>Panurgus</i>	7
Apidae (16)			
Anthophorinae	Anthophorini	<i>Amegilla</i>	6
		<i>Anthophora</i>	26
Apinae	Apini	<i>Apis</i>	1
	Bombini	<i>Bombus</i>	17
Eucerinae	Eucerini	<i>Eucera</i>	24
		<i>Tetralonia</i>	10
Nomadinae	Ammobatini	<i>Ammobates</i>	4
		<i>Pasites</i>	1
	Ammobatoidini	<i>Ammobatoides</i>	1
	Biastini	<i>Biastes</i>	1
	Epeolini	<i>Epeolus</i>	9
	Melectini	<i>Melecta</i>	7
		<i>Thyreus</i>	6
	Nomadini	<i>Nomada</i>	79
Xylocopinae	Ceratini	<i>Ceratina</i>	12
	Xylocopini	<i>Xylocopa</i>	5
Colletidae (2)			
Colletinae	Colletini	<i>Colletes</i>	27 (+1)
Hylaeinae	Hylaeini	<i>Hylaeus</i>	37 (+2)
Halictidae (9)			
Halictinae	Halictini	<i>Halictus</i>	11 (+1)
		<i>Lasioglossum</i>	73 (+1)
		<i>Seladonia</i>	9
	Sphecodini	<i>Sphecodes</i>	27
Nomiinae	Nomiini	<i>Nomiapis</i>	3

Nomioidinae	Nomioidini	<i>Nomioides</i>	2
		<i>Ceylalicthus</i>	1
Rophitinae	Rophitini	<i>Dufourea</i>	4
		<i>Systropha</i>	1
Megachilidae (19)			
Lithurginae	Lithurgini	<i>Lithurgus</i>	3
Megachilinae	Anthidiini	<i>Afranthidium</i>	2
		<i>Anthidiellum</i>	2
		<i>Anthidium</i>	8
		<i>Icterantheidium</i>	3
		<i>Pseudoanthidium</i>	5
		<i>Rhodanthidium</i>	4
		<i>Stelis</i>	8 (+1)
		<i>Trachusa</i>	3
	Dioxyini	<i>Aglaoapis</i>	1
		<i>Dioxys</i>	4
		<i>Ensliniana</i>	1
	Megachilini	<i>Coelioxys</i>	16
		<i>Megachile</i>	27
	Osmiini	<i>Chelostoma</i>	7
		<i>Heriades</i>	3
		<i>Hoplitis</i>	30
		<i>Osmia</i>	35 (+1)
		<i>Protosmia</i>	6
Melittidae (3)			
Dasypodainae	Dasypodaini	<i>Dasypoda</i>	9
Melittinae	Macropidini	<i>Macropis</i>	2
	Melittini	<i>Melitta</i>	3



(Página deixada propositadamente em branco)

A equipa de autores desta obra é composta por investigadores ligados de alguma forma ao estudo de abelhas ou insetos no contexto Europeu e/ou Português. A adaptação ao contexto português foi feita por investigadores da **Universidade de Coimbra** e da **Universidade do Porto**, facilitado pelas iniciativas nacionais **PolinizAÇÃO** e **polli.NET**, e pela iniciativa internacional **EPIC-Bee**. Parte dos autores criou a versão original deste trabalho, facilitado pelas iniciativas europeias em torno dos polinizadores, com particular ligação à **Universidade de Mons**, na Bélgica, onde atualmente se concentra a grande maioria dos especialistas de abelhas da Europa.

NATURA NATURATA

•

Imprensa da Universidade de Coimbra

Coimbra University Press

2025

1 2



9 0



IMPRESA DA
UNIVERSIDADE
DE COIMBRA
COIMBRA UNIVERSITY PRESS