

Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil

Rotraut A. G. B. Consoli
Ricardo Lourenço de Oliveira

SciELO Books / SciELO Livros / SciELO Libros

CONSOLI, RAGB., and OLIVEIRA, RL. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil* [online]. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, 1994. 228 p. ISBN 85-85676-03-5. Available from SciELO Books <<http://books.scielo.org>>.



All the contents of this chapter, except where otherwise noted, is licensed under a Creative Commons Attribution-Non Commercial-ShareAlike 3.0 Unported.

Todo o conteúdo deste capítulo, exceto quando houver ressalva, é publicado sob a licença Creative Commons Atribuição - Uso Não Comercial - Partilha nos Mesmos Termos 3.0 Não adaptada.

Todo el contenido de este capítulo, excepto donde se indique lo contrario, está bajo licencia de la licencia Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 3.0 Unported.

PRINCIPAIS

MOSQUITOS

DE IMPORTÂNCIA SANITÁRIA NO BRASIL



Rotraut A. G. B. Consoli
Ricardo Lourenço de Oliveira



PRINCIPAIS MOSQUITOS DE IMPORTÂNCIA SANITÁRIA NO BRASIL

Principais Mosquitos de Importância Sanitária no Brasil

possui informações concisas e atualizadas sobre os mosquitos vetores de doenças no Brasil. Aqui são fornecidos dados sobre a morfologia e a biologia das fases evolutivas de adulto, ovo, larva e pupa, sendo abordados aspectos referentes à sua nutrição, reprodução, comportamento e ecologia. Para a identificação de adultos e larvas são oferecidas chaves ilustradas abrangendo os Anofelinos e principais Culicíneos já encontrados no país. São apresentados textos específicos contendo informações sobre as principais espécies dos gêneros *Anopheles*, *Aedes*, *Psorophora*, *Haemagogus* e *Culex*, dentre outros. Com referência às medidas de controle, são abordados os métodos químicos, a questão da resistência aos inseticidas, bem como as perspectivas dos métodos

PRINCIPAIS
MOSQUITOS
DE IMPORTÂNCIA SANITÁRIA NO BRASIL

FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ

Presidente

Eloi de Souza Garcia

Vice-Presidente de Ambiente, Comunicação e Informação

Maria Cecília de Souza Minayo

EDITORA FIOCRUZ

Coordenadora

Maria Cecília de Souza Minayo

Conselho Editorial

Carlos E. A. Coimbra Jr.

Carolina M. Bori

Charles Pessanha

Hooman Momen

Jaime L. Benchimol

José da Rocha Carnevalheiro

Luiz Fernando Ferreira

Miriam Struchiner

Paulo Amarante

Paulo Gadelha

Paulo Marchiori Buss

Vanize Macêdo

Zigman Brenner

Coordenador Executivo

João Carlos Canossa P. Mendes

PRINCIPAIS
MOSQUITOS
DE IMPORTÂNCIA SANITÁRIA NO BRASIL

1ª Reimpressão

Rotraut A. G. B. Consoli

Mestre em Parasitologia, Doutor em Ciências, Chefe do Laboratório de Entomologia do Centro de Pesquisas René Rachou, da Fundação Oswaldo Cruz, Ministério da Saúde, Belo Horizonte, Minas Gerais;
Orientadora nos Cursos de Mestrado e Doutorado do Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.

Ricardo Lourenço de Oliveira

Mestre em Biologia Parasitária, Doutor em Ciências, Pesquisador Adjunto, Chefe do Laboratório de Transmissores de Hematozoários do Instituto Oswaldo Cruz, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro; Orientador no Curso de Pós-Graduação em Biologia Parasitária do mesmo Instituto.



Copyright © 1994 by Rotraut A. G. B. Consoli e Ricardo Lourenço de Oliveira
Todos os direitos desta edição reservados à
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ/EDITORA

ISBN 85-85676-03-5

1ª Edição: 1994

1ª Reimpressão: 1998

Capa: *Felipe Ferreira*

Foto da Capa: *Leonard Mustermann*

Programação Visual e Editoração Eletrônica: *Heloísa Diniz*

Revisão: *Marcionílio Cavalcanti de Paiva*

Supervisão Técnica: *Walter Duarte*

SERVIÇO DE MULTIMÉDIOS/CICT/FIOCRUZ

Catálogo-na-fonte

Centro de Informação Científica e Tecnológica

Biblioteca Lincoln de Freitas Filho

C755 Consoli, Rotraut A. G. B.

Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil / Rotraut A. G. B.

Consoli, Ricardo Lourenço de Oliveira. - Rio de Janeiro: Fiocruz, 1994.

228p.

1. Mosquitos - anatomia 2. Mosquitos - classificação 3. Mosquitos - metabolismo
4. Mosquitos - crescimento e desenvolvimento 5. Controle de mosquitos - métodos.
I. Oliveira, Ricardo Lourenço de. II. Título.

CDD. - 20. ed. - 595.771

1998

EDITORA FIOCRUZ

Rua Leopoldo Bulhões, 1480, Térreo - Manguinhos

21041-210 - Rio de Janeiro - RJ

Tel.: (021) 590 3789 ramal 2009

Fax: (021) 280 8194

Ao nosso Mestre
Prof. Leônidas de Mello Deane
com respeito, admiração
e afeto

Agradecimentos

Os autores são gratos a todos que contribuíram para a realização deste trabalho.

Ao Prof. Leônidas de Mello Deane, do Departamento de Entomologia do Instituto Oswaldo Cruz, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, pela revisão do manuscrito e pelas sugestões.

Ao Dr. Naftale Katz, Diretor do Centro de Pesquisas René Rachou, da Fundação Oswaldo Cruz, pelo estímulo à elaboração do mesmo.

A Leonard Mustermann, Leon Phillips Lounibos, Teresa Fernandes da Silva, Maria Goreti Rosa-Freitas e Ayami Tanaka pela concessão e/ou elaboração de algumas ilustrações.

A Felipe Ferreira e Itamar Bastos Crispim pelas sugestões e colaboração da programação visual da capa, e a Heloisa Diniz pela programação visual do texto.

Ao Serviço de Multimeios da Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, pelo apoio técnico na editoração.

A Marli Maria Lima e Ana Cristina Brito dos Santos, pela leitura crítica do manuscrito.

A Elzira Pereira da Silva, por parte do serviço de datilografia.

Apresentação

Por mais de um motivo estou contente ao apresentar este manual.

Primeiro, por serem seus autores os competentes colegas Rotraut e Ricardo, meus diletos ex-alunos, respectivamente na Universidade Federal de Minas Gerais e no Instituto Oswaldo Cruz. O convívio com eles me fizera cedo prever que viriam a ser os cientistas produtivos e respeitados de hoje.

Segundo, pelo valor do próprio manual. Nele, os interessados em mosquitos brasileiros e na sua importância sanitária encontrarão informações atualizadas, começando com a morfologia e o comportamento do grupo em geral, seguidos da sistemática ajudada por chaves de identificação ilustradas e um relato da distribuição geográfica e da biologia das espécies mais importantes, com ênfase na transmissão de doenças. Após uma descrição dos métodos de controle químico e biológico dos mosquitos, segue-se uma detalhada exposição das principais técnicas de trabalho relacionadas com esses insetos, terminando com uma série de referências bibliográficas a que se poderá recorrer para um conhecimento mais detalhado de cada item tratado.

A obra, que certamente será muito útil, reflete a já grande experiência pessoal dos jovens autores em trabalhos de laboratório e de campo neste setor importante da entomologia médica em nosso país.

Leônidas de Mello Deane
Instituto Oswaldo Cruz

Sumário

CONSIDERAÇÕES GERAIS	17
1 - MORFOLOGIA EXTERNA	19
Adultos	19
Cabeça	19
Tórax	23
Abdome	27
Ovos	29
Larvas	29
Pupas	33
2 - BIOLOGIA E MORFOLOGIA INTERNA	
Adultos	39
Alimentação e Nutrição	39
Aparelho digestivo	39
Alimentação com carboidratos	40
Alimentação sanguínea	41
Digestão sanguínea	41
Necessidades nutricionais	41
Excreção	42
Reprodução	42
Acasalamento	42
Fecundação	42
Concordância e discordância gonotrófica	43
Aparelho reprodutor masculino	44
Aparelho reprodutor feminino	45
Ovariolo	45
Desenvolvimento do folículo ovariano	45
Idade cronológica e idade fisiológica	46
Ovulação, fertilização e oviposição	46
Comportamento de oviposição	46
Órgãos dos sentidos	47
Visão	47
Audição	47

Quimiorreceptores	47
Outros órgãos dos sentidos	47
Longevidade	48
Ovos	48
Desenvolvimento embrionário	48
Eclosão e diapausa	48
Larvas	49
Respiração	49
Alimentação e nutrição	50
Sistema digestivo	50
Necessidades nutricionais	51
Reservas nutricionais	52
Excreção e desintoxicação	52
Mecanismos de regulação	52
Larvas predadoras	52
Desenvolvimento larvário	53
Principais fatores ambientais que interferem no desenvolvimento larvário	53
Temperatura	53
Luz	53
Salinidade	54
Poluentes orgânicos e inorgânicos	54
Movimento da água	54
Relações com a vegetação não aquática	54
Produtos químicos derivados de plantas	55
Relações com animais	55
Criadouros	56

3 - CLASSIFICAÇÃO E PRINCIPAIS ESPÉCIES DE IMPORTÂNCIA

SANITÁRIA	57
Subfamília Toxorhynchitinae	57
Principais diferenças entre anofelinos e culicíneos	58
Subfamília Anophelinae	59
Gênero <i>Chagasia</i> Cruz, 1906	59
Gênero <i>Anopheles</i> Meigen, 1818	60
Chave para a identificação dos subgêneros de <i>Anopheles</i> na fase adulta que ocorrem no Brasil.	60
Chave para a identificação de adultos das espécies de <i>Anopheles</i> que ocorrem no Brasil	61
Chave para a identificação de larvas das espécies de <i>Anopheles</i> que ocorrem no Brasil	70
Subgênero <i>Nyssorhynchus</i> Blanchard, 1902	79
<i>Anopheles darlingi</i> Root, 1926	80
<i>Anopheles aquasalis</i> Curry, 1932	82
<i>Anopheles albitarsis</i> Lynch - Arribalzaga, 1878	83
<i>Anopheles deaneorum</i> Rosa-Freitas, 1989	84
<i>Anopheles braziliensis</i> Chagas, 1907	85

<i>Anopheles nuneztovari</i> Galbadon, 1940	85
<i>Anopheles triannulatus</i> Neiva & Pinto, 1922	86
<i>Anopheles oswaldoi</i> Peryassú, 1922	87
Outros <i>Nyssorhynchus</i>	88
Subgênero <i>Kerteszia</i> Theobald, 1905	88
<i>Anopheles cruzii</i> Dyar & Knab, 1903	89
<i>Anopheles bellator</i> Dyar & Knab, 1906	90
<i>Anopheles homunculus</i> Komp, 1937	91
Subfamília Culicinae	92
Chave para identificação das tribos e gêneros de Culicinae: adultos . .	93
Chave para identificação das tribos e gêneros de Culicinae: larvas . .	98
Tribo Aedeomyiini	102
<i>Aedeomyia squamipennis</i> Theobald, 1901	102
Tribo Aedini	102
Gênero <i>Aedes</i> Meigen, 1818	104
Chave para identificação das espécies de <i>Aedes</i> que ocorrem no Brasil: fêmeas	105
Chave para identificação das espécies de <i>Aedes</i> que ocorrem no Brasil: larvas	110
Subgênero <i>Stegomyia</i> Theobald, 1901	114
<i>Aedes aegypti</i> Linnaeus, 1762	115
<i>Aedes albopictus</i> Skuse, 1894	118
Subgênero <i>Ochlerotatus</i> Linch-Arribalzaga, 1894	119
<i>Aedes scapularis</i> Rondani, 1848	119
<i>Aedes taeniorhynchus</i> Wiedemann, 1821	121
Outras espécies de <i>Ochlerotatus</i>	121
Gênero <i>Psorophora</i> Robineau-Desvoidy, 1827	122
Chave para a identificação das espécies de <i>Psorophora</i> que ocorrem no Brasil: fêmeas	123
Subgênero <i>Psorophora</i> Robineau-Desvoidy, 1827	126
Subgênero <i>Grabhamia</i> Theobald, 1903	126
Subgênero <i>Janthinosoma</i> Lynch - Arribalzaga, 1891	127
<i>Psorophora ferox</i> Von Humboldt, 1819	127
Gênero <i>Haemagogus</i> Williston, 1876	128
Chave para identificação das fêmeas de <i>Haemagogus</i> que ocorrem no Brasil	129
Subgênero <i>Haemagogus</i> Williston, 1896	130
<i>Haemagogus janthinomys</i> Dyar, 1921	131
<i>Haemagogus albomaculatus</i> Theobald, 1903	132
<i>Haemagogus capricornii</i> Lutz, 1904	133
<i>Haemagogus spegazzinii</i> Brethes, 1912	133
Subgênero <i>Conopostegus</i> Dyar, 1925	133
<i>Haemagogus leucocelaenus</i> Dyar & Shannon, 1924	134
Tribo Culicini	134
Gênero <i>Culex</i> Linnaeus, 1758	134
Chave para a identificação dos subgêneros de <i>Culex</i> que ocorrem no Brasil, na fase adulta	135

Subgênero <i>Culex</i> Linnaeus, 1758	138
<i>Culex quinquefasciatus</i> Say, 1823	139
<i>Culex nigripalpus</i> Theobald, 1901	142
<i>Culex coronator</i> Dyar & Knab, 1906	143
<i>Culex saltanensis</i> Dyar, 1928	143
<i>Culex declarator</i> Dyar & Knab, 1906	144
Subgênero <i>Melanoconion</i> Theobald, 1903	144
Gênero <i>Deinocerites</i> Theobald, 1901	146
Tribo Mansonini	146
Gênero <i>Mansonia</i> Blanchard, 1901	147
<i>Mansonia titillans</i> Walker, 1848	148
Gênero <i>Coquillettidia</i> Dyar, 1905	148
Tribo Orthopodomyiini	149
Gênero <i>Orthopodomyia</i> Theobald, 1904	149
Tribo Uranotaeniini	149
Gênero <i>Uranotaenia</i> Lynch - Arribalzaga, 1891	149
Tribo Sabethini	150
Gênero <i>Sabethes</i> Robineau - Desvoidy, 1827	150
<i>Sabethes chloropterus</i> Humboldt, 1819	151
Outros Sabethini	152
4 - CONTROLE QUÍMICO E BIOLÓGICO: PERSPECTIVAS	155
Controle químico	155
Resistência a inseticidas	156
Inseticidas químicos alternativos	156
Controle biológico	157
Vírus	157
Bactérias	157
Protozoários	158
Fungos	158
Nematódeos	158
Invertebrados predadores	159
Peixes	159
5 - TÉCNICAS	161
Coleta de adultos	161
Coleta de larvas	165
Medidas quantitativas de larvas	166
Por área de superfície	166
Por volume de água	166
Técnicas de transporte	167
Mosquitos mortos	167
Adultos	167
Formas imaturas	168
Mosquitos vivos	168
Adultos	168
Formas imaturas	169

Técnicas de montagem	170
Em alfinetes entomológicos	170
Em lâminas	171
Técnicas de dissecação	171
Dissecação do sistema digestivo	172
Dissecação das glândulas salivares e detecção de esporozoítos	172
Dissecação de ovários e ovaríolos	173
Técnicas imunológicas para a detecção de infecção plasmodial em anofelinos	174
Radioimunensaio (IRMA)	175
ELISA	178
Testes para medir a susceptibilidade de mosquitos a substâncias inseticidas	179
Adultos	179
Larvas	181
Criação de Culicídeos	183
Algumas considerações éticas e medidas de segurança	183
O insetário: normas gerais	184
Controle de temperatura e umidade	185
Luminosidade	185
Manutenção de adultos	185
Manutenção dos ovos	187
Mosquitos que desovam na água	187
Mosquitos que desovam em superfícies sólidas	187
Eclosão larvária	188
Manutenção das larvas	188
Manutenção das pupas	189
Manejo de colônias acidentalmente contaminadas por microorganismos e prevenção	190
Colonização de algumas espécies de mosquitos	190
<i>Culex quinquefasciatus</i> Say, 1823	190
<i>Aedes fluviatilis</i> Lutz, 1904	191
<i>Aedes aegypti</i> Linnaeus, 1762	191
<i>Aedes albopictus</i> Skuse, 1894	192
<i>Anopheles deaneorum</i> Rosa-Freitas, 1989 e outros <i>Nyssorhynchus</i>	194

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	197
--------------------------------------	-----

ÍNDICE REMISSIVO	215
----------------------------	-----

Considerações Gerais

Os mosquitos são insetos dípteros, pertencentes à Família Culicidae, conhecidos também como pernilongos, muriçocas ou carapanãs. Os adultos são alados, possuem pernas e antenas longas e na grande maioria são hematófagos, enquanto as fases imaturas são aquáticas. Seu ciclo biológico compreende as seguintes fases: ovo, quatro estágios larvais, pupa e adulto.

As três primeiras espécies de mosquito foram descritas em meados do século XVIII, e alguns aspectos gerais de seu ciclo biológico também foram então conhecidos. A essa altura, e por muitos anos, pensava-se que a única inconveniência desses insetos era o incômodo causado por sua picada. Porém, foi somente nas últimas décadas do século XIX, quando se descobriu que a filariose bancroftiana e a malária são transmitidas pelos mosquitos, que os cientistas passaram ao estudo mais detalhado de sua biologia e sistemática. A partir da descoberta do papel desses insetos na veiculação de arboviroses, como a febre amarela, o dengue e as encefalites, sua história natural recebeu ainda mais a atenção dos pesquisadores de várias partes do mundo, que procuraram conhecer bem sua biologia, a fim de descobrir nela os pontos vulneráveis para mais facilmente combatê-los.

Assim, no final da primeira década de nosso século já se conheciam quase 250 espécies de mosquitos. A base da taxonomia dos Culicidae eram os caracteres morfológicos externos dos adultos, especialmente das fêmeas. A morfologia das larvas passou, realmente, a integrar a sistemática dos mosquitos na década seguinte.

Ainda nos anos vinte, identificaram-se áreas européias onde havia abundância de certo anofelino, mas não se adquiria malária. Essa situação foi denominada "anofelismo sem malária". Tal fato acabou por evidenciar a existência do que se conhece como "complexo de espécies crípticas", ou conjunto de espécies cujos adultos são indistinguíveis ou ligeiramente distintos. Nessa época, lançou-se mão do estudo do aspecto dos ovos dos anofelinos e se aprimoraram os estudos morfológicos das fêmeas, dos machos e das fases imaturas, além de se realizarem observações cada vez mais detalhadas sobre a vida de cada espécie ou

população de mosquito. Havia grande interesse pela culicidiologia naqueles anos.

Porém, o DDT, inseticida eficiente e de efeito residual, descoberto em 1939, passou a ser empregado, com sucesso, no combate aos mosquitos e outros artrópodes de interesse médico. A eficiência desse inseticida levou a um otimismo exagerado; acreditava-se que as doenças transmitidas por insetos, particularmente por mosquitos, seriam erradicadas em poucos anos. Houve grande desinteresse pela culicidiologia, embora temporário, pois logo surgiram espécies resistentes ao DDT. A essa altura, os pesquisadores já se preocupavam com aspectos da fisiologia dos mosquitos e incluíam as abordagens citogenética e a bioquímica nos estudos sobre a sistemática desses insetos.

Em nosso país, as campanhas contra as epidemias de febre amarela silvestre e de malária, transmitida pelo *Anopheles gambiae*, ocorridas nos anos trinta e quarenta, contribuíram muito para estimular as investigações taxonômicas e ecológicas dos mosquitos brasileiros. As informações sobre a sistemática e a biologia de nossos mosquitos, que se encontravam pulverizadas nas contribuições feitas por diversos autores através dos anos, foram reunidas em espécies de compêndios de culicidiologia durante os anos quarenta a sessenta, incluindo as chaves dicotômicas disponíveis em nossos dias .

Hoje, existem bem mais de 3.000 espécies de mosquitos descritas, embora ainda se desconheça a biologia da grande maioria delas e os melhores meios para combater muitas daquelas sabidamente malfeitoras.

Há duas décadas, pesquisadores vêm empregando técnicas mais sofisticadas, isto é, moleculares, para compreenderem melhor a sistemática, filogenética e a relação de suscetibilidade ou refratariedade dos mosquitos com os patógenos transmissíveis. Pesquisa-se ávidamente o genoma dos mosquitos e se pensa em produzir mosquitos transgênicos, capazes de bloquear o desenvolvimento de patógenos em seu organismo, ficando impossibilitados de levarem as formas infectantes ao homem e animais, tal como faziam seus antepassados ou precursores. Mas enquanto isso não acontece, ou até que se tenha segurança da irreversibilidade e se conheçam os riscos potenciais da manipulação genética, ainda podemos tirar vantagem das experiências acumuladas e informações de que já dispomos sobre os mosquitos e avançar no conhecimento da sua sistemática e biologia.

* Lane & Cerqueira (1942); Deane, Causey & Deane (1948), Lane (1953), Forattini (1962;1965a,b)

MORFOLOGIA EXTERNA

A nomenclatura dos aspectos morfológicos dos mosquitos é hoje um pouco mais uniforme que há poucas décadas. Usaremos a nomenclatura proposta por Harbach & Knight (1980) por ser a mais comumente empregada nas publicações recentes.

Da mesma forma que os demais insetos, os mosquitos têm seu corpo segmentado e revestido pelo exoesqueleto ou cutícula, formado principalmente por quitina. Tais segmentos endurecidos e as membranas que os unem englobam uma cavidade chamada hemocoele, repleta de hemolinfa, líquido que banha os órgãos em geral. As partes endurecidas de cada segmento são chamadas escleritos, e as membranosas, pleura. Os escleritos dorsais são os tergitos, os ventrais os esternitos e os laterais os pleuritos. Dessa forma, o corpo dos mosquitos é formado por espécies de anéis compostos de tergito unido ao pleurito e esse ao esternito e vice-versa, sendo a ligação desempenhada pelas pleuras ou membranas pleurais.

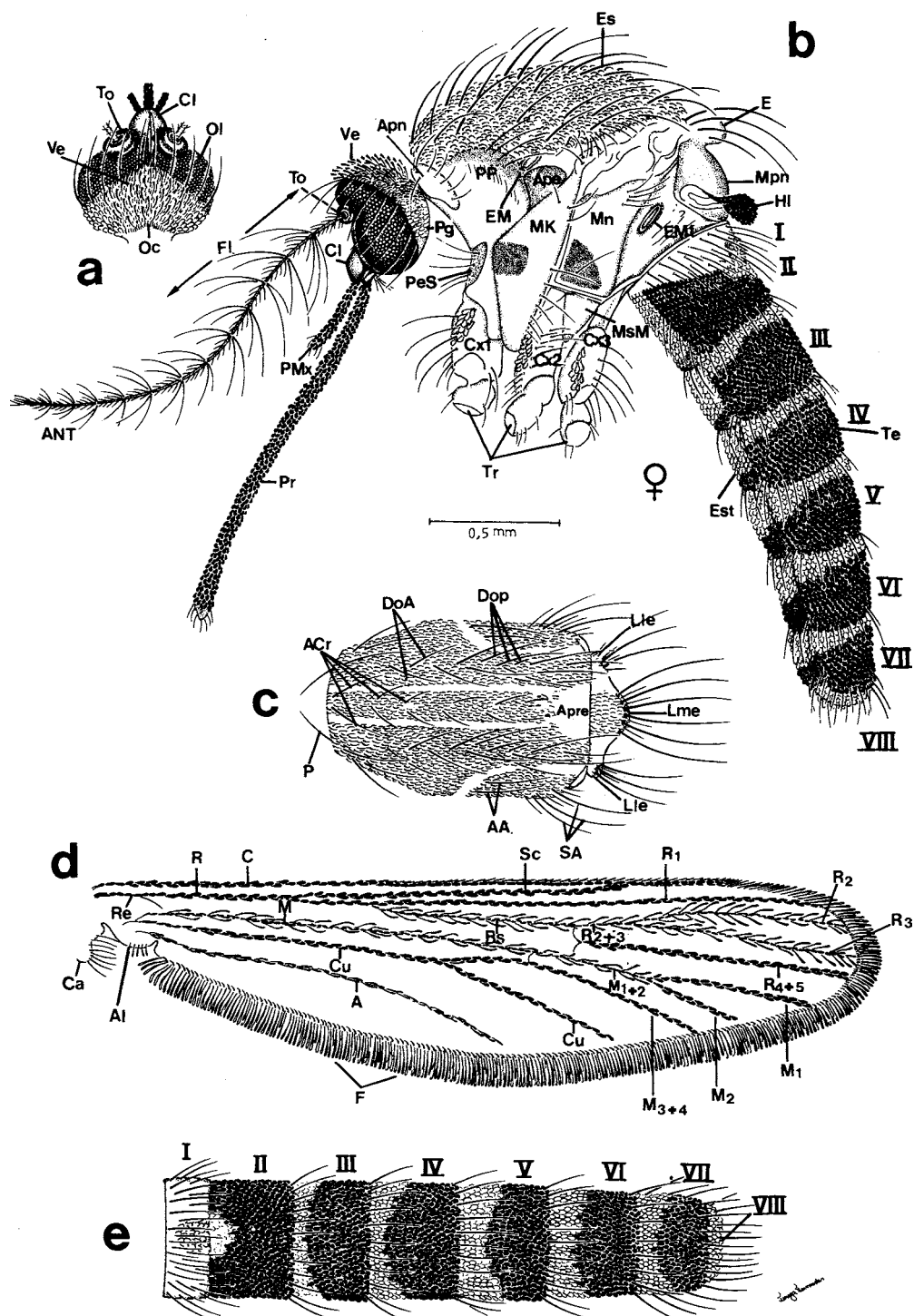
Os afixos "tergo" e "noto" (respectivamente, "tergu" do latim e "nôtos" do grego) são empregados para caracterizar os escleritos dorsais e esterno (do grego "stérnon") para os ventrais. Deste modo, o pronoto, por exemplo, é a porção dorsal do protórax, e assim por diante.

ADULTOS

O corpo do adulto é nitidamente dividido em cabeça, tórax e abdome. Na cabeça encontram-se os principais órgãos dos sentidos, como os olhos, as antenas e os palpos. No tórax estão os apêndices especializados na locomoção, isto é, as patas e as asas. O abdome inclui a maior parte dos órgãos internos, dos aparelhos reprodutor, digestivo e excretor.

Cabeça

Globosa, sendo ocupada na maior parte ântero-lateral pelos olhos (Fig.1a). Esses são convexos, reniformes e compostos, ou seja, consistem de um agregado de elementos ópticos: os omatídeos. As antenas dos mosquitos são do



tipo nematócero, isto é, são longas e compostas de 15 ou 16 segmentos, sendo o primeiro deles estreito e em forma de anel — o escapo, o segundo globoso — o toro ou pedicelo, e os demais 13-14, geralmente alongados, são chamados segmentos flagelares. O aspecto da porção flagelar da antena varia de acordo com o sexo do mosquito: nos machos, os pêlos implantados nos segmentos são mais numerosos e longos do que nas fêmeas, além de se encontrarem inseridos, geralmente, na porção subapical naqueles e basal nessas. Dessa maneira as antenas das fêmeas são denominadas pilosas e a dos machos plumosas (Figs. 1 e 2). Porém, tal diferença nem sempre é tão nítida, como por exemplo no caso de alguns elementos da Tribo Sabethini.

Entre os olhos e abaixo das duas antenas acha-se uma estrutura abaulada denominada clipeo e logo abaixo deste se origina o conjunto de órgãos do aparelho bucal, que no caso dos mosquitos é do tipo picador ou pungitivo. Este é constituído por seis estiletes — um par de maxilas e um par de mandíbulas, o hipofaringe e o labro — que se encontram alojados em uma espécie de estojo ou calha alongada, o lábio. Na extremidade do lábio articulam-se duas pequenas estruturas que representam os palpos labiais, denominadas labelas. O labro tem aspecto de uma calha, contribuindo para formar o que chamamos de canal alimentar (por onde passa o sangue punccionado). Ao longo do hipofaringe corre o canal salivar por onde flui a secreção das glândulas salivares. Todo este conjunto de peças bucais é denominado probóscide ou tromba, que por sua vez é ladeada na porção basal pelos palpos maxilares (Figs. 1 e 3). Estes são constituídos de cinco segmentos (o primeiro reduzido e os demais bem evidentes) e têm grande importância na sistemática, além de facilitar na diferenciação dos sexos nos mosquitos: na grande maioria das espécies os palpos maxilares dos machos são iguais no comprimento ou maiores do que o da probóscide. Nas fêmeas (exceto na subfamília Anophelinae) são curtos (Figs. 1-4).

- ◆ FIG. 1: Aspectos da morfologia externa do adulto fêmea. a: cabeça, vista dorsal; b: cabeça, tórax e abdome, vista lateral; c: escudo e escutelo, vista dorsal; d: asa, vista lateral; e: abdome, vista dorsal. A: veia anal (ou sexta veia longitudinal); AA: cerdas antealares; ACr: cerdas acrosticais; Al: álula; ANT: antena; Ape: área pós-espiracular; APn: antepronoto; Apre: área pré-escutelar; C: veia costa; Ca: calíptera (ou calípter superior); Cl: clipeo; Cu: veia cúbito; Cx₁: coxa anterior; Cx₂: coxa média; Cx₃: coxa posterior; DoA: cerdas dorso-centrais anteriores; Dop: cerdas dorso-centrais posteriores; E: escutelo; Es: escudo; EM: espiráculo mesotorácico; EMT: espiráculo metatorácico; Est: esternito; F: franja da asa; Fl: flagelo; HI: halter; LLE: lobo lateral do escutelo; LmE: lobo mediano do escutelo; M: veia média (ou base da quarta veia longitudinal); MK: mesocatepisterno; Mn: mesanepímero; Mpn: mesoposnoto; MsM: mesómeron; M₁: veia média 1; M₁₊₂: veia média 1+2; M₂: veia média 2; Oc: occipício; Ol: olho; P: cerdas promontórias; PeS: proepisterno; Pg: pós-gena; PMx: palpo maxilar; PP: pronoto posterior ou pós-pronoto; PR: probóscide; R: veia rádio; R₁: veia rádio 1 (ou primeira veia longitudinal); R₂: veia rádio 2; R₂₊₃: veia rádio 2+3; R₃: veia rádio 3; R₄₊₅: veia rádio 4+5 (ou terceira veia longitudinal); Rs: setor radial (ou base da segunda veia longitudinal); SA: cerdas supra-alares; Sc: veia subcosta; Te: tergito; To: toro (ou pedicelo); Tr: trocanter; Ve: vértex (vértice); I a VII: segmentos abdominais.

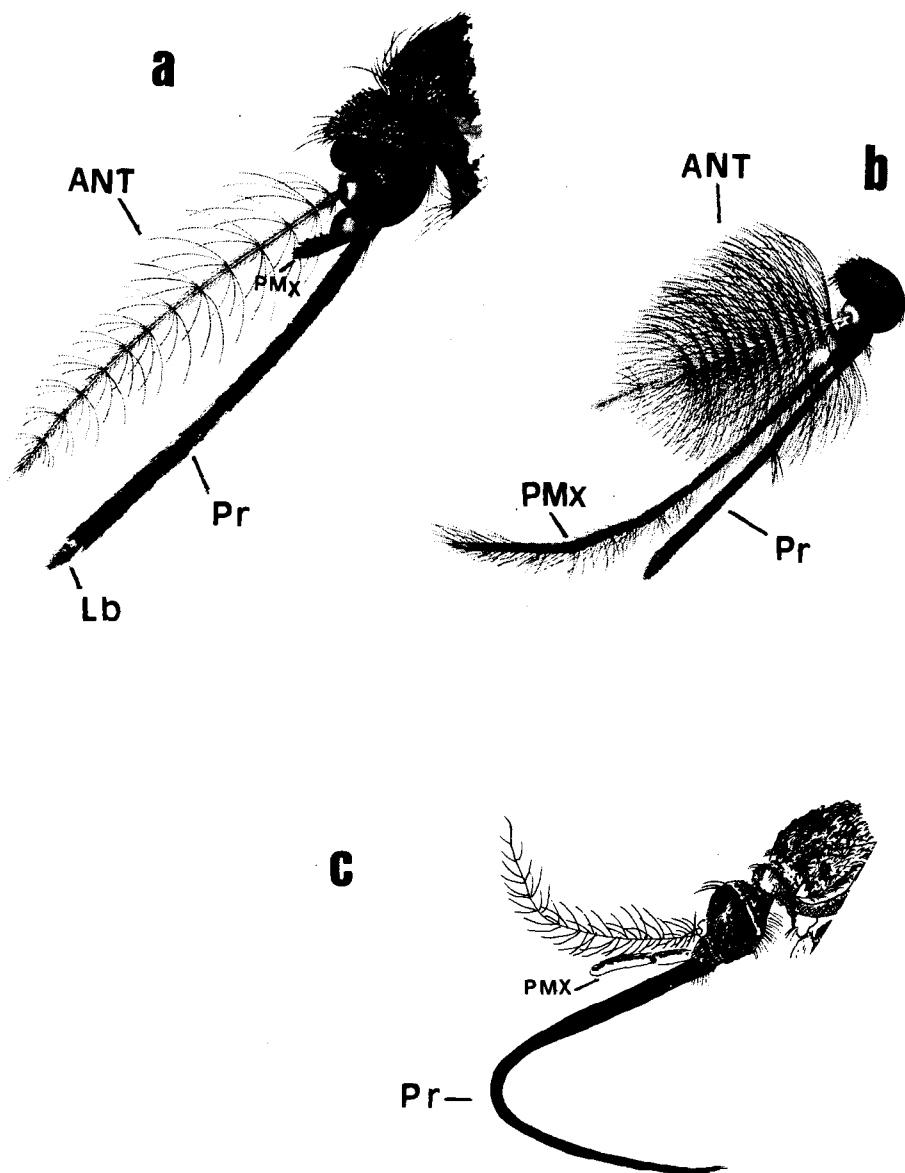


FIG. 2: Aspectos da morfologia externa do adulto — cabeça, vista lateral. a: fêmea de Culicinae; b: macho de Culicinae; c: fêmea de Toxorhynchitinae. ANT: antena; PMx: palpo maxilar; Pr: probóscide; Lb: labela.

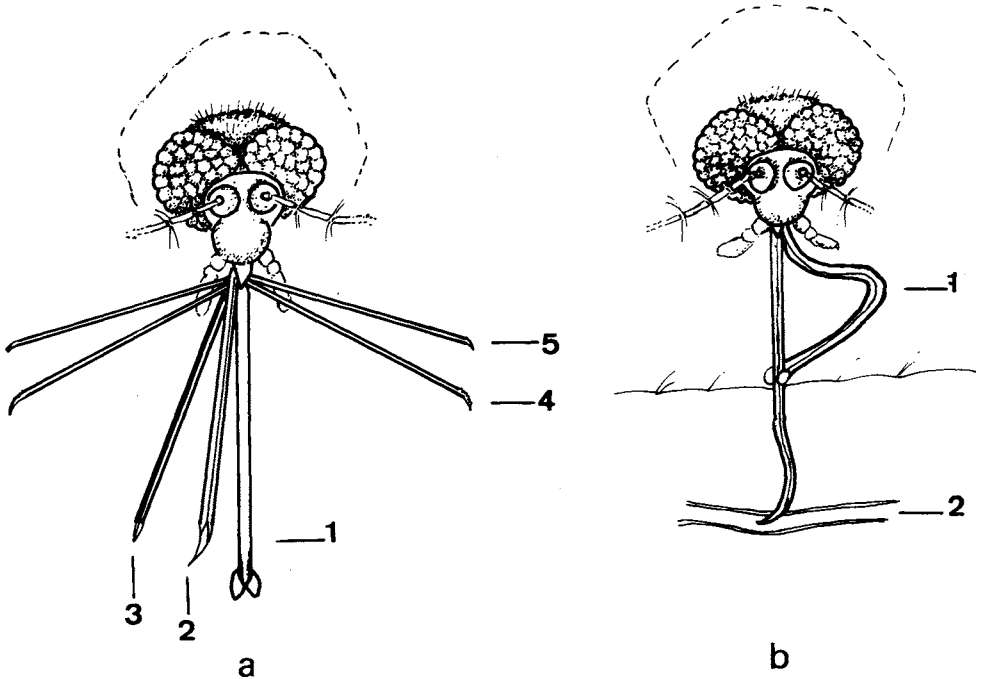


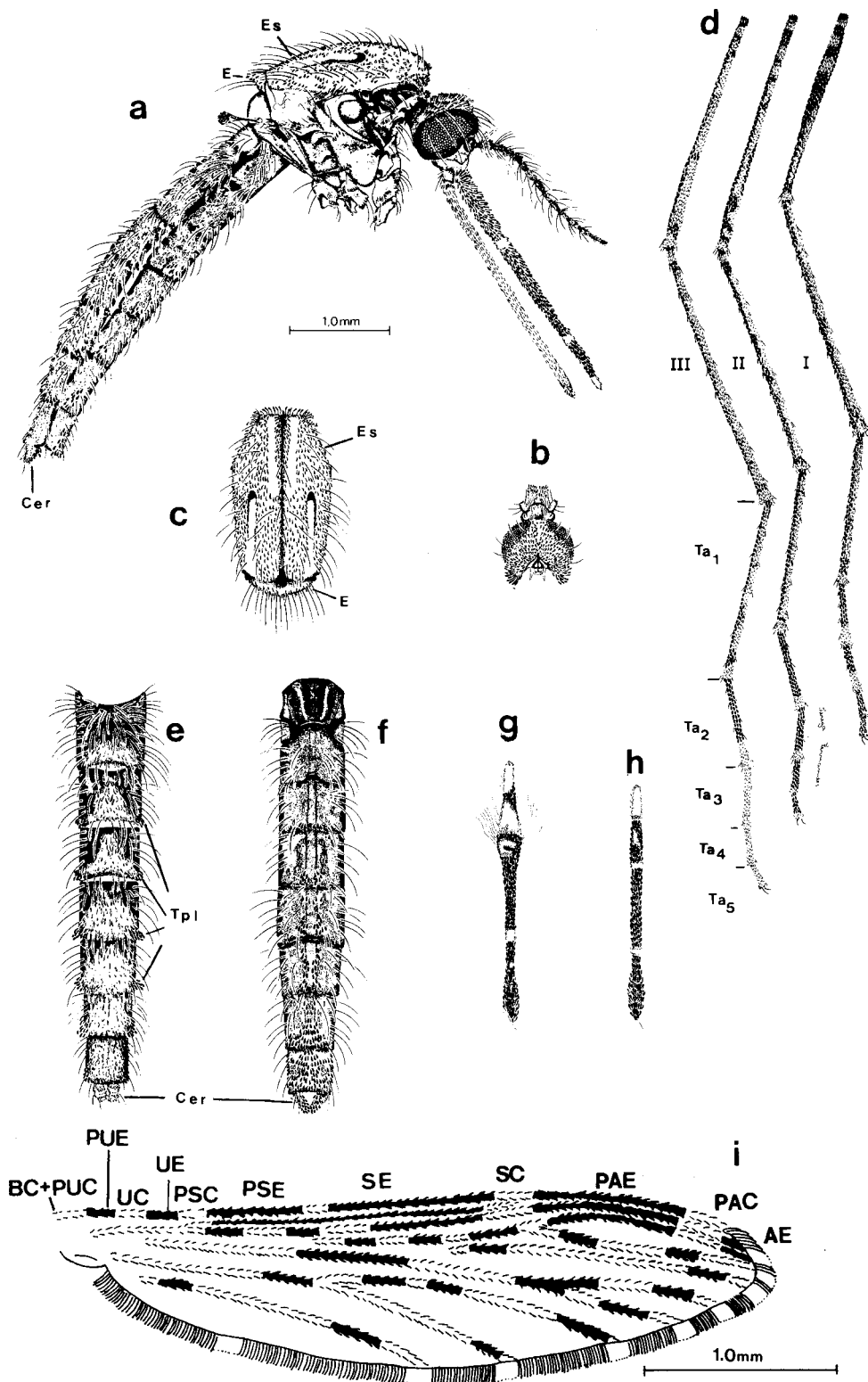
FIG. 3: a: Aparelho bucal. Peças bucais picadoras de fêmea. 1: lábio com labela; 2: labro; 3: hipofaringe; 4: maxila; 5: mandíbula. b: Fêmea sugando. 1: lábio; 2: capilar.

Tórax

Como nos dípteros em geral, o protórax e o metatórax são pouco desenvolvidos. Enquanto isso, o mesotórax ocupa a maior porção deste tagma, pois estão nele as asas realmente funcionais. As asas metatorácicas estão modificadas em halteres, que parecem auxiliar na orientação e equilíbrio durante o voo.

O aspecto geral do tórax dos mosquitos e o nome de suas placas ou porções encontram-se nas Figs. 1 e 5. Daremos no texto apenas algumas particularidades sobre este conjunto.

Observando-se a face dorsal do tórax de um mosquito, vê-se que o pronoto está representado por dois lobos chamados antepronotos, seguidos pelo escudo, no qual está fundido, distalmente, o escutelo. O escudo e o escutelo formam o mesonoto. Após o escutelo, acha-se uma porção abaulada do mesotórax chamada mesoposnoto. Examinando-se a face lateral, nota-se a presença de dois espiráculos (mesotorácico e metatorácico), estruturas que representam a abertura de traquéias para o exterior. As placas que compõem essa face e os grupos de cerdas ou de escamas aí situados recebem denominação particular, conforme as Figs. 1 e 5. Cabe ressaltar que, ao se questionar numa chave dicotômica sobre a presença de uma determinada cerda num espécime em exame, deve-se referir à



cerda ou grupo de cerdas situadas no local exato demonstrado nas figuras acima. Por exemplo: se a questão é verificar a presença da cerda pré-espiracular, devemos procurá-la na posição correta e não confundi-la com qualquer outra, ou mesmo com grupo de cerdas, que se encontre anterior ao espiráculo, como por exemplo as cerdas pós-pronotais.

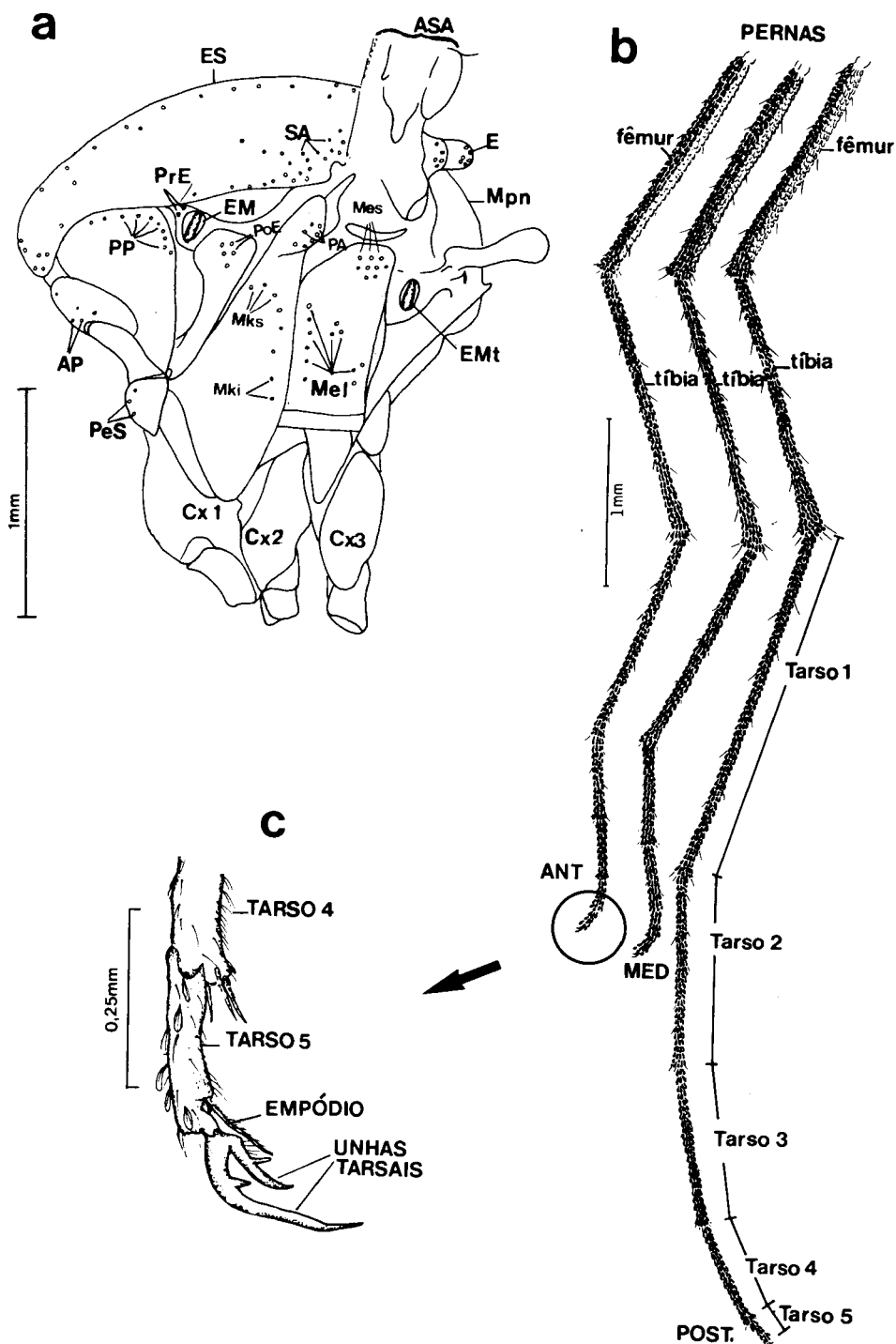
As pernas dos mosquitos são longas e, como nos insetos em geral, compostas de coxa, trocanter, fêmur, tíbia e cinco tarsômeros ou artículos tarsais, numerados em ordem crescente de proximal para distal. O quinto artículo tarsal (Ta-V) é geralmente provido de um par de unhas semelhantes ou desiguais, denteadas ou não. Ainda no ápice do Ta-V podemos achar o empódio (Fig. 5).

A asa dos mosquitos (Fig. 1) apresenta escamas, em diferente quantidade e aspecto, nas suas veias e em seu contorno, neste último caso formando a franja da asa. Em seu contorno interno basal há duas dobras principais que delimitam a calíptera e a álula. Na base da veia radial encontra-se uma porção mais espessa chamada remígio.

As veias têm nomenclatura própria conforme apresentamos na Fig. 1, e as principais chamam-se: costa, subcosta, radiais, medianas, cubital e anal, podendo ter ramificações que recebem números para facilitar a sua localização. Existem também veias transversais que, da mesma forma, recebem denominação, mas que não têm a mesma importância em taxonomia como as principais. As veias da asa da maioria dos Anophelinae são particularmente cobertas por grupos de escamas claras intercalados por outros de escamas escuras. Tais manchas de escamas têm grande importância taxonômica para essa subfamília e são denominadas conforme a Fig. 4. Dentre essas destacam-se, pelo emprego mais comum nas chaves dicotômicas, as manchas: umeral clara, pré-humeral escura, setorial escura e subcostal clara.

A nomenclatura usada para a asa é a proposta por Harbach & Knight (1980), com exceção das manchas na veia costa, cuja nomenclatura foi recentemente padronizada por Wilkerson & Peyton (1990). Estes últimos autores verificaram que os nomes das manchas da asa, derivados das definições dadas para as espécies do gênero *Anopheles*, podem, em geral, ser empregados para as espécies, que possuem asas com manchas claras e escuras, dos gêneros *Aedes*, *Aedeomyia*, *Culex*, *Orthopodomyia*, *Psorophora* e *Uranotaenia*.

- ◆ FIG. 4: Aspectos da morfologia externa do adulto — Anophelinae. a: cabeça, tórax e abdome da fêmea, vista lateral; b: cabeça, vista dorsal; c: mesonoto, vista dorsal; d: pernas; e, f: abdome, vistas dorsal e ventral, respectivamente; g: palpo maxilar do macho; h: palpo maxilar da fêmea; i: asa. I a III: pernas anterior, média e posterior, respectivamente; Cer: cercas; Es: escudo; E: escutelo; Ta1 a 5: Tarsos 1 a 5; Tpl: tufos póstero-laterais de escamas. Manchas da asa: AE: apical escura; BC + PHC: basal e préumeral claras (ou B₁); PAC: pré-apical clara; PAE: pré-apical escura; PSC: pré-setorial clara; PSE: pré-setorial escura; PUE: pré-umeral escura; SC: clara sub-costal; SE: setorial escura; UC: umeral clara (ou B₂); UE: umeral escura.



Abdome

O abdome dos mosquitos (Figs. 1 e 4) é formado de oito segmentos aparentes e mais dois reduzidos e modificados em ânus e genitália externa. Cada segmento abdominal é formado de duas placas em metade de anel — uma dorsal (tergito) e outra ventral (esternito) — unidas pela pleura ou membrana pleural. Os oito segmentos evidentes são mais facilmente identificáveis num exame dorsal do abdome, ou seja, contando-se os tergitos. Isto porque o primeiro esternito abdominal tem aparência diferente dos demais no que diz respeito ao revestimento de escamas e ornamentação por cerdas, além de poder estar alojado atrás do metatórax, o que muitas vezes faz com que ele seja erroneamente confundido como parte do tórax.

Em algumas espécies de mosquito podemos encontrar grupos de escamas nos ângulos posteriores dos tergitos, os quais são chamados tufos póstero-laterais de escamas (Fig.4).

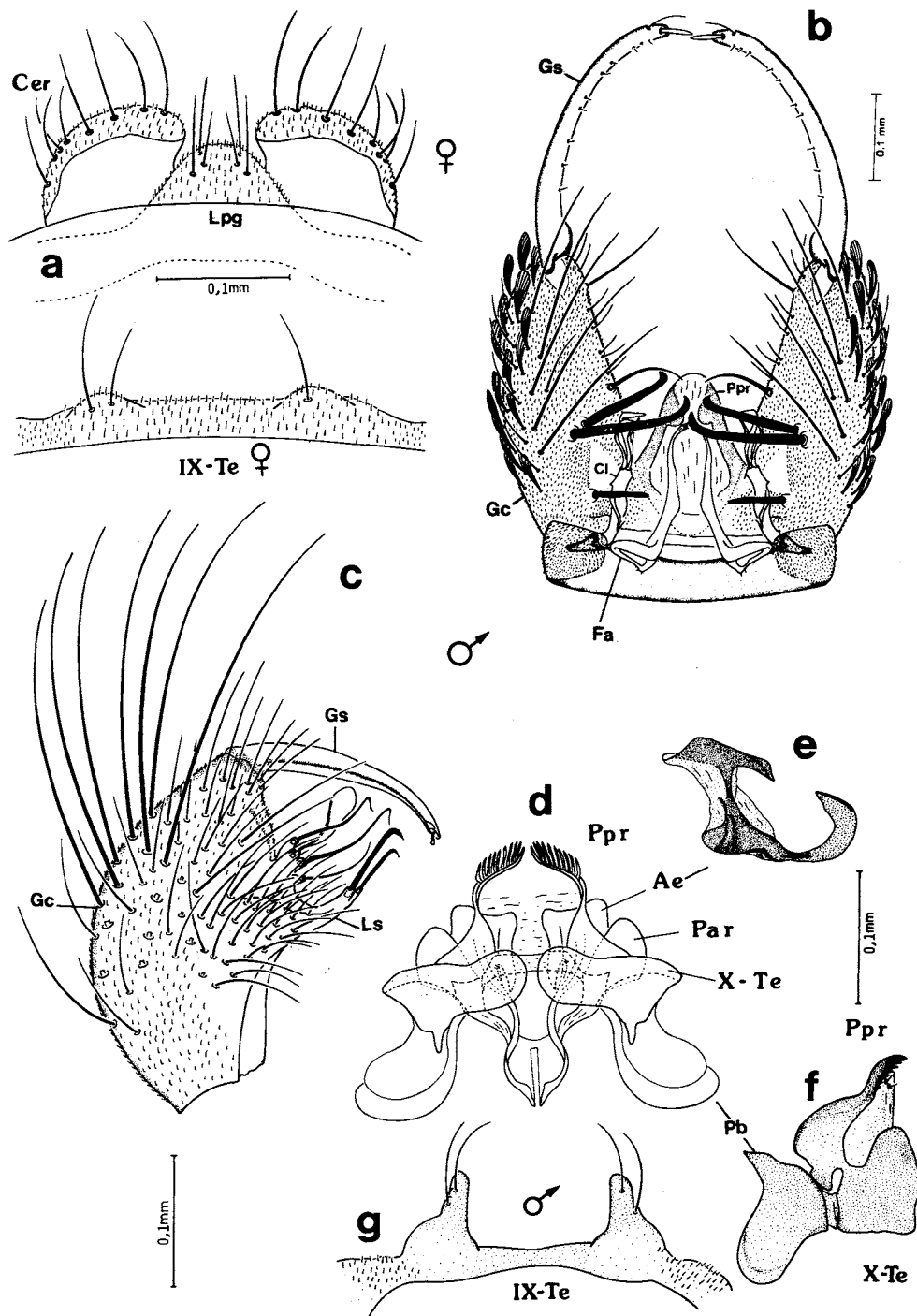
A genitália feminina tem restrita utilização em sistemática. É muito menos complexa que a masculina e confere ao ápice do abdome um aspecto digitiforme ou um pouco pontiagudo, neste caso quando apresenta cercas (um par de lobos posterior ao tergito IX) desenvolvidas (Figs. 4 e 6).

O estudo da genitália masculina (Fig. 6) geralmente é de grande importância taxonômica, o que torna necessário conhecer algumas de suas partes principais.

No momento da cópula, o macho precisa segurar firmemente a porção final do abdome da fêmea para poder nela introduzir seu órgão copulador, o edeago. Este faz parte de um conjunto de escleritos que compõem o falosoma, dentre os quais se encontram os parâmeros, que ajudam na propulsão e retração do edeago durante a cópula. Há um par de escleritos — os paraproctos — que se articula com as placas do tergito XI, que por sua vez são modificadas e pequenas.

Na verdade, são os gonocoxitos e os gonostilos (Fig. 6) que funcionam como pinça e seguram o ápice do abdome da fêmea para a cópula. Os gonocoxitos são as maiores unidades da genitália masculina e sua superfície mediano-distal pode apresentar lobos variados, que por sua vez não raramente dão origem a cerdas normais ou modificadas de grande importância sistemática nos mosquitos. A base dos gonocoxitos também pode dar origem a lobos de aspecto variável, conhecidos como claspets. Os gonostilos estão articulados na porção

- ◆ FIG. 5: Aspectos da morfologia externa do adulto. a: Tórax, vista lateral, mostrando pontos de implantação das cerdas; b: pernas; c: ampliação do tarso 5. Ap: cerdas antepronotais; Cx1: coxa anterior; Cx2: coxa média; Cx3: coxa posterior; ES: escudo; EM: espiráculo mesotorácico; EMt: espiráculo metatorácico; E: escutelo; Mei: cerdas mesepimerais inferiores; Mes: cerdas mesepimerais superiores; MKi: cerdas mesocatepisternais inferiores; MKs: cerdas mesocatepisternais superiores; Mpn: mesoposnoto; PA: cerdas pré-alares; PeS: cerdas proepisternais; PoE: cerdas pós-espiraculares; PP: cerdas pós-pronotais (ou cerdas do pronoto posterior); PrE: cerdas pré-espiraculares; SA: cerdas supraalares.



apical dos gonocoxitos e seu aspecto pode variar muito, como no caso dos Sabethini, auxiliando na identificação específica.

Todo esse conjunto da genitália externa masculina está cingido pelo tergito e esternito IX, sendo o primeiro usualmente bilobulado e de importância sistemática (Fig. 6).

A genitália masculina deve ser montada em bálsamo após dissecação de suas partes, de acordo com a orientação dada no item "Montagem em lâminas", p.(171).

OVOS

Os ovos dos mosquitos são elípticos ou ovais, muitas vezes com um lado achatado, plano ou mesmo um tanto côncavo, oposto ao lado convexo (Fig. 7). De modo geral, quando observados em corte transversal, são de contorno circular ou elíptico. Têm cor pálida no momento da oviposição, tornando-se escuros após alguns minutos, sendo que os inférteis geralmente não alcançam a tonalidade escura dos férteis. Os ovos podem ser colocados isoladamente ou em conjuntos, diretamente sobre a superfície da água, na face inferior de substratos flutuantes na água ou mesmo em local úmido bem próximo da água, dependendo do gênero de mosquito.

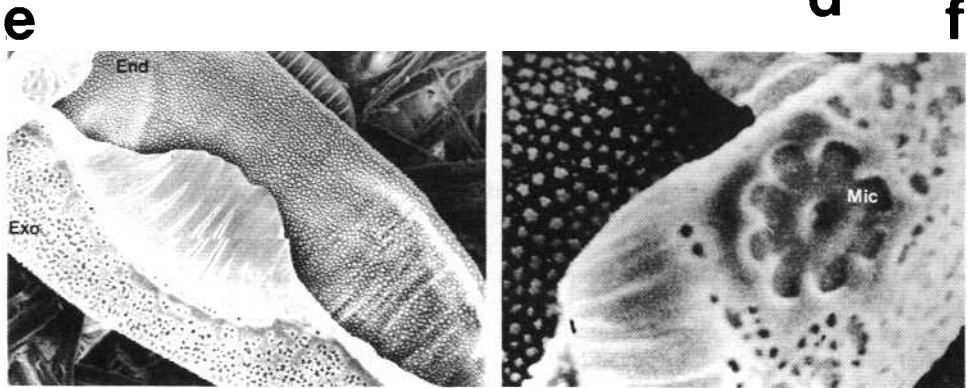
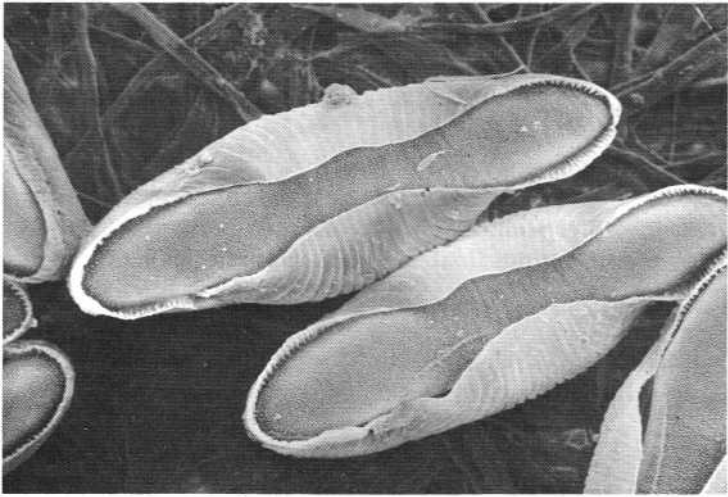
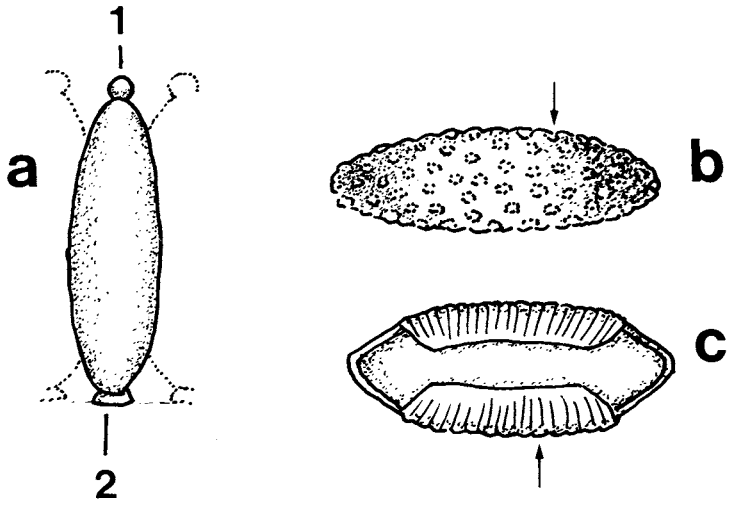
A "casca" dos ovos dos mosquitos, caracteristicamente impermeável, é conhecida como cório. O exocório geralmente apresenta ornamentações que auxiliam na identificação específica (Fig. 7). No caso particular dos Anophelinae, uma porção estreita e longitudinal do exocório lateral forma o que conhecemos como flutuadores, que contêm gomos ocos e impedem a submersão dos ovos (Fig. 7).

Na extremidade anterior dos ovos há um orifício no cório — a micrópila — pelo qual o espermatozóide penetra para fecundar o óvulo (Fig. 7).

LARVAS

As larvas dos mosquitos, sempre aquáticas, têm aspecto vermiforme e coloração que varia entre o esbranquiçado, esverdeado, avermelhado ou mesmo

- ◆ FIG. 6: Aspectos da morfologia externa do adulto. a: genitália feminina (Culicinae); b: genitália masculina (Anophelinae); c: genitália masculina (Culicinae), aspecto de um gonocoxito e gonostilo; d: genitália masculina (Culicinae), aspecto das placas copuladoras em vista dorsal, não desmembradas; e: genitália masculina (Culicinae), aspecto do aedeago, isolado; f: genitália masculina (Culicinae), aspecto ventral de algumas placas; g: genitália masculina (Culicinae), aspecto do tergito IX. Ae: eedeago; Cer: cerca; Cl: claspete; Fa: falo-soma; Gc: gonocoxito; Gs: gonostilo; Lpg: lobo pós-genital; Ls: lobo subapical do gono-coxito; Par: parâmero; Pb: placa basal; Ppr: paraprecto; IX-Te: tergito IX; X-te: tergito X.



enegrecido. Seu corpo é nitidamente dividido em cabeça, tórax e abdome, sendo que os dois primeiros tagmas são mais globosos, enquanto o abdome tem aparência semicilíndrica e está dividido em nove segmentos (segmentos I-VIII, similares entre si, e X, diferenciado em lobo anal) (Figs. 8 e 9).

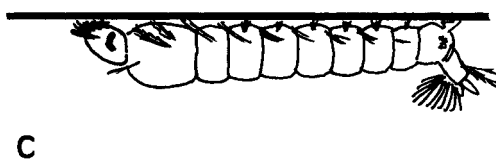
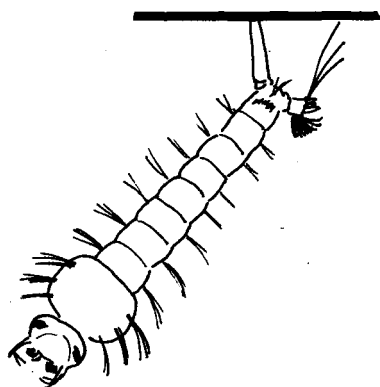
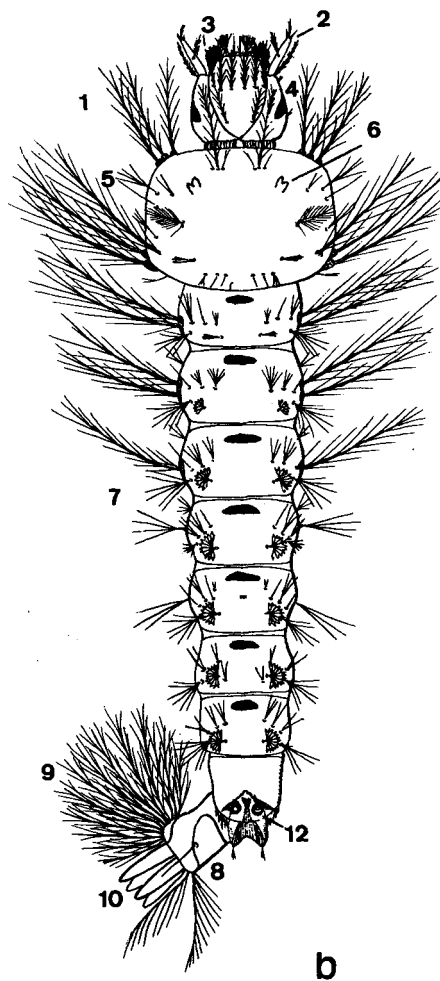
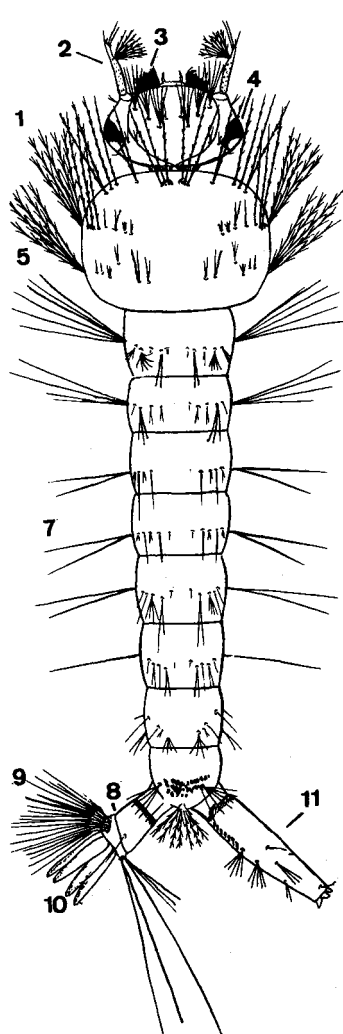
O corpo da larva apresenta cerca de 222 pares de cerdas, dispostas de maneira simétrica, que variam em aspecto (tamanho e número de ramificações) e seu estudo denomina-se quetotaxia. Cada par de cerdas recebe uma numeração que se inicia na parte mediana dorsal e contorna o segmento até terminar na parte mediana ventral (Figs. 9 e 10). Convencionou-se denominar as cerdas, juntapondo-se ao seu número o segmento ou porção em que ela está situada. Por exemplo: cerda 1-C (cerda 1 da cabeça), cerdas 4,7-P (cerdas 4 e 7 do protórax), cerdas 9-11-II (cerdas 9 a 11 do segmento abdominal II) e cerda 6-I-V (cerda 6 dos segmentos abdominais I a V). As cerdas têm função sensorial e auxiliam na flutuação.

A cabeça (C) (Figs. 8 e 9) é revestida por um conjunto de escleritos, cujos limites são evidenciados pelas suturas ou linhas que aparecem aí. É provida de um par de antenas e de olhos compostos por 1 a 5 grupos de ocelos laterais (Clements, 1963). Estes últimos aparecem como mancha escura bilateral, posterior a qual existe uma mácula, geralmente de aspecto reniforme, que persistirá na fase pupal e representa o olho composto do adulto em formação. No primeiro estágio, a larva é provida de um "dente" quitinoso no clipeo, que a auxilia no processo de eclosão.

Ao contrário dos adultos que possuem aparelho bucal adaptado à punção, as larvas dos mosquitos têm aparelho bucal do tipo mastigador-raspador; as peças bucais consistindo de epifaringe, mandíbulas, maxilas, hipofaringe e lábio. As mandíbulas e maxilas são placas robustas, dotadas de dentes e cerdas fortes, úteis à trituração dos alimentos e empregadas em estudos filogenéticos (Harbach & Peyton, 1993).

À frente da cabeça encontram-se as escovas orais ou palatais, constituídas de um par de escovas laterais e um de escovas medianas (ventrais). Quase sempre ainda está presente uma escova anterior. Todas originam-se no palato (porção do labro) e são compostas de um conjunto de algumas centenas de filamentos. Tais escovas, quando em movimento, promovem correntes hídricas que trazem para a boca da larva as partículas que serão mastigadas. A abertura bucal da larva dos mosquitos é mais facilmente examinada pela face ventral da cabeça, quando se nota logo alguns de seus anteparos: os pares de maxilas e mandíbulas e o dorsomento (estrutura triangular com dentes nos lados anteriores) (Fig. 10).

◆ Fig. 7: Aspectos dos ovos. a: Ovo de *Culex*; a1: gotícula apical; a2: cálice micropilar; b: Ovo de *Aedes*, com corpos coriônicos; c, d: Ovo de *Anopheles*, com flutuadores laterais (seta); e, f: Ovo de *Anopheles*, destaque para o cório e micrópila; End: endocório; Exo: exocório; Mic: micrópila.



Os três segmentos torácicos são identificáveis apenas pelos conjuntos de cerdas de cada um: Protórax (P), Mesotórax (M) e Metatórax (T) (Figs. 9 e 10). Seu tegumento, assim como o do abdome, é delicado, não esclerotizado, podendo apresentar-se nu ou espiculoso. Na região protorácica dorsal de mosquitos *Anophelinae* podem ser observados os órgãos flutuadores de "Nuttall & Shipley" (Fig. 8). Numa larva, no final do quarto estágio podemos identificar as trompas respiratórias pupais em formação dentro do tórax.

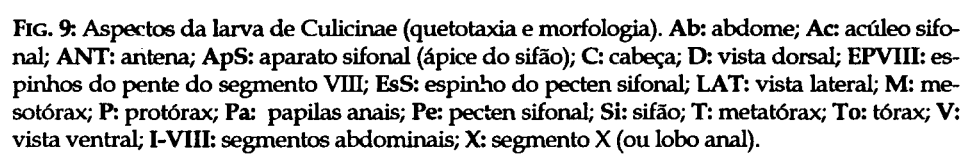
Os segmentos abdominais são facilmente identificáveis, sendo que os sete primeiros - segmentos I-VII - apresentam cerca de 13 pares de cerdas cada um. No segmento VIII ocorrem apenas 5 pares de cerdas, além de um conjunto lateral de escamas, freqüentemente esclerotizadas a escova ou pente do segmento VIII (Figs. 9 e 10). Os segmentos I-VIII nos *Anophelinae* e VI-VIII dos *Orthopodomyia* possuem escleritos medianos dorsais denominados placas terciais (Fig. 10). O segmento X é também conhecido como lobo ou lóbulo anal, pois nele termina o tubo digestivo da larva. Este segmento apresenta esclerito conhecido como sela, que pode cingir todo o segmento (sela completa) ou não (sela incompleta) (Fig. 10). No ápice deste segmento, ao redor do ânus, encontram-se quatro processos com aparência de língua, chamados papilas anais (Figs. 9 e 10).

Ainda ligado ao segmento VIII acha-se o sifão respiratório, tubo na extremidade do qual se abrem os espiráculos (Fig. 9). Não é desenvolvido em *Anophelinae*, nos quais existe um conjunto de placas esclerotizadas chamado aparato espiracular (Fig. 10). Sua área longitudinal mediana é formada principalmente pela placa espiracular, ladeada, anteriormente, pelas duas aberturas espiraculares. O sifão tem enorme importância taxonômica, pela sua forma, seu índice (resultado da divisão do comprimento do sifão pela sua largura medida no meio do órgão) e o aspecto e número dos espinhos que formam uma fileira de cada lado da sua parte pósterobasal (pecten). A base do sifão pode estar provida de uma estrutura quitinizada conhecida como acúleo (Fig. 9).

PUPAS

Nesta fase ocorre a metamorfose no mosquito: a larva de quarto estágio — que tem aparelho bucal mastigador, é desprovida de apêndices locomotores e de quem não se pode definir facilmente o sexo —, passa à fase pupal, durante a qual não se alimenta, e se transforma no adulto, o qual por sua vez se alimenta por punção, tem asas, patas e genitálias interna e externa completamente formadas.

- ♦ FIG. 8: Aspectos da Larva. a: Larva de *Culicinae*; b: Larva de *Anophelinae*. 1: cabeça; 2: antena; 3: escova oral; 4: olho; 5: tórax; 6: órgão de Nuttall & Shipley; 7: abdome com oito segmentos; 8: lobo anal; 9: Cerda 4-X ou escova ventral do lobo anal; 10: brânquias ou papilas anais; 11: sifão respiratório; 12: espiráculos. c: Posição das larvas de *Culicinae* e *Anophelinae* quando respirando.



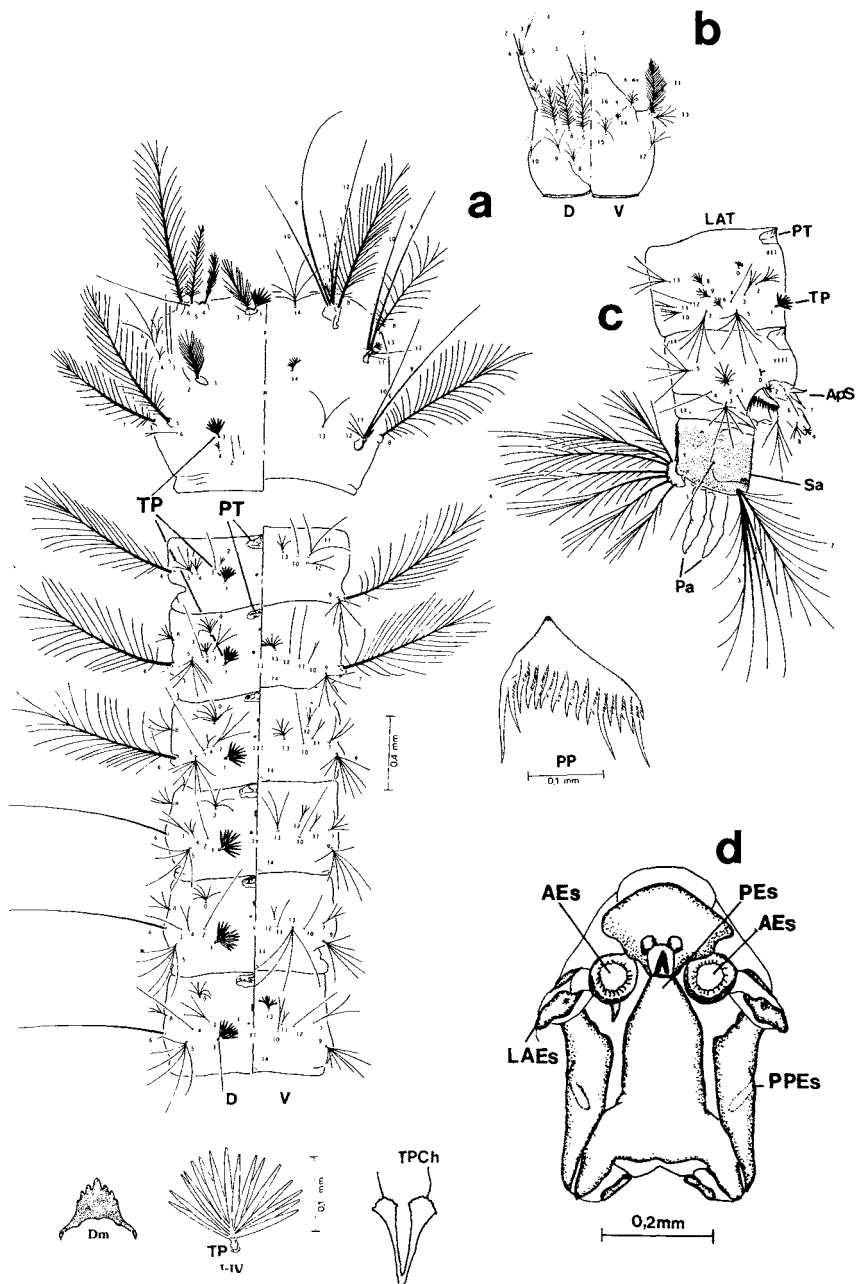


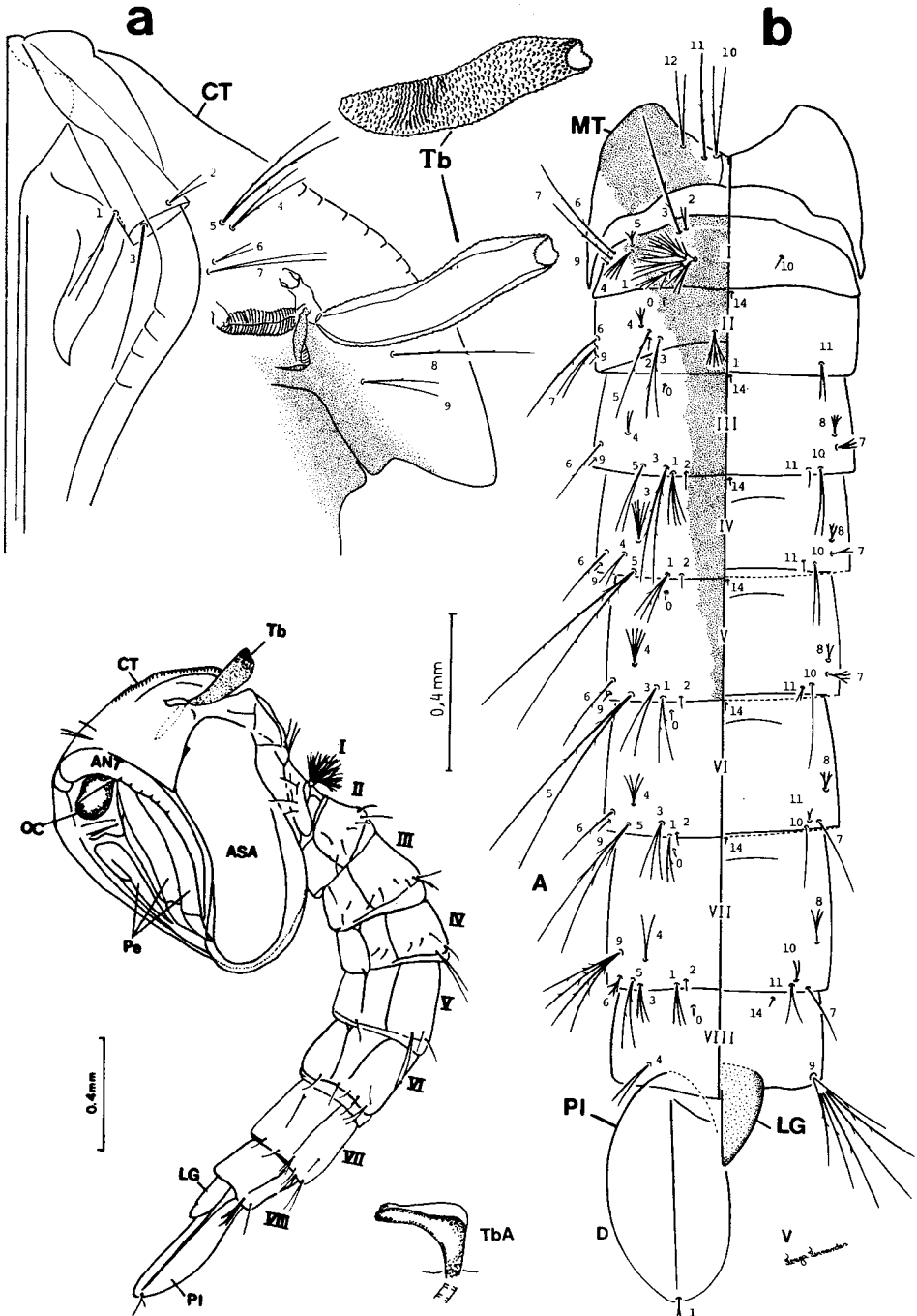
FIG. 10: Aspectos da larva de Anophelinae (quetotaxia e morfologia). **a:** tórax e abdome; **b:** cabeça; **c:** segmentos VII, VIII e X, vista lateral; **d:** aparato espiracular, ampliação, vista dorsal. AEs: abertura espiracular; ApS: aparato espiracular, vista lateral (vista dorsal ampliada); D: vista dorsal; Dm: dorsomento; LAEs: lobo antero-lateral da placa espiracular; LAT: vista lateral; M: mesotórax; P: protórax; Pa: papilas anais; PEs: placa espiracular; PP: placa de espinhos do pecten; PPEs: lobo postero-lateral da placa espiracular; PT: placa tergal; Sa: sela do lobo anal; T: metatórax; TP: tufo palmado; TPCh: tufo palmado de *Chagasia*, destaque ampliado de dois elementos do tufo; V: vista ventral; I-VIII e X: segmentos abdominais.

As pupas têm aspecto de vírgula (Fig. 11.c). São bastante móveis quando perturbadas, mas estão quase sempre paradas em contacto com a superfície da água.

Seu corpo, que tem inicialmente a mesma cor da larva recém-transformada, escurece na medida que se aproxima o momento da emergência do adulto. Divide-se em duas porções: cefalotórax (CT) (cabeça + tórax) e abdome (dividido em 8 segmentos = Segs. I-VIII). Ambos, cefalotórax e abdome são providos de cerdas que, de acordo com seu aspecto, posição e número de ramificações, têm elevada importância sistemática (Fig. 11).

No cefalotórax existem duas estruturas tubulares chamadas trombetas ou trompas respiratórias, onde se abrem os únicos espiráculos da pupa. Ainda nesta porção do corpo vêem-se manchas escuras bilaterais que correspondem, respectivamente, aos olhos compostos e aos esternas (estes últimos bem menores e situados posteriormente aos primeiros). No final do abdome, isto é, no ápice do Seg.VIII, há um par de pás ou paletas que auxiliam a pupa na locomoção. Ligado a este segmento e ventral às paletas encontra-se o lobo genital, que no caso das pupas de fêmeas é geralmente bem pequeno, enquanto que nas pupas de machos é volumoso e parcialmente bilobulado, ou seja, aloja as estruturas maiores da genitália masculina: os gonocoxitos e gonostilos (Fig. 11).

FIG. 11: Aspectos da pupa (quetotaxia e morfologia). a: cefalotórax (parte), aspecto externo da exúvia pupal dissecada; b: Metatórax e abdome, aspectos dorsal e ventral da exúvia pupal de um macho, dissecada; c: pupa de macho, aspecto lateral da pupa não dissecada. ANT: antena (do adulto em formação); CT: cefalotórax; D: vista dorsal; LG: lobo genital; MT: metatórax; Oc: olho composto; Pe: pernas (do adulto em formação); Pl: paleta (ou pá); Tb: trombeta (ou trompa respiratória) de Culicinae; TbA: trombeta de Anopelinae; V: vista ventral; I-VIII: segmentos abdominais.



BIOLOGIA E MORFOLOGIA INTERNA

ADULTOS

Alimentação e nutrição

O metabolismo energético da grande maioria dos mosquitos, machos e fêmeas, depende da ingestão de carboidratos, usualmente provenientes de seivas, flores e frutos. O acúmulo de glicogênio e triglicérides, que é determinante para o potencial de atividade e longevidade, depende diretamente desses carboidratos (Nayar & Sauerman, 1973). O repasto sanguíneo das fêmeas está relacionado primordialmente ao desenvolvimento de ovos. Entretanto, existem mosquitos, como aqueles pertencentes ao gênero *Toxorhynchites*, que não sendo hematófagos, dependem exclusivamente da alimentação com carboidratos. Em algumas espécies hematófagas podem ocorrer raças capazes de produzir uma ou mais desovas iniciais não precedidas por ingestão de sangue, chamando-se esse fenômeno de autogeria. Por sua vez, o repasto sanguíneo pode também contribuir para aumentar a longevidade das fêmeas (Clements, 1963; Nayar & Sauerman, 1975; Consoli, 1982). Edman et al. (1992) assinalam a ocorrência de múltiplos repastos sanguíneos em *Ae. aegypti* na Tailândia, em substituição à alimentação açucarada.

APARELHO DIGESTIVO

A região anterior do canal alimentar contém dois êmbolos de sucção que servem para a ingestão do alimento: bomba cibarial, situada sob o clipeo e provida em sua porção final de uma crista formada por espículos esclerotizados — os dentes do cibário, bem como a bomba faringea, muscúlosa, responsável pela pressão negativa gerada para a ingestão de alimentos (Fig. 12). O esôfago consiste em um tubo estreito que termina no esfíncter "cardíaco". Logo após o esfíncter existem dois pequenos divertículos dorsais e um grande divertículo ventral (papo), todos revestidos por uma fina cutícula que os torna impermeáveis. Anexas ao intestino anterior acham-se as glândulas salivares, que estão organizadas em dois grupos de três ácinos com aspecto de sacos digitiformes, sendo o ácino mediano menor do que os laterais. A saliva de cada ácino é drenada por seu ducto próprio; estes, por sua vez, se unem em um ducto salivar comum

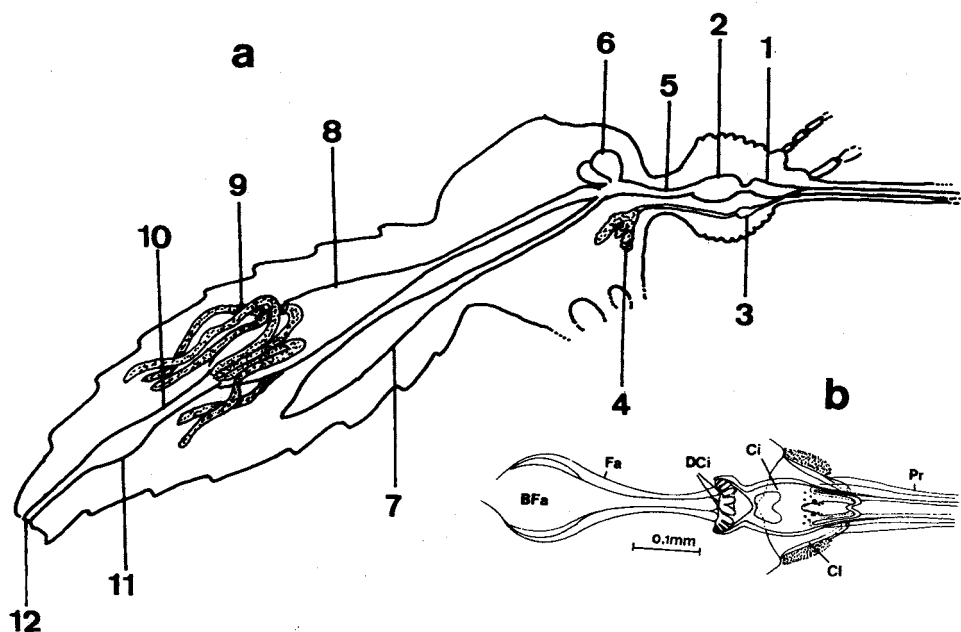


FIG. 12: Morfologia interna: a: Sistema digestivo de adulto. 1: bomba cibarial (Ci); 2: bomba faringeana (BFa); 3: bomba salivar; 4: glândula salivar; 5: esôfago; 6: divertículos dorsais; 7: divertículo ventral; 8: estômago ou intestino médio; 9: tubos de Malpighi; 10: fêo/côlon; 11: reto; 12: ânus. b: Cibário e faringe - vista dorsal. Ci: cíleo; DCi: dentes do cibário; Fa: faringe; Pr: probóscide.

que conduz a saliva até a bomba salivar, em forma de bulbo, a qual se abre na base da hipofaringe. O estômago ou intestino médio é altamente elástico e revestido internamente por um epitélio colunar de borda estriada, adaptado à secreção e absorção. Na parte posterior do estômago existe um poderoso esfíncter, a válvula pilórica, após a qual ligam-se os tubos de Malpighi, cuja estrutura e tamanho se mantêm praticamente intactos desde o último estágio larval, envolvidos na excreção e reabsorção de água. Nas fêmeas, o processo de excreção é ativo, principalmente após o repasto sanguíneo. Segue-se o intestino posterior, composto do fêo, do reto distendido ou ampola retal, onde se encontram as papilas retais (geralmente em número de quatro) e o ânus.

ALIMENTAÇÃO COM CARBOIDRATOS

Quando ingerem gotículas de carboidratos, os mosquitos mergulham a ponta da labela no líquido, sugando-os sem retraindo o lábio. Os açúcares assim ingeridos são armazenados no divertículo ventral (Fig. 12), de onde passam lentamente para o estômago, sendo aí gradualmente digeridos. Esse mecanismo per-

mite à fêmea manter vazio o estômago, pronto para receber o repasto sanguíneo. Numerosos carboidratos naturais podem participar da nutrição de mosquitos, estando aparentemente a glicose, sacarose, maltose e frutose entre os mais eficientes (Galum & Fraenkel, 1957; Magnarelli, 1980; Consoli, 1982).

ALIMENTAÇÃO SANGUÍNEA

Somente as fêmeas dos mosquitos são hematófagas. Após pousarem sobre o hospedeiro em geral, selecionam cuidadosamente o local da picada com os órgãos sensoriais situados na labela (Christophers, 1960). O conjunto de estiletos bucais é então introduzido na pele do hospedeiro, ficando o lábio dobrado (Fig. 3). A saliva, concomitantemente inoculada, pode conter anticoagulantes, aglutininas e substâncias eventualmente alergênicas, mas não há evidências de que contenha enzimas digestivas (Clements, 1963). Na maioria das vezes ocorre sucção diretamente de um capilar e então o processo se completa em aproximadamente três minutos. Ocasionalmente o sangue pode ser sugado também a partir de uma hemorragia subcutânea produzida pelas peças bucais ("pool feeding") podendo, neste caso, durar mais do que dez minutos (Griffiths & Gordon, 1952; O'Rourke, 1956; Consoli & Williams, 1981). O sangue é sugado pela ação coordenada das bombas cibarial e faringeana (Fig. 12). O volume de sangue ingerido varia conforme a espécie: de 1,5 a 4,2 mm³, tem sido assinalados em *Ae. aegypti* e até 10,2 mm³ em *Cx. quinquefasciatus* (*Cx. pipiens fatigans*) (Christophers, 1960; Freitas & Guedes, 1961; Clements, 1963; Knaus et al., 1993).

DIGESTÃO SANGUÍNEA

A digestão sanguínea ocorre de maneira bastante rápida. Pouco após a ingestão, forma-se uma camada de material quitinoso, secretado pelas células do estômago, que separa a sua superfície interna do sangue ingerido e que constitui a membrana peritrófica. Essa membrana não se forma quando substâncias açucaradas passam para o estômago e são digeridas. Inicialmente grossa e viscosa, a membrana peritrófica solidifica-se rapidamente em uma camada fina e não elástica. Se um segundo repasto sanguíneo ocorre antes que o primeiro tenha sido totalmente digerido, forma-se uma segunda membrana peritrófica circundando a primeira e o novo sangue ingerido. A membrana peritrófica é permeável às enzimas proteolíticas secretadas pelas células estomacais e também aos produtos da digestão que são aí absorvidos. Quando a digestão se aproxima do seu final, a membrana torna-se novamente macia. Billingsley & Rudin (1992) assinalam algumas diferenças na formação da membrana peritrófica entre *Anopheles* e *Aedes*, relacionando-as a diferenças na susceptibilidade desses mosquitos a *Plasmodium beghei* e *Plasmodium gallinaceum*, respectivamente.

NECESSIDADES NUTRICIONAIS

Muitos trabalhos confirmam a necessidade de proteínas para a produção de ovos nos mosquitos (Clements, 1963). Estudos indicam a necessidade de pelo menos dez aminoácidos essenciais na dieta para que ocorra a produção normal

de ovos: arginina, isoleucina, leucina, lisina, fenilalanina, treonina, triptofano, valina, histidina e metionina. A produção de ovos aparentemente não aumenta quando são adicionados à dieta vitaminas e ácidos nucleicos, mas isso pode ocorrer em alguns casos em que são acrescentados sais de sódio e potássio (Diamond, Lea & De Long, 1958). Há indícios de que em algumas espécies de mosquitos o tipo de sangue ingerido pode influenciar o tamanho da desova (Clements, 1963; Consoli et al., 1981).

EXCREÇÃO

Durante as primeiras duas horas após o repasto sanguíneo, o fluido aquoso que pode ser eliminado pelo ânus corresponde à descarga do excesso de líquido. Em alguns mosquitos, após pelo menos 12 horas do início da digestão sanguínea ocorre a eliminação de massas semi-sólidas de ácido úrico, concomitantemente com a reabsorção de líquidos ao nível do reto. O corpo gorduroso pode funcionar também como órgão acumulador de ácido úrico.

Reprodução

ACASALAMENTO

Em relação ao acasalamento, os mosquitos podem ser divididos em dois grandes grupos: espécies estenógamas ou estenogâmicas, que são capazes de se acasalar em pequenos espaços, durante o voo ou pousados sobre uma superfície, e espécies eurígamas ou eurigâmicas, cuja cópula depende da formação de enxames, os quais por sua vez necessitam de numerosas condições físicas e biológicas (Cambournac & Hill, 1940, in Bates, 1949). Algumas espécies foram assinaladas como eurígamas facultativas e espécies estenógamas como *Ae. aegypti* e *Cx. quinquefasciatus* já foram detectadas participando de enxames na natureza. Mosquitos verdadeiramente eurígamos, entretanto, raramente se acasalam em espaços restritos.

Os enxames podem ser formados por uma ou mais espécies e muitos fatores podem influenciar a sua formação: o estado fisiológico dos mosquitos, a intensidade luminosa, presença de pontos referenciais (objetos como postes, arbustos etc.), presença de correntes de ar e outros (Bates, 1949). Embora as cópulas intraespecíficas sejam a regra, cruzamentos interespecíficos podem ocorrer entre algumas espécies, como *Ae. albopictus* e *Ae. aegypti* (Nasci et al., 1989). O acasalamento pode se dar antes ou após a ingestão do primeiro repasto sanguíneo, mas é frequentemente anterior a este.

FECUNDAÇÃO

Após a cópula, os espermatozoides são armazenados nas espermatecas (Fig. 13) e serão utilizados pouco a pouco para fecundar os ovos durante o processo de postura. Os espermatozoides podem manter-se viáveis por muito tem-

po (Clements, 1963; Andreadis & Hall, 1980). Em *Ae. fluviatilis* foram assinaladas até 15 desovas fertilizadas por espermatozóides armazenados anteriormente à primeira desova (Consoli et al., 1983).

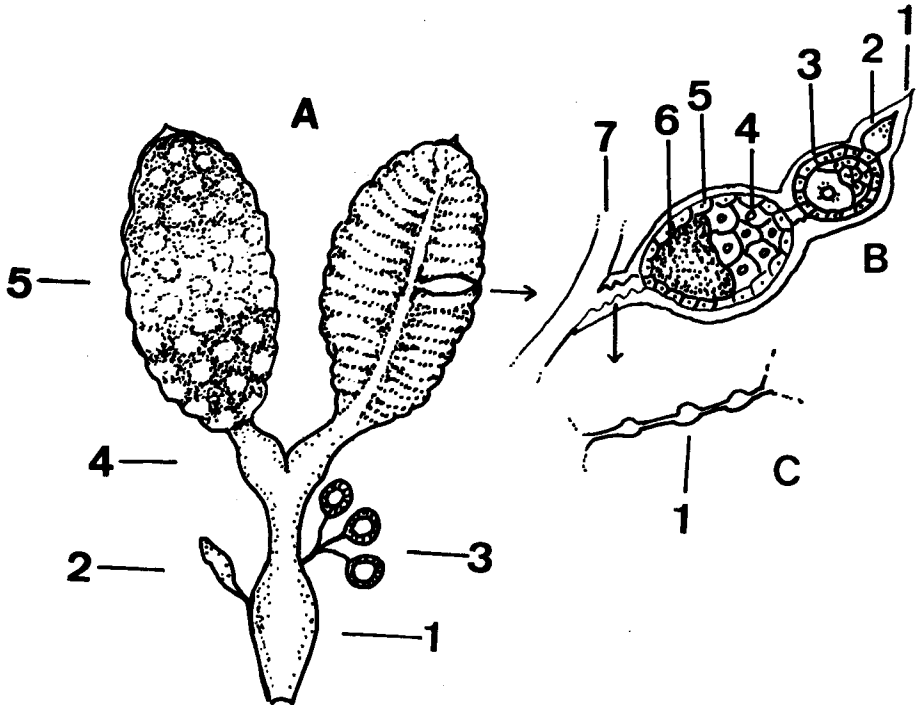


FIG. 13: A: Aparelho reprodutor feminino. 1: vagina; 2: glândula acessória; 3: espermatecas; 4: oviduto lateral; 5: ovário. B: Ovariolo. 1: membrana ovariana; 2: germário ou primeiro folículo; 3: segundo folículo; 4: trofócitos do terceiro folículo; 5: epitélio folicular; 6: oócito repleto de vitelo; 7: oviduto interno. C: Pedículo ovariano. 1: dilatação.

CONCORDÂNCIA E DISCORDÂNCIA GONOTRÓFICA

Existe concordância gonotrófica quando cada oviposição é precedida por um repasto sanguíneo. Em algumas espécies ou populações, mais do que um repasto sanguíneo pode ser necessário para produzir a primeira desova, como por exemplo em algumas linhagens africanas de *An. gambiae* (WHO, 1961); embora prevaleça a concordância gonotrófica nas desovas seguintes, em linhagens autógenas, a produção de ovos pode iniciar-se às expensas de reservas acumuladas durante a fase larvária, como ocorre em *Culex pipiens* var. *molestus* (Clements,

1963). Em muitas espécies de mosquitos pode ocorrer, com frequência variável, mais do que um repasto antecedendo a uma desova ou mais do que uma postura após somente um repasto (Andreadis & Hall, 1980; Klowden & Lea, 1980; Consoli et al., 1983).

APARELHO REPRODUTOR MASCULINO

Consiste de um par de testículos alongados situados dorsiventralmente na altura dos segmentos abdominais V e VI, cada qual consistindo de um folículo simples envolvido por uma membrana, no qual podem ser observadas as diversas etapas de desenvolvimento dos espermatozóides (Fig. 14). Cada testículo abre-se em um vaso eferente que por sua vez termina em um ducto deferente musculoso. Ambas as vesículas seminais encontram-se fundidas ao vaso deferente e ladeadas por um par de glândulas acessórias. Estas podem apresentar-se, por sua vez, fundidas às vesículas seminais, em alguns *Anopheles*. No primeiro dia após a emergência processa-se uma rotação de 180 graus em toda a extremidade abdominal a partir do segmento VIII e incluindo a genitália (Christophers, 1960; Forattini, 1962).

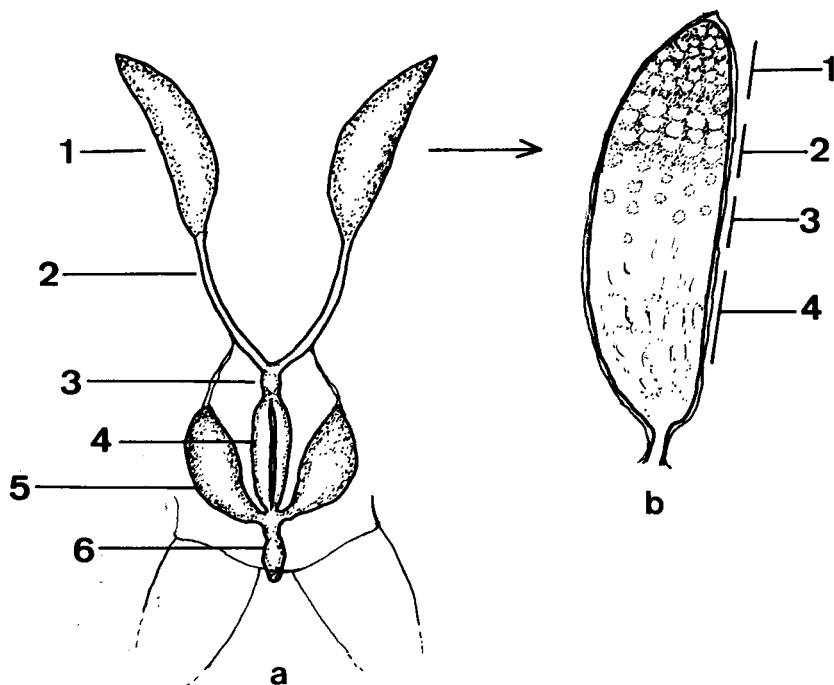


FIG. 14: a: Aparelho reprodutor masculino. 1: testículo; 2: vaso eferente; 3: vaso deferente; 4: vesículas seminais; 5: glândula acessória; 6: ducto ejaculador. b: Testículo. 1: espermátogônias; 2: espermátocitos; 3: região da meiose; 4: espermátides.

APARELHO REPRODUTOR FEMININO

Consiste de um par de ovários dorsilaterais, situados na porção posterior do abdome, conectados por ovidutos laterais a um oviduto comum que se abre na câmara genital ou vagina (Fig. 13.a). Os ovaríolos desembocam na porção superior dos ovidutos laterais e são em número variável. Em *Ae. aegypti* foram estimados entre 50 e 150 (Colless & Chellapah, 1960), podendo ocorrer mais do que 400 em *Culex pipiens pipiens* e acima de 500 em alguns Anophelinae. Numerosas traquéias, abundantemente ramificadas, servem os ovários. As espermatecas quitinizadas, providas de ductos finos, fundidos ou não, abrem-se na vagina. Em Anophelinae ocorre uma só espermateca, mas em Culicinae podem ocorrer 1, 2 ou 3, de tamanhos iguais ou diferentes. Uma glândula acessória e uma "bursa copulatrix" podem estar presentes e desembocar na vagina (Christophers, 1960; Clements, 1963; Forattini, 1962).

Ovaríolo

Cada ovaríolo consiste de um germário anterior seguido de um vitelário, envolvidos pela membrana ovario lar e pela membrana ovariana (Fig. 13.b). O germário contém células ainda pouco diferenciadas. O vitelário possui 2 ou 3 folículos, sendo cada qual formado por um oócito, 7 trofócitos e um epitélio folicular circundante.

Desenvolvimento do folículo ovariano

Esse desenvolvimento foi sistematizado por diversos autores, sob formas ligeiramente diferentes. Adotaremos a seqüência descrita por Detinova (1962):

- N - folículo consiste de 8 células indiferenciadas, apresentando-se esférico.
- I - o oócito pode ser claramente diferenciado dos 7 trofócitos, situados acima do mesmo.
- II - 1 grânulos de vitelo aparecem em volta do núcleo do oócito. O folículo assume forma oval.
- II - 2 aumentam consideravelmente as granulações de vitelo no citoplasma do oócito, que cresce e fica muito maior do que os trofócitos.
- III - o oócito ocupa 3/4 do folículo que se alonga. O vitelo encobre totalmente o núcleo do oócito.
- IV - folículo muito alongado, com os trofócitos ocupando apenas sua extremidade superior. A oogônia ocupa 9/10 do folículo.
- V - o cório recobre o ovo, aparecendo as características específicas da superfície do ovo, ficando os restos dos trofócitos restritos à extremidade proximal do folículo.

Na ausência de repasto sanguíneo, geralmente ocorre uma parada no desenvolvimento dos ovários — diapausa ovariana — após o estágio II - I de desenvolvimento, sendo o crescimento retomado após o repasto sanguíneo, que funciona como fator estimulante.

IDADE CRONOLÓGICA E IDADE FISIOLÓGICA

Define-se a idade cronológica pelo intervalo de tempo, medido em dias, vivido pelo inseto. Vários métodos, tais como a medida de desgaste das asas ou da escamação do corpo têm sido descritos para a avaliação da sobrevida na natureza, mas a grande variedade de circunstâncias às quais os insetos podem estar expostos, limita naturalmente a exatidão dessas medidas.

A idade fisiológica das fêmeas consiste no número de ciclos reprodutivos pelos quais estas passaram. É possível avaliar a paridade das fêmeas de mosquitos pela observação das características das traquéias ovarianas e dos ovários (veja item "Dissecção de ovários e ovários", p.(173)). Quando existe concordância gonotrófica e um intervalo de tempo razoavelmente constante entre os repastos sanguíneos e as posturas, pode-se calcular a idade cronológica aproximada a partir da idade fisiológica (Birley & Boorman, 1982).

OVULAÇÃO, FERTILIZAÇÃO E OVIPOSIÇÃO

O epitélio folicular desaparece quando o ovo atinge a maturidade, ficando assim diretamente em contato com o oviduto. As contrações do oviduto são responsáveis pela ovulação. A oviposição segue-se imediatamente, ocorrendo a fertilização na passagem do ovo pelo oviduto comum, quando alguns espermatozoides liberados da espermateca penetram pela micrópila, sendo que um destes fertilizará o óvulo. Na falta de condições adequadas para a oviposição, ou mesmo espontaneamente, mosquitos podem reter seus ovos por muitos dias (Clements, 1963; Consoli et al., 1983). Em *Ae. aegypti*, a fertilidade de ovos retidos por mais de 15 dias declina rapidamente (Christophers, 1960). Em muitas espécies, choques físicos diversos, decaptação, arrancamento de uma asa ou envenenamento por éter ou inseticidas podem levar à oviposição, mesmo em ausência de água (Curtin & Jones, 1961).

COMPORTAMENTO DE OVIPOSIÇÃO

A seleção do local de oviposição por parte das fêmeas é o principal fator responsável pela distribuição dos mosquitos nos criadouros e é da maior relevância para a distribuição das espécies na natureza. Fatores físicos, químicos e biológicos podem influenciar nessa seleção: intensidade luminosa ou ausência de luz (Jobling, 1935; Snow, 1971); o comprimento de onda da luz refletida, ou seja, as características de coloração apresentadas pelo criadouro em potencial (Miura & Takahashi, 1973; Hilburn et al., 1983; Consoli et al., 1988); diferentes temperaturas (Dobrotworsky, 1959); graus de salinidade (Wallis, 1954; Clements, 1963; Consoli, 1980); presença de vegetais ou dos seus produtos (Judd Borden, 1980; Hobbs & Molina, 1983; Consoli et al., 1989; Chadee et al., 1993); microorga-

nismos ou os seus produtos (Ikeshoji et al., 1975) e substâncias relacionadas às formas imaturas de mosquitos (Kalpage & Brust, 1973; Andreadis, 1977; Consoli & Teixeira, 1988) e outros.

Órgãos dos sentidos

VISÃO

Os mosquitos possuem dois grandes olhos compostos que cobrem a cabeça em ângulo de aproximadamente 225 graus. Os olhos compostos são formados por unidades de visão chamados omatídeos, cujo número varia conforme a espécie: em *Ae. aegypti* podem ocorrer entre 421 e 492 (Christophers, 1960). Não há ocelos em culicídeos. Diversos trabalhos têm sido feitos sobre a acuidade visual e percepção de comprimentos de onda em mosquitos (Browne & Bennett, 1981; Strichman, 1982). Snow (1971) assinala em *Ae. aegypti* duas áreas espectrais de maior sensibilidade luminosa: a primeira, na região verde-amarela (420 a 620 my) e a segunda na região ultravioleta (340 a 370 my), o que concorda com os achados correspondentes à maioria dos demais insetos.

AUDIÇÃO

Diversos autores comprovaram a relação entre o sentido da audição e as antenas — tanto o flagelo, que captaria vibrações, quanto o "órgão de Johnston", situado no toro e que atuaria principalmente na amplificação sonora.

A fisiologia da audição em mosquitos é detalhadamente descrita por Clements (1963). Os machos desses insetos são atraídos pela frequência vibratória do batimento das asas das fêmeas da mesma espécie.

QUIMIORRECEPTORES

Quimiorreceptores de contato têm sido descritos em mosquitos, principalmente nas labelas da probóscide, bem como nos tarsos, do 2º ao 5º segmento, tanto em machos quanto em fêmeas (Evans & Mellon, 1962).

Existem pêlos quimiorreceptores na ponta das labelas e tarsos, capazes de distinguir soluções açucaradas e salgadas. Também a superfície interna da bomba cibarial, em machos e fêmeas de *Ae. aegypti*, contém numerosas células de função supostamente quimiorreceptora (Clements, 1963). Aparentemente, as fêmeas utilizam os quimiorreceptores dos tarsos para avaliar as características dos possíveis locais para a oviposição. Frings & Hamrum (1950) não encontraram quimiorreceptores sensíveis a soluções açucaradas nos palpos de *Ae. aegypti*.

OUTROS ÓRGÃOS DOS SENTIDOS

Como em outros Diptera, os halteres podem estar envolvidos na função de equilíbrio. Foram descritas cerdas profundas, possivelmente com função tátil nos tarsos de machos e fêmeas de diversas espécies de mosquitos (Christophers, 1960).

Longevidade

A longevidade dos adultos depende de fatores intrínsecos e extrínsecos. Como fatores intrínsecos podemos citar as características específicas, a nutrição larval, o metabolismo do adulto e sua idade fisiológica. Os fatores extrínsecos mais determinantes são a temperatura, a umidade e a disponibilidade de carboidratos adequados para a nutrição. A luz também pode ter influência: Lanciani (1993) demonstrou que adultos de *An. crucians* sobrevivem significativamente mais tempo quando submetidos a fotoperíodos curtos. Em condições naturais, a incidência de parasitas e predadores também é importante. Usualmente, as fêmeas sobrevivem por tempo sensivelmente mais longo do que os machos (Christophers, 1960; Clements, 1963; Consoli, 1982).

OVOS

Os ovos de mosquitos (Fig. 7) têm aspecto alongado, simetria bilateral e são envolvidos por uma casca composta de 3 camadas: a fina membrana vitelina interna, que envolve o núcleo, o citoplasma e o vitelo, o endocório endurecido e grosso e o exocório fino e transparente que constitui o envoltório externo. O embrião depende da estrutura e das propriedades da casca para a sua proteção mecânica, passagem de gases respiratórios e resistência à perda de água. O ovo recentemente posto apresenta-se cheio de grânulos de vitelo, separados por uma fina rede citoplasmática. O periplasma, junto à casca, apresenta-se livre de vitelo e alargado anterior e posteriormente.

Após a fertilização, todos os culicíneos apresentam um número diplóide de cromossomas (geralmente $2n = 6$). Heterocromossomas sexuais foram descritos no gênero *Anopheles*, mas não foram assinalados em outros gêneros. Durante o desenvolvimento larval pode ocorrer poliploidia em vários tecidos e grandes cromossomas politênicos podem ser encontrados em glândulas salivares e tubos de Malpighi (Bates, 1949; Christophers, 1960; Clements, 1963).

Desenvolvimento embrionário

Processa-se usualmente logo após a oviposição, sendo influenciado principalmente pela temperatura e umidade. As características biológicas de cada espécie também são relevantes nesse processo, que em geral dura poucos dias. Indris (1960) descreveu detalhadamente o desenvolvimento embrionário de *Cx. pipiens*.

Eclosão e diapausa

Em geral, os ovos que são postos diretamente na superfície da água eclodem assim que completam o seu desenvolvimento embrionário. Nesse caso estão, por exemplo, os ovos de *Anopheles*, *Culex*, *Mansonia*, *Uranotaenia*, *Orthopodomyia* e alguns *Aedes*. Entretanto, quando deixados fora da água os ovos de algu-

mas dessas mesmas espécies podem apresentar diapausa facultativa e sobreviver por períodos variáveis, tais como *An. gambiae* por cerca de 10 dias (Deane & Causey, 1943), *An. punctimaculata* por quatro semanas (Stone & Reynolds, 1939) e *Ae. fluviatilis* por 30 dias (Consoli & Williams, 1978). A diapausa na fase de ovo, caracterizada por uma suspensão temporária da eclosão após o término do desenvolvimento embrionário, ocorre naturalmente nos mosquitos que depositam seus ovos fora da água. É esse o caso de muitas espécies de *Aedes*, *Haemagogus* e *Psorophora*. Após um período de maturação inicial em ambiente úmido (30 a 40 horas para *Ae. aegypti*), que corresponde ao desenvolvimento embrionário, a resistência em ambiente seco nestes casos pode ser muito prolongada: em *Ae. aegypti* pode corresponder a mais do que um ano. Vários fatores extrínsecos, como fotoperiodicidade, temperatura e nutrição, durante a fase larvária da fêmea que ovipõe, têm sido relacionados com a incidência da diapausa (Pumpini et al., 1992). Para interromper a diapausa, vários estímulos podem ser necessários. O principal parece ser o contato com a água ou a submersão nela; outros estímulos, como variações de temperatura, agitação da água e presença de microorganismos têm sido igualmente descritos. A eclosão larvária é auxiliada pelo atrito de um "dente" quitinoso situado dorsalmente na cabeça da larva de 1º estágio contra a casca do ovo, e ainda o engurgitamento da larva juntamente com os seus movimentos pulsáteis (Bates, 1949; Christophers, 1960; Clements, 1963; Forattini, 1962).

LARVAS

Respiração

Embora aquáticas, as larvas de mosquitos respiram sempre o oxigênio do ar, necessitando para isso chegar à superfície da água ou ligar-se através de um sifão respiratório adaptado ao aerênquima de plantas aquáticas, como no caso de *Mansonia* (Fig. 24.c). As larvas desprovidas de sifão respiratório (Anophelinae) dispõem-se horizontalmente na superfície da água para respirar, auxiliadas por cerdas especialmente adaptadas, enquanto que aquelas providas de sifão respiratório situam-se quase perpendiculares (Figs. 8-10). Essa característica permite distinguir rápida e macroscopicamente as larvas de Anophelinae daquelas de outros mosquitos, na natureza. O sistema traqueal larvário consiste de dois grandes troncos longitudinais, conectados entre si e ramificados por todo o corpo. Quando a larva mergulha, os espiráculos se fecham para impedir a entrada de água no sistema. O peritrema espiracular estende-se em 5 lóbulos que se dobram para dentro por ocasião do mergulho e abrem-se quando a larva vem à superfície. O tempo que as larvas suportam longe da superfície varia com a espécie, idade e estado fisiológico. A capacidade de respiração cutânea parece variar muito nas diversas espécies: quando mantidas em água corrente, *Ae. aegypti* mostra-se capaz de sobreviver por 53 dias sem vir à superfície, mas *Cx. quinquefasciatus* não foi capaz de fazê-lo por um dia. Sacos aéreos foram descritos em *Mansonia* e *Orthopodomyia* (Clements, 1963).

Alimentação e nutrição

A maioria das larvas de mosquitos alimenta-se indistintamente do microplâncton presente em seus habitats, constituído de algas, rotíferos, bactérias, esporos de fungos, ou quaisquer partículas de matéria orgânica. Soluções de substâncias nutritivas parecem insatisfatórias para a nutrição larvária e existe controvérsia quanto à eficácia de suspensões coloidais (Christophers, 1960; Clements, 1963). A ingestão não seletiva de partículas por parte das larvas facilita a utilização de larvicidas por ação digestiva (Forattini, 1962).

Sistema digestivo

O sistema digestivo de larvas de mosquitos (Fig. 15) foi detalhadamente descrito por Christophers (1960), Jones (1960) e Clements (1963) e resumido, aqui, no item "Larvas", p.(29). A cavidade pré-oral é limitada dorsalmente pela superfície epifaringeal, anteriormente pelas escovas orais e lateral/lateroventralmente pelas mandíbulas e maxilas. Devido ao encurtamento do lábio e hipofaringe, a cavidade oral é mais aberta ventralmente. As mandíbulas são denteadas e as maxilas contém um pente capaz de limpar as escovas do lábio. Durante a ingestão de alimento as peças bucais movem-se juntas, produzindo de 180 a 240 batimentos por minuto. O movimento das escovas orais faz com que a água flua em direção à cabeça, trazendo as partículas de alimento. Partículas grandes demais para serem diretamente ingeridas podem ser trituradas com o auxílio das mandíbulas. Embora possam raspar superfícies com as suas peças bucais, a filtração constitui a forma mais comum de alimentação. Uma larva pode filtrar até 2 litros de água por dia (White, 1928 in Forattini, 1962). A faringe possui 2 pares de finos pentes na sua superfície interna e uma musculatura complexa adaptada à função de deglutição. Segue-se o esôfago, fino e muscular, que possui a extremidade distal dilatada e se liga ao intestino médio. Faringe e esôfago constituem o estomódeo, ou intestino anterior. O esfíncter cardíaco, existente no início do intestino médio tem por função evitar o regurgitamento e impulsionar o alimento para frente. Seguem-se o estômago e 8 cecos gástricos. As células que revestem o estômago são altas e possuem os bordos estriados, estando adaptadas à secreção e absorção. No revestimento dos cecos gástricos existem grandes células de citoplasma granular, provavelmente adaptadas à secreção. Usualmente não se encontram partículas em processo de digestão nos cecos gástricos, mas freqüentemente um fluido marron, algumas vezes contendo cristais. A membrana peritrófica, quitinosa, moldada na região da cárdia, estende-se por todo o estômago, que consiste em um tubo reto. Após o estômago abrem-se 5 tubos de Malpighi, compostos de grandes células achatadas com grandes núcleos. O intestino posterior consiste na câmara pilórica, um íleo (ou intestino delgado), o reto (ou colon) e um ducto anal. A câmara pilórica possui forma de funil e liga-se ao íleo fino e recoberto de cutícula, que por sua vez desemboca no reto alargado. As glândulas salivares, cujo aspecto é variável nas diversas espécies, abrem-se junto ao lábio e hipofaringe, e são constituídas de grandes células, cujos núcleos podem conter cromossomas politênicos.

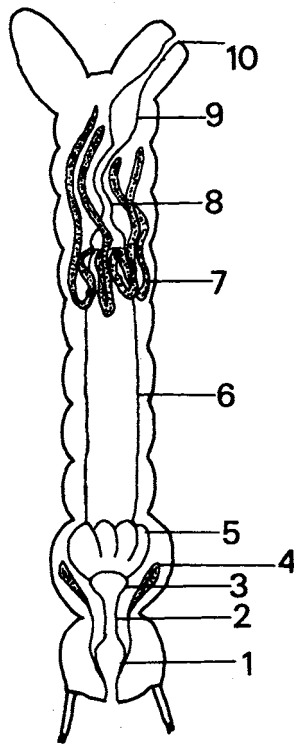


FIG. 15: Sistema digestivo da larva. 1: faringe; 2: esôfago; 3: proventrículo; 4: glândula salivar; 5: cecos gástricos; 6: estômago ou intestino médio; 7: tubos de Malpighi; 8: fígado/cólon; 9: reto; 10: ânus.

Necessidades nutricionais

Muitos trabalhos abordam as necessidades nutricionais de larvas de mosquitos: vários autores descrevem como essenciais cerca de 10 aminoácidos para as larvas de diversas espécies: arginina, histidina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, triptofano e valina. Sem lípidos na dieta, as larvas não ultrapassam o 3º estágio, sendo o colesterol, a cefalina e a lecitina especialmente importantes. Quanto às necessidades nutricionais relativas a carboidratos, os relatos são controversos, mas concordam em que a ausência destes pelo menos retarda o desenvolvimento larvário. Dentre as vitaminas, parecem essenciais a biotina, colina, ácido nicotínico, ácido pantotênico, riboflavina, piridoxina e tiamina. O ácido fólico parece importante no processo de pupação (Lea & De-long, 1958; Singh & Brown, 1957; Clements, 1963).

Reservas nutricionais

O principal órgão de armazenamento é o corpo gorduroso, que se localiza sob a epiderme nas regiões torácica e abdominal. As reservas consistem principalmente em proteínas e glicogênio e são de primordial importância para o desenvolvimento dos estágios ulteriores de pupa e adulto.

Excreção e desintoxicação

Os fluidos passam da hemolinfa aos tubos de Malpighi e daí para o reto, onde algumas substâncias são reabsorvidas e o restante é eliminado. O ácido úrico pode ser eliminado através dos tubos de Malpighi ou ser acumulado no corpo gorduroso. A capacidade de desintoxicação, ou seja, a transformação de substâncias tóxicas em não tóxicas, relatada em várias espécies, constitui um importante mecanismo de resistência a inseticidas. A transformação de DDT em DDE não tóxico, foi encontrada em muitas espécies de *Anopheles*, *Aedes* e *Culex* (Brown, 1960). A eliminação de inseticidas através da extrusão da membrana peritrofica pelo ânus (Abedi & Brown, 1961) ou a absorção lenta de substâncias tóxicas, como mecanismos de resistência foram assinalados em *Ae. aegypti* resistentes ao Malation (Matsumura & Brown, 1961).

Mecanismos de regulação

Os mecanismos de regulação foram estudados principalmente em *Ae. aegypti* (Ramsay, 1950; Clements, 1963). Os fluidos derivados da hemocele passam através dos tubos de Malpighi, acumulam-se na câmara pilórica e devido ao peristaltismo no intestino posterior vão para o reto, onde uma parcela será reabsorvida e outra eliminada. Movimentos antiperistálticos levam também líquidos ao estômago, onde vão situar-se entre a membrana peritrofica, o epitélio intestinal e cecos gástricos, podendo ser aí reabsorvidos. É possível que os cecos gástricos sejam o principal local de reabsorção de água no intestino médio.

Há dados que mostram que o potássio circula na mesma seqüência, embora a pressão osmótica seja variável em cada órgão. As 4 papilas anais que circundam o ânus têm grande importância na adaptação das larvas às condições de salinidade do ambiente. Essas papilas consistem de expansões da superfície do corpo, possuindo lúmen contínuo com a hemocele. Mosquitos de água salobra usualmente possuem papilas anais muito reduzidas. Essa redução pode ser induzida também em outras espécies, habituando-as a concentrações progressivamente mais elevadas de salinidade (Wigglesworth, 1933).

Larvas predadoras

Embora do ponto de vista microscópico todas as larvas de mosquitos possam ser consideradas predadoras, pois podem ingerir inúmeros organismos através de seus mecanismos habituais de ingestão, somente as larvas que atacam ativamente outros organismos vivos são costumeiramente consideradas

predadoras. Esses ataques podem por vezes incluir indivíduos da mesma espécie. Espécies predadoras são comuns nos gêneros *Toxorhynchites*, *Trichoprosopon*, *Sabethes*, *Psorophora* e *Culex* (*Lutzia*) (Lane, 1953b; Bates, 1949; Forattini, 1962).

Desenvolvimento larvário

Todas as larvas de mosquitos passam por 4 estágios evolutivos, sendo o último destes o mais longo. Os machos têm, em média, um desenvolvimento larvário mais rápido do que as fêmeas.

Logo após a eclosão, as partes destinadas a uma quitinização mais forte, como a cápsula cefálica e o sifão respiratório, crescem aceleradamente até o endurecimento da quitina, enquanto as partes moles crescem mais lenta e continuamente. O tecido nervoso e o corpo gorduroso crescem por aumento do número de células, enquanto os tecidos das papilas anais, tubos de Malpighi e glândulas salivares geralmente não sofrem divisões celulares, mas crescem devido ao aumento de tamanho de suas células. As gônadas, destinadas aos adultos, começam a se desenvolver lentamente nas primeiras fases larvárias, acelerando suas mitoses no 4º estágio larval (Clements, 1963).

Principais fatores ambientais que interferem no desenvolvimento larvário:

TEMPERATURA

Entende-se por temperatura ótima aquela na qual o desenvolvimento ocorre com o mínimo de mortalidade e perda de fertilidade nos adultos resultantes. Essa não será necessariamente a temperatura de desenvolvimento mais rápido.

Constantes flutuações de temperatura são prejudiciais ao desenvolvimento larvário.

A temperatura ótima para o desenvolvimento varia para cada espécie, encontrando-se entre 24 e 28°C (temperatura ambiente do ar) para a maioria dos mosquitos tropicais.

LUZ

Algumas espécies de mosquitos não alcançam a maturidade em ausência de luz (Trenz, 1934; Frost et al., 1936), entretanto a maioria das espécies estudadas pode desenvolver-se em completa escuridão. Esse fato pode ter relevância no caso de vetores urbanos como *Ae. aegypti* e *Cx. quinquefasciatus*, que desta forma podem desenvolver-se em galerias de água ou esgoto, onde haja pouca ou nenhuma luz.

Existem espécies umbrófilas, que preferem criadouros sombreados (Ex: *An. oswaldoi*) ou heliófilas, que preferem os ensolarados (Ex: *Ae. fluviatilis*). As

larvas podem apresentar maior atividade na luz (fotocinese) ou procurar espontaneamente as áreas mais sombreadas dos criadouros (fototeletaxia) (Bates, 1949).

SALINIDADE

A tolerância de larvas de mosquitos à salinidade varia conforme a espécie e por vezes difere em populações da mesma espécie. Raras são as espécies encontradas na natureza criando-se em elevadas concentrações salinas, como *Ae. natronius*, mosquito africano que se cria naturalmente em concentrações de até 3,9% de cloreto de sódio (Beadle, 1939). Muitos experimentos laboratoriais comprovam a capacidade de adaptação ou tolerância de larvas a diversas concentrações salinas (Bates, 1949; Christopher, 1960; Consoli, 1980). Na natureza, entretanto, parecem predominar as concentrações salinas muito baixas em criadouros de mosquitos (Milward de Andrade, 1959 a, b; Bates, 1949).

POLUENTES ORGÂNICOS E INORGÂNICOS

A tolerância a poluentes varia muito, sendo em geral mais elevada nas espécies domésticas e peridomésticas. Os mosquitos do gênero *Anopheles* da região neotropical, em geral são muito sensíveis a produtos nitrogenados e por isso dificilmente encontrados em águas poluídas. *Cx. quinquefasciatus*, por sua vez, mostrou-se capaz de pupar em até 1,5% de sulfato de amônia (Bates, 1949). A presença de substâncias oleosas na água é prejudicial às larvas por dificultar ou impedir mecanicamente a sua respiração. Vários tipos de óleos minerais e vegetais (óleo de coco) combinados ou não com detergentes foram utilizados na primeira metade do século, para o controle de larvas de mosquitos (Shannon & Frobisher, 1931; Christophers, 1960).

MOVIMENTO DA ÁGUA

As larvas de mosquitos não são realmente adaptadas a viver em água em movimento; mesmo as espécies encontradas em rios, riachos, córregos etc. — na verdade vivem em microclimas de água quase parada. Algumas espécies, principalmente de *Anopheles*, possuem forte tigmotropismo, isto é, tendência de aderirem a pedras e outros objetos, facilitando dessa forma a sua resistência a eventuais correntes (Bates, 1949).

RELAÇÕES COM A VEGETAÇÃO NÃO AQUÁTICA

Várias espécies de mosquitos podem utilizar-se de água acumulada em buracos de árvores, internódios de bambu, bromeliáceas, cascas de frutos ou folhas caídas, para criadouros. É notável a adaptação de *Anopheles* do subgênero *Kerteszia* aos criadouros em bromeliáceas, principalmente no sul do Brasil. Plantas que sombreiam criadouros podem favorecer as espécies que buscam criadouros sombreados ou prejudicar aquelas que necessitam de criadouros ensolarados (Bates, 1949; Zulueta, 1950).

RELAÇÕES COM A VEGETAÇÃO AQUÁTICA

As plantas aquáticas podem interferir negativamente nos criadouros de mosquitos, quando cobrem a superfície limitando a área para a respiração e a oviposição, como aquelas pertencentes aos gêneros *Lemna*, *Azolla*, *Trapa* etc., ou positivamente, oferecendo-lhes proteção, como acontece com *An. darlingi* nas raízes de *Pistia* e *Eichornia*. Mosquitos do gênero *Mansonia* possuem um sifão respiratório especialmente adaptado para utilizar o ar contido no aerênquima de plantas aquáticas (Fig 24c). Algas microscópicas podem constituir alimento para as larvas e *Utricularia*, por sua vez, pode preda larvas de mosquitos (Bates, 1949; Forattini, 1962; Furlow & Hays, 1972; Hobbs & Molina, 1983).

PRODUTOS QUÍMICOS DERIVADOS DE PLANTAS

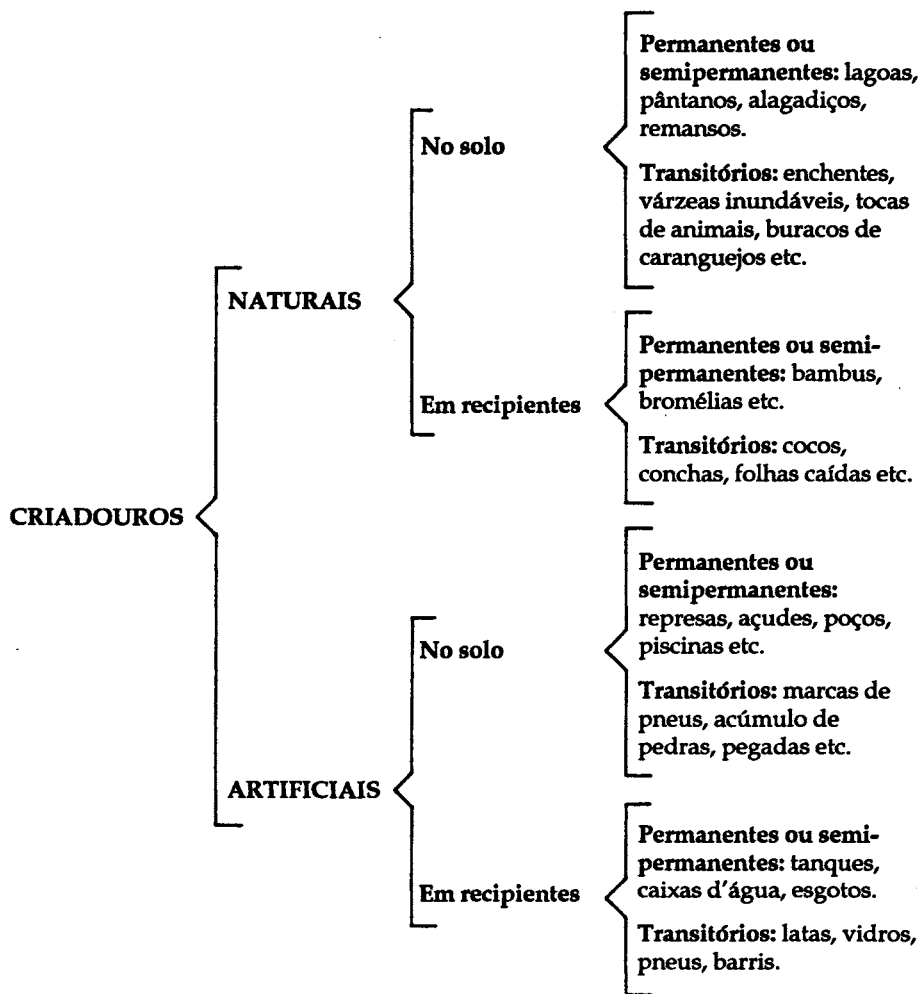
Recentemente, têm sido feitos trabalhos sobre a influência de diversos derivados de vegetais na sobrevivência de larvas de mosquitos e na seleção dos criadouros por parte das fêmeas, por ocasião da oviposição. Vários vegetais ou seus extratos podem possuir atividade larvicida, associada ou não a efeito atrativo ou repulsivo sobre as fêmeas que buscam um local para desovar. Armadilhas de oviposição têm sido propostas com base nesses efeitos (Angerilli, 1980; Judd & Borden, 1980; Consoli et al., 1988a).

RELAÇÕES COM ANIMAIS

Além dos microorganismos que podem servir de alimento para as larvas, outros animais podem ser parasitas ou predadores de larvas de mosquitos. Os principais serão abordados no capítulo referente ao controle biológico.

Criadouros

Existem diversas classificações para os criadouros de mosquitos. Adotaremos aquela descrita por Forattini, 1962.



CLASSIFICAÇÃO E PRINCIPAIS ESPÉCIES DE IMPORTÂNCIA SANITÁRIA

Os mosquitos — família Culicidae — estão agrupados em três subfamílias, separadas conforme a chave apresentada a seguir, adaptada a partir da proposta por Lane (1953):

1. Probóscide recurvada para baixo e para trás (Fig. 2).
Clípeo mais largo que longo Toxorhynchitinae
Probóscide reta (Figs. 1, 2.a, b e 4), raramente curva,
mas nunca voltada para trás; clípeo menos largo que
longo 2
2. Fêmeas com palpos muito mais curtos que a
probóscide; margem posterior do escutelo sempre
trilobada; primeiro tergito abdominal com escamas
(Figs. 1 e 2) Culicinae
Fêmeas com palpos de comprimento semelhante ao
da probóscide; margem posterior do escutelo
arredondada (exceto no gênero *Chagasia*); primeiro
tergito abdominal sem escamas (Fig. 4) Anophelinae

Os nomes dos gêneros e subgêneros são aqui abreviados de acordo com Reinert (1975).

SUBFAMÍLIA TOXORHYNCHITINAE

Esta subfamília inclui apenas um gênero: *Toxorhynchites* Theobald, com três subgêneros — *Ankylorhynchus* Lutz, *Lynchiella* Lahille e *Toxorhynchites* Theobald. Esse gênero encontra-se representado em todas as regiões zoogeográficas e

corresponde a mosquitos coloridos, grandes, não hematófagos na fase adulta e vorazes predadores da fase larvária. Devido a esses hábitos, os *Toxorhynchites* obviamente não têm importância na transmissão de patógenos.

Há, pelo menos, duas referências importantes sobre a subfamília *Toxorhynchitinae*: Costa Lima et al. (1962) e Knight & Stone (1977).

As duas outras subfamílias de mosquitos incluem um grande número de insetos de importância médica. Os componentes da subfamília *Anophelinae* são conhecidos como anofelíneos, ou simplesmente anofelinos, enquanto que os da subfamília *Culicinae* são os culicíneos. Além das diferenças citadas na chave acima, os culicíneos são diferenciados dos anofelinos de acordo com as descrições a seguir e nas figuras 1, 4, 7-10.

PRINCIPAIS DIFERENÇAS ENTRE ANOFELINOS E CULICÍNEOS

ANOFELINOS

CULICÍNEOS

ADULTOS

Pousam com o corpo e a probóscide em linha reta, quase em ângulo reto com o substrato.

Pousam quase paralelamente ao substrato.

Fêmeas com palpos longos (Fig. 4).

Fêmeas com palpos bem curtos (Figs. 1 e 2).

Machos com palpos longos, com últimos segmentos clavados (Fig. 4).

Machos com palpos longos na maioria das espécies, com últimos segmentos não dilatados (Fig. 2).

OVOS

Postos isoladamente e apresentando flutuadores (Fig. 7).

Postos isoladamente ou agrupados, mas sem flutuadores (Fig. 7).

LARVAS

Não apresentam sifão respiratório; os espiráculos se abrem em placa situada na superfície do Seg. VIII (Figs. 8 e 10).

Com sifão respiratório; os espiráculos se abrem na extremidade desse órgão (Figs. 8 e 9).

Posicionam-se paralelas à superfície líquida (Fig. 8).

Posicionam-se em ângulo com a superfície líquida (Fig. 8).

PUPAS

Trombeta curta, cônica e de abertura larga (Fig. 11).

Trombeta alongada, geralmente de forma cilíndrica e de abertura estreita (Fig. 11).

SUBFAMÍLIA ANOPHELINAE

Esta subfamília reúne três gêneros : *Anopheles*, cosmopolita; *Chagasia*, restrito à região neotropical e *Bironella*, existente apenas na região australiana.

Veja a seguir como identificar os adultos e fases imaturas dos gêneros *Chagasia* e *Anopheles*, que incluem espécies existentes no Brasil.

CHAGASIA

ANOPHELES

ADULTOS

Escutelo ligeiramente trilobado na margem posterior;

Escutelo arredondado na margem posterior;

Pousam como os Culicinae, ou seja, quase paralelamente ao substrato;

Pousam obliquamente ao substrato;

Mosquitos de aspecto hirsuto e amarelado.

Mosquitos de aspecto não hirsuto, com coloração geral branco e preto.

LARVAS

Cerdas palmadas (Cerda 1-II-VII) com elementos em forma de raquete, com a margem distal serrulada e uma expansão filamentosa no topo (Fig. 10).

Cerdas palmadas diferentes (Fig. 10).

PUPAS

Cerda 5-III-VII espiniforme.

Cerda 5-III-VII normal.

GÊNERO CHAGASIA CRUZ, 1906

O gênero *Chagasia* compreende apenas quatro espécies, as quais podem ser identificadas empregando-se as chaves apresentadas por Forattini (1962). Assemelham-se às *Mansonia* no que diz respeito à coloração geral, à atitude de repouso e ao aspecto felpudo de que é provida a área supra-alar do escudo.

Biologia. São mosquitos essencialmente silvestres, associados à existência de pequenos córregos, especialmente àqueles que descem as encostas das montanhas. Suas larvas criam-se, protegidas da correnteza, entre as raízes e detritos vegetais existentes nas margens de riachos de fundo arenoso e águas límpidas.

Os adultos são geralmente encontrados em áreas silvestres, preferindo picar junto à copa das árvores (Galindo et al. 1950; Deane et al., 1968; 1971; Ferreira-Neto et al., 1970) Não se conhece importância epidemiológica para as espécies de *Chagasia*, embora elas possam ser abundantes em dadas localidades (Barbosa et al., 1993).

GÊNERO *ANOPHELES* MEIGEN, 1818

O gênero *Anopheles* compreende, hoje, 54 espécies que ocorrem no Brasil, agrupadas em cinco subgêneros, conforme a seguir:

Chave para a identificação dos subgêneros de *Anopheles*, na fase adulta, que ocorrem no Brasil.

1. Tarsos posteriores III a V cobertos principalmente por escamas brancas (Fig. 16.a-g) *Nyssorhynchus*
Blanchard, 1902

Tarsos posteriores III a V marcados diferentemente (Figs. 17.l, 18.j-o) 2
2. Escudo ornamentado por faixas dispostas longitudinalmente (Figs. 17.g e 18.r) 3

Escudo sem ornamentação em forma de faixa (Fig. 17.h) 4
3. Escudo com 4 faixas longitudinais escuras (Fig. 17.g); algumas veias com manchas de escamas brancas, mas veia anal coberta apenas por escamas escuras *Kerteszia*
Theobald, 1905

Escudo com uma faixa longitudinal mediana prateada (Fig. 18.r); todas as veias da asa com apenas escamas escuras *Stethomyia*
Theobald, 1902.
4. Fêmur posterior com tufo de escamas eretas (Fig. 17.p) *Lophopodomyia*
Antunes, 1937(parte)

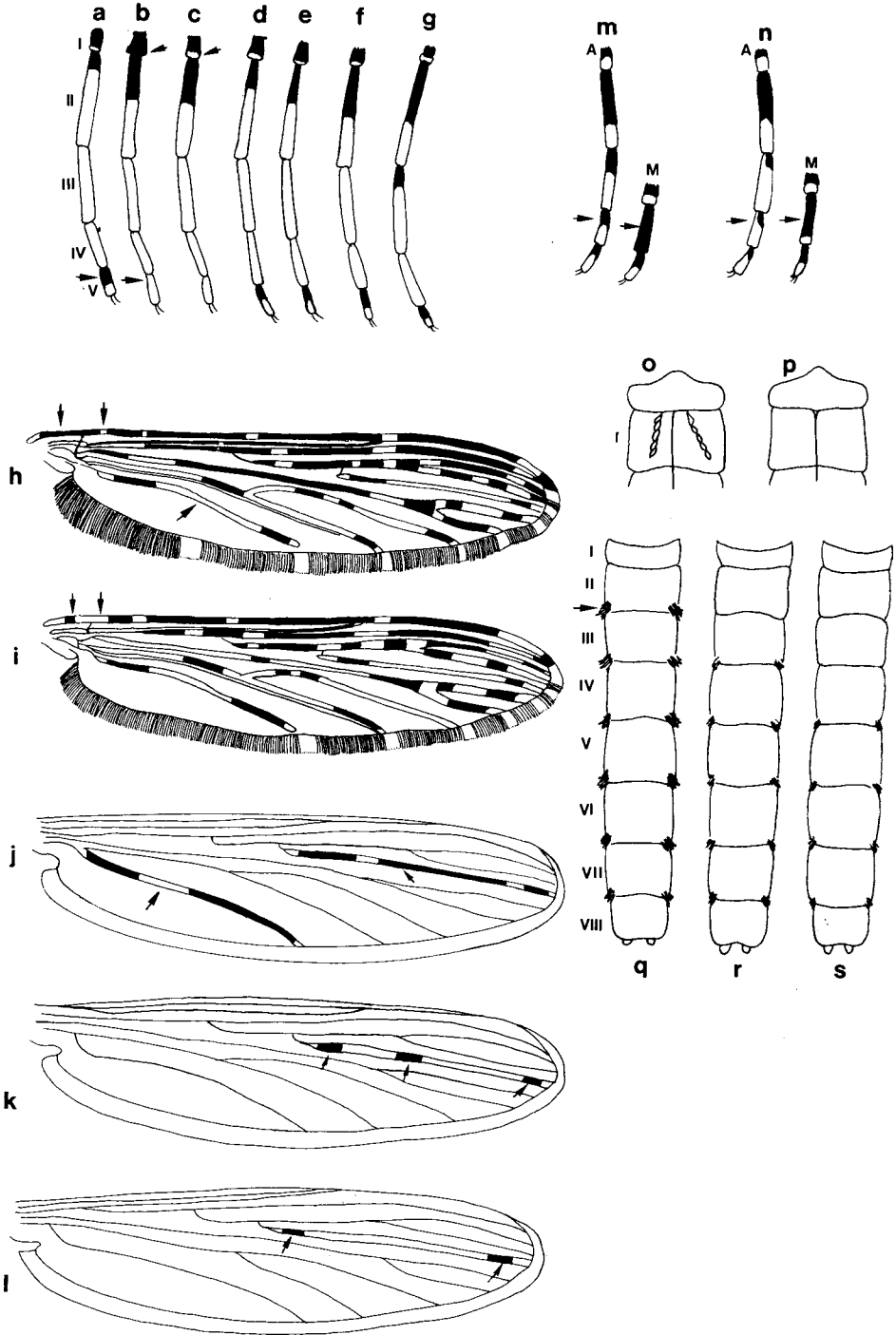
Fêmur posterior sem esse tufo (Fig. 17.n, o) *Anopheles*
Meigen, 1818
Lophopodomyia (parte)

Um sexto subgênero denominado *Cellia*, embora dotado de enorme importância epidemiológica, só ocorre no Velho Mundo. Uma das espécies deste subgênero — o *An.gambiae* Giles, 1902 — invadiu parte do nordeste brasileiro provavelmente em 1930 e lá esteve até 1940, causando, entre 1938 e 1939, uma das mais graves epidemias de malária registradas no país (Pinto, 1939). Trata-se de um mosquito africano, cujas fêmeas são altamente antropofílicas e endófilas. Suas larvas são normalmente encontradas em pequenas coleções de águas limpas no solo, rasas, pobres em vegetação e bastante expostas ao sol. As cacimbas, poços rasos feitos pelos nordestinos para obtenção de água, constituíram importantes focos desse mosquito durante sua permanência no Brasil (Soper & Wilson, 1943; Deane, 1985; 1986).

Os mosquitos do gênero *Anopheles* que ocorrem no Brasil podem ser identificados empregando-se as chaves dicotômicas apresentadas a seguir, modificadas a partir das propostas por Gorhan et al.(1967) para os anofelinos sul-americanos. Contudo, há muito se tem verificado a ocorrência de indivíduos ou formas anômalas em espécies de *Anopheles*, os quais apresentam fenótipo diferente do usual (Faran, 1980; Harbach et al. 1993), podendo não ser propriamente identificados com o emprego dessas chaves dicotômicas.

Chave para a identificação de adultos das espécies de *Anopheles* que ocorrem no Brasil.

1. Pelo menos dois artículos tarsais posteriores inteiramente brancos (Fig. 16.a-f)..... 2
 Nenhum ou apenas um dos artículos tarsais posteriores inteiramente brancos (Figs. 16.g e 17.j-l) 19
2. Tarsos posteriores com os três últimos artículos (III-V) inteiramente brancos (Fig. 16.b, c) 3
 Tarsos posteriores III e IV inteiramente brancos e tarso V com anel negro basal (Fig.16.a)..... 11
3. Primeira mancha escura da veia costa (pré-umeral escura) maior que a mancha clara seguinte (umeral clara) (Fig. 16.h)..... 4
 Primeira mancha escura da veia costa menor que a mancha clara seguinte (Fig.16.i)..... 7
4. Veia Anal predominantemente clara, com uma mancha negra perto de cada extremidade (Fig. 16.h); tergitos abdominais com escamas amareladas..... *darlingi*



- Veia Anal predominantemente escura (Fig. 16.j);
tergitos abdominais sem escamas 5
5. Veia R₄₊₅ predominantemente negra (Fig. 16.j) *lutzi*
Veia R₄₊₅ predominantemente branca (Fig. 16.k,l) 6
6. Veia R₄₊₅ com três manchas negras (Fig. 16.k) *parvus*
Veia R₄₊₅ com duas manchas brancas (Fig. 16.l) *antunesi*
7. Tarso posterior I com anel claro apical (Fig. 16.c) 8
Tarso posterior I sem anel claro apical (Fig. 16.b) *argyritarsis argyritarsis*
e *argyritarsis sawyeri*
8. Esternito abdominal I com duas linhas de escamas
brancas (Fig. 16.o) 9
Esternito abdominal I sem linhas de escamas
(Fig. 16.p) *lanei*
9. Tergito abdominal II sem tufos póstero-laterais de
escamas escuras (Fig. 16.r, s); Tergito VIII com
escamas amareladas e brancas 10
Tergito abdominal II com tufos póstero-laterais de
escamas escuras; Tergito VIII densamente coberto
por escamas alvas (Fig. 16.q) *braziliensis*
10. Tergitos abdominais com tufos póstero-laterais de
escamas escuras a partir do segmento III (Fig. 16.r);
manchas claras das veias anteriores da asa,
particularmente da costa, formadas por escamas
quase tão alvas quanto as dos tarsos posteriores III-V *albitarsis*
Tergitos abdominais com tufos póstero-laterais de
escamas escuras a partir do segmento IV (Fig. 16.s);
manchas claras das veias, particularmente da costa,
formadas por escamas amareladas em comparação
com as dos tarsos posteriores III-V *deaneorum*

◆ FIG. 16: Aspectos da morfologia externa de Anophelinae adultos. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a-g: tarsos posteriores I a V; h-l: asa; m, n: tarsos anteriores (A) (I a V) e médios (M) (III a V); o, p: esternito abdominal I; q-s: tergitos abdominais I a VIII.

11. Primeira mancha escura da costa (pré-umeral escura) maior ou igual à mancha clara seguinte (umeral clara) (Fig. 17.a, b) (ou um pouco menor em certas fêmeas de *nuneztovari* e *dunhami*) 12
- Primeira mancha escura da costa menor que a mancha clara seguinte (Fig. 17.d) 13
12. Mancha Sc (subcostal clara) pequena, rudimentar ou ausente (Fig. 17.a); mesanepímero com um grupo de escamas claras anteriormente; escamas claras da asa muito alvas, como as dos tarsos posteriores III,IV *triannulatus triannulatus*
e *triannulatus davisi*
- Mancha Sc (subcostal clara) de tamanho médio (Fig. 17.b); mesanepímero sem grupo de escamas claras *nuneztovari* e *dunhami**
13. Tarso posterior II com 8 a 20% de negro na base (Fig. 16.a) 14
- Tarso posterior II com mais de 20% de negro na base (Fig. 16.df) 15
14. Tarso anterior IV com mais de 30% basal escuro; tarso mediano IV totalmente escuro (Fig. 16.m) *oswaldoi*
- Tarso anterior IV com menos de 30% basal escuro; tarso mediano IV com uma mancha clara apical (Fig. 16.n) *ininii*
15. Mancha SC (subcostal clara) medindo mais da metade da mancha escura precedente (setorial escura) (Fig. 17.e) *rangeli*
- Mancha SC (subcostal clara) medindo menos da metade da mancha setorial escura (Fig. 17.b, d) 16

* As escamas claras da Veia Costa são amareladas ou nitidamente amareladas ou cremes em *An. nuneztovari*, enquanto são esbranquiçadas ou distintamente brancas em *An. dunhami*. A primeira espécie é muito espalhada na Amazônia, ao passo que a segunda só foi detectada, no Brasil, em Tefé, Amazonas (Peyton, 1993).

16. Porção não bifurcada da veia Média (M)
predominantemente clara (Fig. 17.d) 17
- Porção não bifurcada da veia Média (M)
predominantemente escura, pelo menos na
superfície ventral (Fig. 17.c) *benarrochi*
17. Tarso posterior II com mais de 40% (40 a 55%) de
negro na porção basal (Fig. 16.f) *aquasalis* e *galvaoi*
- Tarso posterior II com até 40% de negro basal
(Fig.16.d, e)..... 18

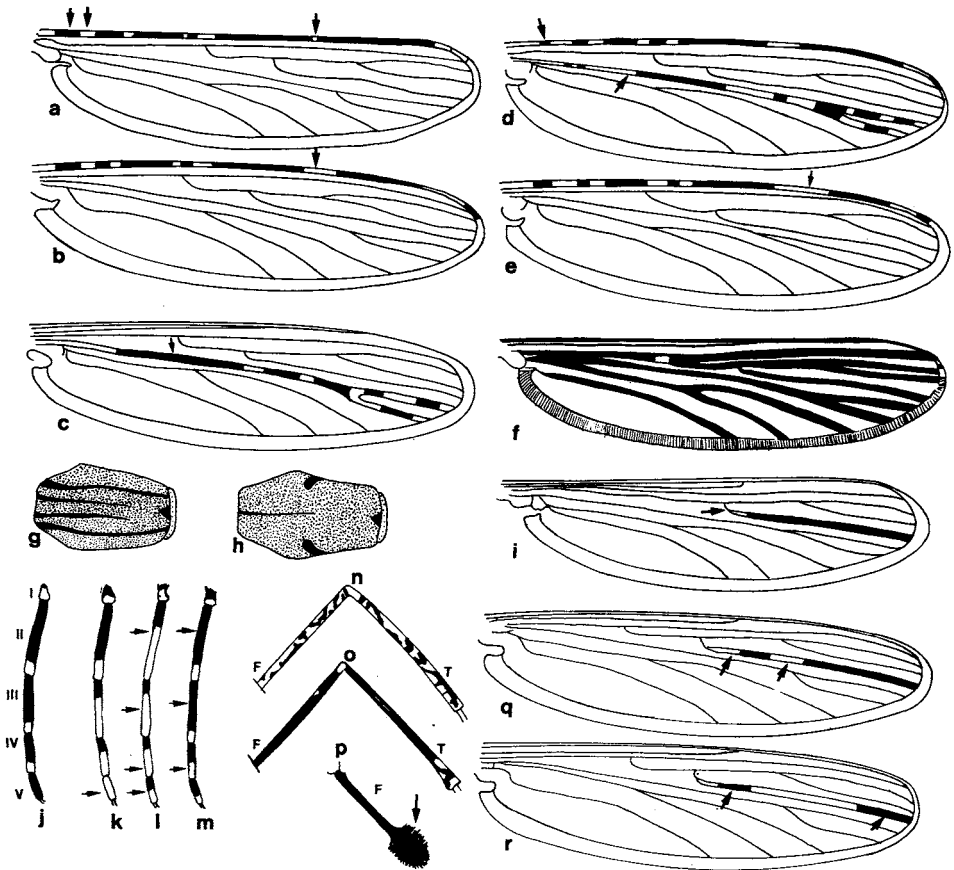


FIG. 17: Aspectos da morfologia externa de Anophelinae adultos. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a-f, i, q, r: asa; g, h: escudo e escutelo; j-l: tarsos posteriores I a V; n, o: fêmur e tíbia posteriores; p: fêmur posterior.

18. Tarso posterior II com geralmente entre 20 e 30%, ou pouco mais, de negro basal (Fig. 16.d); escamas das mancha das veias anteriores da asa amareladas *evansae*
- Tarso posterior II com geralmente mais de 35% negro basal (Fig. 16.e); escamas das manchas claras das veias anteriores da asa, particularmente da costa, bem alvas, tal como as que revestem os tarsos posteriores III e IV *strodei*
19. Asa com muitas manchas de escamas claras intercaladas por manchas escuras (Fig. 16.h) 20
- Asa quase totalmente escura (Fig. 17.f) 34
20. Tarso posterior IV inteiramente branco (Fig. 16.g) *rondoni*
- Tarso posterior IV não inteiramente branco (Fig. 17.j-l) 21
21. Escudo com quatro faixas longitudinais escuras (Fig. 17.g) 22
- Escudo sem quatro faixas escuras (Fig. 17.h) 27
22. Tarso posterior V inteiramente negro (Fig. 17.j) *bellator*
- Tarso posterior V parcial ou completamente branco (Fig. 17.k-m) 23
23. Tarso posterior V inteiramente branco (Fig. 17.k) *bambusicolus*
- Tarso posterior V parcialmente branco (Fig. 17.l) 24
24. Veia R 4+5 com apenas uma mancha branca (Fig. 17.i) *neivai*
- Veia R₄₊₅ com mais de uma mancha branca (Fig. 17.q, r) 25
25. Tarsos posteriores II a IV com menos de 35% de negro na porção basal (Fig. 17.l) *laneanus*
- Tarsos posteriores II a IV com pelo menos 50% de negro (Fig. 17.m) 26

26. Veia R 4+5 predominantemente escura, com duas manchas brancas basais (Fig. 17.q) *homunculus*
 Veia R 4+5 predominantemente branca, com uma mancha negra basal e outra apical (Fig. 17.r)..... *cruzei*
27. Patas sem aspecto de salpicado (Fig. 17.o) 28
 Patas com aspecto de salpicado (Fig. 17.n)..... 36
28. Fêmur posterior com tufo apical de escamas escuras (Fig. 17.p)..... *squamifemur*
 Fêmur posterior sem tufo de escamas (Fig. 17.o) 29
29. Tarso posterior V inteiramente branco (Fig.18.a) *nigritarsis*
 Tarso posterior V escuro (Fig. 18.b)..... 30
30. Tíbia posterior com grande mancha branca apical (Fig. 18.c) 31
 Tíbia posterior sem a mancha branca apical (Fig. 18.d) 33
31. Veia Anal escura (Fig. 18.g) *tibiamaculatus*
 Veia Anal com manchas brancas (Fig. 18.h, i) 32
32. Veia Anal com 5 ou 6 manchas negras (Fig. 18.h)..... *pseudotibiamaculatus*
 Veia Anal com 2 ou 3 manchas negras (Fig. 18.i) *gilesi*
33. Tergito abdominal VIII densamente coberto por escamas brancas (Fig. 18.e) *perysassui*
 Tergito abdominal VIII sem escamas brancas (Fig. 18.f)..... *mattogrossensis*
34. Tíbia posterior com faixa clara apical (Fig. 18.c); escudo sem faixa prateada longitudinal *eiseni*
 Tíbia posterior sem a faixa apical (Fig. 18.d); escudo com faixa prateada longitudinal mediana (Fig. 18.r, s)..... 35

35. Cada margem lateral do escudo com uma faixa prateada tão nítida quanto a faixa mediana (Fig. 18.r); cerdas claras do vértice longas, ultrapassando a base das antenas..... *nimbus e thomasi*

Faixas prateadas marginais do escudo muito menos nítidas que a faixa mediana (Fig. 18.s); cerdas do vértice normais *kampi*

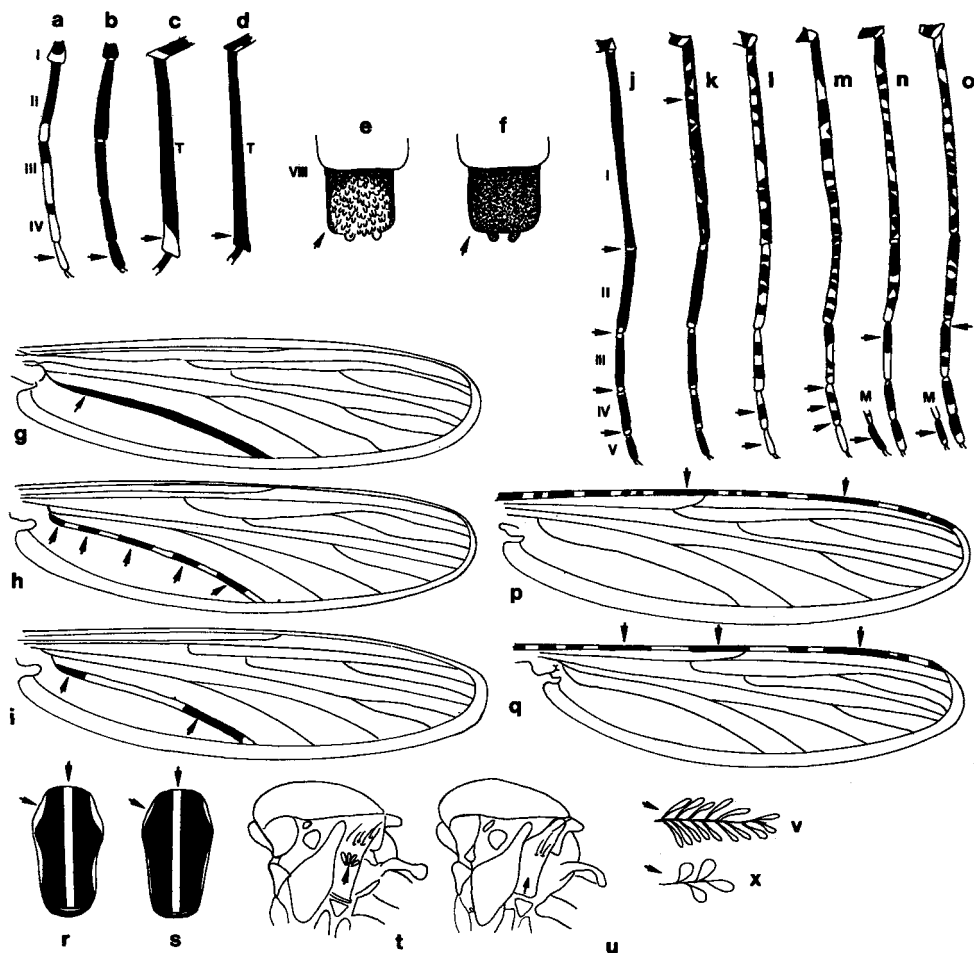


FIG. 18: Aspectos da morfologia externa de Anophelinae adultos. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a, b: tarsos posteriores I a V; c, d: tíbia posterior (T); e, f: tergito abdominal VIII; g-i, p, q: asa; j-m: tarsos posteriores I a V; n, o: tarsos posteriores (I a V) e médio (M) (V); r, s: escudo e escutelo, vista dorsal; t, u: tórax, vista lateral; v, x: escamas das veias anteriores da asa.

36. Tarsos posteriores II a IV negros, com anéis brancos apenas nas articulações (Fig. 18.j, k) 37
 Tarsos posteriores II a IV com mais áreas claras (Fig. 18.l-o) 38
37. Mosquito grande; tarso posterior I escuro, com um estreito anel branco apical (Fig. 18.j) *shannoni*
 Mosquito pequeno; tarso posterior I com muitas manchas claras pequenas (Fig. 18.k) *minor*
38. Tarso posterior V inteiramente claro (Fig. 18.l, m)..... 39
 Tarso posterior V com parte escura (Fig. n, o)..... 41
39. Tarso posterior IV claro, com geralmente uma faixa escura (ou duas) mais ou menos mediana (Fig. 18.l)..... *mediopunctatus*
 Tarso posterior IV escuro, com 3 manchas claras (Fig. 18.m) 40
40. Mesanepímero com um grupo de escamas brancas (Fig. 18.t)..... *fluminensis*
 Mesanepímero sem grupo de escamas brancas (Fig. 18.u.)..... *punctimacula*
41. Escamas da porção basal da asa estreitas (Fig. 18.v) 42
 Escamas da porção basal da asa muito largas (Fig. 18.x)..... 44
42. Veia Costa com duas grandes manchas negras (Fig. 18.p)..... *neomaculipalpus*
 Veia Costa com três grandes manchas negras (Fig. 18.q)..... 43
43. Tarso posterior III com anel negro basal; tarso médio V inteiramente escuro (Fig. 18.n) *anchietai*
 Tarso posterior III com área branca basal; tarso médio V com ápice claro (Fig. 18.o)..... *maculipes*

44. Porção não bifurcada da veia Cu predominantemente escura (Fig. 19.a)..... 45
 Porção não bifurcada da veia Cu predominantemente clara (Fig. 19.c)..... 46
45. Metade apical da veia Anal negra (Fig. 19.a)..... *bustamantei*
 Metade apical da veia Anal com áreas claras e escuras intercaladas (Fig. 19.b)..... *intermedius*
46. Veia Anal com 3 ou 4 manchas negras (Fig. 19.c) *rachoui*
 Veia Anal com 6 ou 7 manchas negras (Fig. 19.d) *evandroi* e *punctimacula*

Os anofelinos pertencentes ao subgênero *Nyssorhynchus* encontram-se nos itens de 4 a 20 e 29 da chave dicotômica para adultos apresentada acima, enquanto as demais espécies assim se distribuem: itens 22 a 26 — Subgênero *Kerteszi*; itens 28 e 32 — subgênero *Lophopodomyia*; item 35 — subgênero *Stethomyia* e os demais itens correspondem às espécies do subgênero *Anopheles*.

Com respeito às formas imaturas, apresentamos a seguir uma chave para identificação das larvas de quarto estágio. No caso de se obter pupa na natureza, aconselhamos deixar emergir o adulto e então identificá-lo empregando a chave correspondente.

Chave para a identificação de larvas das espécies de *Anopheles* que ocorrem no Brasil.

1. Tufos palmados abdominais (cerdas 1-I-VII) constituídos por elementos filiformes (Fig. 19.e) 2
 Tufos palmados abdominais constituídos por elementos largos, isto é, foliáceos (Fig. 19.f) 4
2. Cerdas 1-P com seis ramos ou mais (Fig. 19.h,i) 3
 Cerdas 1-P, em forquilha, com apenas 2 ou 3 ramos apicais (Fig. 19.g) *thomasi*
3. Cerdas 1-P com 6 a 8 ramos (Fig. 19.h)..... *komp*
 Cerdas 1-P com 11 a 14 ramos (Fig. 19.i) *nimbus*

4. Cerdas 5 a 7-C lisas ou muito levemente aciculadas
(Fig. 19.l); larvas coletadas em plantas,
essencialmente bromélias..... 5
- Cerdas 5 a 7-C aciculadas, como uma palma
(Fig. 19.m); larvas não procedentes de plantas..... 8

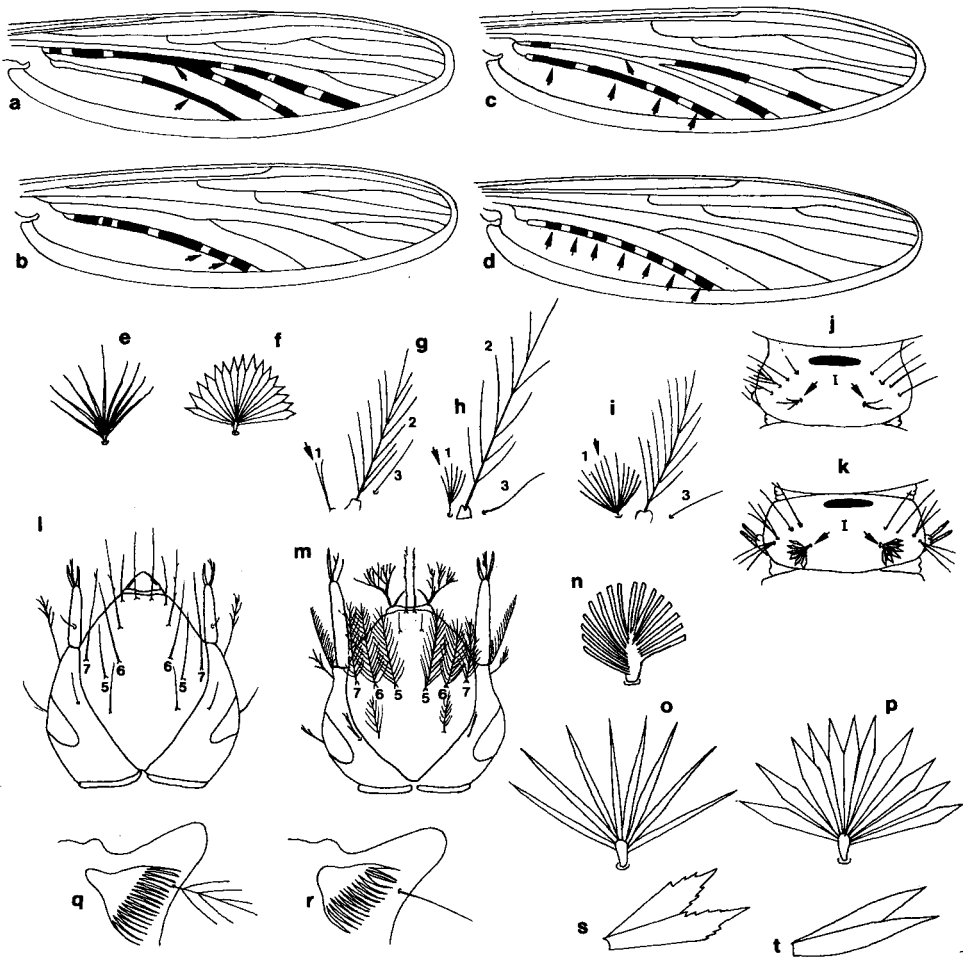


FIG. 19: Aspectos da morfologia externa de Anophelinae adulto e larva. Ilustrações referidas nas chaves dicotômicas correspondentes. a-d: asa; e, f: tufo palmado; g-i: conjunto das cerdas protorácicas 1-3-P; j, k: segmento abdominal I, vista dorsal; l, m: cabeça, vista dorsal; n-p: tufo palmado; q, r: pecten e cerda 1-S, em vista lateral do aparato espiracular; s, t: elementos de tufo palmado.

5. Tufos palmados ausentes no primeiro segmento abdominal (Fig. 19.j); elementos que constituem os tufos com ápice truncado (Fig. 19.n) *neivai*
Tufos palmados presentes no primeiro segmento abdominal (Fig. 19.k); elementos que constituem os tufos palmados com ápice pontudo (Fig. 19.f) 6
6. Tufos palmados pequenos, com elementos estreitos e pontiagudos (Fig. 19.o) 7
Tufos palmados grandes, com elementos lanceolados (Fig. 19.p) *bambusicolus*
7. Cerda 1-S ramificada (Fig. 19.q) *bellator*
Cerda 1-S simples (Fig. 19.r) (ou levemente aciculada em *laneanus*) *cruzei*,
laneanus e *homunculus*
8. Tufos palmados com elementos lisos (Fig. 19.t) 9
Tufos palmados com elementos denteados (Fig. 19.s) 27
9. Cerda 6 dos segmentos abdominais IV e V simples (Fig. 20.a) 10
Cerda 6 dos segmentos abdominais IV e V ramificada (Fig. 20.b) 25
10. Cerdas 2-C muito aproximadas (espaço entre elas muito pequeno) (Fig. 20.c) 11
Cerdas 2-C bem separadas (espaço entre elas ligeiramente menor que o existente entre 2-C e 3-C) (Fig. 20.d) 14
11. Cerda 1-P com ramos lanceolados (Fig. 20.e) 13
Cerda 1-P com ramos filiformes (Fig. 20.f) 12
12. Elementos dos tufos palmados abdominais com ápice filamentoso (Fig. 20.k) *argyritarsis sawyeri*
Elementos dos tufos palmados abdominais mais curtos e com ápice não filamentoso (Fig. 20.l) *argyritarsis argyritarsis*

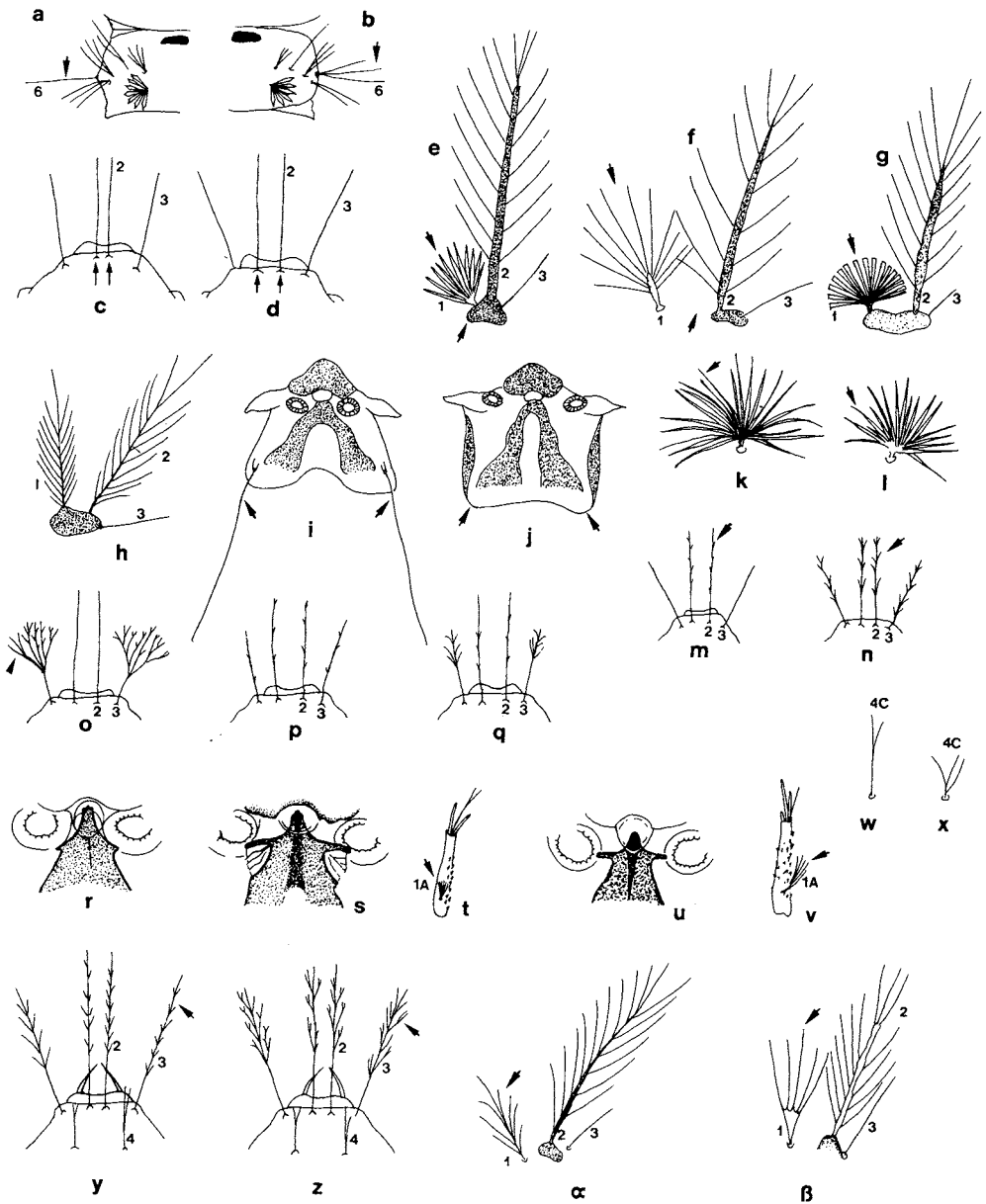


FIG. 20: Aspectos da morfologia externa de Anophelinae larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a, b: segmento abdominal V, vista dorsal; c, d, m-q, y, z: cabeça, vista dorsal da porção anterior; e-h, α, β: conjunto de cerdas protorácicas 1-3-P; i, j, r, s, u: aparato espiracular, vista dorsal; k, l: tufo palmado; t, v: antena; x, w: cerda 4-C (cabeça).

13. Cerda 1-P e os tufos palmados abdominais com ramos ponteagudos (Fig. 20.e, l) *strodei* e *rondoni*
 Cerda 1-P e os tufos palmados abdominais com ramos de ponta romba (Figs. 19.n e 20.g)..... *braziliensis*

14. Cerda 1-P com ramos filamentosos que se originam em diferentes alturas da haste (Fig. 20.h)..... 15
 Cerda 1-P com aspecto palmado, com ramos finos ou largos, mas que se originam de um mesmo nível (Fig. 20.e, f) 16

15. Lobos posteriores da placa espiracular com cerda longa implantada em tubérculo (Fig. 20.i); cerda 3-C não ramificada (Fig. 20.p) *darlingi*
 Lobos posteriores da placa espiracular sem cerda longa (Fig. 20.j); cerda 3-C com muitos ramos (aspecto dendrítico) (Fig. 20.o)..... *lanei*

16. Cerda 1-P com ramos lanceolados (Fig. 20.e, l) 17
 Cerda 1-P com ramos filiformes (Fig. 20.f)..... *triannulatus triannulatus*

17. Cerdas 1, 2 e 3-P se originam em uma mesma placa bem quitinizada (Fig. 20.e)..... 18
 Cerda 1-P não se origina em uma placa quitinizada comum com a 2 e 3-P (Fig. 20.f) 19

18. Cerda 3-C levemente aciculada (Fig. 20.p)..... *albitarsis*
 Cerda 3-C com ramificações alongadas (Fig. 20.q) *deaneorum*

19. Cerdas 2 e 3-C levemente aciculadas (Fig. 20.m) 20
 Cerdas 2 e 3-C distintamente ramificadas (Fig. 20.n) 23

20. Placa mediana do aparato espiracular com expansões laterais curtas ou rudimentares (Fig. 20.r) 22
 Placa mediana do aparato espiracular com expansões laterais distintas, como braços (Fig. 20.s, u) 21

21. Placa espiracular com "braços" muito longos
(Fig. 20.s); cerda 1-A curta, menor que o dobro da
largura da base da antena (Fig. 20.t)..... *triannulatus davisi*
Placa espiracular com "braços" alongados
(Fig. 20.u); cerda 1-A longa, maior que o dobro da
largura da base da antena (Fig. 20.v)..... *ininii*
22. Cerda 4-C simples ou em forquilha, com 2 ou 3
ramos apicais (Fig. 20.x) *nuneztovari* e *dunhami**
Cerda 4-C ramificada ao nível da base (Fig. 20.w.).... *evansae*, *galvaei* e *rangeli*
23. Cerda 1-A longa (Fig. 20.v) *benarrochi*
Cerda 1-A pequena, muitas vezes pouco visível
(Fig. 20.t)..... 24
24. Cerdas 2 e 3-C com ramificações dicotômicas
(Fig. 20.z); placa espiracular com expansões
alongadas (Fig. 20.u) *oswaldoi*
Cerdas 2 e 3-C com ramificações simples (Fig. 20.y);
placa espiracular com expansões rudimentares
(Fig. 20.r) *aquasalis*
25. Tufos palmados abdominais rudimentares (Fig. 19.j) *lutzi*
Tufos palmados abdominais normais (Fig. 19.k) 26
26. Ramos da cerda 1-P se originam de vários níveis da
haste (Fig. 20.α) *parvus*
Ramos da cerda 1-P se originam quase no mesmo
nível da haste (Fig. 20.β) *antunesi*
27. Cerdas 2 e 3-A ponteagudas (Fig. 21.b) 34
Uma das cerdas 2 e 3-A com ápice truncado
(Fig. 21.a, c) 28

* As diferenças entre essas espécies parecem ser: em *nuneztovari* as cerdas 2, 3-C são nitidamente aciculadas a partir da metade distal (especialmente em 3-C) e cerda 4-C é geralmente 0,3-0,6 o comprimento de 3-C; em *dunhami*, 2, 3-C são lisas ou ligeiramente aciculadas e 4-C é 0,7-1,0 do comprimento de 3-C (Peyton, 1993).

28. Cerda 3-C simples ou bifurcada (Fig. 20.m)..... *neomaculipalpus*
 Cerda 3-C com muitos ramos, de aspecto dendrítico
 (Fig.20.o) 29
29. Ramos da cerda 1-P originando-se de diferentes
 níveis da haste (Fig. 20.α)..... 30
 Ramos da cerda 1-P originando-se do mesmo nível,
 como um tufo palmado (Fig. 20.e, l)..... *mattogrossensis*

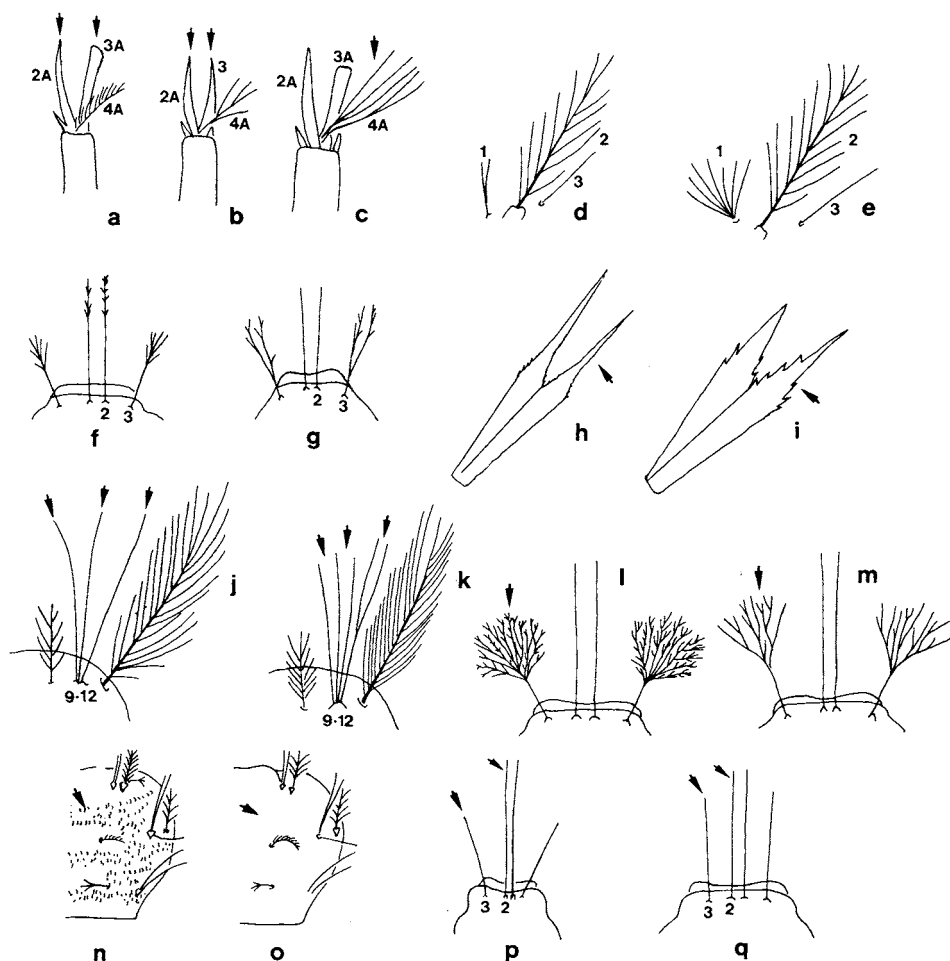


FIG. 21: Aspectos da morfologia externa de Anopheline larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a-c: antena, ápice; d, e: conjunto de cerdas protorácicas 1-3-P; f, g, l, m, p, q: cabeça, vista dorsal da porção anterior; j, k: conjunto de cerdas protorácicas 9-12-P; n, o: tórax, aspecto do tegumento ventral.

30. Todas as cerdas do grupo lateral 9, 10 e 12-P simples (Fig. 21.j) 31
 Pelo menos uma das cerdas do grupo 9, 10 e 12-P ramificada (Fig. 21.k)..... 32
31. Cerdas 4-A curta, com muitos ramos curtos, quase todos originados no mesmo lado da cerda (aspecto pectinado) (Fig. 21.a) *mediopunctatus*
 Cerdas 4-A longa, com 4 a 8 ramos que se originam quase do mesmo nível (Fig. 21.c) *punctimacula*
32. Cerdas 1-P simples ou com no máximo 2 ou 3 ramos (Fig. 21.d) 33
 Cerdas 1-P múltipla, com mais de 4 ramos (Fig. 21.e) *fluminensis*
33. Cerdas 3-C ramificada na metade distal (aspecto de pincel) (Fig. 21.f) *maculipes e anchietai*
 Cerdas 3-C ramificada desde a metade basal (Fig. 21.g)..... *intermedius*
34. Ramos dos tufos palmados abdominais sem filamento apical (Fig. 21.i) 35
 Ramos dos tufos palmados abdominais terminando num longo filamento (Fig. 21.h); cerdas 2-C muito aproximadas (Fig. 20.c); cerda 1-P na forma de um tufo palmado *gilesi*
35. Todas as cerdas do grupo 9, 10 e 12-P simples (Fig. 21.j) 36
 Pelo menos uma das cerdas do grupo 9, 10 e 12-P bifurcada ou ramificada (Fig. 21.k)..... *pseudotibiamaculatus*
36. Cerdas 3-C bem ramificada (aspecto dendrítico) (Fig. 21.l, m) 37
 Cerdas 3-C simples ou bifurcada (Fig. 20.m, p) 40
37. Cerdas 1-P na forma de um tufo palmado (Fig. 20.e, f) *mattogrossensis*
 Cerdas 1-P com ramos originando-se de vários níveis, sem aspecto de tufo palmado (Fig. 20.h, α) 38

38. Cerda 3-C com mais de 30 ramificações (Fig. 21.l)..... 39
 Cerda 3-C com menos de 20 ramos (Fig. 21.m)..... *shannoni*
39. Superfície ventral do tórax e abdome espiculosa
 (Fig. 21.n) *minor*
 Superfície do tórax e abdome glabra (Fig. 21.o.)..... *periyassui*
40. Cerda 3-C muito menor que 2-C (Fig. 21.p)..... *eiseni*
 Cerda 3-C ligeiramente mais curta que 2-C
 (Fig. 21.q) *tibiamaculatus*

Uma descrição mais detalhada das características morfológicas da maioria das espécies de *Anopheles* que ocorrem em território brasileiro pode ser consultada nas publicações de Forattini (1962) e Faran(1980). Assim, não daremos detalhes morfológicos para cada espécie, já que suas características principais acham-se na chave dicotômica.

ANOFELINOS RELACIONADOS COM A TRANSMISSÃO DE DOENÇAS

Os transmissores da malária humana no Brasil estão incluídos nos subgêneros *Nyssorhynchus* e *Kerteszia*. Por isso, daremos atenção especial somente para algumas espécies desses dois grupos.

Até o final da década de 1970, todas as infecções maláricas em mosquitos eram detectadas através da técnica da dissecação individual dos anofelinos coletados numa área endêmica, examinando-se suas glândulas salivares e o estômago em preparações a fresco. Devido à falta de diferenças consistentes entre as formas evolutivas dos plasmódios, humanos e de animais, nos mosquitos, a espécie de parasito não podia ser identificada por essa técnica. Na década de 1980 foi descoberta uma técnica imunológica (radioimunometria = IRMA) capaz de identificar a espécie do esporozoíto que está infectando um mosquito (item "Radioimunoensaio (IRMA)", p.(175)). Esta faculdade, propiciada pelo uso de anticorpos monoclonais específicos contra a proteína que reveste o esporozoíto (proteína CS), foi mais tarde empregada em teste ELISA. Por essas duas técnicas, os mosquitos coletados numa área endêmica remota podem ser mortos e desidratados no campo, e testados meses depois, vários de uma só vez, em um laboratório distante. Porém, como a proteína CS já está presente no oocisto maduro, se um mosquito, cujo corpo todo foi incluído num imunensaio, apresenta resultado positivo, não significa que seja um bom vetor. Sabe-se que muitos mosquitos, inclusive alguns culicíneos, são capazes de permitir o desenvolvimento e maturação de oocistos de plasmódios de primatas, mas os esporozoítos viáveis não invadem ou se albergam nas suas glândulas salivares. Além disso,

sabe-se da possibilidade de aparecerem resultados falso-positivos nesses imunensaíes (ver item "Técnicas imunológicas para a detecção de infecção plasmódial em anofelinos", p.(174)).

Antes do emprego dessas técnicas, poucas espécies brasileiras de *Nyssorhynchus* haviam sido encontradas naturalmente infectadas com esporozóitos, o que era utilizado para lhes atribuir o papel de vetor. Dentre estas estão, essencialmente, *An. darlingi*, *An. aquasalis* e *An. albitarsis*. Além delas, reconhecia-se também o papel de transmissores de paludismo dos anofelinos do subgênero *Kerteszia*: *An. cruzii*, *An. bellator* e *An. homunculus*.

Vários outros anofelinos do subgênero *Nyssorhynchus* são hoje considerados capazes de transmitir malária humana na natureza, mas (ver abaixo) geralmente figurando como vetores secundários, especialmente quando coexistem com o *An. darlingi*. São anofelinos principalmente exófilos, zoofílicos e crepusculares, mas que na ausência dos seus hospedeiros preferenciais ou nas épocas de elevada densidade, podem se alimentar no homem com dada frequência. Neste caso, tais anofelinos podem, eventualmente, se infectar ao sugar portadores de gametócitos de plasmódios em áreas cuja endemicidade fora desencadeada e mantida às custas do *An. darlingi*.

São considerados vetores secundários ou vetores potenciais por terem sido achados naturalmente infectados em alguma área endêmica de paludismo, particularmente na Amazônia, as espécies que se seguem: *An. deaneorum*, *An. braziliensis*, *An. nuneztovari*, *An. oswaldoi*, *An. triannulatus*, *An. strodei*, *An. evansae* e *An. galvaoi*.

Além de possuírem hábitos hematofágicos que não lhes permitem freqüente contacto com o homem, as espécies de *Anopheles* supracitadas são geralmente pouco suscetíveis aos *P. vivax* e *P. falciparum*, com exceção de *An. deaneorum* e *An. nuneztovari* (Deane et al., 1948; Klein et al., 1991a, b).

Subgênero *Nyssorhynchus* Blanchard, 1902

São anofelinos de pequeno e médio porte, com tarsos posteriores III a V completamente brancos ou apresentando pequeno anel escuro basal nos tarsômeros III e/ou V (Faran, 1980; Peyton et al., 1992). Suas formas imaturas desenvolvem-se em coleções líquidas no solo, desde os grandes cursos d'água até as pequenas poças.

As espécies que ocorrem no Brasil são eurigâmicas. Machos e fêmeas abrigam-se no ambiente silvestre, semi-silvestre ou rural antes de formarem o vôo nupcial. As fêmeas de algumas espécies brasileiras de *Nyssorhynchus* podem invadir a habitação humana, mas geralmente não utilizam este ambiente como abrigo, não permanecendo ali prolongadamente. É raro o encontro de machos deste subgênero dentro dos domicílios.

Anopheles darlingi Root, 1926

Distribuição geográfica. É encontrado em áreas de baixas altitudes, quase sempre associado aos grandes cursos d'água e florestas do interior, mas ocorre também no litoral. Está amplamente distribuído no território sul-americano a leste dos Andes, na Colômbia, Venezuela, Bolívia, Peru, Paraguai, Argentina, Brasil e nas Guianas. A oeste dos Andes só foi encontrado em Chaco, Colômbia. Sua distribuição é descontínua ao norte da Venezuela, pois esse mosquito tem sido encontrado em áreas centro-americanas entre o sul do México, Belize, Honduras e Guatemala.

No Brasil, só não é encontrado nas áreas secas do Nordeste, no extremo Sul (abaixo da foz do rio Iguaçu) e nas áreas de elevada altitude.

Biologia. Utiliza as grandes coleções líquidas para o desenvolvimento de suas formas imaturas, tais como: lagoas, açudes, represas e bolsões formados nas curvas dos rios onde há muito pouca correnteza. Seus criadouros são, por excelência, de águas profundas, limpas, pouco turvas e ensolaradas ou parcialmente sombreadas, onde suas larvas e pupas habitam as margens, escondidas entre a vegetação emergente ou flutuante e os detritos vegetais caídos na superfície líquida. Estes criadouros são utilizados, indiscriminadamente, durante todo o ano e, por serem permanentes, funcionam como focos de resistência durante a estação mais seca. Contudo, durante a estação chuvosa, *An. darlingi* pode empregar uma grande variedade de coleções líquidas de tamanho e profundidade menores, tais como: valas, poças e impressões de patas de animais.

É o anofelino indígena mais antropofílico e de comportamento endófilo mais acentuado. Nas áreas rurais da Amazônia, por exemplo, pode atacar mamíferos de grande porte quando estes pernoitam no peridomicílio, mas o faz em número comparativamente menor que o surpreendido sugando o homem (Deane et al., 1949; Oliveira-Ferreira et al., 1992). Costuma atacar o homem, dentro das casas, nas horas mais altas da noite. Principalmente em áreas onde as habitações são borrifadas internamente com inseticidas, também pode atacar o homem, em elevada densidade, na imediata vizinhança das casas e nas primeiras horas da noite. Mas há áreas no país, que correspondem à minoria, onde *An. darlingi* pode ser preferentemente exófago (Guedes et al., 1953; Forattini, 1987; Lourenço-de-Oliveira, 1989).

De qualquer modo, nas áreas onde *An. darlingi* está presente, ele é geralmente o anofelino mais freqüente dentro do domicílio (Deane et al., 1948; Deane, 1986; Lourenço-de-Oliveira et al., 1989; Klein & Lima, 1990).

No passado, quando ainda não se utilizavam os inseticidas residuais aplicados às paredes internas das casas, elevado número de fêmeas de *An. darlingi* era surpreendido em repouso dentro das habitações, mesmo durante as horas claras do dia. Contudo, hoje, nas moradias borrifadas com DDT e outros inseticidas, sabe-se que a grande maioria das fêmeas deste anofelino parte para o extra domicílio poucos minutos após sua alimentação sanguínea, procurando se abrigar na vegetação densa, cerca de 10 cm de altura do solo. Mas as fêmeas que que porventura repousarem no interior das casas o farão essencialmente à noite e preferencialmente nos dois metros mais baixos das paredes, embora já se te-

nha observado repousos no teto das moradias dedetizadas (Deane & Damasceno, 1948; Elliot, 1972; Roberts et al., 1987; Deane, 1989; Quiñones & Suarez, 1990).

As populações brasileiras de *An. darlingi*, até hoje investigadas, não apresentam resistência aos inseticidas usados em seu controle, tais como DDT e deltametrina, embora a espécie pareça não exibir irritabilidade e apresente resistência ao DDT em áreas colombianas (Quiñones & Soares, 1989; Suarez et al., 1990).

Em seu território no Brasil é encontrado picando durante todo o ano, rareando um pouco no final da estação seca e abundando no final da chuvosa, mais propriamente na transição entre as épocas de maiores e menores pluviosidades (Charlwood & Hayes, 1978; Charlwood, 1980; Klein & Lima, 1990). Aparentemente, as chuvas torrenciais, freqüentes durante a estação chuvosa, produzem elevada mortalidade dentre as larvas e pupas de *An. darlingi*, pois as enxurradas podem arrastá-las das margens dos criadouros, afogando-as e interrompendo o seu desenvolvimento.

O ciclo de oviposição de *An. darlingi*, isto é, o tempo entre cada alimentação sanguínea, parece ser de três dias, incluindo um dia durante o qual as fêmeas paridas descansam antes de retornarem a sugar sangue após a postura (Charlwood, 1980).

Tem-se verificado certa variação no ciclo nictemeral de *An. darlingi* de acordo com a área do território brasileiro e conforme a época do ano. De modo geral, acredita-se que a espécie apresenta apenas um pico de atividade hematofágica situado em torno da meia-noite ou dois picos crepusculares — um matutino e um vespertino — mas com atividade ininterrupta durante toda a noite (Deane et al., 1948; Forattini, 1962; Roberts et al., 1987; Lourenço-de-Oliveira et al., 1989; Klein & Lima, 1990; Rosa Freitas et al., 1992). A espécie pode ser oportunista e sugar durante o dia, inclusive transmitindo malária, quando humanos se aproximam de seus abrigos e criadouros (Deane, 1989).

As variações no ciclo nictemeral da hematofagia e na freqüência às habitações humanas exibidas por *An. darlingi*, somadas às diferenças encontradas no perfil de isoenzimas e nos caracteres dos cromossomos politênicos já assinalados em populações deste anofelino, levaram a suspeitas de que se trate de um complexo de espécies crípticas. Porém, até quanto sabemos, ainda não foram detectadas suficientes diferenças morfológicas, bioquímicas ou moleculares entre populações de *An. darlingi* que comprovem tal desconfiança (Kreutzer et al., 1972; Rosa-Freitas et al., 1992). Indivíduos com fenótipo aberrante, isto é, apresentando marcação escura nos tarsos III e IV posteriores, têm sido detectados em população centro-americana desse anofelino (Harbach et al., 1993).

Relação com a malária. *An. darlingi* é, sem dúvida, o principal vetor de malária no Brasil. É vetor primário, altamente susceptível aos plasmódios humanos e capaz de transmitir malária dentro e fora das casas, mesmo quando sua densidade está baixa.

Na Amazônia, onde a malária humana parece estar praticamente confinada no Brasil, *An. darlingi* é o anofelino que melhor e mais rapidamente se beneficia das alterações que o homem produz no ambiente silvestre. Assim, a colonização desta região do país, implicando na substituição da floresta por modestas

plantações, pastagens ou garimpos, geralmente afasta os anofelinos de hábitos mais silvestres e propicia ambiente muito favorável ao *darlingi*, provocando grande aumento de sua densidade e, subseqüentemente, da incidência do paludismo.

Hoje, acredita-se que o grosso da malária humana na nossa Amazônia é transmitido pelo *An. darlingi*, no peridomicílio e no início da noite. Entretanto, não se despreza a importância da endofagia exibida por esse anofelino, que consiste na única espécie com densidade e freqüência suficientes para veicular a moléstia no interior do domicílio.

Tem sido o anofelino brasileiro mais freqüentemente encontrado naturalmente infectado com esporozoítos de plasmódio e sua distribuição geralmente coincide com as áreas mais atingidas pelo paludismo. Infecções naturais em *An. darlingi* têm sido reportadas, desde a década de 1930, em numerosas localidades brasileiras, em algumas das quais é o único transmissor importante. *An. darlingi* é o único anofelino brasileiro no qual foram detectadas infecções naturais pelos três plasmódios que causam malária humana nas Américas — *P. vivax*, *P. falciparum* e *P. malariae* — sendo o mais suscetível, experimentalmente, a esses parasitos (Rachou, 1958; Deane, 1986; 1989; Arruda et al., 1989; Klein et al., 1991a, b).

Relação com outras enfermidades. *An. darlingi* já foi encontrado com larvas infectantes de *W. bancrofti*, em Belém do Pará, onde a endemicidade desta filariose é assegurada pelo *Cx. quinquefasciatus*. Seu papel na transmissão da filariose deve ser secundário, ou local (Causey et al., 1945; Rachou, 1956).

Anopheles aquasalis Curry, 1932

Distribuição Geográfica. Seu nome denuncia sua preferência por águas dotadas de certa salinidade, que obviamente são mais comuns no litoral. Assim, esta espécie é encontrada numa faixa litorânea longa e, de certa forma estreita, de próximo ao paralelo 24° 30'S (Peruibe, São Paulo) até a Costa Rica, no lado Atlântico, e desde esse ponto até o Golfo de Guayaquil, no Equador, que é o seu limite sul na costa pacífica. Ocorre também nas Antilhas Menores, em Trinidad e Tobago.

Algumas localidades brasileiras distantes mais do que 100 km do litoral são atingidas pelo *An. aquasalis*, mas sempre quando o solo é rico em cloretos, como é o caso de algumas áreas do sertão nordestino, ou quando o terreno sofre invasão das marés, como ocorre na área de Belém, Pará (Deane et al., 1948).

Biologia. Devido ao fato de os criadouros com teor relativamente elevado de cloreto de sódio serem mais propícios para o desenvolvimento de suas larvas do que aqueles de água doce, *An. aquasalis* tem sua distribuição determinada por essa peculiaridade. Seus criadouros são as coleções de águas paradas e salobras, de tamanho pequeno ou médio, transitórias ou semipermanentes, ensolaradas ou parcialmente sombreadas, que ocorrem nas áreas de baixadas litorâneas. Os terrenos baixos temporariamente inundados pelas marés e as poças e valas formadas na época das chuvas em solos salgados são os locais mais prováveis de se achar o *An. aquasalis* criando.

É uma espécie cuja densidade populacional é muito diretamente influenciada pela presença de chuvas, característica imposta pela relativa transitoriedade

de de seus criadouros. *An. aquasalis* é, progressivamente, mais raro com o avançar da época mais seca, podendo quase desaparecer no final desta estação e ser altamente abundante quando iniciam ou finalizam os meses chuvosos.

É considerado um mosquito zoofílico e essencialmente crepuscular, atacando animais como a vaca e o cavalo com muito mais intensidade que ao homem. Também é um anofelino exófilo, entrando nas casas para picar apenas quando sua densidade está elevada. Exceção se faz em certas localidades do litoral nordestino, onde tem sido bastante comum picando o homem dentro das habitações, mesmo nas horas mais altas da noite (Deane et al., 1948; Lucena, 1950; Rachou, 1958; Flores-Mendoza, 1994).

Tais variações no comportamento de *An. aquasalis* em relação à invasão ao domicílio humano sugeriram a existência de populações, ou até mesmo variedades diferentes nesta espécie. É possível que *An. aquasalis* seja um complexo de espécies crípticas (Conn et al., 1993).

Mesmo nos locais onde *An. aquasalis* invade as moradias em maior proporção, as suas fêmeas e machos não costumam repousar longamente dentro deste ambiente, ou seja, as habitações humanas não lhes são, verdadeiramente, abrigos. Sabe-se que, no Sudeste, por exemplo, os machos e fêmeas não ingurgitadas preferem se abrigar e repousar em troncos de árvores e folhas de bananeira caídos no solo, bem úmidos, enquanto as fêmeas repletas de sangue escondem-se no meio das moitas de capim (Flores-Mendoza & Deane, 1993).

Relação com a malária. Diante dos hábitos supracitados, pode-se ter uma noção da capacidade vetorial desse anofelino. *An. aquasalis* é um transmissor muito menos importante que o *An. darlingi*. Porém, é considerado vetor primário da malária nas zonas áridas do Nordeste, em Belém e Amapá, na Amazônia, além de ter sido várias vezes detectado com infecção natural nos Estados do Rio de Janeiro e São Paulo (Galvão et al., 1942; Deane et al., 1948; Rachou, 1958).

An. aquasalis é capaz de transmitir o paludismo somente em locais e ocasiões em que está em elevada densidade, quando tem oportunidade de atacar o homem em maior número. Essa peculiaridade tem sido constatada em outros anofelinos que também exibem pico máximo da atividade hematofágica, em humanos, no início da noite, tais como *An. albitarsis* e as espécies do subgênero *Kerteszia* (Elliot, 1972; Deane, 1986).

Relação com outras enfermidades. É considerado vetor secundário da filariose bancroftiana no Brasil, pois fora encontrado com larvas infectantes de *W. bancrofti*, em Belém, Pará. Lá, o transmissor primário é o *Culex quinquefasciatus*, o qual mantém os elevados índices de microfílaemia local, situação que propicia a infecção do *An. aquasalis*.

Anopheles albitarsis Lynch-Arribáizaga, 1878

Distribuição geográfica. É o anofelino mais comum e amplamente distribuído no Brasil. Seu território nas Américas corresponde ao nordeste da Argentina, todo o Uruguai, o Paraguai, o Brasil, a Venezuela e as Guianas; ocorre tam-

bém na Colômbia, Panamá, Costa Rica, Honduras, Guatemala e Trinidad. Não ocorre no ocidente sul-americano.

É mais comum nas áreas de planície e baixada, sendo também abundante nos planaltos, mas torna-se raro à medida que se avança para terrenos com forte declive ou para dentro das florestas.

Biologia. *An. albitarsis* é, talvez, o *Nyssorhynchus* relacionado com a transmissão da malária humana que tem maior ecletismo em todos os aspectos de seus hábitos. No que se refere aos criadouros, é quase destituído de preferência, criando-se nos mais variados tipos de coleções líquidas, temporárias ou não, naturais e artificiais, expostas à luz ou sombreadas. Porém, as larvas de *An. albitarsis* são mais abundantes nos alagados com capim (campos ou pastagens), de água doce e limpa, que se formam nos descampados, de forma que os criadouros são ensolarados, mas sendo a luz solar um pouco abrandada pela vegetação emergente.

Este anofelino é comumente encontrado picando durante todo o ano, mas é bem mais abundante na estação chuvosa, quando são ampliados os seus criadouros.

Em algumas áreas do Brasil, *An. albitarsis* pode entrar nas casas e se alimentar no homem. Contudo, na maior parte de seu território, incluindo o Nordeste seco e o sertão das regiões Sudeste e Centro-Oeste, é decididamente zoofílico e exófilo. Prefere muito mais atacar animais, como equídeos, que o homem e aves (Deane et al., 1948; Deane et al., 1949).

Relação com a malária. Na verdade, o anofelino em questão apresenta consideráveis variações morfológica, bioquímica e/ou molecular e comportamental em seu território, o que se reflete numa heterogeneidade no seu papel como vetor do paludismo. Assim, *An. albitarsis* é considerado um complexo de espécies crípticas, cujos membros ainda não estão devidamente separados, com uma única exceção: *An. deaneorum* Rosa-Freitas, 1989 (Kreutzer et al., 1976; Deane, 1988; Rosa-Freitas et al., 1990; Klein et al., 1990). Por isso, provisoriamente, tratamos *An. albitarsis* como uma única espécie.

Podemos considerá-lo, desta forma, vetor secundário ou, no máximo, local, visto que em poucas localidades foi encarado como o único transmissor. A maioria das infecções naturais encontradas neste anofelino tratava-se apenas de oocistos. Mas já foram detectadas algumas infecções naturais, através de imunensaos que acusaram a presença de proteína circunsporozoíta de *P. vivax* e *P. falciparum* em exemplares de *An. albitarsis*. Esse anofelino é, experimentalmente, pouco suscetível a *P. vivax* e não parece permitir a invasão de suas glândulas salivares por esporozoítos de *P. falciparum* (Rachou, 1958; Arruda et al., 1986; Deane 1986; 1988; Klein et al., 1991a, b).

Anopheles deaneorum Rosa-Freitas, 1989

Distribuição geográfica. Esta espécie foi recentemente separada do complexo *albitarsis*. Parece estar restrita ao noroeste do Brasil, tendo sido detectada nos Estados do Acre e Rondônia, em áreas onde coexiste com populações de *An. albitarsis* (*lato sensu*).

Biologia. Existem poucos dados sobre a biologia de *An. deaneorum*, entretanto tem-se a impressão de que, de modo geral, seus hábitos coincidem com os de *An. albitarsis*. Contudo, *An. deaneorum* parece ter tendência a invadir as habitações humanas com maior assiduidade que *An. albitarsis*.

A maior densidade de *An. deaneorum* ocorre principalmente no início da estação menos chuvosa, porém quando os rios amazônicos ainda têm os seus níveis elevados, mantendo alagados os terrenos baixos às suas margens. É um anofelino preferentemente crepuscular e exófilo, embora possa ser visto atacando o homem em abundância dentro das casas, mas não chega a superar ou se igualar ao *An. darlingi* (Rosa-Freitas, 1989; Klein & Lima, 1990; Klein et al., 1990).

Relação com a malária. *An. deaneorum* parece ser vetor secundário ou local do paludismo humano. Assim é considerado em áreas de Rondônia, onde *An. darlingi* é, sem dúvida, o vetor principal. Ali *An. deaneorum* é, experimentalmente, tão suscetível quanto o *An. darlingi* aos *P. vivax* e *P. falciparum*. *An. deaneorum* também parece ser capaz de veicular esses parasitos na natureza (Klein et al., 1991a, b; Branquinho et al., 1993).

Anopheles braziliensis Chagas, 1907

Distribuição geográfica. É restrito à América do Sul (lado oriental dos Andes), ocorrendo em quase todo o Brasil (seu limite sul parece ser o Estado de São Paulo) e parte da Bolívia, Colômbia, Venezuela, Guianas e Trinidad. É mais raro no litoral atlântico e nas áreas mais secas do sertão do que no interior, de modo geral.

Biologia. *An. braziliensis* cria-se preferencialmente em coleções de águas doces e límpidas, sempre renovadas, ensolaradas, com fundo arenoso e vegetação emergente. Esses criadouros são representados principalmente pelos córregos e águas represadas com sangradouro (Deane et al., 1948).

Como já dissemos, é zoofílico, exófilo e crepuscular como os demais vetores secundários do paludismo. Porém, *An. braziliensis* é, algumas vezes, encontrado picando durante o dia, especialmente quando o hospedeiro está relativamente próximo do seu criadouro.

Relação com a malária. Tem quase nenhuma relação com a veiculação da malária no Brasil. Foi poucas vezes detectado conduzindo proteína CS de plasmódios humanos (*P. vivax* e *P. falciparum*) em localidades amazônicas, nas quais a endemicidade era, indubitavelmente, mantida pelo *An. darlingi*. Além disso, *An. braziliensis* parece não permitir a invasão de suas glândulas salivares por esporozoítas de *P. vivax*, em condições experimentais. Portanto, *An. braziliensis* pode ser considerado, no máximo, um vetor secundário ou local (Deane et al., 1948; Deane, 1986; Lourenço-de-Oliveira et al., 1990; Klein et al., 1991b).

Anopheles nuneztovari Galbadon, 1940

Distribuição Geográfica. É um anofelino essencialmente sul-americano e sobretudo amazônico. Seu limite norte são as Guianas, Venezuela, Colômbia e porção leste do Panamá, e ao sul as áreas ao norte do Peru, Bolívia e os Estados da Amazônia brasileira.

Biologia. Constituem seus criadouros preferenciais as coleções de águas doces e turvas, de pequeno ou médio porte, ensolaradas ou levemente sombreadas, muitas vezes sem vegetação. São representados pelas poças de água de chuva, impressões de rodas e de patas de animais, barreiros e pequenas lagoas e, nas florestas, alagados que se encontram nas clareiras batidas pelo sol (Deane et al., 1948).

An. nuneztovari é, no Brasil, essencialmente zoofílico e crepuscular, sendo bem mais freqüente dentro da floresta que fora dela, isto é, nos ambientes modificados pelo homem. Pode atacar o homem, especialmente fora de casa, mas volta sua agressividade para animais quando estes estão presentes.

A ocorrência de variações bioquímicas e citogenéticas e, principalmente, comportamentais, sugerem a existência de duas populações alopátricas em *An. nuneztovari*. Uma delas, de hábitos exofágico, zoofílico e crepuscular vespertino, ocorre no Brasil, Suriname e Equador. Esta população de *An. nuneztovari* se contrapõe a uma outra que procura atacar o homem dentro das habitações, prefere as horas próximas à meia-noite para o hematofagismo, ocorrendo particularmente em áreas da Venezuela e Colômbia (Elliot, 1992; Kitzmiller et al., 1973; Conn, 1990; Rubio-Palis & Curtis, 1992).

Em nível morfológico, fêmeas de *An. nuneztovari* têm exibido variações no padrão das manchas das asas, que podem confundir durante o processo de identificação de espécimes obtidos na natureza. Como nos referimos na chave dicotômica correspondente (p. 64), a maioria das fêmeas de *An. nuneztovari* apresenta a mancha pré-umeral escura de comprimento igual ou maior que a mancha clara seguinte (umeral clara). Porém, em alguns casos, têm-se observado o inverso (Deane et al., 1947; Delgado & Rubio-Palis, 1992; 1993), podendo os espécimens em exame serem confundidos com *An. evansae*. Nesse caso, sugerimos prestar atenção à distribuição geográfica dos dois anofelinos e estender os estudos às fases imaturas (ovos e larvas) e à genitália masculina da população em exame.

Relação com a malária. Como nos referimos, têm sido encontradas variações em seu comportamento, que, obviamente, se refletem no seu envolvimento com a transmissão do paludismo no Brasil e em países vizinhos, como Venezuela, Colômbia e Peru. Nestes três últimos países é considerado vetor importante, enquanto, até recentemente, não era encarado como transmissor habitual no Brasil (Elliot, 1972; Hayes, 1982; Deane, 1986; 1988; Rubio-Palis et al., 1992). Na década de 1980 foi encontrado naturalmente infectado (*P. vivax*) em algumas localidades da Amazônia brasileira, onde geralmente o *An. darlingi* estava presente e *An. nuneztovari* poderia ser apenas vetor secundário (Arruda et al., 1986).

Anopheles triannulatus (Neiva & Pinto, 1922) (*lato sensu*)

Distribuição Geográfica. Como se pode notar pelas chaves dicotômicas apresentadas atrás, *An. triannulatus* tem duas subespécies ou variedades, que são: *An. triannulatus triannulatus* (Neiva & Pinto, 1922) e *An. triannulatus davisi* Peterson & Shannon, 1927. Esta última é muito freqüente e de distribuição geográfica mais ampla do que a primeira. *An. triannulatus triannulatus* é encontrado

muito raramente e em pontos isolados no Brasil, exceto no oeste do Mato Grosso do Sul, onde é tão ou mais abundante que a variedade *davisi*.

Considerando *An. triannulatus* (*lato sensu*) podemos dizer que é encontrado principalmente na grande porção leste aos Andes do continente sul-americano, mas também ocorre a oeste, desde o Peru até a Nicarágua. Ao sul, no lado oriental, alcança seu limite no nordeste argentino.

Biologia. Prefere criar em lagoas (rasas ou fundas), corixas e grandes poças d'água, bem expostas ao sol, porém com rica vegetação flutuante, como os alfices-d'água (*Pistia*), os aguapés (*Eichornia*) e outros, e também fartas em gramineas e outras plantas emergentes. Muitas vezes, considerando-se apenas os anofelinos, as lagoas cobertas de aguapés e alfices-d'água são criadouros quase exclusivos de *An. triannulatus* (Deane et al., 1948), principalmente da variedade *davisi*. Devido às poucas informações a respeito dos criadouros da variedade *triannulatus*, pouco podemos especular sobre a existência de diferenças entre os seus criadouros e os de *davisi*.

Sabe-se que ambas as variedades são essencialmente zoofílicas, exófilas e crepusculares. Atacam o homem, mas em números muito menores que aos outros animais, como equídeos e bovinos (Galvão & Lane, 1940; Deane et al., 1948; Lourenço-deOliveira, 1989). Sabe-se também que *An. triannulatus* (*lato sensu*) demonstra preferência por picar nos extratos mais altos das florestas (Deane et al., 1971).

Relação com a malária. Este anofelino não é vetor primário de malária no Brasil. *An. triannulatus* (provavelmente *davisi*) já foi encontrado naturalmente infectado com oocistos, fora do Brasil, e só recentemente tem sido detectado infectado (através de imunensaio para a pesquisa de proteína CS), em localidades da Amazônia brasileira, onde o *An. darlingi* é o responsável pela manutenção da endemidade do paludismo (Forattini, 1962; Deane, 1988; Oliveira-Ferreira et al., 1990). Além disso, *An. triannulatus* parece ser pouco suscetível aos *P. vivax* e *P. falciparum*, em condições experimentais, pois pequeno número de esporozoítos conseguem alcançar e invadir as suas glândulas salivares (Klein et al., 1991a, b).

Anopheles oswaldoi Peryassú, 1922

Distribuição Geográfica. Está amplamente distribuído em todos os países na América do Sul a leste dos Andes (exceto o Chile), desde o norte do Uruguai e o nordeste da Argentina até a Costa Rica. Também já foi coletado em Trinidad.

No Brasil é abundante dentro e próximo às áreas florestadas e bastante chuvosas, e raro ou ausente nas grandes extensões de campos (descampados). Não ocorre nas zonas secas nordestinas (Deane et al., 1948).

Biologia. Seus criadouros preferenciais são as poças, alagados, lagoas pequenas ou remansos de córregos, todos dentro das florestas, ou seja, sombreados. Suas formas imaturas são mais raramente encontradas em locais ensolarados como barreiros, cacimbas, valas e depressões naturais do terreno.

É um anofelino zoofílico, exófilo e essencialmente crepuscular. Invade o domicílio muito ocasionalmente para picar o homem, enquanto ataca animais, como cavalo e vaca, com bastante agressividade, perto ou longe das casas (Deane et al., 1948; Lourenço-de-Oliveira et al., 1989).

Relação com a malária. Embora sua distribuição não coincida com a do paludismo no Brasil, *An. oswaldoi* vem sendo recentemente considerado vetor potencial em algumas áreas (Rondônia, Pará e Acre), por ser encontrado naturalmente infectado com plasmódios humanos (*P. vivax* e *P. falciparum*). Tais infecções devem ter sido adquiridas em epidemias promovidas pelo *An. darlingi*, pois este sempre estava presente nas áreas pesquisadas (Arruda et al., 1986; Oliveira-Ferreira et al., 1990; Klein et al., 1991a, b). Contudo, suspeita-se que a população de *An. oswaldoi* que, eventualmente, ataca o homem em elevados números no ambiente modificado do peridomicílio, corresponda a uma variedade ou mesmo a uma espécie distinta daquela que abunda no seio da mata e não se afasta muito dos domínios silvestres (Klein & Lima, 1990). Pode ser que a população com maiores possibilidades de entrar em contacto com o homem seja boa vetora do paludismo. Talvez seja a população com que Branquinho et al. (1993) trabalharam, no Acre, onde *An. oswaldoi* foi incriminado, através de imunensaio (ELISA), como vetor de *P. vivax* (padrão e variante VK247), *P. falciparum* e *P. malariae*.

Outros *Nyssorhynchus*

Além dos anofelinos supracitados, outras espécies, como *An. strodei* Root, 1926, *An. evansae* (Brethes, 1926) e *An. galvaoi* Causey Deane & Deane, 1945, têm sido esporadicamente detectadas com infecção natural por plasmódio (principalmente oocistos), as quais detêm pouca atenção dos especialistas. Esses mosquitos são essencialmente zoofílicos e exófilos. Seguramente se infectam no auge das epidemias promovidas por um vetor primário competente, além do que, sua frequência nunca está relacionada com a da malária (Deane, 1986; Tadei et al., 1988; Lourenço-de-Oliveira et al., 1989; Oliveira-Ferreira et al., 1990).

Dados sobre a biologia de outros *Nyssorhynchus* podem ser obtidos nas publicações de Deane et al. (1948), Forattini (1962) e Elliot (1972).

Subgênero *Kerteszia* Theobald, 1905

Os anofelinos deste subgênero são caracteristicamente bastante delicados, com pernas listradas de branco e preto (aneladas) e escudo dotado de quatro faixas longitudinais escuras.

Os adultos são eurigâmicos. Suas formas imaturas sempre se desenvolvem em criadouros do tipo "recipiente natural", principalmente em água que se acumula nas axilas das folhas de bromélias. Dependendo de sua localização, as bromélias são conhecidas como: terrestres (implantadas no solo), rupestres (em pedras) e epífitas (em árvores). Todos os tipos são chamados popularmente de gravatás.

Mosquitos deste subgênero foram considerados os vetores primários da malária, uma vez endêmica, no sul do Brasil e responsáveis pelas epidemias no litoral fluminense e paulista, junto à Serra do Mar (Rachou, 1958).

Anopheles cruzii Dyar & Knab, 1908

Distribuição geográfica. É restrito ao litoral brasileiro, do Rio Grande do Sul até os estados nordestinos, possivelmente Sergipe, seguindo preponderantemente a distribuição original da Mata Atlântica e as matas de galerias do Sul, por serem ambas muito ricas em gravatás.

Há algumas citações de encontros de *An. cruzii* em localidades fora da distribuição supracitada, mas que necessitam ser avaliadas (Zavortink, 1973).

Biologia. *An. cruzii* cria-se apenas em gravatás. Prefere as bromélias epífitas e terrestres, mas situadas em locais protegidos dos raios solares, ou seja, na sombra produzida pelas copas das árvores. É também encontrado, porém com muito menor frequência, em gravatás rupestres e/ou expostos ao sol.

Devido a sua preferência por locais sombreados onde, por conseqüência, a evaporação da água contida nos aquários das bromélias é bem mais lenta que nos gravatás ensolarados, *An. cruzii* pode criar-se, indiscriminadamente, em plantas de tamanho grande ou bem pequeno. Já se tem coletado larvas desse anofelino em gravatás pequenos, bem estreitos, contendo apenas um total de 10 ml de líquido (Rachou, 1958).

Sua densidade populacional está diretamente relacionada com a abundância de gravatás e de elevados índices de umidade relativa do ar provocados pelas chuvas e pela lenta evaporação.

É geralmente muito abundante dentro das matas úmidas das encostas litorâneas.

An. cruzii, tal como os demais *Kerteszia*, é muito oportunista e eclético. A presença de uma fonte sanguínea torna-o imediatamente excitado, independentemente do horário ou do tipo de hospedeiro. Este anofelino ataca, indiscriminadamente, o homem, outros mamíferos e aves.

Dentro das matas sombreadas e úmidas, que servem para seu abrigo, *An. cruzii* é encontrado picando tanto de dia como à noite, mas com forte aumento da atividade hematofágica no crepúsculo vespertino e nas primeiras horas da noite. Quando este anofelino tem que se deslocar para fora das matas para se alimentar de sangue, o faz principalmente ao crepúsculo.

An. cruzii é considerado um mosquito exófilo. Porém, em muitas localidades do Sul do Brasil e em épocas do ano de elevada densidade, invade as casas facilmente e com alta incidência, especialmente aquelas situadas próximo às matas onde ele cria. Em certas áreas de Santa Catarina, por exemplo, mais de 90% dos anofelinos capturados dentro das casas correspondem ao *An. cruzii*, mantendo uma média de mais de 20 exemplares picando um homem, em cada hora (Rachou, 1958).

An. cruzii prefere picar nos níveis elevados das florestas, isto é, junto à copa das árvores, o que chamamos de acrodendrofilia. Tal acrodendrofilia é muito marcante na maioria das localidades estudadas, como por exemplo, no Horto Florestal da Cantareira, São Paulo (Deane et al., 1971), onde 99% dos exemplares de *An. cruzii* são coletados na copa das árvores contra apenas 1% junto ao solo. Por outro lado, em áreas de elevada nebulosidade (umidade), como nas matas de encostas litorâneas de Santa Catarina, 58% dos *An. cruzii* são surpreendidos picando junto a copa contra 42% ao solo.

Relação com a malária. *An. cruzii* é considerado vetor primário e importante no Brasil, desde as investigações de Lutz, na Serra do Mar, em 1898. Não divide a tarefa da transmissão da malária humana com outros anofelinos, senão com outros *Kerteszia*, em seus domínios territoriais na Região Sul do Brasil. É, junto com *An. bellator* e *An. humunculus*, vetor do que é conhecido como "malária de bromélias" ou "bromélia-malária", ou seja, paludismo transmitido por anofelinos que se criam em gravatás. A "malária de bromélias" ocorre, no Brasil, no litoral do Estado de São Paulo (em caráter epidêmico) e existiu, de forma endêmica, de São Paulo ao Rio Grande do Sul.

An. cruzii é transmissor de malária apenas nos locais onde atinge elevada densidade populacional, veiculando o paludismo dentro e fora das casas. Têm sido detectadas infecções naturais por plasmódio neste anofelino, mas estas ainda não foram testadas por métodos imunológicos para a identificação específica do parasito (Rachou, 1958; Deane, 1986).

Além de transmitir paludismo ao homem, *An. cruzii* é o único vetor natural conhecido de malária simiana no Brasil e nas Américas, veiculando os dois plasmódios de macacos do Novo Mundo — *P. brasilianum* e *P. simium* — ambos infectantes para o homem (Deane et al., 1970). Evidentemente, seu papel como vetor desta enzootia é restrito à sua distribuição geográfica.

Em algumas localidades onde a acrodendrofilia do *An. cruzii* é muito acentuada há apenas transmissão de malária simiana por este vetor, ao passo que em outras áreas onde ocorrem proporções quase semelhantes entre a sua densidade nas copas e junto ao solo, há transmissão das duas malárias, humana e simiana, concomitantemente (Deane et al., 1971).

Anopheles bellator Dyar & Knab, 1906

Distribuição Geográfica. Assim como o *An. cruzii*, é encontrado apenas no litoral, sendo sua distribuição estendida além do território brasileiro, existindo desde o Rio Grande do Sul até a Paraíba, saltando daí para a Guiana, Trinidad e o leste da Venezuela.

É raro dentro das matas, onde o *An. cruzii* predomina, mas torna-se abundante nas áreas abertas (fora das florestas do litoral sul e nas encostas de São Paulo e Rio de Janeiro).

Biologia. Seus hábitos são em tudo muito semelhantes aos do *An. cruzii* e outros *Kerteszia*: eclético quanto aos hospedeiros, exófilo e acrodendrôfilo. Diferencia-se por preferir criar-se em bromélias rupestres, epífitas ou terrestres, mais ex-

postas ao sol. Ao contrário do *An. cruzii*, prefere os gravatás de maior tamanho, que permitem o acúmulo de maior quantidade de água nas axilas de suas folhas. O volume de líquido aí acumulado permite o desenvolvimento larvário, apesar da evaporação a que é submetido, em decorrência da ensolação.

An. bellator é essencialmente crepuscular vespertino, prolongando sua atividade hematofágica às primeiras horas da noite. Por não se criar em ambientes fechados e protegidos da mata, *An. bellator* é raramente coletado durante as horas claras do dia, mas ataca o homem de maneira surpreendente, e em elevado número, ao pôr-do-sol.

Relação com a malária. A "malária-bromélia" no Brasil é também transmitida à custa desta espécie de anofelino, a qual só foi encontrada infectada com esporozoítos de plasmódios em área endêmica de Santa Catarina (Rachou, 1958).

Assim como os demais *Kerteszia*, só transmite malária quando se encontra em elevada densidade populacional (Elliot, 1972).

Anopheles homunculus Komp, 1937

Distribuição Geográfica. Sabe-se de uma distribuição geográfica descontínua para *An. homunculus*. Assim é que, ocorre no lado leste dos Andes na Colômbia e Bolívia e ao norte do continente sul-americano, ou seja, na Venezuela e em Trinidad. No Brasil, tem sido assinalado nos Estados de Santa Catarina, Paraná e São Paulo.

Tem sempre sido encontrado em áreas montanhosas de baixa altitude, nas vertentes voltadas para o mar, ou não.

Biologia. Sua biologia se parece muito com o que fora dito para os outros dois *Kerteszia* supracitados.

Destacam-se, entretanto, as seguintes características: *An. homunculus* prefere criar em bromélias de médio e pequeno porte, sombreadas, terrestres ou epífitas, situadas a baixa altura, ou seja, nas primeiras ramificações das árvores. Está relacionado às florestas úmidas e escuras, situadas em terrenos acidentados, evitando expor-se aos ambientes desprotegidos e ensolarados.

Dentro da floresta e nas suas imediações, pode atacar o homem, mesmo durante o dia, tal como fora explicado para *An. cruzii*. A elevada nebulosidade, característica de certas áreas de Santa Catarina, produz no ambiente extra-florestal condições climáticas semelhantes às do interior da mata. Nessas localidades, *An. homunculus* é o anofelino mais freqüentemente encontrado picando o homem dentro das casas, embora seja genericamente bem mais comum no ambiente silvestre (Rachou, 1958).

Relação com a malária. É considerado vetor secundário ou local de malária no Sul do Brasil, tendo sido encontrado infectado mais de uma vez com oocistos e, em apenas uma ocasião, com esporozoítos de plasmódio nas glândulas salivares. Isto ocorreu, particularmente, em Blumenau, Santa Catarina. Fora desta localidade, *An. homunculus* nunca foi achado infectado por plasmódio. Ali, coexiste com *An. cruzii*, embora este tenha densidade muito menor que aquele.

Os demais *Kerteszia* não têm importância epidemiológica no Brasil. Contudo, cabe ressaltar o encontro de um exemplar de *An. neivai* naturalmente infectado com esporozoítos de plasmódio não identificado, em área de malária simiana. Seu papel como vetor de malária humana ou simiana necessita ser avaliado, pois é considerado vetor do paludismo humano na costa oeste da Colômbia (Forattini, 1962, Deane, et al., 1970).

Dados adicionais sobre a biologia e relação das espécies de *Kerteszia* com a transmissão do paludismo podem ser obtidos em Rachou (1958), Forattini (1962), Aragão (1964) e Deane et al. (1971).

Afora os anofelinos acima citados, as demais espécies pertencentes aos outros subgêneros não têm sido acusadas de comprometimento com a veiculação do paludismo ou outra enfermidade do homem, no Brasil. São anofelinos dotados de elevada zoofilia e exofilia, preferindo o ambiente silvestre ou rural. Algumas espécies têm comportamento acrodendrofílico. Pode-se encontrar alguns dados sobre sua biologia e distribuição em Deane et al. (1948), Forattini (1962) e Deane et al. (1971).

SUBFAMÍLIA CULICINAE

É a maior subfamília, compreendendo 10 tribos, que reúnem 34 gêneros e cerca de 3.000 espécies.

As tribos de Culicinae que ocorrem no Brasil acham-se abaixo relacionadas. Estas tribos são as aceitas pelos autores atuais (Belkin et al., 1970; Knight & Stone, 1977), pois até a década de 1960 os mosquitos da Família Culicidae eram agrupados nas tribos Anophelini (atual subfamília Anophelinae), Toxorhynchitini (atual subfamília Toxorhynchitinae), Culicini e Sabethini (que somadas compreendem a atual subfamília Culicinae).

Sete tribos e 18 gêneros ocorrem no Brasil:

TRIBOS	GÊNEROS	
Aedeomyiini	<i>Aedeomyia</i>	Theobald, 1901
Aedini	<i>Aedes</i>	Meigen, 1818
	<i>Psorophora</i>	Robineau-Desvoidy, 1827
	<i>Haemagogus</i>	Williston, 1896
Culicini	<i>Culex</i>	Linnaeus, 1758
	<i>Deinocerites</i>	Theobald, 1901

TRIBOS	GÊNEROS	
Mansoniini	<i>Coquillettidia</i> <i>Mansonia</i>	Dyar, 1905 Blanchard, 1901
Orthopodomyiini	<i>Orthopodomyia</i>	Theobald, 1904
Uranotaenini	<i>Uranotaenia</i>	Lynch-Arribalzaga, 1891
Sabethini	<i>Sabethes</i> <i>Limatus</i> <i>Phoniomyia</i> <i>Wyeomyia</i> <i>Trichoprosopon</i> <i>Shannoniana</i> <i>Runchomyia</i> <i>Johnhelkinia</i>	Robineau-Desvoidy, 1827 Theobald, 1901 Theobald, 1903 Theobald, 1901 Theobald, 1901 Lane & Cerqueira, 1942 Theobald, 1903 Zavortink, 1979.

Todos estes gêneros têm como características principais aquelas já assinadas para a subfamília Culicinae, ou seja: os adultos possuem a margem posterior do escutelo trilobada em ambos os sexos e os palpos das fêmeas são curtos, muito menores que a probóscide; os ovos são desprovidos de flutuadores; as larvas têm os espiráculos implantados na extremidade de um sifão, que pode ser de bem curto a muito longo.

A seguir, apresentamos chaves dicotômicas para a identificação das tribos e gêneros de Culicinae, modificadas a partir da apresentada por Belkin et al. (1970):

Chave para identificação das tribos e gêneros de Culicinae: adultos.

1. Veia Anal terminando antes da bifurcação da Veia Cubital (Fig. 22.a)..... *Uranotaenia*
(Uranotaenini)
- Veia Anal terminando após a bifurcação da Veia Cubital (Fig. 22.b) 2

2. Mesoposnoto com cerdas, e algumas vezes com escamas; base da coxa-III em linha ou acima da base do mesomeron, o qual é muito pequeno (Fig. 22.c)..... 12 (Sabethini)
 Mesoposnoto sem cerdas; base da coxa posterior nitidamente ventral à base do mesomeron (Fig. 22.d) 3
3. Escudo revestido de escamas com brilho metálico azul, verde ou violeta, e sem cerdas pré-escutulares *Haemagogus* (parte) (Aedini)
 Escudo com revestimento diferente e com cerdas pré-escutulares 4
4. Cerdas pós-espiraculares presentes (Fig. 22.d)..... 5
 Cerdas pós-espiraculares ausentes (Fig. 22.c)..... 9
5. Escamas das veias da asa largas (Fig. 22.e); ápice do abdome das fêmeas truncado (Fig. 22.g) 6 (Mansoniini)
 Escamas das veias da asa estreitas (Fig. 22.f); ápice do abdome das fêmeas geralmente pontudo (Fig. 22.h) 7 (Aedini)
6. Fêmur com um anel claro pré-pical (Fig. 22.i) *Coquillettidia*
 Fêmur sem um anel claro pré-apical (Fig. 22.j)..... *Mansonia*
7. Cerdas pré-espiraculares presentes (Fig. 22.c)..... *Psorophora*
 Cerdas pré-espiraculares ausentes (Fig. 22.d) 8
8. Pleura com duas faixas verticais de escamas prateadas (Fig. 22.l) *Haemagogus* (parte)
 Pleura podendo ter escamas claras, porém não agrupadas em duas faixas verticais (Fig. 22.m)..... *Aedes*
9. Antena com segmentos flagelares curtos e grossos (Fig. 22.p); fêmures médio e posterior com tufo apical de escamas (Fig. 22.k)..... *Aedeomyia* (Aedeomyiini)
 Antena com segmentos flagelares alongados (Fig. 22.q, r); fêmures sem tufos de escamas..... 10

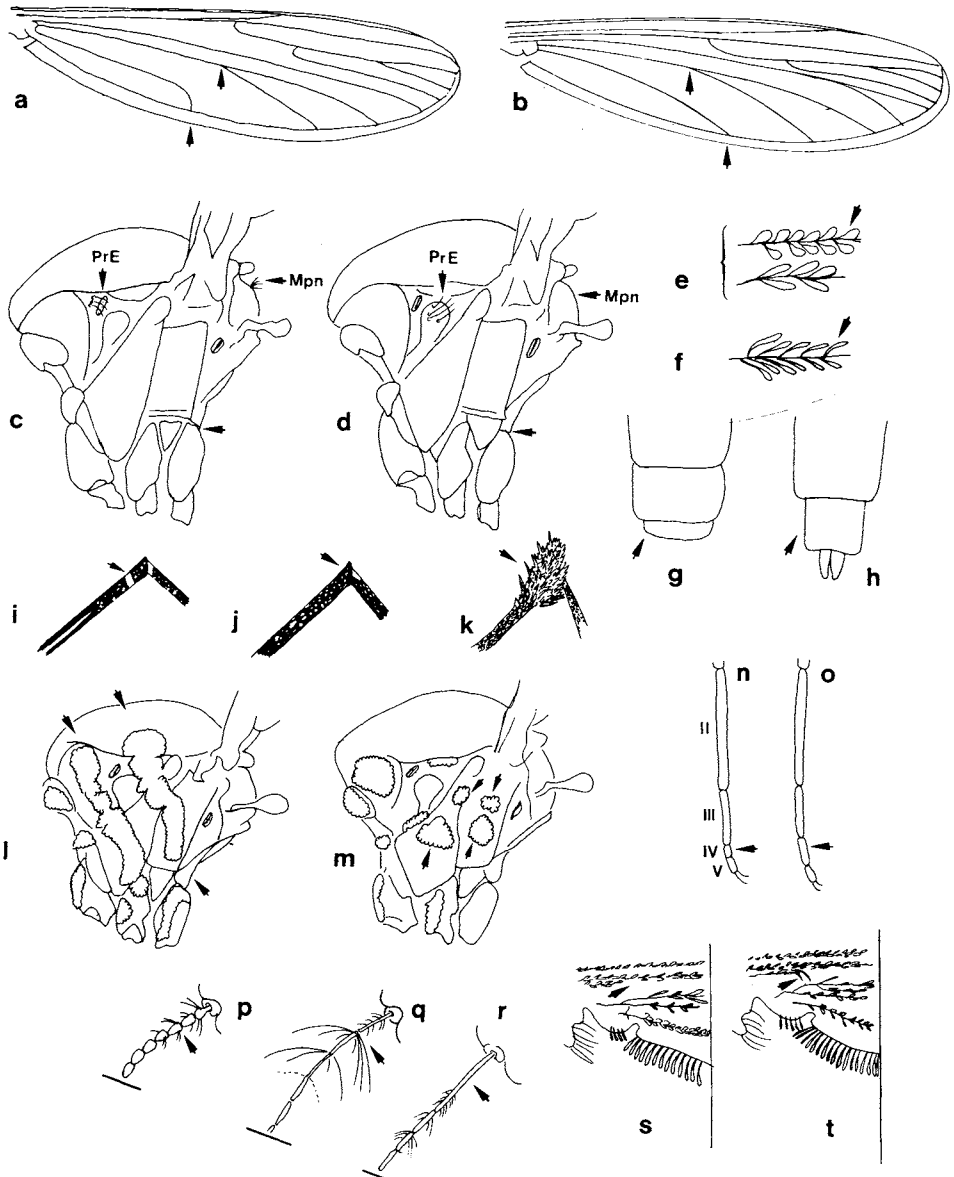
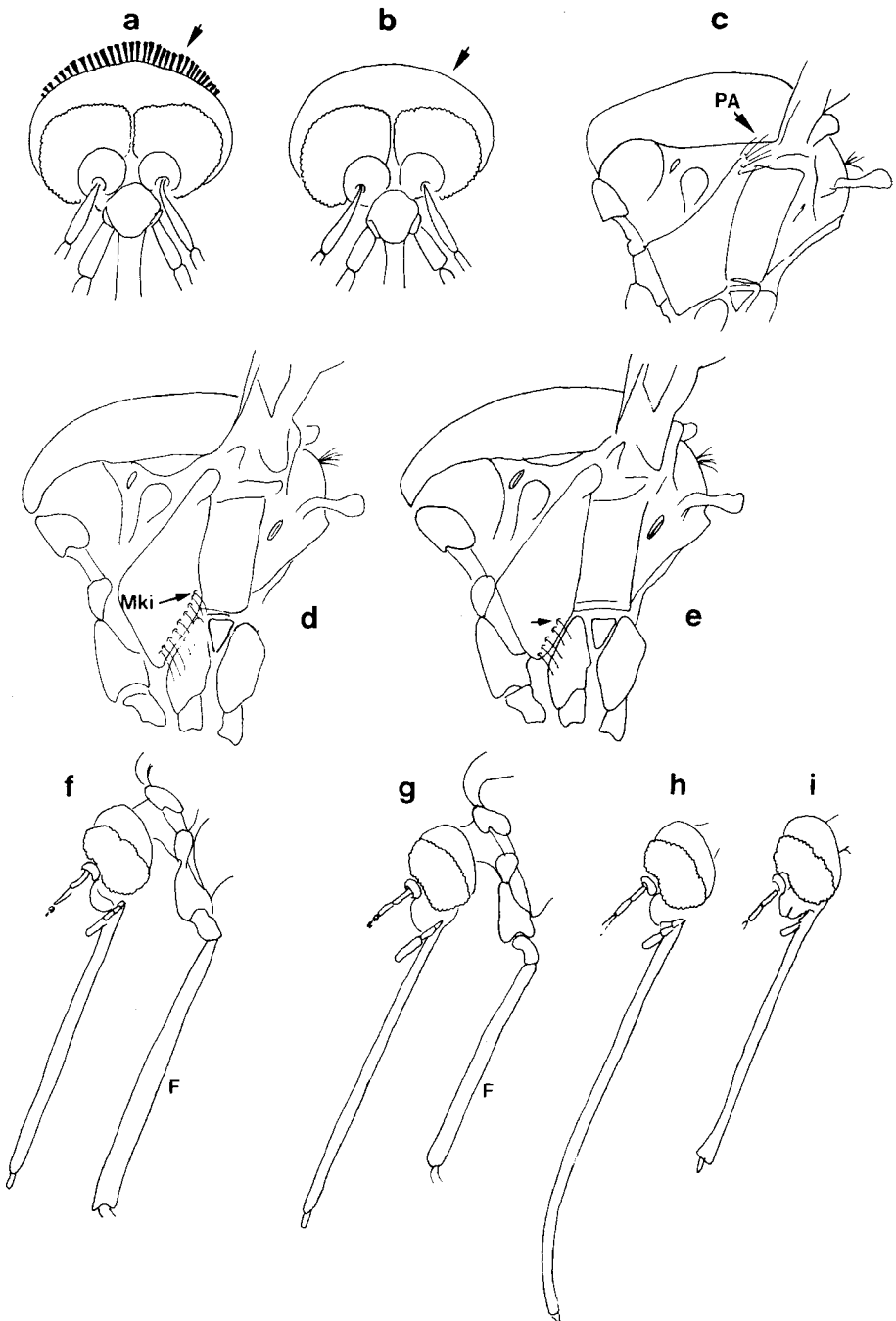


FIG. 22: Aspectos da morfologia externa de Culicinae adulto. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a, b: asa; c, d, l, m: tórax, vista lateral [cerdas pré-espiraculares (PrE), pós-espiraculares (PoE) e do mesopostoto (Mpn)]; e, f: escamas das veias da asa; g, h: ápice do abdome, vista dorsal; i-k: fêmur (F); n, o: tarsos anteriores (artículos II a V); p-r: antena; s, t: asa, destaque da base.

10. Tarso IV das pernas anteriores e medianas tão longo quanto largo (Fig. 22.n) *Orthopodomyia* (Orthopodomyiini)
- Tarso IV das pernas anteriores e medianas mais longo que largo (Fig. 22.o) 11 (Culicini)
11. Primeiro segmento flagelar da antena duas vezes ou mais o comprimento do segundo (Fig. 22.r); remígio sem cerdas (Fig. 22.s) *Deinocerites*
- Primeiro segmento flagelar da antena subigual ou mais curto que o segundo (Fig. 22.q); remígio com cerdas pequenas (Fig. 22.t) *Culex*
12. Escudo ornamentado por escamas douradas e violetas formando desenho; área pré-espíracular somente com escamas, sem cerdas *Limatus*
- Escudo sem o tipo de ornamentação acima; área pré-espíracular com uma ou mais cerdas 13
13. Occipício com uma linha de escamas eretas escuras, posteriormente (Fig. 23.a) 14
- Occipício sem uma linha de escamas eretas escuras, posteriormente (Fig. 23.b) 17
14. Probóscide de comprimento menor ou subigual ao do fêmur anterior (Fig. 23.f); cerdas mesocatepisternais inferiores estendendo-se acima do bordo inferior do mesanepímero (Fig. 23.d) 15
- Probóscide mais longa que o fêmur anterior (Fig. 23.g); cerdas mesocatepisternais inferiores geralmente não alcançam o bordo inferior do mesanepímero (Fig. 23.e) 16

FIG. 23: Aspectos da morfologia externa de Culicinae adulto. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a, b: cabeça, vista dorso-frontal com destaque para o occipício; c, d, e: tórax, vista lateral [cerdas mesocatepisternais inferiores (MKi) e pré-alares (PA)]; f, g: cabeça e fêmur anterior (F), vista lateral; h, i: cabeça, vista lateral.



15. Tíbia posterior com mancha larga pós-mediana,
formada por escamas claras..... *Shannoniana*
Tíbia posterior sem mancha clara pós-mediana..... *Trichoprosopon*
16. Tarsos medianos e posteriores com áreas de escamas
claras e escuras..... *Johnbelkinia*
Tarsos medianos e posteriores completamente
escuros..... *Runchomyia*
17. Probóscide nitidamente mais longa que os fêmures
anteriores (Fig. 23.g, h) 18
Probóscide mais curta ou equivalente aos fêmures
anteriores (Fig. 23.f, i) 19
18. Probóscide muito longa, fina e curva na porção
distal (Fig. 23.h) *Phoniomyia*
Probóscide reta e dilatada na porção distal (Fig. 23.i) *Wyeomyia* (parte)
19. Escudo coberto por escamas de brilho metálico;
cerdas pré-alares ausentes (Fig. 23.d, e)..... *Sabethes*
Escudo coberto por escamas sem brilho metálico,
foscas; cerdas pré-alares presentes (Fig. 23.c) *Wyeomyia* (parte)

Chave para a identificação das tribos e gêneros de Culicinae: larvas.

1. Cerda 4-X composta por apenas um par de pêlos
(Fig. 24.a)..... (Sabethini)
Cerda 4-X composta por pelo menos 4 pares de
pêlos (Figs. 24.b, c e 25.c, d) 2
2. Sifão respiratório curto e cônico, com extremidade
dotada de dentes muito quitinizados na face dorsal,
modificado para a perfuração de tecidos vegetais
(Fig. 24.c)..... *Mansonia* e *Coquillettidia*
Sifão respiratório semicilíndrico, sem dentes
quitinizados na extremidade dorsal (Figs. 24.b, f-h e
25.c, d) 3

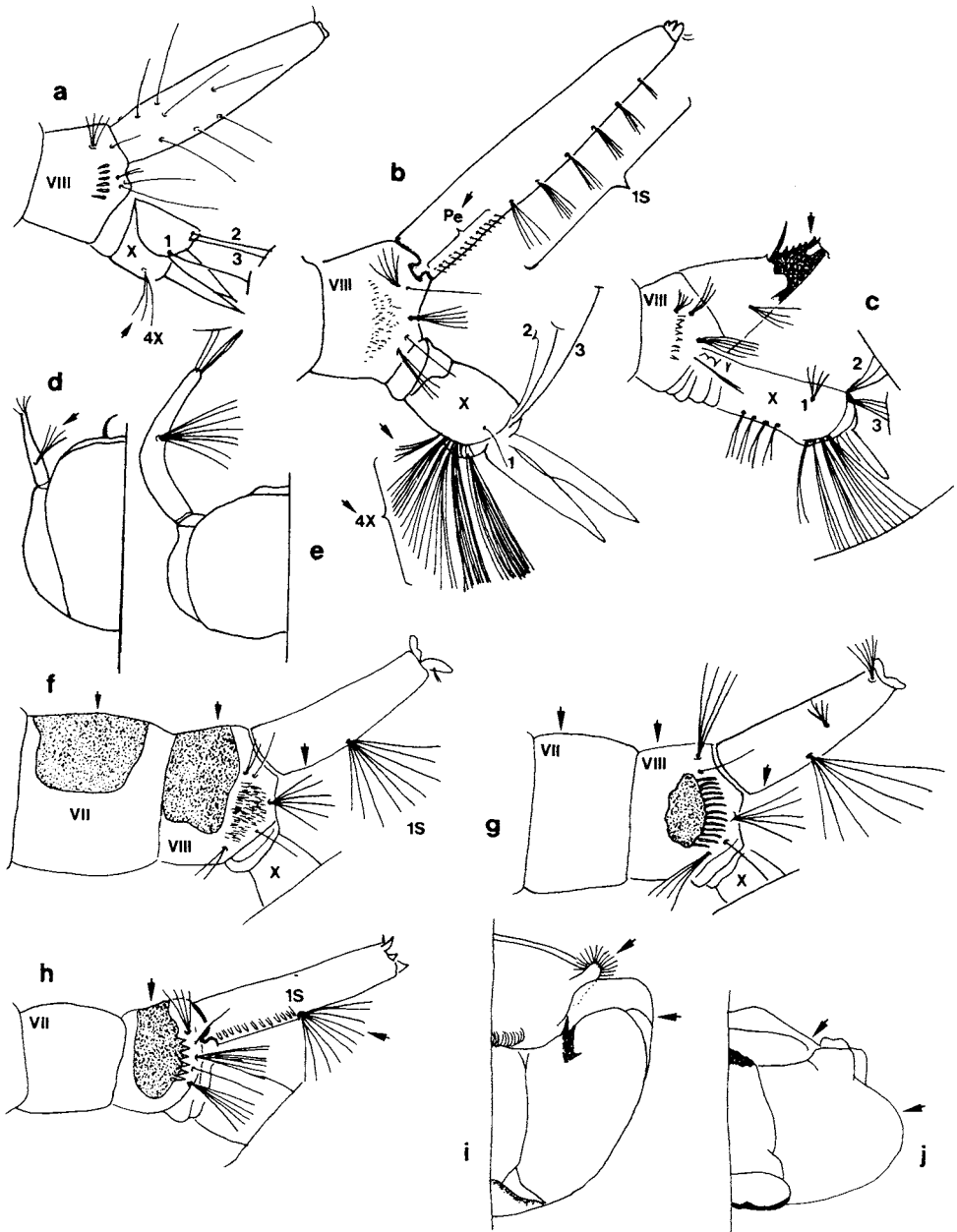


FIG. 24: Aspectos da morfologia externa de Culicinae larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a-c: abdome, vista lateral dos segmentos VIII e X e do sifão; d, e: cabeça, vista dorsal; f-h: abdome, vista lateral dos segmentos VII, VIII e X e do sifão; i, j: cabeça, vista ventral.

Sela do segmento X menos desenvolvida, muitas vezes incompleta, deixando de circundar o segmento à maneira de um anel e a cerda 4-X achando-se inserida fora dela e restrita à região distal do segmento (Fig. 25.d).....

Aedes e Haemagogus

Para a identificação genérica das larvas da tribo Sabethini pode-se utilizar as chaves propostas por Belkin et al., (1970) e Zavortink (1979).

Chaves para identificar as tribos e gêneros através da genitália masculina e da pupa podem ser encontradas em Belkin et al., (1970).

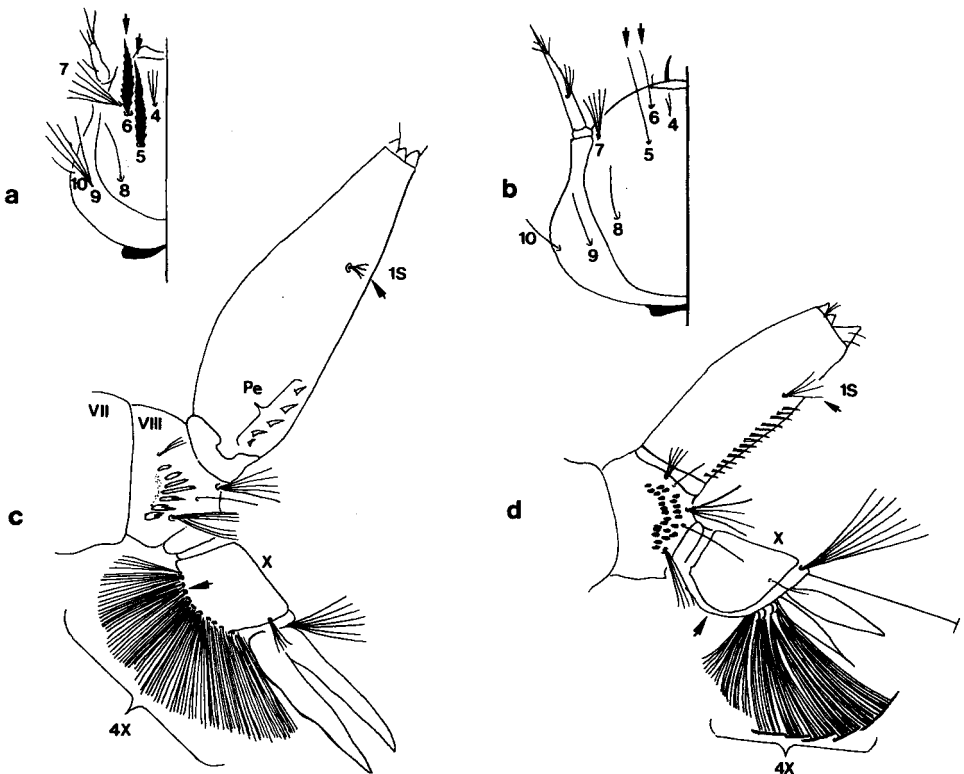


FIG. 25: Aspectos da morfologia externa de Culicinae larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a, b: cabeça, vista dorsal; c, d: abdome, vista lateral dos segmentos VIII, X e do sifão.

Tribo Aedeomyiini

Há apenas um gênero nesta tribo e somente uma de suas espécies ocorre no Brasil e Américas:

Aedeomyia squamipennis Theobald, 1901

Trata-se de um mosquito pequeno, de aspecto felpudo e de colorido branco, pardo e preto, com algumas áreas amareladas. Os segmentos flagelares da antena são curtos, semelhantes a pequenas esferas. Os fêmures médio e posterior são dotados de um tufo de escamas salientes.

Suas formas imaturas são encontradas principalmente em coleções líquidas de tamanho médio ou grande, geralmente profundas, ricas em vegetação flutuante, como lagoas, bolsões de rios e igarapés e corixos. As larvas são capazes de permanecer sem renovar o ar na superfície durante períodos mais longos do que a maioria dos Culicinae.

Esta espécie é conhecidamente ornitófila. Não ataca o homem e outros mamíferos, mas pode ser capturada em armadilhas que usam luz como isca. Pratica o hematofagismo durante a noite, procurando as aves nos seus abrigos, inclusive nos galinheiros (Gabaldon et al., 1977b).

Foi incriminada como vetor de plasmódios de aves, de espécies desconhecidas do parasito pertencente aos subgêneros *Giovannolaia* e *Novyella*, na Venezuela (Gabaldon et al., 1977a).

Até agora não se conhece relação desta espécie com a veiculação de doenças que atingem o homem.

Tribo Aedini

Inclui três gêneros que ocorrem no Brasil: *Aedes*, *Psorophora* e *Haemagogus*.

Nesta tribo estão agrupadas dezenas de espécies cujos hábitos diferem bastante entre si. Contudo, boa parte dos Aedini é de hábito diurno ou crepuscular vespertino; suas espécies são muito agressivas e oportunistas, depositam seus ovos, isoladamente, diretamente sobre a superfície líquida ou em um substrato úmido, próximo à água ou em local inundável.

Várias espécies dos gêneros *Aedes*, *Psorophora* e *Haemagogus* produzem ovos resistentes à dessecação. Neste caso, após o período necessário para o desenvolvimento embrionário inicial, passado em ambiente ainda úmido, os ovos podem permanecer mais de um ano em locais secos. As larvas nascem facilmente, com um posterior contato dos ovos com a água.

Devido a essa característica, os Aedini têm os criadouros transitórios, que são condicionados diretamente pelas chuvas, como os seus preferenciais. Decorrente disso, sua população de alados sofre flutuação grande e abrupta de densidade no ciclo anual, isto é, seu ciclo anual é controlado pela quantidade de chuvas e pela temperatura ambiente. Seus criadouros, representados pelas poças

d'água e pelos recipientes naturais e artificiais, são preenchidos quase somente na época chuvosa. Com o aumento da precipitação pluviométrica simultânea às ascensões térmicas que precedem a chegada do verão e que se mantém durante esta estação, estes criadouros passam a ser ciclicamente reabastecidos de água, desencadeando o processo de eclosão dos ovos depositados ali meses antes. Assim, as chuvas influenciam positivamente na densidade desses insetos, elevando-a enormemente nessas ocasiões.

Por outro lado, durante o período de menor precipitação e temperaturas mais baixas, algumas espécies de Aedini podem ser quase completamente ausentes ou manter-se em níveis de densidade bem baixos.

A transitoriedade dos criadouros utilizados pelos Aedini impõe um desenvolvimento rápido das suas fases larvares e da pupa, pois o ciclo inteiro deve ser completado antes da evaporação total do líquido do criadouro.

Muitos dos Aedini (e também vários elementos de outras tribos) são aqui estudados por serem transmissores de arboviroses.

Arboviroses (Ar = arthropod + bo = borne + virusis) são enfermidades infecciosas causadas por vírus (arbovírus) que se multiplicam nos tecidos de artrópodes hematófagos, sendo transmitidos, através da picada, para vertebrados suscetíveis, nestes produzindo viremia capaz de infectar um novo hospedeiro invertebrado.

Há cerca de 180 diferentes tipos de arbovírus no Brasil, quase todos de ocorrência na Amazônia, dos quais apenas cerca de 20% são considerados patogênicos para o homem. Somente quatro deles têm verdadeira importância epidemiológica por produzirem epidemias e tornarem os indivíduos infectados incapazes, temporariamente, para suas atividades normais ou, até, causarem casos fatais. As quatro arboviroses a que nos referimos são: Febre amarela, Dengue, Oropouche e Mayaro. Acrescenta-se a essas, as arboviroses causadoras de encefalites, particularmente o Rocio, responsável por epidemias no Sudeste do Brasil, na década de 1970.

Resumidamente, o ciclo dos arbovírus tem muitos pontos em comum. Inclue e/ou depende de três hospedeiros: o vertebrado não humano, o invertebrado e o homem.

Os hospedeiros vertebrados não humanos são responsáveis por permitir a produção de uma viremia capaz de infectar o inseto hematófago vetor. Contudo, esse hospedeiro não é um bom reservatório para o vírus, pois os níveis de partículas virais circulantes baixam bruscamente à medida que anticorpos específicos vão sendo formados e, progressivamente, os insetos que se alimentarem no seu sangue vão deixando de se infectar. Os vertebrados suscetíveis aos arbovírus estão entre os mamíferos (roedores, preguiças, marsupiais, macacos etc.) e aves, as quais, devido a sua capacidade de deslocamento pelo vôo, espalham passivamente os arbovírus, muitas vezes de um continente para o outro, nos períodos de migração.

O artrópode é o real reservatório dos arbovírus, além de desempenhar o papel de transmissor. Uma vez infectado, o artrópode permanece infectado e infectante pelo resto de sua vida, sendo incapaz de controlar a invasão do vírus

em todas as partes de seu corpo. Assim, os ovários também podem ser atingidos e, não raramente, certa proporção dos ovos produzirá adultos que já nascerão naturalmente infectados com o vírus (transmissão transovariana ou vertical). Se ainda considerarmos a propriedade dos ovos de muitos *Aedini* de resistirem à dessecação por longos períodos e permanecerem latentes até uma nova estação chuvosa, percebemos como tais insetos são importantes na manutenção desses arbovírus na natureza.

O homem pode ser um hospedeiro vertebrado apenas accidental para o arbovírus. Com raras exceções, como na febre amarela urbana e dengue, em que o homem é o único hospedeiro vertebrado nas epidemias, as arboviroses independem de sua presença. Entretanto, no caso de algumas arboviroses que invadem as vilas e cidades, como as duas supracitadas e o Oropouche, as modificações produzidas pelo homem no ambiente favorecem a proliferação dos artrópodes vetores (ampliando os criadouros e abrigos para os insetos) e a transmissão do agente etiológico.

Uma das formas de classificar as arboviroses é com base na sua evolução clínica e patológica. Desta forma são classificadas em : 1) Febril (Ex.: Oropouche); 2) Febril e exantemática (Ex.: Mayaro); 3) Febril e hemorrágica (Ex.: febre amarela e dengue) e 4) Encefalites (Ex.: Rocio, Enc. de St. Louis, Enc. Equina Oeste).

Dadas algumas características principais dos *Aedini* em geral, podemos iniciar o estudo de algumas de suas espécies que têm importância epidemiológica.

GÊNERO *Aedes* MEIGEN, 1818

Os *Aedes* são caracterizados pelo que já foi exposto na chave dicotômica para identificação dos gêneros de Culicinae e também por possuírem o final do abdome freqüentemente afilado, pontudo, ou seja, os últimos segmentos estão parcialmente inbricados uns nos outros de modo telescópico, com as cercas salientes. Suas larvas têm sifão curto, quase cônico, geralmente bem escurecido, com a cerda 1-5 constituída de apenas um par de pêlos, embora quase sempre múltiplos e desenvolvidos; a sela do segmento X é geralmente incompleta.

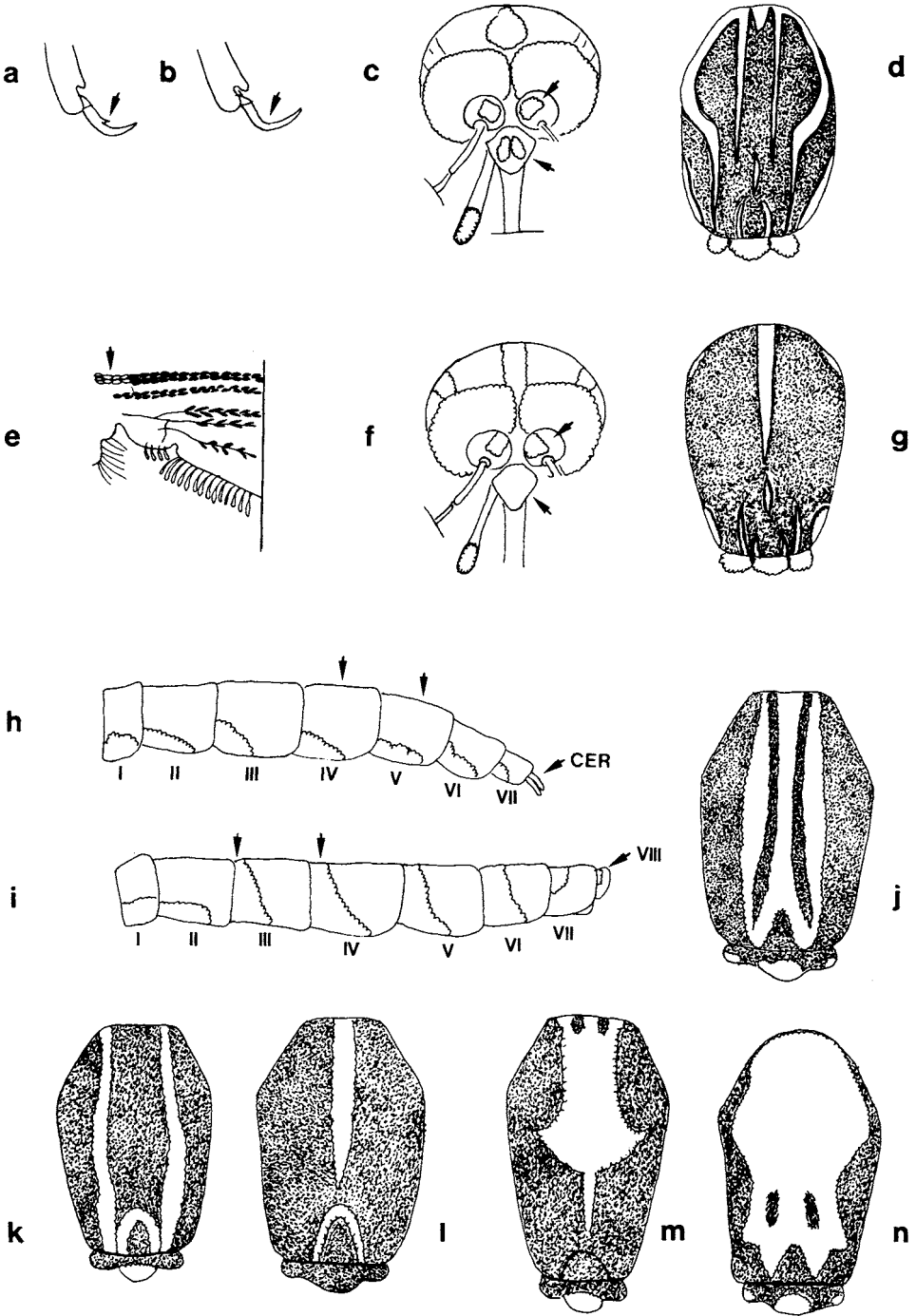
Os seguintes subgêneros de *Aedes* ocorrem no Brasil (Kings & Stone, 1978): *Ochlerotatus*, *Stegomyia*, *Howardina* e *Protomacleaya*.

As espécies de *Aedes* de importância epidemiológica estão agrupadas nos subgêneros *Stegomyia* e *Ochlerotatus*, para os quais daremos atenção.

A seguir, apresentamos uma chave dicotômica para a identificação das espécies de *Aedes* que ocorrem no Brasil, adaptadas das propostas por Forattini (1965a) e Berlin (1969). Nela há referências a ilustrações para facilitar na identificação das espécies mais comuns ou de maior importância médica.

Chave para a identificação das espécies de *Aedes* que ocorrem no Brasil: fêmeas.

1. Unhas tarsais femininas denteadas, pelo menos as anteriores e as médias (Fig. 26.a)..... 2
 Unhas tarsais femininas lisas, pelo menos as anteriores e as médias (Fig. 26.b) 21
2. Clípeo com dois tufo de escamas branco-prateadas (Fig. 26.c); escudo ornamentado com escamas branco-prateadas formando desenho em forma de lira (Fig. 26.d)..... *aegypti*
 Clípeo nu (Fig. 26.f), ou com escamas claras, mas não prateadas 3
3. Segmento abdominal VIII estreito e retrátil, de modo que não se apresenta visível ao exame externo; cercas longas e estreitas (Fig. 26.h) 4
 Segmento abdominal VIII um tanto largo, pouco retrátil, apresentando-se visível ao exame externo, ocasião em que se nota que é comprimido em sentido lateral e dotado de revestimento de escamas; cercas curtas (Fig. 26.i) 19
4. Asa com escamas de tonalidades claras e escuras, mesmo que apenas na porção basal das veias anteriores..... 5
 Asa com todas as escamas de tonalidade escura..... 8
5. Asa com escamas claras e escuras misturadas..... *albifasciatus*
 Asa com escamas claras limitadas, em maior ou menor extensão, às veias anteriores 6
6. Asa com escamas claras dispostas em pequena extensão, na base da veia Costa e da veia R..... *pennai*
 Asa com escamas claras dispostas na veias Costa e R, cobrindo a metade ou mais da extensão dessas veias, a partir da base; tegumento torácico amarelado, com manchas marrons..... 7



7. Tegumento do escudo com duas manchas marrom-escuras, bem acentuadas, colocadas póstero-lateralmente, ao nível das raízes alares; mesocatepisteno ligeiramente pigmentado e mesanepímero sem pigmentação escura evidente..... *stigmaticus*
- Tegumento do escudo com duas manchas marrom póstero-laterais, pouco evidentes; faixa pigmentada de tonalidade marrom-escura, abrangendo a metade inferior do mesanepímero e o mesocatepisteno *fulvus*
8. Tarsos com anel branco nos artículos; probóscide com anel claro mediano..... *taeniorhynchus*
- Tarsos escuros, sem anel claro..... 9
9. Tegumento torácico amarelo 10
- Tegumento torácico escuro, marrom ou enegrecido 11
10. Escudo com numerosas escamas amareladas esparsas, sem formarem mancha definida *hortator*
- Escudo com duas faixas de escamas escuras e duas manchas de tonalidade semelhantes póstero-laterais, próximas às raízes alares *perventor*
11. Tergitos abdominais, pelo menos alguns deles, com faixa clara basal (Fig. 26.i) 12
- Tergitos abdominais sem faixas claras basais, somente com áreas basolaterais desta tonalidade (Fig. 26.h)..... 14
12. Escudo com desenho constituído por manchas de escamas claras, brancas ou prateadas 13

◆ FIG. 26: Aspectos da morfologia externa de *Aedes* adulto. a, b: unha tarsal; c, f: cabeça, vista frontal com destaque para os toros e o clipeo; e: asa, destaque para porção basal da veia Costa; d, g, j-n: mesonoto (escudo + escutelo), vista dorsal; h, i: abdome, vista lateral dos segmentos (I-VIII) (cercas = CER). Em i aparece faixa clara de escamas que abrange toda a base do tergito, enquanto em h aparece apenas manchas claras baso-laterais que não se unem no dorso do tergito para formar a faixa.

- Escudo com desenho constituído por faixas de escamas claras, esbranquiçadas, amarelas ou douradas (uma faixa mediana estreita e duas paramedianas) (Fig. 26.j) *crinifer*
13. Fêmur e tibia com anel claro no ápice *lepidus*
Fêmur e tibia sem anel claro no ápice *jacobinae*
14. Escudo ornamentado com escamas claras que se dispõem formando faixas longitudinais ou manchas, ou seja, formando desenho (Fig. 26.k-n) 15
Escudo sem tais ornamentações, totalmente coberto de escamas escuras *serratus**
15. Escudo com escamas claras dispostas em faixa longitudinal ou mancha, sempre medianas (Fig. 26.l-n) 16
Escudo com escamas claras dispostas em duas faixas longitudinais paramedianas (Fig. 26.k) *augustivittatus*
16. Escudo com escamas claras dispostas em faixa mediana longitudinal (Fig. 26.l) 17
Escudo com escamas claras dispostas em ampla mancha ocupando boa parte da porção anterior (Fig. 26.m, n) 18
17. Lobo mediano do escutelo com escamas douradas ou escuras, bronzeadas *serratus e aenigmaticus*
Lobo mediano do escutelo com escamas brancas ou prateadas; occipício com faixa central de escamas brancas estreitas limitada, bilateralmente, por conjunto de escamas largas e escuras *hastatus, serratus e oligopistus*
18. Mancha do escudo formada por escamas claras, de contornos irregulares, angulosos, lembrando a forma de uma pele de mamífero estirada (Fig. 26.m) *rhynchophilus*
Mancha do escudo formada por escamas claras, de contornos regulares, arredondados (Fig. 26.n) *scapularis*

* Podem corresponder a *Ae. nubilus*.

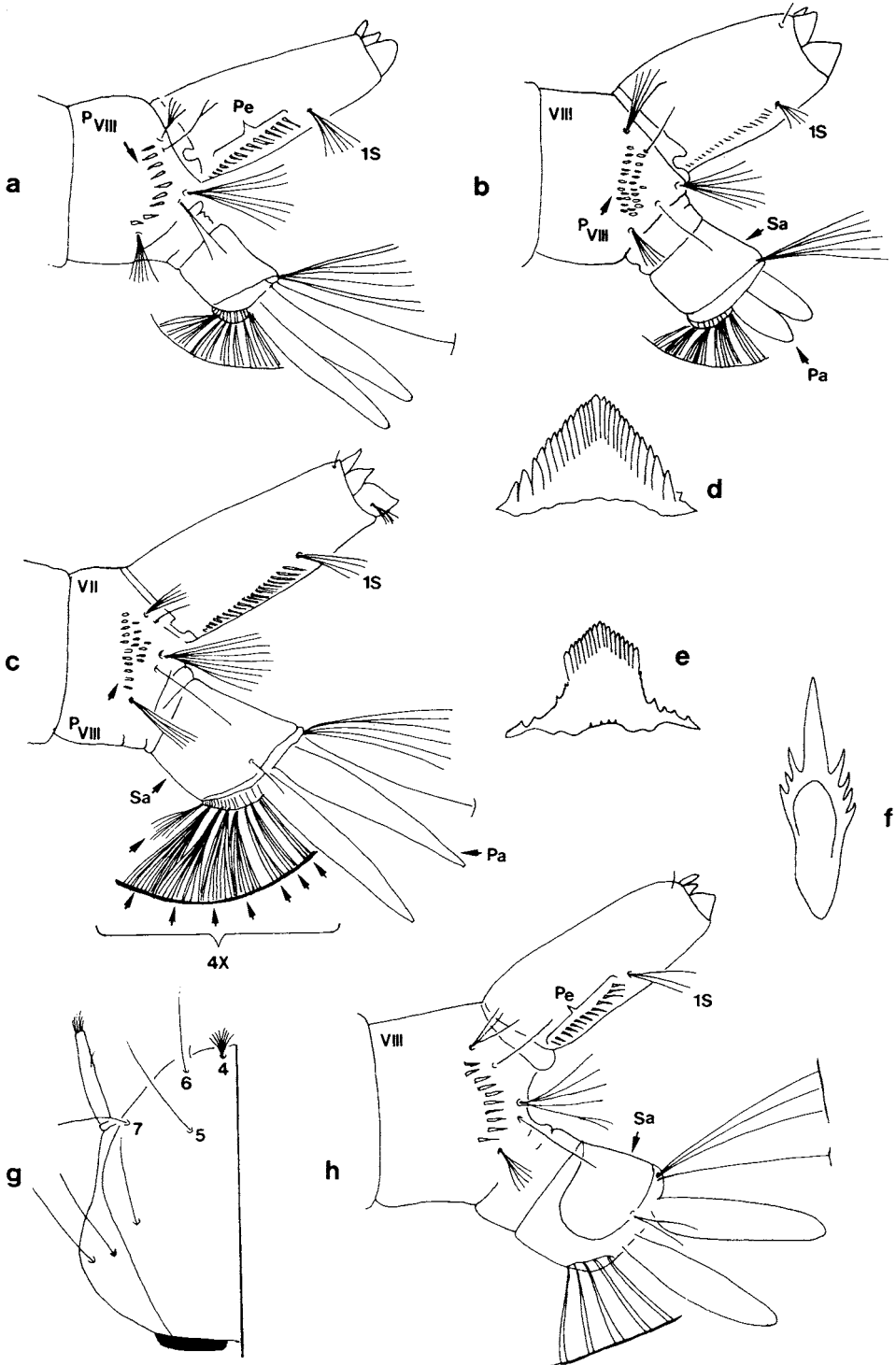
19. Asa com escamas claras e escuras; as claras limitadas à base da veias Costa e/ou R (Fig. 26.e) 20
- Asa apenas com escamas escuras; tarsos com marcação clara; escudo com mancha de escamas esbranquiçadas ocupando quase os 2/3 anteriores *fluvialis*
20. Escudo com as manchas de escamas claras ântero-laterais, alongadas e estendendo-se lateralmente, até a raiz alar do lado correspondente; presença de escamas brancas esparsas pela superfície do escudo, particularmente na área pré-escutelar *terrens*
- Escudo com as manchas de escamas claras ântero-laterais, largas, aproximadas entre si na linha média, e não se prolongando, lateralmente, até a raiz alar do lado correspondente; poucas ou raras escamas brancas esparsas pela superfície do escudo e área pré-escutelar *argyrothorax*
21. Escudo coberto por escamas bronzeadas ou escuras e apresentando linha(s) longitudinal(ais) de escamas claras 22
- Escudo com ampla mancha anterior formada por escamas douradas; porção posterior do escudo com escamas escuras, podendo apresentar escamas douradas misturadas àquelas *fulvithorax*
22. Toro com tufo de escamas prateadas, internamente (Fig. 26.f); escudo com uma faixa longitudinal de escamas prateadas (Fig. 26.g) *albopictus*
- Toro sem escamas; escudo ornamentado diferentemente 23
23. Parte anterior do escudo com uma linha central (acrostical) de escamas douradas e estreitas e outras paralelas (dorso centrais internas e externas), paramedianas ou laterais, de escamas da mesma tonalidade *arborealis*
- Parte central anterior do escudo com apenas a linha central (acrostical) de escamas douradas e estreitas, podendo haver linhas paralelas laterais (dorso-centrais externas), posteriormente, de escamas da mesma tonalidade *aureolineatus*

A seguir, acha-se uma chave para identificação da fase larvária das espécies de *Aedes* que ocorrem no Brasil, adaptada daquelas propostas por Forattini (1965a) e Berlin (1969). Note-se que algumas espécies incluídas na chave para adultos não aparecem nesta chave. Isto ocorre porque suas formas larvares ou são pouco conhecidas ou desconhecidas.

Chave para a identificação das espécies de *Aedes* que ocorrem no Brasil: larvas.

1. Sela do lobo anal completa (Fig. 27.a-c)..... 2
 Sela do lobo anal incompleta (Figs. 27.h; 28.a, d)..... 10
2. Pecten sifonal, com os últimos espinhos destacados da fileira constituída pelos demais..... *fulvus*
 Pecten sifonal, com todos os espinhos regularmente espaçados entre si (Fig. 27.a-c, h)..... 3
3. Cerda 1-S implantada dentro do pecten; cerda 5-C longa, simples; cerda 6-C mais curta, tripla ou múltipla..... *pennai*
 Cerda 1-S implantada além do pecten (Fig. 27.a-c, h) 4
4. Papilas anais pigmentadas, muito longas, 8 vezes ou mais o comprimento da sela..... 5
 Papilas anais não pigmentadas, relativamente curtas, ou seja, menos de 8 vezes o comprimento da sela (Figs. 27.a-c, h; 28.a, d) 6
5. Cerda 2-X simples *oligopistus*
 Cerda 2-X múltipla, geralmente com 7 ramos *hastatus*

FIG. 27: Aspectos da morfologia externa de *Aedes* larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica. a-c: abdome, vista lateral dos segmentos VIII e X e do sifão [papilas anais=Pa, pecten sifonal=Pe, pecten ou pente do segmento VIII-PVIII, sela do lobo anal=Sa]; d, e: dorsomente; f: escama do pente do segmento VIII de *Ae.aegypti*; g: cabeça (de *Ae.aegypti*), vista dorsal; h: abdome, vista lateral dos segmentos VIII e X e do sifão de *Ae.aegypti*.



6. Pente de escamas do segmento VIII constituído por uma fileira de poucos elementos (Fig. 27.a) *serratus*
Pente de escamas do segmento VIII constituído por maior número de elementos que se dispõem em conjunto (Fig. 27.b, c) 7

7. Sifão com tufos acessórios dorsais, além de existir a cerda 1-S *crinifer*
Sifão somente com a cerda 1-S, sem tufos acessórios (Fig. 27.b, c) 8

8. Papilas anais mais curtas que a sela do lobo anal (Fig. 27.b.) *taeniorhynchus*
Papilas anais, tão ou mais longas do que a sela do lobo anal (Fig. 27.c) 9

9. Dorsomento com aspecto geral triangular (Fig. 27.d); cerda 4-X composta de 8 pares de tufos (Fig. 27.c) *scapularis*
Dorsomento com a porção apical de aspecto pentagonal (Fig. 27.e); cerda 4-X composta de 7 pares de tufos *rhyachophilus*

10. Pecten com os últimos espinhos destacados da fileira constituída pelos demais; os espinhos distais lisos *albifasciatus*
Pecten com todos os espinhos regularmente espaçados entre si (Fig. 27.h; 28.a, d) 11

11. Cerdas 5-7-C, simples (Fig. 27.g); [escamas do pente do segmento VIII com um espinho longo mediano, com dentes bilaterais (Fig. 27.f)] *aegypti*
Cerdas 5-7-C, ou pelo menos a 7-C, duplas, triplas ou múltiplas (Fig. 28.b) 12

12. Pente do segmento VIII formado por escamas dispostas em uma só fileira (Fig. 28.a, d) 13
Pente do segmento VIII formado por escamas dispostas em conjunto (Fig. 27.b, c) 14

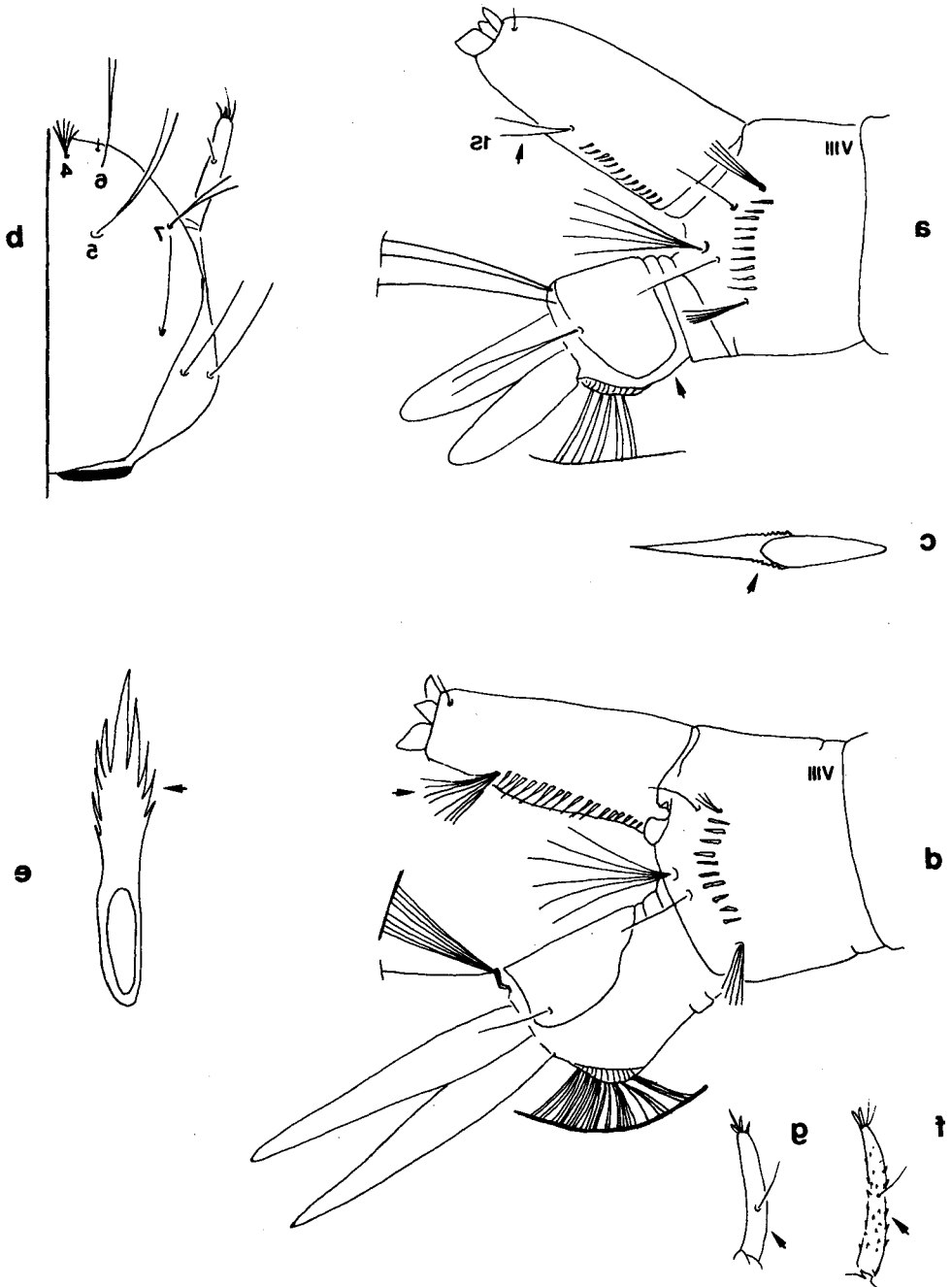


FIG. 28: Aspectos da morfologia externa de *Aedes* larva. Ilustrações referidas na chave dicotômica; a, d: abdome, vista lateral dos segmentos VIII e X e do sifão; b: cabeça (de *Az. albopictus*), vista dorsal; c, e: escamas do pente do segmento VIII; f, g: antena.

13. Cerda 1-S com 2 a 4 ramos (Fig. 28.a); escamas do pente do segmento VIII com aspecto de um único espinho longo, sem dentes laterais, apenas com pequena serrilha ou franja nas bases laterais (Fig. 28.c) *albopictus*
- Cerda 1-S múltipla (Fig. 28.d); escamas do pente do segmento VIII com dentes quitinizados, bilaterais, que aumentam de tamanho, gradativamente, da base ao ápice (Fig. 28.e) *lepidus*
14. Antena lisa (Fig. 28.g) 15
- Antena espiculosa (Fig. 28.f) 17
15. Cerda 1-S múltipla *argyrothorax*
- Cerda 1-S com 2 a 4 ramos 16
16. Cerda 1-X dupla, lisa; cerda 11-C dupla; maioria dos espinhos do pecten sem dentículos basais *arborealis*
- Cerda 1-X geralmente tripla (varia de 2 a 7 ramos), aciculada; cerda 11-C tripla ou múltipla; todos os espinhos do pecten com dentículos basais *fulvithorax*
17. Papilas anais de comprimento desigual, um par mais longo que o outro *hortator*
- Papilas anais de comprimento mais ou menos equivalente para os dois pares 18
18. Cerda 1-X múltipla; cerda 5-C com 2 ou 3 ramos; cerda 6-C simples ou dupla *terrens*
- Cerda 1-X simples ou dupla; cerda 5-C múltipla; cerda 6-C dupla *fluviatilis*

Para identificação de machos de *Aedes*, a partir de sua genitália, recomendamos empregar as chaves apresentadas por Forattini (1965a), Berlin (1969) e Schick (1970).

Subgênero *Stegomyia* Theobald, 1901

É um subgênero do Velho Mundo, particularmente da região etiópica, mas duas de suas espécies invadiram países fora de sua distribuição zoogeográfica original, incluindo o Brasil: *Aedes (Stegomyia) aegypti* e *Aedes (Stegomyia) albopictus*.

Os *Stegomyia* adultos apresentam tórax enegrecido, freqüentemente ornamentado com manchas, faixas ou desenhos de escamas claras, geralmente branco-prateadas. Tais ornamentações se prolongam até o escutelo, onde as escamas claras geralmente predominam. As pernas são de aspecto listrado, pois a maioria dos segmentos tarsais, e muitas vezes o fêmur e a tíbia apresentam manchas brancas. A probóscide tem comprimento semelhante ao do fêmur anterior. As garras tarsais podem ser denteadas ou simples (lisas). A caracterização da genitália masculina e das formas imaturas pode ser obtida nas publicações de Hopkins (1936), Edwards (1941) e Huang (1972).

Os *Aedes* do subgênero *Stegomyia* desenvolvem-se em criadouros do tipo recipiente, tanto naturais (buracos em árvore, bromélias, internódios de bambu) quanto artificiais (representados por uma enorme variedade). Nesses locais os ovos são depositados fora da água, nas paredes internas e úmidas dos recipientes onde, após rápido desenvolvimento embrionário, são capazes de se manter viáveis por longos períodos, mesmo em condições desfavoráveis de dessecação. As fêmeas são hematófagas vorazes e atacam durante o dia.

Aedes aegypti Linnaeus, 1762

Distribuição geográfica. Embora oriundo do Velho Mundo (provavelmente da região etiópica, tendo sido originalmente descrito do Egito), acompanhou o homem em sua longa e ininterrupta migração pelo mundo, e permaneceu onde as alterações antrópicas propiciaram a sua proliferação. Hoje é considerado um mosquito cosmopolita, com ocorrência nas regiões tropicais e subtropicais, compreendidas principalmente entre os paralelos (latitudes) 45° N e 35° S ou mesmo fora desses limites, mas dentro das zonas isotermas de 20° C.

Por ter sido disseminada principalmente de forma passiva pelo homem, esta espécie tem, muitas vezes, a sua distribuição geográfica descontínua: está presente nos locais para onde o homem a levou em embarcações, trens, automóveis, aviões etc., e onde encontrou condições favoráveis para a sua multiplicação.

Embora *Ae. aegypti* possa ser encontrado longe de aglomerados humanos, em algumas áreas do Velho Mundo, em nosso país está restrito às vilas e cidades, sempre ligado ao peridomicílio e ao domicílio humano. Nas cidades brasileiras é encontrado nos locais de maior concentração humana e raramente em ambientes semi-silvestres ou onde a população humana é mais rarefeita.

Ae. aegypti foi introduzido no Brasil durante o período colonial, provavelmente na época do tráfico de escravos. Devido a sua importância como vetor da febre amarela, foi intensamente combatido em nosso território, tendo sido considerado erradicado em 1955. Contudo, países vizinhos como as Guianas e a Venezuela, dentre outros sul-americanos, como também os Estados Unidos da América, Cuba e vários países centro-americanos, não o erradicaram. Esse descuido provocou a reinvasão do Brasil pelo *Ae. aegypti*, em Belém do Pará, em 1967 (aí erradicado ainda na década de 1960), no Estado do Rio de Janeiro, provavelmente em 1977 e em Roraima no início da década de 1980. Hoje ocorre nos Estados litorâneos, do Maranhão ao Paraná, e da Região Centro-Oeste, além de Minas Gerais e Tocantins.

Biologia. Seus criadouros preferenciais são os recipientes artificiais, tanto os abandonados pelo homem a céu aberto e preenchidos pelas águas das chuvas, como aqueles utilizados para armazenar água para uso doméstico. Esses criadouros são representados principalmente por pneus, latas, vidros, cacos de garrafa, pratos de vasos e xaxins e vasos de cemitério, no primeiro caso. Caixas d'água, tonéis, latões e cisternas destapadas ou mal tapadas, ou mesmo os lagos artificiais, piscinas e aquários abandonados correspondem aos criadouros mais comuns, no segundo caso.

Em todos os criadouros supracitados, há proliferação de *Ae. aegypti* com a condição de que a água armazenada seja limpa, isto é, não turva, pobre em matéria orgânica em decomposição e em sais, e acumulada em locais (recipientes) principalmente sombreados e de fundo ou paredes escuras.

Tanto no Brasil quanto em outros países americanos o *Ae. aegypti* tem sido surpreendido criando-se em recipientes naturais como bromélias usadas com fim ornamental, buracos em árvore, escavação em rocha e bambu. Escavações no solo com fundo argiloso ou forrada de cimento ou pedra também são empregadas por esse mosquito para se criar. Tais encontros são muito raros em comparação com os criadouros preferenciais.

Como já dissemos para os Aedini em geral, *Ae. aegypti* também tem sua densidade populacional diretamente influenciada pela presença de chuvas. Embora possa manter uma população considerável durante as estações menos chuvosas, a custa dos criadouros semipermanentes e independentes das chuvas (caixas d'água, cisternas, latões etc.). É durante a estação chuvosa que sua população realmente alcança níveis elevados e de importância para fins de transmissão de patógenos.

As fêmeas de *Ae. aegypti* restringem seus hábitos hematófagos aos horários diurnos. Seus picos de maior atividade acham-se, geralmente, situados no amanhecer e pouco antes do crepúsculo vespertino, mas ataca o homem, e por vezes animais domésticos, a qualquer hora do dia. À noite, embora raramente, podem ser oportunistas, atacando o homem se este se aproxima de seu abrigo. O hábito diurno também é o demonstrado pelos machos, que seguem as fêmeas em seus abrigos domiciliares e peridomiciliares, para efetuarem a cópula e obter substâncias açucaradas.

Ae. aegypti é dotado de certo ecletismo em relação à fonte sanguínea para alimentação, mas o homem é sua principal vítima. Ataca animais das mais diversas categorias, desde que estejam próximos a seus criadouros e abrigos. Como, no Brasil, tais locais acham-se quase sempre no domicílio ou em sua imediata vizinhança, é o homem o hospedeiro mais procurado por este Aedini. O homem é atacado principalmente nos pés e na parte inferior das pernas.

A longa associação do *Ae. aegypti* com a espécie humana parece tê-lo dotado de certa habilidade para escapar de ser morto por sua vítima durante o repasto sanguíneo. Assim é que, se o hospedeiro produz movimento, mesmo que suave, uma fêmea de *Ae. aegypti* prontamente o abandona, voltando a atacá-lo ou procurando outra vítima, depois de cessado o iminente perigo de ser atingida. Esta peculiaridade tem grande importância, pois uma só fêmea de *Ae. aegypti*

ti infectada pode, enquanto procura alimentar-se satisfatoriamente de sangue, produzir várias alimentações curtas em diferentes hospedeiros e disseminar o dengue ou a febre amarela.

Ae. aegypti e *Cx. quinquefasciatus* são os mais domésticos mosquitos que ocorrem no Brasil, freqüentando o domicílio humano para obter sangue a maneira de um rodízio: este à noite e aquele de dia, embora ambos ali permaneçam em repouso, antes e após a sua alimentação.

A domesticidade deste Aedini é ressaltada pelo fato de que ambos os sexos são encontrados, em proporções semelhantes, dentro das casas e nos abrigos peridomiciliares. Logo após a emergência dos adultos, ambos os sexos se dirigem e/ou permanecem no domicílio ou peridomicílio e ali copulam, obtêm seus alimentos e desovam.

Relação com a febre amarela e o dengue. No Brasil, *Ae. aegypti* foi o único vetor conhecido de febre amarela urbana e é também o único transmissor do dengue, em nossos dias.

A febre amarela, embora causada por um mesmo tipo de arbovírus (um *Flavivirus*), pode se manifestar, epidemiologicamente, de duas formas: Febre Amarela Silvestre e Febre Amarela Urbana. A forma silvestre é veiculada na floresta por mosquitos silvestres que picam animais suscetíveis ao vírus, especialmente macacos, transmitindo a enfermidade entre eles, sendo o homem um hospedeiro acidental. Por outro lado, a forma urbana da febre amarela é veiculada dentro das cidades e vilas, de homem para homem, pelo *Ae. aegypti*.

Devido a sua elevada endofilia, antropofilia e susceptibilidade ao vírus da febre amarela, o *Ae. aegypti* é um excelente vetor para a forma urbana da doença. É considerado o vetor clássico desta arbovirose.

A febre amarela urbana foi considerada extinta do país desde 1942, quando ocorreram seus últimos casos, em Sena Madureira, no Acre. Sua última epidemia na América, produzida a custa do *Ae. aegypti*, aconteceu em 1929. Por outro lado, pouco após sua reintrodução no Brasil, o *Ae. aegypti* iniciou uma progressiva e alarmante propagação do dengue.

O dengue é também causado por um *Flavivirus*. Porém, há 4 soro-tipos desse vírus: D 1, D 2, D 3 e D 4. Epidemias ou surtos de dengue foram desencadeados e mantidos a custa do *Ae. aegypti* em Roraima (Dengue 1 e 4); no Rio de Janeiro e Alagoas (Dengue 1 e 2), Ceará, Minas Gerais, Bahia, Pernambuco, São Paulo e Mato Grosso do Sul (Dengue 1) e Tocantins (Dengue 2). Tais epidemias ocorreram inicialmente apenas nos meses chuvosos, mas em algumas localidades o dengue chegou a se tornar endêmico (ex.: cidades do Estado do Rio de Janeiro, como a capital, Niterói, São Gonçalo, Nova Iguaçu etc.)

A epidemiologia do dengue no Brasil, pelo aspecto entomológico, em tudo se assemelha à da febre amarela urbana, e sua atual distribuição coincide com a do *Ae. aegypti*, seu único vetor natural comprovado.

Tanto na febre amarela urbana como no dengue há transmissão transovariana do vírus, de maneira que, variável percentual das fêmeas filhas de um espécime infectado, nasce já infectado.

Aedes albopictus Skuse, 1894

Distribuição geográfica. *Ae. albopictus* é, como o *Ae. aegypti*, um mosquito estrangeiro. Ocorre naturalmente em áreas de clima temperado e tropical na Região Oriental, na Austrália, na Nova Guiné, nas Ilhas Marianas, Havaianas, Bonin, Reunion e Maurício, em Madagascar, no Oeste do Irã e Japão. Foi originalmente descrito da Índia.

Invadiu o continente americano recentemente (1985), ocupando localidades ao sul dos Estados Unidos. Foi pela primeira vez encontrado no Brasil, em maio de 1986, nos Estados de Minas Gerais e Rio de Janeiro. Invadiu, progressivamente, outros Estados vizinhos como Espírito Santo e São Paulo. Deve ter entrado no Brasil através de portos no Espírito Santo e se interiorizado, via estrada de ferro, no vale do rio Doce (transporte de minério de ferro). A população desse mosquito ora existente no Brasil parece ser oriunda do Japão (para onde é exportada grande quantidade de ferro através daqueles portos) e apresenta diferenças biológicas em relação à cepa invasora da América do Norte.

Sua distribuição, no Brasil, ainda é associada à presença do homem, utilizando, como o *Ae. aegypti*, os criadouros propiciados pela atividade humana. Contudo, é um mosquito que se espalha com facilidade no ambiente rural, semi-silvestre e silvestre, não dependendo dos locais de grande concentração humana, como o *Ae. aegypti*. É comumente encontrado, por isso, nas áreas onde a população humana é escassa, nas bocas de matas e plantações, onde o *Ae. aegypti* é ausente ou muito raro.

É, porém, mais tolerante às temperaturas mais baixas (ex.: norte da Ásia), enquanto o *Ae. aegypti* as evita.

Biologia. *Ae. albopictus* cria-se em recipientes naturais e artificiais. Compete com o *Ae. aegypti* dentro das vilas e cidades, aproveitando os mesmos tipos de criadouros já assinalados para este outro mosquito. Acredita-se, até, que o resultado dessa competição seja favorável ao *Ae. albopictus*, pois a densidade deste costuma aumentar enquanto a do *Ae. aegypti* diminui, gradativamente, após certo tempo de coexistência.

Ae. albopictus emprega com grande frequência criadouros naturais como os internódios de bambu, buracos em árvore e cascas de frutas. Recipientes artificiais abandonados nas florestas e em plantações são focos muito utilizados por esse mosquito.

As fêmeas de *Ae. albopictus* freqüentemente depositam seus ovos aos poucos, em vários recipientes diferentes, o que facilita a dispersão da espécie.

Nos demais aspectos da biologia é muito semelhante ao *Ae. aegypti*. Resumamos, resumidamente, que *Ae. albopictus* é diurno, muito eclético quanto ao hospedeiro, sendo o homem e as aves suas vítimas mais freqüentes; comparece muito ao domicílio humano, mas é muito mais comum no peridomicílio; seus ovos são resistentes à dessecação e sua densidade é diretamente influenciada pelas chuvas.

Relação com a transmissão de arbovírus. *Ae. albopictus* é vetor natural do dengue em áreas rurais, suburbanas e urbanas da Ásia, com comprovada ocor-

rência de transmissão transovariana do vírus. Lá, também é transmissor da Encefalite Japonesa.

No Brasil, *Ae. albopictus* ainda não foi incriminado como vetor do dengue (ou outro arbovírus), pois a sua distribuição e abundância não coincidem com as da doença e em apenas uma ocasião larvas desse mosquito foram achadas naturalmente infectadas com o vírus (Dengue tipo 1) em nosso país (Serufo et al., 1993). Entretanto, populações de *Ae. albopictus* existentes no Brasil demonstraram, experimentalmente, susceptibilidade e capacidade de veicular horizontalmente os 4 sorotipos do vírus do dengue e de transmitir verticalmente (transovarianamente) os sorotipos 1 e 4 desse vírus. As mesmas populações não foram transmissoras eficientes do vírus da febre amarela, embora capazes de infectar-se com esse microrganismo, experimentalmente (Miller & Ballinger, 1988; Mitchell & Miller, 1990).

Devemos ressaltar que este mosquito pode tornar-se uma "ponte" entre os ciclos silvestre e urbano da febre amarela e de outros arbovírus no Brasil, considerando-se sua facilidade de freqüentar, igualmente, os ambientes silvestres, rurais, suburbanos e urbanos.

Subgênero *Ochlerotatus* Lynch-Aribalzaga, 1894

É o subgênero com maior número de espécies no Brasil e demais países Neotropicais.

São mosquitos cujo escudo é geralmente ornamentado com escamas estreitas de mais de uma tonalidade, possuindo linhas ou manchas e apresentando grupo de escamas, geralmente claras, nas pleuras.

As fêmeas desse subgênero são muito vorazes, insistentes em obter sangue e oportunistas. Aumentam muito sua atividade no crepúsculo vespertino, mas atacam, indiscriminadamente, de dia ou à noite. Parte das espécies tem ovos resistentes à dessecação.

A maioria das espécies de *Ochlerotatus* é eurigâmica (como *Ae. scapularis* e *Ae. taeniorhynchus*), mas algumas são estenogâmicas (como *Ae. fluviatilis*).

Seus criadouros são principalmente os de caráter transitório, no solo. Algumas espécies criam-se em recipientes naturais ou artificiais.

***Aedes scapularis* (Rondani, 1848)**

Distribuição geográfica. É um mosquito essencialmente neotropical, sendo a América do Sul oriental a região onde é realmente abundante. Existe do norte da Argentina até a Colômbia e em Trinidad e Tobago. Na América Central, ocorre da Costa Rica ao México, nas Grandes Antilhas, Bahamas e Sul dos E.U.A. (Texas) (Arnell, 1976). Existe em todos os Estados do Brasil.

É muito comum nas matas secundárias, plantações e outros ambientes parcialmente modificados pelo homem e nas baixadas.

Biologia. As formas imaturas de *Ae. scapularis* se desenvolvem apenas em criadouros no solo, de caráter transitório, nunca em recipientes. Prefere as cole-

ções de caráter natural como poças d'água e alagados, embora seja também encontrado nas artificiais, como valas de drenagem, impressões de pneus e de patas de animais no solo. Tais criadouros são geralmente de pouca profundidade e muita luminosidade, podendo ser destituídos de vegetação. Porém, frequentemente apresentam alguma vegetação emergente (gramíneas), que os tornam parcialmente sombreados.

Sua densidade está direta e positivamente influenciada pelas chuvas. É um mosquito de ocorrência em todo o ano, mas com densidade muito aumentada na estação quente-chuvosa (Lourenço-de-Oliveira et al., 1985; Forattini et al., 1986). Sua densidade aumenta bruscamente neste período, quando este *Aedini* torna-se uma praga e causa grande perturbação aos animais e ao homem.

Ae. scapularis ataca em maior número no crepúsculo vespertino, mas tem atividade hematofágica intensa durante toda a noite ou mesmo a qualquer hora do dia. Sua densidade aumenta, consideravelmente, no final da tarde, pois os momentos precedentes ao pôr-do-sol parecem ser os mais apreciados por este *Aedini* para obter sangue em suas vítimas (Lourenço-de-Oliveira & Silva, 1985; Forattini & Gomes, 1988).

É também eclético e oportunista quanto ao hospedeiro. Ataca o homem com muita voracidade, mas tem grande tendência a atacar mamíferos de grande porte com maior intensidade. Quando se compara a quantidade de *Ae. scapularis* atacando bovinos e eqüinos com a obtida em homem, numa mesma ocasião, verifica-se que aqueles são muito mais sugados que este (Lourenço-de-Oliveira & Heyden, 1986; Forattini et al., 1987).

É muito mais freqüente nas matas secundárias e nos ambientes alterados extradomiciliares (até mesmo no peridomicílio) que no domicílio humano, embora penetre neste ambiente, em números consideráveis, em certas localidades do Sudeste brasileiro, especialmente nas épocas de maior densidade populacional.

Relação com a transmissão de patógenos. *Ae. scapularis* foi considerado como suspeito de transmitir a encefalite Rocio, que causou epidemias no sudeste de São Paulo, em 1975-6. Durante as epidemias, este *Aedini* foi um dos mosquitos mais abundantes nas áreas atingidas, mas não foi achado naturalmente infectado com o vírus, embora tenha demonstrado ser eficiente vetor em condições de laboratório (Forattini et al., 1978a, b; Mitchell & Forattini, 1984; Mitchell et al., 1986).

Ainda na região Sudeste, *Ae. scapularis* foi encontrado infectado com *Flavivirus* não identificado, porém diferente daqueles da febre amarela e dengue (Castro et al., 1991). Outros arbovírus têm sido isolados desse mosquito em condições naturais, no norte do Brasil e em Trinidad (Forattini, 1965a; Arnell, 1976; Hervé et al., 1986).

Ae. scapularis foi considerado vetor local da *W. bancrofti*, em inquéritos realizados em Santa Catarina, na década de 1950. Exemplares desta espécie foram encontrados albergando larvas infectantes atribuídas a esse helminto, mas tratava-se de uma área de elevada endemicidade desta filariose mantida à custa do seu vetor primário o *Cx. quinquefasciatus*. *Ae. scapularis* deve ter se infectado apenas de forma ocasional e deve ser um vetor muito extraordinário da doença (Rachou, 1956).

Aedes taeniorhynchus Wiedemann, 1821

Distribuição geográfica. *Ae. taeniorhynchus* é uma espécie característica do litoral e das áreas de solos salgados das Américas, apresentando, no Brasil, distribuição semelhante a do *An. aquasalis*. Contudo, estende seu território de Massachusetts, nos E.U.A. até o Sul do Brasil (Costa Atlântica) e da Califórnia até o Peru (Costa Pacífica), além das Antilhas e Ilhas Galápagos.

Adultos dessa espécie podem ser encontrados em locais distantes dos seus criadouros costeiros devido à sua grande capacidade de vôo, que pode ultrapassar 50 km.

Biologia. Seus criadouros são sempre as coleções líquidas no solo, de caráter transitório e dotadas de certo grau de salinidade, como poças d'água, valas de drenagem, alagadiços e charcos de água salobra. Seus ovos, bastante resistentes à dessecação, são colocados em locais úmidos de solo sujeito a alagamento.

Em virtude da grande transitoriedade de seus criadouros, sua população de alados aparece quase somente no verão de chuvas torrenciais (Forattini, 1965a, Lourenço-de-Oliveira et al., 1985).

Ae. taeniorhynchus é mosquito muito eclético, voraz e oportunista. Ataca o homem, aves e répteis com agressividade, mas parece ter grande predileção pelo sangue de mamíferos de grande porte, como eqüídeos.

É exófilo e crepuscular. Pica indiscriminadamente de dia e à noite, mas aumenta sua atividade hematofágica nos crepúsculos, principalmente no vespertino, e entra nas casas só ocasionalmente e quando a sua densidade acha-se muito alta.

Relação com a transmissão de patógenos. *Ae. taeniorhynchus* tem sido encontrado naturalmente infectado com diferentes arbovírus, causadores de encefalites ou não, em vários locais da América Latina, inclusive no Brasil e nos E.U.A., como resume Forattini (1965a). Além disso é considerado vetor potencial da *D. immitis*, filarídeo de canídeos e felinos, que, raramente, atinge o homem (Nyar, 1985).

Outras espécies de *Ochlerotatus*

Outras espécies de *Ochlerotatus* encontradas no Brasil têm bem menos importância que as duas supracitadas, pois não são tão comuns e/ou têm pouca ou nenhuma relação com a transmissão de patógenos ao homem. Trataremos de algumas delas a seguir.

Ae. fulvus (Wiedemann, 1828), aedino grande e de aspecto geral amarelo, cria-se em depressões no solo de caráter transitório, mas também é encontrado em alagados perenes, com vegetação; ataca o homem com grande agressividade a qualquer hora do dia ou da noite, mas com nítida preferência crepuscular. Contudo, é mais zoofílico que antropofílico e essencialmente silvestre, podendo picar indiscriminadamente aos níveis do solo e da copa da floresta. Raramente se aproxima das casas. Foi encontrado naturalmente infectado com vírus da febre amarela, na Serra do Navio, Amapá e vírus Melao, em Belém do Pará (Forattini, 1965; Hervé et al., 1986).

Em condições de laboratório, dois mosquitos deste subgênero têm sido empregados como vetores do *Plasmodium gallinaceum*, protozoário causador de malária em galinhas, que só ocorre naturalmente no Velho Mundo, mas é um dos mais utilizados como modelo experimental de malária, em todos os continentes. São eles: *Ae. fluviatilis* (Lutz, 1904) e *Ae. lepidus* Cerqueira & Paraense, 1945. Ambos mosquitos se infectam muito bem com esse plasmódio e produzem considerável quantidade de esporozoítos infectantes. *Ae. fluviatilis* é capaz de ainda infectar-se experimentalmente com o vírus da febre amarela e *Dirofilaria immitis*. Ambos os mosquitos freqüentam o ambiente peridomiciliar com certa assiduidade, sendo ali encontradas criando-se em recipientes artificiais, muitas vezes em associação com *Ae. aegypti* ou *Cx. quinquefasciatus*. São mosquitos comuns em locais silvestres, semi-silvestres, suburbanos, bem como urbanos. *Ae. fluviatilis* cria-se principalmente em escavações em rochas que acumulam águas das chuvas, quando em ambiente silvestre. Os ovos de *Ae. fluviatilis* não resistem à dessecação por muitos dias (no máximo 30, em laboratório). *Ae. lepidus* é considerado por alguns autores como mosquito zoofílico (ornitófilo), mas também ataca o homem. *Ae. fluviatilis* é capaz de sugar mamíferos, aves e répteis, mostrando preferência pelo homem em condições experimentais.

Ae. serratus (Theobald, 1901) é heterogêneo quanto ao aspecto do adulto (ver chave), podendo ser um complexo de espécies, compondo o grupo *Serratus*. Contudo, parece que os verdadeiros *Ae. serratus* sempre apresentam faixa clara longitudinal no escudo em ambos os sexos. As fêmeas do Grupo *Serratus* quase ou completamente destituídas da faixa podem, no Brasil, corresponderem a *Ae. nubilus* (Theobald, 1903) (Belkin et al., 1970; Forattini et al., 1993). É um *Ochlerotatus* típico nos aspectos morfológicos e biológicos, muito se assemelhando seus hábitos com o descrito para *Ae. scapularis*. É eclético quanto ao hospedeiro, porém com preferência por grandes mamíferos; ataca ao pôr-do-sol com maior intensidade e prefere as matas secundárias ao domicílio ou a sua imediata vizinhança (Forattini, 1965a; Forattini et al., 1986; Forattini et al., 1987). Suspeita-se que este mosquito tenha algum papel na transmissão de arbovírus e algumas vezes tem sido surpreendido naturalmente infectado com tais agentes (Forattini, 1965a; Hervé et al., 1986).

Ae. albifasciatus (Macquart, 1838) é um aedino comum no Cone Sul de nosso continente, onde tem importância por representar uma praga na época de sua maior reprodução (verão chuvoso), atacando animais e o homem com grande voracidade. Cria-se em depressões em terrenos planos, temporárias, com ou sem vegetação. É muitas vezes encontrado no peridomicílio e nas casas; é zoofílico e preferencialmente crepuscular.

Dados sobre a biologia e a distribuição dos demais *Aedes* que ocorrem no Brasil podem ser obtidos em Forattini (1965a).

GÊNERO PSOROPHORA ROBINEAU-DESVOIDY, 1827

Os *Psorophora* são mosquitos robustos, restritos a Novo Mundo, figurando nesse gênero os maiores mosquitos hematófagos do Brasil. São extremamente vorazes e sua picada é muito dolorosa.

Atacam preponderantemente de dia, mas o crepúsculo vespertino também estimula sua hematofagia.

São essencialmente exófilos, zoofílicos e oportunistas e podem atacar o homem, muitas vezes em grande número.

Seus ovos são muito resistentes à dessecação, sendo depositados, isoladamente, fora do líquido. Um de seus subgêneros tem larvas predadoras, mas todas as espécies desse gênero criam-se em coleções líquidas no solo, de preferência aquelas de caráter temporário.

As fêmeas têm abdome de ápice pontudo e cercas salientes, possuem cerdas pré-espiraculares e, na maioria dos casos, o clipeo apresenta-se intumescido.

São agrupados em 3 subgêneros, cujas espécies ocorrentes no Brasil (Knight & Stone, 1978) podem ser identificadas conforme a chave abaixo (adaptada de Forattini, 1965a; Guedes & Souza, 1964).

Chave para a identificação das espécies de *Psorophora* que ocorrem no Brasil: fêmeas.

1. Escudo revestido com escamas, mas com áreas longitudinais escamadas; pernas, principalmente as posteriores, com revestimento de escamas e cerdas eretas e salientes, dando aspecto hirsuto a esses apêndices; mosquitos de porte avantajado 2
(subgênero *Psorophora*)
- Escudo revestido totalmente com escamas, mais ou menos uniformemente distribuídas e sem áreas glabras determinadas; pernas sem aspecto particularmente hirsuto; mosquitos de porte médio ou pequeno 5
2. Tarsos escuros, sem marcação clara 3
Tarsos com marcação clara, pelo menos em alguns segmentos posteriores 4
3. Pleuras com escamas abundantes e uniformemente esparsas *cilipes*
Pleuras com escamas pouco numerosas e distribuídas em conjuntos *saeva*

4. Escudo com a faixa central de escamas constituída de elementos claros, dourados; [asa somente com escamas escuras] *ciliata*
 Escudo com a faixa central de escamas constituída por elementos escuros, bronzeados; [tergitos abdominais cobertos predominantemente com escamas brancas] *holmbergii*
5. Garras tarsais femininas denteadas, pelo menos as anteriores e médias; mosquitos escuros, geralmente dotados de colorido metálico 6
 (subgênero *Janthinosoma*)
 Garras tarsais femininas simples, pelo menos as anteriores e médias; mosquitos acinzentados, sem colorido. 16
 (subgênero *Grabhamia*)
6. Tarsos completamente escuros; escudo com escamas amarelo-ouro lateralmente e faixa central escura *lanei*
 Tarsos posteriores marcados de branco 7
7. Tarso posterior V com marcação escura variável 8
 Tarso posterior V totalmente branco 10
8. Escudo com uma faixa larga de escamas escuras no meio, delimitada por faixa de escamas amareladas, lateralmente; tarso posterior IV inteiramente branco; tarso V, geralmente, com as extremidades escuras e o meio branco *albigena*
 Escudo com escamas claras regularmente esparsas ou com a porção mediana com escamas amareladas a bronzeadas; tarso posterior IV com ápice escuro; tarso posterior V com marcação diferente 9
9. Escudo com escamas bronzeadas no centro e amareladas ou esbranquiçadas dos lados; tarso posterior V inteiramente escuro ou apresentando, raramente, escamas claras num dos lados *discrucians*
 Escudo uniformemente coberto por escamas de cor zinabre; tarso posterior V totalmente branco, com apenas o ápice escuro *pseudomelanota*

10. Escudo com uma distinta faixa de escamas escuras
no meio 11
Escudo ornamentado por uma mistura de escamas
claras e escuras *ferox*
11. Articulação fêmuro-tibial com mancha prateada 12
Articulação fêmuro-tibial sem mancha prateada *circunflava*
12. Probóscide mais longa que o fêmur anterior 14
Probóscide igual ou mais curta que o fêmur anterior 13
13. Toro marrom, sem escamas *lutzi*
Toro amarelado, com escamas na face interna *forceps*
14. Cerdas da margem lateral posterior do escudo, isto
é, para trás da asa, escuras; depressão pré-escutelar e
lobo mediano do escutelo com escamas escuras;
escamas laterais do escudo de tonalidade
esbranquiçada *albipes*
Cerdas da margem lateral posterior do escudo, para
trás da asa, alaranjadas 15
15. Tergitos abdominais com faixa apical de escamas
brancas (II a V) *amazônica*
Tergitos abdominais com faixa apical de escamas
amarelas *albigena*
16. Asa com escamas totalmente escuras 17
Asa com escamas claras e escuras 18
17. Tergitos abdominais com áreas claras ápico-laterais,
que não se unem na porção mediana do segmento *cingulata*
Tergitos abdominais com faixas claras completas,
apicalmente *dimidiata*

18. Tarso posterior I escuro e somente com anel branco basal; [asa com uma só mancha escura nítida, localizada na base da veia R₄₊₅ (terceira longitudinal)] *varinervis*
- Tarso posterior I possuindo, além da marcação clara basal, um anel mediano da mesma tonalidade; [tergitos abdominais escuros, com áreas claras triangulares, apicomedianas] *confinnis*

As larvas de *Psorophora* não foram suficientemente estudadas, motivo pelo qual não se dispõe de chave dicotômica para a sua identificação.

As espécies desse gênero não são tão importantes, como as de *Aedes* e *Haemagogus*, no que diz respeito à transmissão de patógenos, mas algumas têm relação com a veiculação de arbovírus, como veremos a seguir.

Subgênero *Psorophora* Robineau-Desvoidy, 1827

São mosquitos muito grandes, com corpo ornamentado de escamas claras e escuras, mas sem reflexos metálicos ou violáceos. As larvas são predadoras vorazes, alimentando-se de larvas de outros mosquitos e de outros invertebrados aquáticos, ou agindo como canibais.

Criam-se em depósitos no solo e têm ovos muito resistentes à dessecação, o que faz seu ciclo anual depender das chuvas que inundam os terrenos baixos.

São exófagos, exófilos, zoofílicos e preferem os mamíferos de grande porte. Podem atacar o homem e animais domésticos com agressividade, muitas vezes impedindo as atividades extradomiciliares durante sua época de maior densidade.

As espécies mais encontradas nas baixadas e áreas rurais brasileiras são *Ps. ciliata* (Fabricius, 1794) e *Ps. cilipes* (Fabricius, 1805). São mosquitos enormes, de picada muito dolorosa, que atacam principalmente ao pôr-do-sol, mas que podem picar de dia ou à noite.

Não parecem estar comprometidas com a transmissão de patógenos ao homem.

Subgênero *Grabhamia* Theobald, 1903

São mosquitos de porte médio, de coloração fosca, escura e acinzentada. Apresentam anel claro mediano na probóscide e na extremidade distal do fêmur posterior.

Criam-se em coleções líquidas no solo, naturais ou artificiais, transitórias e localizadas geralmente em descampados, tais como valas de drenagem, impressões de pneus e de patas de animais, poças d'água, com ou sem vegetação (Forattini, 1965a; Lourenço-de-Oliveira et al., 1986). Picam ao crepúsculo vespertino e à noite e são muito zoofílicos e exófilos.

No Brasil, as espécies mais comuns, que devido ao seu oportunismo em relação à hematofagia, produzem problemas para o trabalho do homem, no descampado, em certas áreas, são *Ps. confinnis* (Lynch Arribalzaga, 1891) e *Ps. cingulata* (Fabricius, 1805).

Espécies deste subgênero não têm sido incriminadas como transmissoras de patógenos ao homem, mas são, muitas vezes, verdadeiras pragas. Alguns dados sobre a biologia podem ser obtidos em Forattini (1965a) e Lourenço-de-Oliveira & Heyden (1986).

Subgênero *Janthinosoma* Lynch Arribalzaga, 1891

São mosquitos de pequeno e médio porte, com abdome, e muitas vezes também o tórax, escameado de violáceo, com freqüente reflexo metálico. Isto é, são os mais coloridos e bonitos dos *Psorophora*.

Criam-se em depressões rasas no solo, transitórias e geralmente ricas em vegetação emergente, ou sombreadas à custa das copas das árvores, quando se localizam dentro das matas. São exemplos desses criadouros os alagados, os charcos e os banhados.

As fêmeas são vorazes hematófagas, oportunistas, zoofílicas, exófilas e de hábitos preferencialmente diurnos, mas podem picar ao crepúsculo e à noite, mas com menor intensidade.

***Psorophora ferox* Von Humboldt, 1819**

Distribuição geográfica. Ocorre do norte da Argentina e Uruguai até o sul do Canadá, incluindo as Antilhas.

É uma espécie muito ligada à existência de florestas, mas sai facilmente das matas e capões para picar o homem e animais, nos descampados.

Biologia. Seus hábitos são aqueles citados para o subgênero. Ressaltamos suas preferências pelas horas mais claras do dia, pelas matas de planície e capões e pelo sangue dos mamíferos grandes. Ataca o homem dentro das florestas, próximo a elas ou no peridomicílio, com grande agressividade, quando sua densidade acha-se elevada, o que coincide com a época de abundância de chuvas.

Dados mais detalhados sobre a sua biologia podem ser encontrados em Forattini (1965a) e Forattini et al. (1986; 1987; 1993).

Relação com a transmissão de patógenos. *Ps. ferox* tem sido encontrada naturalmente infectada com arbovírus causadores de encefalites, como Encefalite Venezuelana, no norte da América do Sul, incluindo a Amazônia brasileira, Encefalite Saint Louis, em Trinidad e Rocio e no litoral de São Paulo. Outros arbovírus foram detectados em *Ps. ferox*, como vírus Ilhéus e Mayaro. Mais detalhes sobre esses encontros e sua importância epidemiológica podem ser obtidos em Forattini (1965a), Lopes et al. (1981), Mitchell et al. (1986) e Hervé et al. (1986).

Ps. ferox tem sido encontrada portando ovos de *Dermatobia hominis*, cujas larvas causam o berne. Os hábitos diurnos e zoofílicos e a preferência desse

mosquito pelas matas e capões coincidem com os dessa mosca, o que deve facilitar o seu contato, ajudando na dispersão dessa mífase.

Outros *Psorophora* (*Janthinosa*) têm sido incriminados como vetores de arbovírus. Tais mosquitos assumem hábitos muito semelhantes aos de *Ps. ferox*. São eles: *Ps. lutzi* (Theobald, 1901) e *Ps. albipes* (Theobald, 1907). Consulte Forattini (1965a) e Hervé et al. (1986), para obter dados adicionais sobre esses achados.

GÊNERO *HAEMAGOGUS* WILLISTON, 1896

É um gênero restrito ao Novo Mundo, e quase todas as espécies são Neotropicalais.

As espécies deste gênero estão entre os mais bonitos Culicinae. Seu corpo é recoberto de escamas de cores variadas e de reflexo metálico (azulado, esverdeado, violáceo, prateado). Parecem ser os culicíneos mais próximos, filogeneticamente, dos Sabethini, tribo que inclui os mosquitos de coloridos e brilhos mais intensos.

Enquanto as escamas abundam e recobrem o escudo e a pleura, as cerdas são geralmente ausentes ou pouco desenvolvidas, como por exemplo as dorso-centrais e acrosticais.

Seus anteprenotos são desenvolvidos, maiores que o meron, sendo aproximados entre si ao exame dorsal. As espécies de *Haemagogus* até agora assinaladas no Brasil (8 espécies) apresentam garras tarsais femininas com dente sub-basal e o mesoposnoto nu.

São mosquitos essencialmente diurnos, silvestres e acrodendrófilos. Seus ovos, muito resistentes à dessecação, são colocados, isoladamente, em substratos úmidos de recipientes naturais. A eclosão se dá na época mais chuvosa do ano, quando os ovos de cada espécie parecem ter respostas diferentes aos estímulos externos para eclosão (número de contatos com a água), de maneira que as primeiras chuvas favorecem o aparecimento das larvas de alguns *Haemagogus*, enquanto outras de suas espécies nascerão quando a estação chuvosa já estiver plenamente estabelecida. Nota-se daí a forte influência das chuvas no ciclo anual desses Aedini, ou seja, a densidade populacional das espécies tem seu auge na estação chuvosa, umas no início e outras mais tarde.

Os criadouros preferidos dos *Haemagogus* são, decididamente, os buracos ou ocos de árvores. Podem ser encontrados criando-se, com muito menor frequência, em cascas de frutas e internódio de bambu. Sua presença está vinculada à existência desses criadouros, o que torna os *Haemagogus* restritos às florestas e, no máximo, à sua vizinhança.

Existem dois subgêneros: *Conopostegus* Dyar, 1925 e *Haemagogus* Williston, 1896. Suas espécies podem ser identificadas conforme abaixo (segundo Zavortink, 1972 e Arnell, 1973).

Chave para a identificação das fêmeas de *Haemagogus* que ocorrem no Brasil.

1. Escudo coberto por escamas escuras com linha ou mancha acrostical, antealar e pré-escutelar de escamas prateadas; pleura com faixas verticais de escamas prateadas (Fig. 22.1) 2
(subgênero *Conopostegus*)

Escudo coberto por escamas de brilho metálico verde, azul, cobre ou bronze, podendo ter escamas prateadas apenas na área antealar; pleura sem faixa de escamas prateadas..... 3
(subgênero *Haemagogus*)
2. Mancha de escamas mesepimerais com uma expansão caudal no ápice superior; escamas eretas da cabeça inteiramente escura (marrom a enegrecido); 2 ou 3 cerdas pró-episternais fortes e longas..... *leucophoebus*

Mancha de escamas mesepimerais simples ou com pequena extensão caudal no ápice superior; escamas eretas da cabeça algumas vezes inteiramente marrom pálido ou parcialmente brancas; 1 ou 2 cerdas pró-episternais fortes e longas *leucocelaenus*
3. Pronoto posterior aparentemente sem escamas (unhas tarsais masculinas medianas pequenas)..... *tropicalis*

Pronoto posterior densamente revestido de escamas (unhas tarsais masculinas medianas com uma grande e outra pequena) 4
4. Antepronotos completamente, ou quase completamente, coberto por escamas prateadas dorsalmente; [coxas totalmente prateadas, raramente com escamas escuras na coxa média; escamas do escudo de coloração cobre a bronze; tergitos abdominais com escamas de nuances azul, verde ou dourado]..... *spegazzinii*

Antepronotos cobertos principalmente com escamas escuras, de nuances de azul, verde ou cobre, podendo apresentar poucas escamas prateadas marginalmente 5

5. Célula furcada anterior* (R₂) tão ou mais longa que o pecíolo correspondente (R₂₊₃) (geralmente R₂₊₃ = 0.55 de R₂); [escamas do escudo, occipício e anteprenotos intensamente azuis; coxas com manchas conspícuas de escamas escuras; tergitos abdominais com escamas escuras, púrpura, com apenas manchas basolaterais claras] *baresi*
- Célula furcada anterior (R₂) sensivelmente mais curta que o pecíolo correspondente (R₂₊₃) (R₂₊₃ > 0.7 de R₂) 6
6. Fêmur posterior com escamas prateadas se estendendo até quase o ápice, anteriormente; escamas escuras do abdome, de modo geral, predominantemente púrpura mas com outras verde-azuladas na margem distal dos tergitos V-VIII; probóscide medindo 1.10 a 1.15 do fêmur anterior *janthinomys* e *capricornii*
- Fêmur posterior com escamas prateadas não ultrapassando os 75% da porção basal, anteriormente; escamas escuras dos tergitos abdominais I-VII de cor púrpura; probóscide medindo 1.25 do fêmur anterior *albomaculatus*

Como as formas imaturas de *Haemagogus* são muitas vezes menos encontradas que os adultos fêmea (em decorrência de seus criadouros serem de difícil acesso), não apresentaremos aqui uma chave dicotômica para sua identificação. Chaves para identificar larvas e machos (genitália) deste gênero encontram-se em Zavortink (1972) e Arnell (1973).

Subgênero *Haemagogus* Williston, 1896

As características morfológicas mais notáveis desse subgênero podem ser retiradas da própria chave dicotômica acima, no que se refere aos adultos fêmea, isto é, são os *Haemagogus* de escudo colorido de tons de verde, azul, cobre, bronze ou cores semelhantes, mas com forte brilho metálico. Além disso, não apresentam a pleura torácica listrada por faixas prateadas, (como nos *Conopostegus*) e as fêmeas das espécies brasileiras apresentam as unhas tarsais anteriores e médias denteadas.

* A Célula furcada anterior, ou R₂, corresponde à área limitada pelas veias R₂ e R₃ e a borda da asa.

No que diz respeito aos hábitos, são muito semelhantes entre si, ou seja, o que foi dito para o gênero como um todo pode ser considerado para as espécies em geral.

Haemagogus janthinomys Dyar, 1921

Distribuição geográfica. Ocorre do norte da Argentina e sul do Brasil até Honduras e Nicarágua, pela costa atlântica, pois não existe no litoral pacífico sul-americano. Atinge todos os Estados brasileiros acima do Paraná, áreas a leste dos Andes, do Peru à Colômbia, toda a Venezuela, as três Guianas e Trinidad e Tobago.

É encontrado quase exclusivamente em florestas tropicais úmidas primárias e nas suas imediações.

Biologia. Seus hábitos são aqueles citados para o gênero. Ressaltamos aqui a resistência à dessecação de que são dotados seus ovos, os quais parecem necessitar de seguidos contatos com a água para a eclosão. Seus criadouros são buracos em árvore situados em locais muito altos e quase inatingíveis. Existe nítida preferência por picar nos níveis elevados da floresta, descendo para picar o homem (principalmente nos pés) ou animais, junto ao solo, quando estes provocam distúrbios na mata. Só suga sangue durante o dia, especialmente nas horas mais claras (12 ± 3 horas.).

É notório que, devido à sua característica de espécie silvestre, *Hg. janthinomys* é raramente encontrado em habitações humanas ou no peridomicílio. Sua importância epidemiológica reside na transmissão de patógenos em ambientes florestais e não naqueles.

Relação com a transmissão de arbovírus. *Hg. janthinomys* é o principal transmissor da forma silvestre da febre amarela em nosso país. É muito suscetível ao vírus amarílico e sua distribuição geográfica (e abundância) coincide com a grande área de maior endemicidade desta arbovirose no Brasil. Foi, basicamente, a partir de observações sobre o papel desse mosquito na veiculação dessa arbovirose que se formou o conceito de febre amarela silvestre no Brasil, visto que até a década de 1930 só conhecíamos a forma urbana da doença (Shannon et al., 1938; Laemmert et al., 1946; Causey et al., 1950).

A febre amarela silvestre no Brasil atinge predominantemente indivíduos do sexo masculino, entre 16 e 35 anos de idade (ou seja, quem entra nas matas com finalidades extrativistas), manifestando-se sobre a forma esporádica ou de pequenos surtos, que ocorrem, anualmente, quase sempre na época das chuvas. Nas últimas décadas, o menor número de casos nas Américas ocorreu na década de 1960 (cerca de 1.000). De lá para cá, os números têm aumentado progressivamente, de maneira que cerca de 1.600 casos foram registrados na década de 80, 11,5% dos quais ocorridos no Brasil (países vizinhos, como Peru e Bolívia, contribuíram com 54% e 30% dos casos, respectivamente).

Hg. janthinomys e outras espécies co-genéricas mantêm epizootias dessa arbovirose entre macacos suscetíveis (e possivelmente marsupiais), dentro das matas. Os macacos e sagüis brasileiros são muito suscetíveis à febre amarela,

amplificando (produzem altas viremias nos 6 primeiros dias de infecção) e disseminando, passivamente, o vírus (ao se deslocarem dentro de e entre florestas). Essas epizootias se originam numa localidade (principalmente nas Regiões Amazônica e Centro-Oeste) e migram, sem parar, enquanto encontram macacos suscetíveis e mosquitos vetores em seu território. Daí surgem os casos e surtos humanos.

Este *Haemagogus*, uma vez infectado, torna-se infectante por toda sua vida (que pode ser de até 3 meses) e permite a transmissão do vírus para a sua prole. Acredita-se que seus ovos podem manter o vírus ativo e latente, para causar epizootias nas épocas mais favoráveis. Além disso, suas fêmeas podem voar longas distâncias (até 11 km), inclusive entre florestas separadas por cerrados. Enfim, *Hg. janthinomys* é um vetor-reservatório da febre amarela em nosso país.

Hg. janthinomys e outras espécies co-genéricas comprometidas com a transmissão da febre amarela silvestre veiculam o vírus entre macacos, na copa das árvores, descendo para atacar o homem ocasionalmente. Isto parece ocorrer nas épocas de elevada densidade do Aedino (chuvas) e devido a alterações na floresta, provocadas principalmente por desmatamentos (para construção de estradas, extração de madeira ou formação de pastagens ou plantações). Por isso, o homem é uma vítima acidental de ambos: do *Haemagogus* e da febre amarela silvestre.

Hg. janthinomys foi várias vezes encontrado naturalmente infectado com o vírus da febre amarela, algumas vezes com taxas de infecção muito altas (Barcarena, no Pará = 16,7%). Além disso, não são raros os achados desse mosquito com infecção por outros arbovírus no Brasil (Forattini, 1965a; Arnell, 1973; Hervé et al., 1986).

Haemagogus albomaculatus Theobald, 1903

Distribuição geográfica. Está restrito ao norte da América do Sul, entre a foz do rio Orinoco, na Venezuela, e a Guiana Francesa, atingindo apenas o Suriname, a Guiana e o norte do Estado do Pará, no Brasil.

Biologia. É muito semelhante a do *Hg. janthinomys*. Observou-se, porém, que na área de Monte Alegre, no Pará, este mosquito pica o homem, junto ao solo, em elevados números e com bastante agressividade, não se restringindo a fazê-lo dentro das matas, mas atacando na borda da floresta e na vizinhança das habitações aí situadas. Foi ali capturado inclusive dentro das casas.

Relação com a transmissão de arbovírus. É considerado um vetor local da febre amarela, pois foi encontrado naturalmente infectado com o vírus em Monte Alegre (PA), isoladamente ou em "pools" contendo também *Hg. janthinomys*. Lá, foram detectados casos de febre amarela em mulheres e até em crianças muito jovens (um caso fatal, com 2 anos de idade), o que chama a atenção para a capacidade de *Hg. albomaculatus* transmitir a febre amarela fora do ambiente silvestre, no qual *Hg. janthinomys* deve ser o responsável por manter o ciclo (Hervé et al., 1985; Hervé et al., 1986).

Duas outras espécies do subgênero *Haemagogus* têm importância restrita como vetores de febre amarela e devem ser, no máximo, transmissores ocasionais ou locais da arbovirose. São elas: *Hg. capricornii* e *Hg. spegazzinii*.

Haemagogus capricornii Lutz, 1904

É um mosquito genuinamente brasileiro. Ocorre somente no Sudeste do Brasil, do sul da Bahia ao norte do Rio Grande do Sul, incluindo os Estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, Espírito Santo, São Paulo, Paraná e Santa Catarina. É encontrado, basicamente, nas matas, nas áreas menos úmidas e de clima mais ameno do Sudeste brasileiro.

Não se sabe muito sobre a sua biologia, mas parece ter hábitos semelhantes às outras espécies co-genéricas. Foi por muito tempo confundido com o *Hg. janthinomys* e muitos dados que se tinham sobre a sua biologia não podem ser considerados pertinentes. *Hg. capricornii* cria-se quase exclusivamente em buracos de árvore, é diurno, mais freqüente nos meses chuvosos, acrodendrófilo e eclético quanto ao hospedeiro. Ataca o homem junto ao solo em condições semelhantes às citadas para *Hg. janthinomys* (Forattini, 1965a; Forattini & Gomes, 1988).

Haemagogus spegazzinii Brethes, 1912

Ocorre do Nordeste ao Sudeste do Brasil (de Pernambuco ao Rio de Janeiro), no Paraguai e do norte da Argentina ao leste da Bolívia, já tendo sido assinalado no Equador. Tem hábitos semelhantes aos da espécie supracitada (diurno, acrodendrófilo, silvestre). Suas larvas vivem nos buracos de árvore e internódios de bambu.

Em relação à transmissão da febre amarela, sabe-se que *Hg. capricornii* parece ser eficiente transmissor do vírus em condições naturais e experimentais, enquanto *Hg. spegazzinii* não parece ser um vetor muito eficaz (Shannon et al., 1938; Arnell, 1973). Ambas as espécies foram encontradas naturalmente infectadas com o vírus amarelão no Sudeste brasileiro (Bahia e Rio de Janeiro, respectivamente), mas como sua distribuição nesta região coincide com a do *Hg. janthinomys*, acredita-se que essas espécies tenham papel secundário na transmissão. O desencadeamento das enzootias e a sua manutenção devem ser efetuados, provavelmente, por *Hg. janthinomys* (Arnell, 1973).

Subgênero *Conopostegus* Dyar, 1925

São os *Haemagogus* escuros (tegumento marrom enegrecido, escuramente escameado), que possuem a pleura torácica listrada, verticalmente, por faixas de escamas prateadas e o escudo com ornamentação formada por faixas ou manchas longitudinais de escamas também prateadas.

Têm hábitos semelhantes aos do subgênero *Haemagogus*. Suas formas imaturas são encontradas em ocos de árvore, internódios de bambu ou mesmo em recipientes artificiais abandonados nas matas (mais raro).

Há 4 espécies neste subgênero, duas das quais ocorrem no Brasil. Uma delas é espalhada em todo o nosso território — *Hg. leucocelaenus*, enquanto a outra *Hg. leucophoebus* (Galindo et al., 1953) — é restrita a duas localidades do Estado do Acre e não tem importância epidemiológica.

Haemagogus leucocelaenus Dyar & Shannon, 1924

Distribuição geográfica. Parece se estender de Trinidad ao sul do Brasil (São Paulo) e ao norte da Argentina. Em nosso país tem sido assinalado, principalmente, nos Estados das regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste (Zavortink, 1972).

Biologia. É, como os demais *Haemagogus*, essencialmente diurno e acrodendrófilo. Cria-se em buracos de árvore, mas suas larvas já foram achadas em internódios de bambu. As fêmeas atacam o homem e animais com muita agressividade, mesmo no solo, e têm boa capacidade de voo (até quase 6 km), inclusive em áreas parcialmente desmatadas, entre capões de mata.

Relação com a transmissão de arbovírus. *Hg. leucocelaenus* tem sido encontrado naturalmente infectado com alguns arbovírus, incluindo o da febre amarela, no Brasil. Foi por isso incriminado como vetor primário desta doença no Sudeste do país. Compõe junto com *Hg. janthinomys* e *Hg. albomaculatus* o grupo de Aedinos mais importantes na veiculação do vírus amarelo (Shannon et al., 1938; Kumm & Cerqueira, 1951; Zavortink, 1972; Pinheiro et al., 1981; Hervé et al., 1986; Forattini & Gomes, 1988).

Tribo Culicini

Inclui dois gêneros que ocorrem no Brasil: *Culex* e *Deinocerites*, aquele cosmopolita e este de distribuição restrita ao continente americano.

As espécies dessa tribo são muito variadas, tanto no que diz respeito à biologia quanto às características morfológicas.

São noturnos e crepusculares. Atacam o homem e uma enorme variedade de animais, mas não costumam ser tão agressivos como os Aedini. Os seus ovos não são resistentes à dessecação e são depositados em conjuntos em forma de "jangadas", mas há exceções a esta regra.

Criam-se em coleções líquidas no solo ou em recipientes, naturais ou artificiais, na maioria das vezes em caráter permanente.

GÊNERO CULEX LINNAEUS, 1758

São mosquitos que variam de pequeno a grande porte e têm coloração geral marrom ou enegrecida. Os adultos são desprovidos das cerdas pré e pós-espiraculares, mas apresentam pêlos no remígio. As antenas têm segmentos flagelares cilíndricos, o primeiro dos quais semelhante, em tamanho, ao segundo.

Pode-se dizer que, considerando o enorme número de espécies reunidas neste gênero, poucas de suas fêmeas detêm características muito marcantes e

pouco variáveis. Isto torna bastante difícil a identificação das espécies coletadas na fase adulto-fêmea, com base na morfologia externa. Houve várias tentativas de compor chaves dicotômicas para as fêmeas, mas nenhuma das chaves obtidas parece ser suficientemente segura.

Contudo, a genitália masculina dos *Culex* apresenta características marcantes e o seu estudo é um dos melhores métodos para a identificação específica. Outra forma de identificá-los é através da quetotaxia das larvas.

Não apresentaremos, por essas razões, chave dicotômica para a identificação das fêmeas deste gênero, em nível específico. Daremos, para as espécies de interesse médico, os caracteres básicos para sua identificação neste sexo.

Chaves dicotômicas para a identificação da genitália masculina e das larvas de *Culex* podem ser encontradas em Rozeboom & Komp (1950), Lane (1953), Froote (1954), Forattini (1965a), Bram (1967), Valencia (1973), Berlin & Belkin (1980), Sirivanakarn (1982) e Darsie & Mitchell (1985).

Os *Culex* têm hábitos noturnos e crepusculares, mas algumas espécies podem sugar sangue durante o dia, quando o hospedeiro se encontra próximo aos seus abrigos e criadouros. São muito atraídos pela luz artificial e muitas vezes compõem a maior parte das capturas feitas com armadilhas luminosas.

Depositam seus ovos em conjuntos, com aspecto de "jangada", que fluam na superfície da coleção líquida, com exceção de poucas espécies do subgênero *Melanoconion*. Seus criadouros variam muito e alguns detalhes sobre eles serão dados à frente, no comentário sobre as espécies ou subgêneros.

Há espécies stenogâmicas e eurigâmicas no gênero. Algumas são essencialmente silvestres, enquanto outras são semisilvestres ou suburbanas e poucas delas são definitivamente urbanas e domésticas.

Apenas 8 subgêneros de *Culex* ocorrem no Brasil, cujos adultos podem ser separados de acordo com a chave a seguir, adaptada de Berlin & Belkin (1980).

Chave para a identificação dos subgêneros de *Culex* que ocorrem no Brasil, na fase adulta.

1. Cerdas acrosticais desenvolvidas na área central do escudo (Fig. 1.b, c) 2
 Cerdas acrosticais não desenvolvidas (Fig. 29.a), exceto na extremidade anterior do escudo e/ou próximo ao espaço pré-escutelar (podem ser conspicuas nos *Melanoconion* da seção *Spiseps*) 6
2. Cerdas mesepimerais inferiores geralmente em número de 6 ou mais; todos os fêmures salpicados; veia Costa com áreas alternadas de escamas marrom e amarelas (Fig. 29.b); mosquitos de porte avantajado *Lutzia*

- Cerdas mesepimerais inferiores (Mei) ausentes ou em número de 1 ou 2 (Figs. 29.e; 30.b), raramente 3 ou mais; fêmures não conspicuamente salpicados; veia Costa sem áreas claras e escuras alternadas; mosquitos de porte médio ou pequeno 3
3. Pleura com distintas manchas de escamas no mesocatepisterno (Fig. 30.b) 4
- Pleura com, no máximo, algumas escamas junto às cerdas do mesocatepisterno 5
4. Escudo com nítida e contínua faixa de escamas brancas ou cremes lateralmente, da região anterior até a área supra-alar, além de outras ornamentações *Phenacomyia*
- Escudo recoberto por escamas de uma só cor ou, quando ornamentado, as escamas claras não formam uma faixa como acima *Culex*
5. Tarsos com mancha clara basal; ou tarsos completamente escuros, mas com pleura clara apresentando manchas escurecidas no tegumento (Fig. 1.b) *Microculex* (parte)
- Tarsos completamente escuros; pleura com tegumento uniformemente pálido ou amarelado *Anoediopora* (parte)
6. Tergitos abdominais com áreas claras basolaterais de escamas claras com reflexos metálicos *Carrollia*
- Tergitos abdominais completamente escuros ou com áreas de escamas claras, às vezes brilhantes, mas sem reflexos metálicos 7
7. Vértice geralmente com todas as escamas deitadas largas (Fig. 29.f) ou com pelo menos uma linha de escamas largas deitadas ao longo da margem orbital *Melanoconion*
- Vértice com todas as escamas estreitas, mesmo ao longo da linha orbital (Figs. 1.a; 30.a) 8

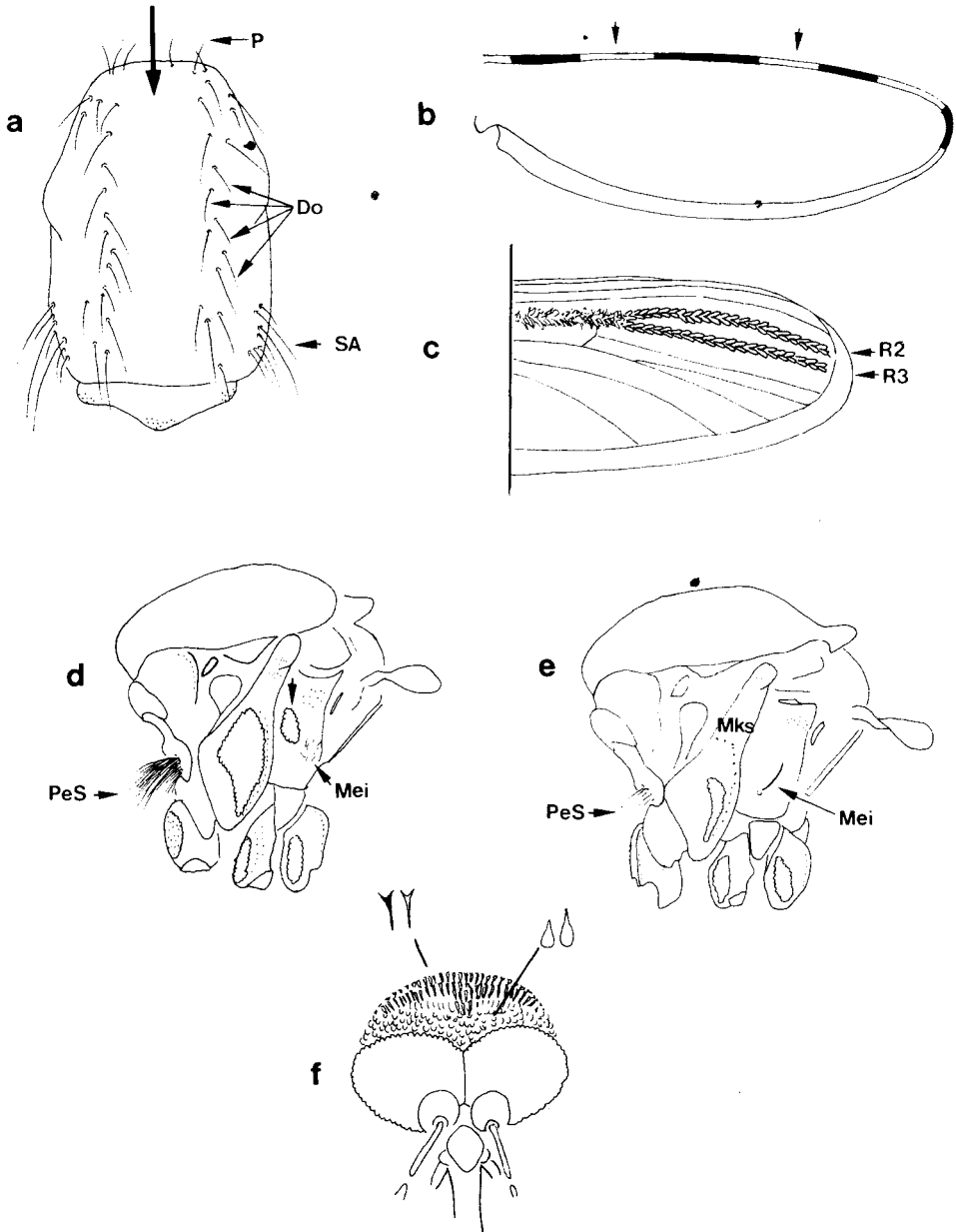


FIG. 29: Aspectos da morfologia externa de *Culex* adulto. Ilustrações referidas na chave dicotômica. **a:** mesonoto (escudo + escutelo), vista dorsal [cerdas dorsocentrals (Do), promontoriais (P) e supraalares (SA)]; **b:** asa, veia Costa; **c:** asa, destaque para o ápice veias (R₂ e R₃); **d, e:** tórax, vista lateral [cerdas proepisternais (PeS) e mesepimerais inferiores (Mei); mesocatepisterno superior (Mks)]; **f:** cabeça, vista dorso-frontal com destaque para as escamas do vértice e do occipício.

8. Cerdas pró-episternais superiores (PeS) muito fortemente desenvolvidas e numerosas, pelo menos 20 (20-25); área mediana do mesanepímero com uma mancha de escamas e pêlos curtos (Fig. 29.d) *Tinolestes*
- Cerdas pró-episternais superiores (PeS) pouco desenvolvidas, menos de 10 (geralmente cerca de 5); área mediana do mesanepímero sem mancha de escamas ou pêlos curtos (Fig. 29.e) 9
9. Veias R₂ e R₃ somente com escamas largas (Fig. 29.c); mesocatepisterno com mancha estreita de escamas transluzentes *Aedinus*
- Veias R₂ e R₃ com escamas estreitas (Fig. 1.d) 10
10. Mesocatepisterno superior com mancha distinta de escamas *Microculex* (parte)
- Mesocatepisterno superior sem mancha de escamas *Anodiopora* (parte)

Para identificação dos subgêneros nas formas imaturas e genitália masculina pode-se consultar as chaves apresentadas por Berlin & Belkin (1980).

Os mosquitos dos subgêneros *Culex* e *Melanoconion* são os de maior importância epidemiológica no gênero *Culex*. Transmitem arboviroses e filariose, dentre outros patógenos.

Subgênero *Culex* Linnaeus, 1758

Os *Culex* (*Culex*) têm porte médio, coloração geral marrom escuro ou claro, sem brilho metálico e asas com escamas escuras em sua totalidade (há poucas espécies com raras escamas claras na base das veias anteriores). O occipício apresenta as escamas decumbentes alongadas, estreitas e curvas e as escamas eretas com ápice forquilhado.

Os machos têm sempre antenas fortemente plumosas e palpos maiores que a probóscide. Na genitália destaca-se o ápice do paraprocto, que é dotado de uma densa "moita" de espículos pontiagudos.

As larvas têm cerda 2-C fracamente desenvolvida ou mesmo ausente; cerda 4-X com 5 ou mais pares de pêlos; sela do lobo anal com bordo caudolateral sem espinhos ou com espículos rudimentares; cerda 3-P quase do mesmo porte da 1-P.

São essencialmente noturnos e a maioria das espécies brasileiras parece ter certa atração pelas aves, atacando também mamíferos, inclusive o homem. Usam criadouros muito diversificados.

Culex quinquefasciatus Say, 1823

Diagnose. Adultos: Tarsos escuros, sem marcação clara; escudo com tegumento marrom (claro ou escuro), densamente recoberto de escamas amarelodouradas, estreitas, alongadas e curvas (semelhantes a pestanas) (Fig. 30.b); occipício com a região antero-central com escamas eretas forquilhadas esbranquiçadas, as laterais e posteriores escuras (Fig. 30.a).

Larvas: Têm superfície corporal glabra; sifão longo (4 ou 5 vezes o valor da largura basal), cerda 1-S constituída de 4 cerdas desenvolvidas (de comprimento igual ou maior que a largura do sifão), aciculadas (pelo menos as basais), algumas implantadas fora de alinhamento (Fig. 30.d); cerda 4-C fina, simples ou dupla, não aciculada (Fig. 30.c).

Distribuição geográfica. É considerado cosmopolita, ou melhor, trópico-cosmopolita. Ocorre, basicamente, nas porções meridionais da Ásia, na África, nas Américas (do sul dos E.U.A. ao norte da Argentina) e na Oceania. Foi originalmente descrito de espécimens de New Orleans, E.U.A.

É conhecido como o mosquito doméstico tropical (do sul), por representar uma praga para os moradores das áreas menos frias dos continentes supracitados.

Ocorre em todo o Brasil, mas com distribuição e abundância fortemente influenciadas pela presença do homem (Forattini et al., 1993). É encontrado em maior quantidade nos aglomerados humanos, dentro das cidades e vilas rurais, tornando-se raro à medida em que as habitações vão se afastando umas das outras, até inexistir nos locais onde o homem ainda não chegou ou que há muito abandonou.

É o mosquito mais conhecido pelos habitantes das vilas rurais e das cidades, pois os ataca exatamente no horário destinado ao repouso, após a jornada de trabalho ou estudo.

Foi por muito tempo conhecido como *Cx.fatigans* ou *Cx.pipiens fatigans* (ver Belkin, 1977 e Sirivanakarn & White, 1978).

Biologia. Seus criadouros preferenciais são os depósitos artificiais, no solo ou em recipientes, com água rica em matéria orgânica em decomposição e detritos, de aspecto sujo e mal cheirosa. Estão sempre próximos às habitações, pois esse *Culex* é extremamente beneficiado pelas alterações antrópicas no ambiente peridomiciliar.

Os recipientes artificiais transitórios, geralmente sombreados, como vasilhames de diversos tamanhos (latas de conserva e bebida, copos, bebedouros de animais, latões) são muito procurados para desova e criação de *Cx. quinquefasciatus*. Porém, também emprega muito as águas estagnadas e poluídas no solo, como valas de águas servidas principalmente em residências, fossas, ralos, poços, cisternas e impressões de pneus e de patas de animais.

É mais freqüente nos meses quentes e chuvosos, pois a água das chuvas que se acumula no solo e nos recipientes amplia seus criadouros. Entretanto, é coletado durante todo o ano, ininterruptamente.

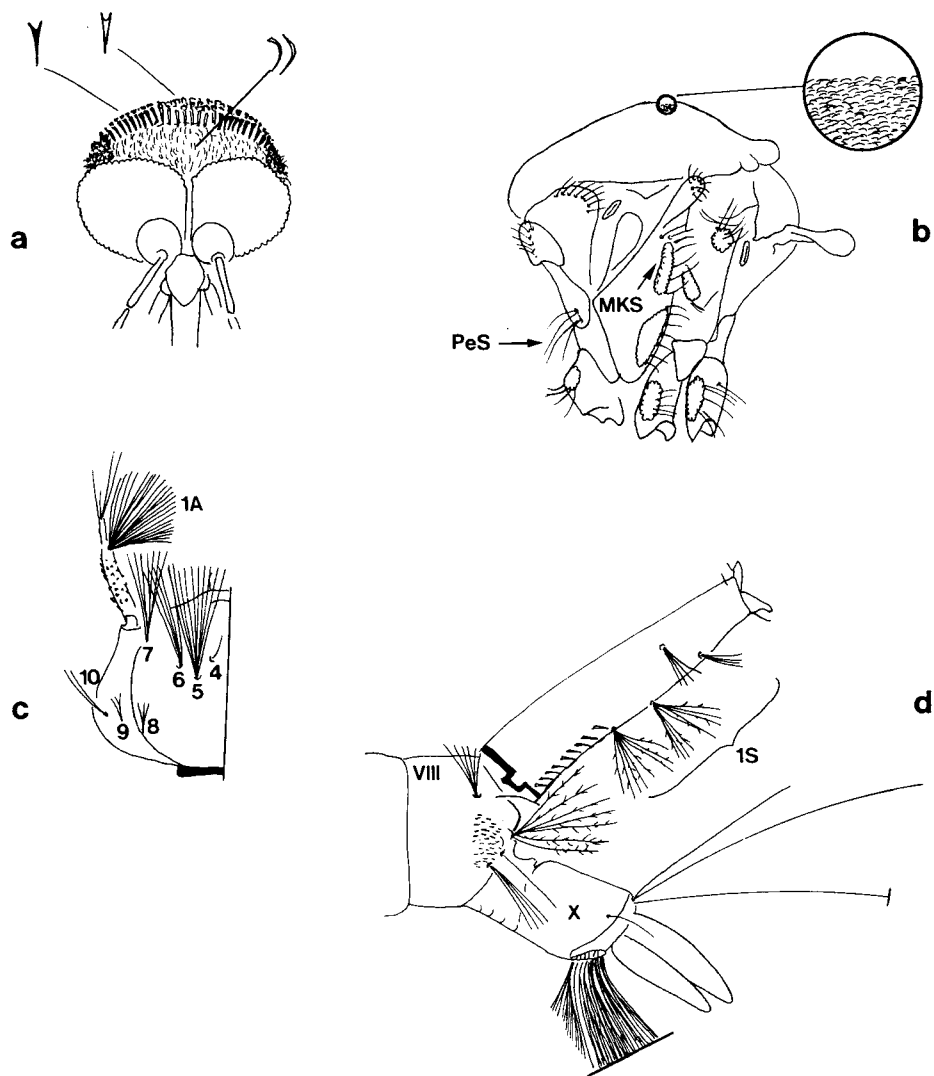


FIG. 30: Aspectos da morfologia externa de *Culex quinquefasciatus*. a: cabeça do adulto, vista dorso-frontal, com destaque para as escamas do vértice e do occipício; b: tórax do adulto, vista lateral, com destaque para as escamas do escudo [cerdas proepisternais (PeS); mesocatepisterno superior (MKS)]; c: cabeça da larva, vista dorsal; d: abdome da larva, vista lateral dos segmentos VIII e X e do sifão.

Cx. quinquefasciatus é obrigatoriamente noturno. Embora fêmeas e machos invadam habitações humanas e ali se abriguem durante o dia e à noite, aquelas só se estimularão à hematofagia ao crepúsculo vespertino e à noite. Atacam o homem e animais, situados dentro das casas e no peridomicílio, durante toda a noite. Porém, preferem as horas mais avançadas da noite e os momentos que precedem o amanhecer.

É considerado altamente antropofílico. Realmente procura o homem, dentro de sua habitação, para exercer o hematofagismo. Há neste mosquito, porém, uma certa ornitofilia, pois após o homem, são as aves domésticas as vítimas mais atacadas pelas suas fêmeas. Sabe-se que fêmeas alimentadas com sangue de ambos hospedeiros produzem mais ovos do que aquelas que se engorgitam com sangue de outras origens. Em condições experimentais, verificou-se considerável saurofilia. Mas mesmo sendo capaz de se alimentar em outros animais, em condições naturais, quando o homem está presente é ele o alvo preferencial da hematofagia do *Cx. quinquefasciatus*.

É o mosquito mais freqüente dentro das casas, no Brasil, sendo, em muitas cidades, praticamente o único a sugar o sangue do homem dentro das casas, à noite. Dotado de enorme endofilia, permanece dentro das habitações, abrigado embaixo e atrás dos móveis, em sótão ou porão, principalmente nos dormitórios, antes e após a alimentação sanguínea. O freqüente encontro de machos e fêmeas em números semelhantes dentro das casas denota a endofilia deste mosquito.

Embora divida com *Ae. aegypti* o território na habitação humana e suas vizinhanças, *Cx. quinquefasciatus* ocupa nichos diversos e atua em horário diferente daquele, apresentando nítidas diferenças biológicas. Suas larvas encontram-se em águas com muita matéria orgânica em decomposição, muitas vezes em fermentação, poluídas e turvas, ao passo que as do *Ae. aegypti* ocorrem nas águas transparentes, claras e limpas. As fêmeas de *Cx. quinquefasciatus* sugam à noite e as de *Ae. aegypti* de dia. Os ovos de *Cx. quinquefasciatus* são depositados diretamente sobre a água dos criadouros, em "jangadas", enquanto que os de *Ae. aegypti* (resistentes à dessecação) são depositados, individualmente, fora do líquido dos criadouros já formados ou não, em locais úmidos que o nível d'água alcançará, no futuro. Os ovos de *Cx. quinquefasciatus* murcham fora d'água. Ambos os mosquitos são estenogâmicos.

Relação com a transmissão da filariose. *Cx. quinquefasciatus* é o vetor primário e principal da filariose bancroftiana no Brasil. Sua predileção pelo sangue do homem (único hospedeiro da *W. bancrofti*) e a sua preferência por sugar durante a noite (período de aumento da microfilaremia periférica) facilitam muito o contato das microfilárias com este culicíneo, tornando-o mais eficaz que os outros mosquitos susceptíveis.

Vários estudos levados a efeito durante a década de 1950 demonstraram uma nítida relação entre a distribuição e abundância de *Cx. quinquefasciatus* e os focos de *W. bancrofti* no Brasil. Nessas ocasiões *Cx. quinquefasciatus* foi várias vezes encontrado portando larvas infectantes desse parasito, inclusive com elevadas taxas de infecção. Transmítia a filariose em Manaus, Belém, Recife, Maceió,

Salvador, Florianópolis e Porto Alegre, dentre outras localidades do país (Deane, 1951; Rachou, 1956).

A incidência dessa filariose no Brasil baixou muito nos últimos 30 anos. Hoje, embora exista em índices quase nulos em algumas daquelas localidades, vem-se tornando um sério problema em Recife, Jaboatão e Olinda, no Estado de Pernambuco, e em Maceió, Alagoas. Lá, *Cx. quinquefasciatus* persiste na tarefa de transmitir as formas infectantes do parasito.

Relação com a transmissão de arboviroses. *Cx. quinquefasciatus* tem sido incriminado como vetor de arbovírus dentro de vilas rurais e cidades. Foi encontrado naturalmente infectado com vírus causadores de encefalites, como dos tipos St. Louis, Oeste (nos E.U.A.) e Venezuelana (Panamá).

No Brasil, é também responsável pela veiculação do vírus Oropouche. É considerado vetor secundário dessa arbovirose em áreas do Estado do Pará, onde a doença tem causado várias epidemias, sendo que em seis das quais mais de 37.000 pessoas foram atingidas. No primeiro trimestre de 1991, cerca de 58.000 indivíduos foram acometidos pelo Oropouche, em Rondônia. O maruim ou mosquito-pólvora *Culicoides paraensis* (Diptera: Ceratopogonidae) é o transmissor primário do Oropouche, desencadeando epidemias rurais (principalmente próximo às plantações de cacau), que se alastram para as vilas e cidades. Nesses locais, mesmo na presença de *C. paraensis*, o vírus é também transmitido por *Cx. quinquefasciatus*.

Detalhes sobre a biologia de *Cx. quinquefasciatus* e sua participação na transmissão da filariose e do Oropouche no Brasil, podem ser obtidos nas referências a seguir: Causey et al. (1945), Deane (1951), Rachou (1956), Rachou et al. (1957), Rachou et al. (1958), Forattini (1965 a), Scorza (1972), Pinheiro et al. (1981), Hervé et al. (1986), Forattini et al. (1987), Hoch et al. (1987), Dreyer & Medeiros (1990), Dreyer et al. (1991), Medeiros et al. (1992).

Os demais *Culex* (*Culex*) não têm importância epidemiológica tão grande como o *Cx. quinquefasciatus*. Embora algumas das espécies desse subgênero tenham sido incriminadas como transmissoras de patógenos, nenhuma delas, até hoje, representou um problema tão sério de saúde pública em nosso país como esse mosquito doméstico.

A seguir, daremos alguns dados da biologia de algumas espécies desse subgênero, por serem as mais comuns ou por serem vetoras de patógenos.

Culex nigripalpus Theobald, 1901

Tem patas escuras (tarsos sem marcação clara); escudo marrom, coberto de escamas escuras, bronzeadas, muito pequenas (curtas), que dão a esta porção aspecto de orvalhado; o occipício tem escamas escuras em sua totalidade; a pleura torácica é pálida, sem manchas escuras evidentes; o mesanepímero apresenta-se sem escamas na porção mediana.

Este mosquito ocupa grande parte da América Tropical (do sul dos E.U.A. ao Paraguai e sul do Brasil), exceto o seu extremo sul. É muito freqüente nas baixadas. Prefere criar-se em coleções líquidas no solo, principalmente as de

caráter natural e permanente (charcos, alagados, bolsões de rios, canais, lagos), geralmente com águas profundas, frias, sombreadas, poluídas ou não. Pode ser achado também em criadouros artificiais.

É mais freqüente nos meses quentes e chuvosos, quando tem maior opção de criadouros, embora ocorra durante todo o ano. Pica essencialmente ao crepúsculo vespertino e à noite, de preferência as aves, mas ataca também mamíferos grandes e o homem. É exófilo, mais comum nos ambientes silvestres, semi-silvestres ou no peridomicílio (principalmente nos abrigos de aves domésticas), e raramente invade as casas.

Cx. nigripalpus tem sido detectado com infecção natural por alguns arbovírus, inclusive causadores de encefalites, mas não no Brasil (E.U.A., Trinidad e Jamaica). Sua ornitofilia, porém, permite-lhe veicular tais vírus entre pássaros silvestres, aves, mamíferos domésticos e o homem. Veja mais detalhes sobre a biologia de *Cx. nigripalpus* em Forattini (1965a), Nayar (1982), Lourenço-de-Oliveira et al. (1985) e Lourenço-de-Oliveira & Castro (1989).

Culex coronator Dyar & Knab, 1906

É considerado um complexo de 6 espécies cujas fêmeas e fases imaturas têm características morfológicas comuns, mas que são separáveis principalmente pelo estudo da genitália masculina. Delas, apenas duas têm sido assinaladas no Brasil: *Cx. coronator*, a mais conhecida e amplamente distribuída nas Américas e *Cx. usquatus* Dyar, 1925, provavelmente com distribuição geográfica menor, mas coincidente com a anterior, em nosso país.

Cx. coronator e *Cx. usquatus* têm patas com nítida anelção branca nos tarsos; mesomeron total ou parcialmente escuro; escudo com tegumento enegrecido, com ornamentação formada por escamas bronzeadas escuras e prateadas, todas estreitas e encurvadas. Sua larva tem espinhos salientes subapicais no sifão.

Seus criadouros preferidos parecem ser aqueles no solo: permanentes, ensolarados ou sombreados, de águas límpidas ou turvas (charcos, pântanos, nascentes represadas) ou mesmo os transitórios (valas de drenagem, poças, impressão de pneus e patas de animais). Apreciam menos os recipientes. A densidade de adultos de ambas espécies é positivamente influenciada pelas chuvas. São exófilas (vivem principalmente nas matas secundárias e capões), noturnas e zoofílicas, com tendência à ornitofilia. Picam o homem, ocasionalmente, fora das casas (Forattini, 1965a; Lourenço-de-Oliveira et al., 1986; Lourenço-de-Oliveira, 1989).

Cx. coronator (*lato sensu*) tem sido encontrado veiculando arboviroses causadoras de encefalites (tipo St. Louis, no Brasil e Trinidad e tipo Venezuelana, no México) ou de doenças febris (no Brasil) (Forattini, 1965a; Hervé et al., 1986; Castro et al., 1991).

Culex saltanensis Dyar, 1928

É bastante semelhante ao *Cx. coronator*, mas difere desse por apresentar o mesomeron claro ou pouco pigmentado; o tegumento do escudo é marrom (rara-

mente enegrecido), com ou sem ornamentação de escamas claras. Tem sido assinalado na Argentina, Brasil, Venezuela e Panamá. É mais freqüente nas baixadas, abrigo-se nos seus capões de mata, saindo para picar à noite nos descampados, embora possa sugar mesmo durante o dia nos locais mais protegidos.

Prefere as coleções de água transitórias, geralmente sem vegetação e ensolaradas, de águas turvas, muito poluídas e mal cheirosas (poças, valas, impressões de rodas e cascos). Não se cria em águas profundas, muito sombreadas, frias e limpas. Ocorre durante todo o ano, mas abunda na primavera e quando do início das chuvas torrenciais. É fortemente ornitófilo mas pica o homem e outros mamíferos, em menor proporção.

É o único vetor primário conhecido da malária que acomete as galinhas no Brasil e Américas em geral, causada pelo *Plasmodium juxtannucleare*. Este parasito parece ter grande importância econômica, reduzindo a postura e retardando o crescimento das aves criadas com fim comercial. Além de ser muito susceptível e eficaz transmissor desse parasito de importância veterinária é bom vetor experimental para o *Plasmodium cathemerium*, outro parasito aviário (Lourenço-de-Oliveira & Castro, 1991; Gabaldon et al., 1988).

Culex declarator Dyar & Knab, 1906

Tem tarsos com marcação clara, esbranquiçada ou amarelada, nítida ou não; a área pós-espiracular é sem escamas; o promontório anterior tem escamas claras e brilhantes; o tegumento da pleura é claro, com mancha escura no mesonépimero, que pode invadir o mesocatepisterno; o mesomeron é claro; o escudo é marrom claro, recoberto por escamas douradas.

Ocorre do sul dos E.U.A. até o Uruguai e Paraguai, incluindo as Antilhas Menores e Trinidad. É muito espalhado no Brasil, principalmente nas áreas de baixadas ou regiões pouco montanhosas. Cria-se em condições semelhantes às citadas para *Cx. nigripalpus*. Suas fêmeas atacam durante todo o ano; sua densidade não é muito influenciada pelas chuvas. São noturnas, exófilas, zoofílicas (com tendência à ornitofilia), picando o homem ocasionalmente. *Cx. declarator* parece transmitir arbovírus no Brasil (Amazônia) e em Trinidad (Forattini, 1965a; Lourenço-de-Oliveira et al., 1985; Hervé et al., 1986).

Subgênero *Melanoconion* Theobald, 1903

Este subgênero tem recebido maior atenção dos investigadores recentes, pois algumas de suas espécies têm demonstrado participação na veiculação de patógenos, especialmente de arbovírus, no Brasil e em outros países. O estudo taxonômico de *Melanoconion* brasileiros desenvolvido nas últimas três décadas ainda não permitiu a composição de chaves dicotômicas para a identificação segura de todas as espécies. O estudo da genitália masculina ainda é a forma mais utilizada para a identificação de suas espécies.

Hoje se conhecem três seções no subgênero *Melanoconion*: *Ocellatus*, *Melanoconion* e *Spiseps*. As espécies apresentando mancha escura e arredondada da área antealar do escudo foram agrupadas na seção *Ocellatus*. Esses mosqui-

tos são biológica e filogeneticamente intermediários entre aqueles dos subgêneros *Melanoconion* e *Microculex*, criando-se em recipientes naturais, essencialmente em bromélias, como as espécies desse último grupo. Os mosquitos desprovidos de mancha escura na área antealar acham-se nas outras seções. Assim, aqueles com todas as escamas decumbentes do vértice largas, tal como espátulas, ou com muito raras escamas estreitas decumbentes, localizadas na porção central e cujos tegumentos pleural e escutal são igualmente escuros ou com o mesocatepisterno e o mesepímero atravessados por faixas escuras, são os da seção *Melanoconion*. Os espécimes com vértice ricamente coberto por escamas estreitas, falsiformes, ou mesmo aqueles em que essas escamas acham-se mais restritas à porção central, mas cujo tegumento pleural é bem pálido, contrastando com o tegumento escuro do escudo, estão na seção *Spiseps*.

As espécies da seção *Ocellatus* foram revisadas por Duret (1969), e as das seções *Melanoconion* e *Spiseps* foram estudadas por Sirivanakarn (1982), Forattini & Sallum (1987; 1989; 1992; 1993 a, b) e Sallum (1994).

Os *Melanoconion* criam-se em locais muito diversificados (preferencialmente sem salinidade), desde recipientes naturais (como bromélias) a grandes coleções líquidas no solo (como bolsões de rios, charcos, alagados e lagos).

São essencialmente crepusculares e noturnos, zoofílicos e exófilos, sendo que alguns apresentam capacidade de adaptação ao ambiente modificado pelo homem, mas não gostam dos descampados.

Alguns arbovírus causadores de doenças febris e de encefalites têm sido isolados de espécimes de *Cx. (Melanoconion)*. Além disso, em algumas ocasiões houve certas evidências de que espécies deste subgênero estavam envolvidas na transmissão desses patógenos, inclusive no Brasil.

Dados adicionais sobre a biologia e a importância médica dos *Melanconion* no Brasil podem ser obtidos na literatura (Forattini, 1965a; Natal, 1981; Hervé et al., 1986; Forattini et al., 1986; Forattini et al., 1987; Forattini et al., 1991).

Os demais subgêneros de *Culex* têm pouca ou nenhuma importância médica conhecida. As espécies de *Aedinus* Lutz, 1904 parecem optar por criar-se em coleções líquidas no solo, permanentes, de águas limpas, frias e sombreadas (charcos, alagados, valas de drenagem). Têm a densidade pouco influenciada pelas chuvas, mas podem ser mais freqüentes no final do período de maior precipitação. São exófilos (algumas vezes são atraídos pela luz para dentro das casas), noturnos e zoofílicos (atacam aves e mamíferos, inclusive o homem) (Lourenço-de-Oliveira et al., 1985; 1986; Lourenço-de-Oliveira & Heyden, 1986). Alguns vírus foram isolados de *Cx. amazonensis*, mas não no Brasil.

Os *Microculex* Theobald, 1907 criam-se em bromélias e em outros recipientes naturais e parecem preferir picar animais de sangue frio (anfíbios) (Lourenço-de-Oliveira & Heyden, 1986). Não têm importância médica.

Os *Carrollia* Lutz, 1901 e *Anodiopora* Dyar, 1923 criam-se em recipientes naturais, preferencialmente em buracos de árvore e são muito raramente vistos sugando o homem, razão pela qual detêm pouca importância epidemiológica. Dados sobre a distribuição, biologia e importância desses quatro últimos subgêneros e sobre *Tinolestes* Coquillett, 1906 podem ser obtidos na seguinte literatu-

ra: Lane & Whitman (1951), Lane (1953), Valencia (1973) e Berlin & Belkin (1980). *Phenacomyia* Harbach & Peyton, 1992 compreende poucas espécies biologicamente semelhantes aos do subgênero *Culex*.

Os *Lutzia* Theobald, 1903 não são antropofílicos e pouco se sabe sobre suas preferências. O que devemos destacar é que suas larvas são predadoras e vivem em coleções líquidas no solo (ver Lane, 1953, para identificação das duas espécies brasileiras).

GÊNERO *DEINOCERITES* THEOBALD, 1901

São semelhantes aos *Culex* com respeito à morfologia externa dos adultos, diferindo principalmente por apresentar o primeiro segmento flagelar da antena muito longo, bem maior que o segundo (nas fêmeas é várias vezes maior).

As larvas vivem nos buracos de caranguejo, com água doce ou salobra, onde também se abriga a maior parte dos adultos. Raramente utilizam outros locais para se criar, como buracos de árvore e escavações em pedra. Ao contrário dos *Culex*, os *Deinocerites* depositam os ovos separadamente, acima do nível da água.

Os adultos são noturnos e crepusculares, voam pouco e têm um dos maiores espectros de hospedeiros, sugando do homem (muito raro) até batráquios e répteis (Tempelis & Galindo, 1970).

A cópula dá-se em pequenas nuvens ou individualmente. Os machos de *Deinocerites* são vistos sobrevoando ou pousados sobre o exato local, no criadouro, onde se acha a pupa que originará a fêmea, para fecundá-la imediatamente após a emergência.

Sua importância epidemiológica é restrita ou quase nula. Algumas vezes esses mosquitos foram encontrados com arbovírus, mas não se sabe qual a importância desses achados. Informações adicionais sobre sistemática e biologia de *Deinocerites* podem ser obtidas em Adames (1971).

Tribo *Mansoniini*

Os *Mansoniini* têm em comum uma interessante característica biológica nos estágios imaturos. As larvas de primeiro estágio movimentam-se livremente na água durante algum tempo após a eclosão do ovo, obtendo oxigênio na superfície líquida, como fazem os demais culicíneos. Aos poucos, vão localizando raízes de plantas flutuantes ou não (*Eichornia*, *Pistia*, *Salvinia*, *Typha* e gramíneas), ou outros tecidos vegetais submersos, onde se fixam perfurando esses tecidos a custa de dentes fortes existentes no ápice do sifão respiratório. A partir de então, durante todos os demais estágios larvais e pupal (sua trombeta respiratória tem aspecto de corno, com ápice bem quitinizado, adaptado para perfurar), retiram todo o oxigênio que necessitam dos parênquimas aeríferos.

As formas imaturas podem mudar de um local para outro numa mesma planta ou desta para outro vegetal. No momento da emergência do adulto a pupa se desprende da planta e migra para a superfície.

As larvas se alimentam de matéria orgânica em suspensão na água do criadouro, pois não descem ao fundo ou sobem à superfície para procurar, ativamente, o seu alimento.

Os ovos dos *Mansoniini* são depositados em conjuntos flutuantes ou submersos.

São mosquitos muito zoofílicos, oportunistas, grandes e vorazes. Atacam em maiores números no crepúsculo vespertino e à noite, mas podem atacar o homem ou animais a qualquer hora do dia, quando estes estão próximos aos abrigos e criadouros desses insetos. São verdadeiras pragas, dificultando a vida humana e a pecuária em certas regiões. Um exemplo desse problema vem ocorrendo na área de influência da usina hidrelétrica de Tucuruí, no rio Tocantins (Tucuruí, Itupiranga e Jacundá), no Pará, onde centenas de famílias abandonaram suas casas e roças e cerca de 1.000, que ali permaneceram, sofrem o ataque quase ininterrupto dos *Mansoniini* que se criam no enorme lago da hidrelétrica.

Sob o ponto de vista morfológico, os adultos têm coloração escura, escamas da asa alargadas, abdome com ápice truncado e patas francamente marcadas de branco (Fig. 22.e, g). As larvas têm antenas bem longas e sifão bem curto (geralmente bem menor que o lobo anal), escuro e cônico, com dentes cortantes na face dorsal (Fig. 24.c).

Há dois gêneros em *Mansoniini*: *Mansonia* e *Coquillettidia*.

GÊNERO *MANSONIA* BLANCHARD, 1901

São mosquitos muito robustos, de porte médio ou grande, com escudo de aspecto felpudo (principalmente na área supralar), asa e fêmures bem salpicados, sendo as escamas das asas bem largas.

Os ovos de *Mansonia* são depositados em conjuntos geralmente de contorno circular, sob folha de plantas flutuantes, como mururês (*Salvinia*) e erva de Santa Luzia (*Pistia*), dentre outras. Não ficam, portanto, flutuando, mas submersos na água. Durante a desova, as fêmeas introduzem o ápice do abdome na água, prendendo os ovos na face inferior da folha escolhida.

As espécies de *Mansonia* não são vetoras de doenças endêmicas no Brasil. Algumas já foram encontradas naturalmente infectadas com arbovírus, inclusive causadores de encefalites, e devem ser transmissoras potenciais desses agentes. Por outro lado, podem tornar certas localidades impróprias à habitação ou à pecuária, por causa de seu hematofagismo agressivo.

Em vista de sua restrita implicância na transmissão de patógenos, não apresentamos chave dicotômica para a identificação de suas espécies, a qual pode ser encontrada em Barreto & Coutinho (1944), Lane (1953) e Forattini (1965b).

Seguramente 9 espécies de *Mansonia* ocorrem no Brasil, das quais *Ma. titillans* é a mais comum.

Mansonia titillans Walker, 1848

Tem tegumento torácico enegrecido, o escudo coberto por escamas bronzeadas misturadas a escamas claras, em sua porção anterior, palpo das fêmeas medindo 1/3 do tamanho da probóscide; os tergitos abdominais são cobertos por escamas escuras, com elementos esbranquiçados e amarelados esparsos ou formando pequenos conjuntos triangulares ápico-laterais.

Ma. titillans é uma das espécies mais frequentes no nosso país. Na verdade distribui-se amplamente do sul dos E.U.A. ao sul da América do Sul, incluindo as Antilhas. É oportunista, ataca qualquer ave ou mamífero, principalmente os de grande porte, a qualquer hora do dia ou da noite, mas é no crepúsculo que atinge seu pico de hematofagia. É exófila, mas pode ser encontrada dentro das casas, em pequenos números, atraídas pela luz artificial ou mesmo pelos hospedeiros, mas abandona prontamente o domicílio após o repasto. Contudo, se a casa estiver muito próxima ao seu criadouro a invasão do domicílio pode ocorrer constantemente.

Ma. titillans ocorre durante todos os meses do ano pois seus criadouros são decididamente perenes. Em algumas localidades, porém, tem sua densidade muito aumentada nos meses de menores pluviosidade e temperatura.

Foi encontrada portando vírus da encefalite venezuelana e de arbovírus de doenças febris, além de veicular ovos de *Dermatobia hominis*, causadora do berne (Forattini, 1965b; Lourenço-de-Oliveira et al., 1985; 1986; Lourenço-de-Oliveira & Silva, 1985; Hervé et al., 1986).

GÊNERO COQUILLETIDIA DYAR, 1905

São mosquitos de porte médio, com pernas de aspecto sarapintado a olho nu, muito agressivos e insistentes em picar. As escamas da asa são largas ou com tendência para tal; o escudo é geralmente ornamentado com escamas douradas, bronzeadas e claras, que formam linhas ou manchas simétricas. Os fêmures têm mancha ou anel claro subapical.

Depositam seus ovos em conjuntos com formatos de jangadas alongadas, que flutuam na superfície do criadouro.

São noturnos e crepusculares, zoofílicos e exófilos. Podem invadir as casas nas épocas de elevada densidade populacional. Como *Mansonia*, são ecléticos e oportunistas; picam as mais variadas vítimas, de dia ou à noite.

Suas espécies estão agrupadas em dois subgêneros, dos quais apenas o *Rhynchotaenia* ocorre no Brasil. Dentre suas espécies podemos destacar *Cq. venezuelensis* e *Cq. chrysonotum*, por serem as mais comuns.

Cx. venezuelensis (Theobald, 1912) distingue-se das demais *Coquillettidia* brasileiras por apresentar o escudo de tegumento marrom-avermelhado, ornamentado por escamas esbranquiçadas e douradas que formam manchas cingidas por escamas escuras; a asa tem as escamas claras restritas a algumas veias longitudinais anteriores, sendo as escamas das veias M e M1+2 totalmente escuras; veia costa e R apresentando uma mancha de escamas brancas, bem alvas,

próximo à base. *Cq. chrysonotum* difere de *Cq. venezuelensis* por apresentar tegumento torácico geralmente bem mais escuro e ter a veia costa destituída de mancha de escamas brancas, ao passo que a veia R possui nítida e extensa linha dessas escamas (cobrindo a raiz e parte da base desta veia).

Ambas as espécies têm hábitos semelhantes aos citados para as *Mansonia*. São vetores potenciais de arboviroses, tendo sido encontradas naturalmente infectadas com esses agentes, inclusive com Oropouche (*Cq. venezuelensis*) (Forattini, 1965b; Hervé et al., 1986). Essas espécies de mosquito representam sério problema para os moradores das áreas próximas aos seus criadouros, pois são geralmente numerosas e muito agressivas.

Tribo Orthopodomyiini

Apresenta apenas um gênero:

GÊNERO ORTHOPODOMYIA THEOBALD, 1904

Suas características principais foram dadas nas chaves para identificação dos gêneros (p. 93 e 100).

Há apenas duas espécies desse gênero no Brasil: *Or. albicosta* (Lutz, 1904) e *Or. fuscipes* (Coquillett, 1905).

As *Orthopodomyia* são quase sempre coletadas nas fases larvárias ou pupal, sabendo-se pouco sobre os hábitos dos adultos. A maioria das fêmeas capturadas no campo foram vistas pousadas sobre a água dos criadouros ou abrigadas nos ocos de árvore. Preferem o sangue de pássaros e recusam-se a sugar o homem. Seus ovos são depositados isoladamente ou em pequenos grupos e eclodem logo após o desenvolvimento embrionário, sem latência. Suas larvas vivem em recipientes naturais como os internódios de bambu e ocos de árvore, raramente em bromélia. Poucas vezes foram surpreendidas em recipientes artificiais.

Chave dicotômica para a identificação das *Orthopodomyia* e dados adicionais sobre sua biologia e distribuição podem ser obtidos em Lane (1953), Chapman (1965) e Zavortink (1968).

Tribo Uranotaeniini

Só o gênero *Uranotaenia* ocorre no Brasil e suas características principais foram dadas nas chaves citadas anteriormente (p. 93 e 100).

GÊNERO URANOTAENIA LYNCH ARRIBALZAGA, 1891

É um gênero de numerosas espécies que se distribuem principalmente no Velho Mundo. São mosquitos pequenos, poucas vezes atingindo porte médio.

Suas larvas têm cabeça estreita e escurecida e sifão curto. Quando estão obtendo ar na superfície permanecem quase paralelas a esta, fazendo com que

os menos avisados as confundam com anofelinos. Suas formas imaturas vivem nas coleções líquidas no solo, ricas em vegetação, sombreadas e permanentes, como os charcos, alagados, pântanos, lagos, bolsões de rios e canais, ou mesmo menores e parcialmente sombreadas (valas de drenagem e poças, freqüentemente ricas em algas).

As fêmeas sugam animais de sangue frio, especialmente os anfíbios. São mosquitos muito atraídos pela luz, sendo por isso freqüentemente capturados em armadilhas luminosas e algumas vezes encontrados dentro do domicílio, porém não se interessando pelo sangue humano.

Alguns dados sobre a sistemática e biologia dos *Uranotaenia* podem ser encontrados em Remington (1945), Lane (1953), Galindo et al. (1954), Belkin et al. (1970) e Lourenço-de-Oliveira (1984).

Tribo Sabethini

É conhecida por compreender mosquitos geralmente muito bonitos, coloridos, metálicos e silvestres.

Estão agrupados nesta tribo os mosquitos que apresentam cerdas (e às vezes também escamas) no mesoposnoto e que têm o mesomeron pequeno (mais estreito que a espessura do anteppronoto), a sua margem superior estando em linha ou abaixo da base da coxa posterior. Em muitas espécies os anteppronotos são desenvolvidos e aproximados na linha mediana (vista dorsal), podendo até estar quase encostados um no outro. Apresentam as cerdas torácicas geralmente reduzidas, principalmente no escudo. As cerdas pré-espiraculares estão presentes (exceto no gênero *Limatus*, em que são substituídas por escamas), enquanto as pós-espiraculares são ausentes. As antenas dos machos são geralmente semelhantes às das fêmeas e o comprimento do palpo também não costuma ser grande naqueles. Verifica-se que a separação dos sexos nos Sabethini só é segura quando se pesquisa a existência da genitália masculina externa.

É uma tribo quase inteiramente neotropical. Suas espécies são essencialmente silvestres, diurnas e geralmente pouco agressivas ou mesmo muito "inibidas". Os ovos são depositados isoladamente. As formas imaturas desenvolvem-se exclusivamente em recipientes, quase sempre naqueles de caráter natural. Muitas espécies são acrodendrófilas e a maioria parece ser zoofílica, mas atacam o homem, na floresta ou ao seu redor.

A tribo é composta por 8 gêneros, que podem ser separados utilizando-se a chave apresentada atrás para os adultos. As formas imaturas, porém, foram insuficientemente estudadas para se compor uma chave.

GÊNERO *SABETHES* ROBINEAU-DESVOIDY, 1827

Os *Sabethes* são, indubitavelmente, os mais belos mosquitos. São dotados de colorido variado e de reflexos cintilantes. Seu escudo, pleura e abdome são intensamente recobertos por escamas que emprestam ao mosquito um aspecto metálico.

Os anteprenotos são desenvolvidos e quase se tocam na linha mediana (vista dorsal). As antenas e palpos são semelhantes nos sexos. As tíbias podem apresentar tufo de escamas longas que dão a esses apêndices a aparência de remos.

São mosquitos muito "tímidos", que sobrevoam muitas vezes a vítima antes de pousar, o que freqüentemente fazem sobre o rosto, particularmente no nariz. Voam lentamente, com as pernas posteriores voltadas para frente, em arco acima do tórax, e quando ameaçados, afastam-se do hospedeiro voando de costas, de ré.

São exclusivamente diurnos, silvestres, freqüentemente acrodendrófilos e criam-se em recipientes naturais, quase sempre em buracos de árvore, internódios de bambu e axilas de folhas.

Suas fêmeas grávidas são realmente adaptadas a desovar em recipientes cuja abertura para o meio externo é pequena: um orifício estreito. Neste caso, as fêmeas sobrevoam o local, aproximam-se do orifício e, voltando a ponta do abdome em direção à abertura, atiram 1 ou 2 ovos através dela. Podem continuar a desovar ali ou não.

Há cinco subgêneros em *Sabethes*: os espécimes que não apresentam cerdas proepisternais superiores e que podem ter as pernas hirsutas, com tíbias de aparência semelhante a pás de remo são os do subgênero *Sabethes* Robineau-Desvoidy, 1827. Diferindo desses caracteres e apresentando tarsos medianos com marcação clara, temos as espécies do subgênero *Sabethoides* Theobald, 1903; aquelas possuindo cerdas prelares estão no subgênero *Davismyia* Lane & Cerqueira, 1942 e as de tarsos medianos escuros distribuem-se nos subgêneros *Sabethinus* Lutz, 1904 (desprovidas de cerdas mesocatepisternais inferiores) e *Peytonulus* Harbach, 1991 (com estas cerdas). As espécies brasileiras desses subgêneros podem ser identificadas empregando-se as publicações de Forattini (1965b), Harbach & Peyton (1990) e Harbach (1991). Dados adicionais podem ser obtidos em Lane & Cerqueira (1942) e Lane (1953).

Uma espécie de *Peytonulus* — *Sa. soperi* Lane & Cerqueira (1942) e uma de *Sabethinus* — *Sa. intermedius* (Lutz, 1904) têm demonstrado envolvimento na veiculação de arboviroses (Tucunduba e Macaia). Dentre os *Sa. (Sabethes)* temos *Sa. belizarioi* Neiva, 1908 e *Sa. quasicyaneus* Peryassu, 1922 que foram encontrados naturalmente infectados com arbovírus, inclusive causadores de encefalite (*Sa. belizarioi* com o tipo St. Louis, no Brasil) (Hervé et al., 1986).

A espécie de maior importância médica de *Sabethes* está no subgênero *Sabethoides*: *Sa. chloropterus*.

Sabethes chloropterus Humboldt, 1819

Diagnose. Os adultos têm cerdas proepisternais superiores e as tíbias não apresentam aspecto de remo; os tarsos medianos II-IV são brancos em um dos lados; o vértice é de tonalidade violácea ou azulada (mas não esverdeada); os anteprenotos e o escudo são revestidos de escamas, com reflexos metálicos esverdeados ou azulados, que, dependendo da incidência da luz, podem se tornar dourados; as cerdas mesepimerais superiores são curtas, retas ou ligeiramente

curvas, não atingindo com a sua extremidade a porção mediana do mesoposno-to; o tergito abdominal I é recoberto de escamas da mesma tonalidade que os demais, isto é, os tergitos são de reflexos metálicos azul-esverdeados, com elementos violáceos basalmente; há também áreas claras (amareladas ou branco-prateadas) basolaterais nos tergitos e os esternitos são claros.

Distribuição geográfica. Ocorre do México ao norte da Argentina e Sul do Brasil, incluindo Trinidad.

Está geralmente ligado à existência de florestas densas, quentes e úmidas.

Biologia. Cria-se em recipientes naturais permanentes, preferencialmente em ocas de árvore, principalmente naqueles grandes mas com abertura pequena para o exterior (o que prolonga a existência do líquido, protegendo-o da evaporação intensa). Os ovos são sensíveis à dessecação e são depositados da forma descrita antes para o gênero.

É um mosquito exclusivamente diurno e acrodendrófilo. Pica junto ao solo em condições semelhantes às descritas para *Hg. janthinomys*. Sua acrodendrofilia é menos acentuada nas florestas mais abertas e menos úmidas.

Ocorre durante todo o ano, pois seus criadouros raramente secam completamente. Mas é na época das chuvas que sua população atinge os índices mais elevados. É essencialmente exófilo (silvestre) e eclético quanto ao hospedeiro, e ataca o homem com certa facilidade.

Relação com a transmissão de arboviroses. É vetor potencial da febre amarela silvestre. Ainda não foi encontrado naturalmente infectado pelo vírus amarílico no Brasil, mas o foi na América Central. Seus hábitos acrodendrófilos, sua susceptibilidade ao vírus e sua presença marcante em surtos desta arbovirose foram alguns dos motivos que levaram a suspeitas sobre sua participação como transmissor.

Arbovírus diferentes do amarílico já foram detectados em *Sa. chloropterus* coletados na natureza, como por exemplo os vírus da encefalite St. Louis e Ilhéus (Forattini, 1965b; Hervé et al., 1986).

Outros Sabethini

Os demais gêneros de Sabethini têm importância epidemiológica mais restrita, embora sejam vetores potenciais e às vezes comprovados de certos arbovírus. Contudo, desde que a identificação específica nesses gêneros é muitas vezes dificultada (pela falta de características constantes e diferenciais no sexo feminino), o isolamento viral é geralmente associado ao nome genérico. Com isso, pouco sabemos da participação de cada espécie no ciclo silvestre de tais agentes etiológicos.

Neste aspecto o gênero *Wyeomyia* Theobald, 1901, o mais numeroso em espécies entre os Sabethini, é o mais problemático. Após as últimas revisões (Lane & Cerqueira, 1942; Lane, 1953), várias espécies foram descritas e/ou re-descritas (ver Knight & Stone, 1977; Knight, 1978; Ward, 1984), além do que muitas de suas fêmeas ainda não são separáveis morfologicamente.

As *Wyeomyia* são, talvez, os Sabethini menos coloridos e os mais foscos, não apresentando aquele brilho metálico descrito para os *Sabethes*. São mosquitos silvestres, diurnos e, embora algumas espécies freqüentem a copa da floresta, aparecem em sua grande maioria atacando junto ao solo. Criam-se em recipientes naturais, como bromélias, internódios de bambu, casca de frutos e axila de folhas de aráceas e de outras plantas. São ecléticos quanto aos hospedeiros e podem atacar o homem em grande número. São pouco agressivos, mas não tão "tímidos" quanto os *Sabethes* e os *Limatus*.

Há isolamentos de vírus de espécies de *Wyeomyia*, mas pouco se sabe sobre sua real importância (Forattini, 1965b; Hervé et al., 1986).

As *Phoniomyia* Theobald, 1903 têm o corpo dotado de reflexos metálicos (mas menos coloridos e intensos que os dos *Sabethes*) e são os Culicinae de probóscide mais longa (fina, com a porção distal envergada para baixo).

A maioria de suas espécies pode ser identificada usando-se as chaves propostas por Corrêa & Ramalho (1956), pois apenas duas novas espécies foram descritas após esta publicação (Knight & Stone, 1977; Lourenço-de-Oliveira et al., 1991).

Criam-se exclusivamente em bromélias, sendo raramente vistas em outro recipiente.

São geralmente mais comuns na estação chuvosa, mas ocorrem durante todo o ano. Sugam o homem, mas no ambiente silvestre ou nas suas imediações, durante todo o dia, mas com picos de atividade hematofágica no final da tarde (logo antes do pôr-do-sol) e de manhã (Lourenço-de-Oliveira & Silva, 1985; Lourenço-de-Oliveira et al., 1985; 1986; Forattini et al., 1986). São raros os isolamentos de vírus desses mosquitos (Aitken, 1960; Castro et al., 1991).

Os mosquitos do gênero *Limatus* Theobald, 1901 são de porte pequeno, muito bonitos, recobertos de escamas de reflexos metálicos e de tonalidades que variam do amarelado ao dourado, com manchas de cor avermelhada ou violácea. Há 4 espécies de *Limatus* que ocorrem no Brasil e que podem ser identificadas utilizando-se as chaves de Lane & Cerqueira (1942) ou Lane (1953).

As fêmeas voam como os *Sabethes*, ou seja, são muito "tímidas". Atacam o homem e animais diversos com facilidade e, preferencialmente, junto ao solo. São diurnos e exófilos (silvestres), podendo ser encontrados criando-se e/ou picando no peridomicílio. Talvez sejam os Sabethini mais adaptados aos ambientes alterados pelo homem.

Suas larvas são vistas criando-se em recipientes naturais ou artificiais. Os primeiros são representados pelos internódios de bambu, buracos em árvore, axilas de folhas (bananeiras) e cascas de frutos. Aproveitam muito os criadouros artificiais, ou seja, os recipientes abandonados pelo homem na floresta, nas plantações ou mesmo no peridomicílio (geralmente próximo à mata), como latas de conservas e de bebidas e frascos de vidro ou de plástico. Larvas de *Li. durhami* Theobald, 1901 têm sido encontradas convivendo com as de *Ae. aegypti* ou *Ae. albopictus*.

Duas de suas espécies mais comuns — *Li. durhami* e *Li. flavisetosus* Oliveira Castro, 1935 — já foram achadas portando vírus no Brasil (Hervé et al., 1986).

As espécies que até recentemente eram pertencentes ao gênero *Trichoprosopon* Theobald, 1901 (ver Lane, 1953), foram agrupadas em 4 gêneros: *Trichoprosopon* Theobald, 1901, *Shannoniana* Lane & Cerqueira, 1942, *Runchomyia* Theobald, 1903 e *Johnbelkinia* Zavortink, 1979. Estes gêneros podem ser identificados, na fase adulta, utilizando-se a chave apresentada antes. Para a sua identificação nas fases imaturas e pela genitália masculina pode-se empregar as chaves propostas por Zavortink (1979).

Todos se criam em recipientes naturais, algumas vezes com águas ricas em matéria orgânica em decomposição e mal cheirosa. São em geral silvestres e diurnos. Os ovos são depositados em conjuntos em forma de jangada (ex. *Tr. digitatum*, see Lounibus, 1991) ou isoladamente (ex. *Ru. magna*).

As larvas de *Trichoprosopon* têm as mandíbulas modificadas, enquanto os outros três gêneros apresentam as maxilas modificadas. Tais alterações morfológicas parecem estar relacionadas com o hábito predatório facultativo exercido pelas larvas desses 4 gêneros.

Os *Trichoprosopon* criam-se em recipientes naturais variados, inclusive com água suja, rica em detritos e matéria orgânica em decomposição como, cascas de frutas em geral, especialmente em cacau e internódios de bambu.

Uma das espécies mais amplamente distribuída e mais comum (do México ao Estado de São Paulo, no Brasil) é *Tr. digitatum* (Rondani, 1848). É silvestre, mas pode ser encontrada, inclusive em elevados números, nos ambientes alterados pelo homem, como nas plantações e no peridomicílio, picando o homem e os animais domésticos (não aprecia o sangue de galinha e de animais de sangue frio). Pica durante todo o dia, mas acentua sua atividade hematofágica logo antes do pôr-do-sol, sendo um dos poucos Sabethini que ainda voam e picam durante o crepúsculo vespertino e quando já está escuro na floresta. Cria-se nos recipientes supracitados, principalmente em cascas de frutas e bambu. Está envolvido na veiculação de arbovírus (tipos Pixuna, Bussuquara, Wyeomyia e Ilhéus, dentre outros) (Zavortink et al., 1983).

As *Shannoniana* parecem preferir criar-se em internódio de bambu. Seus adultos são diurnos, essencialmente silvestres e não têm relação conhecida com a veiculação de patógenos.

As *Runchomyia* parecem gostar de se criar em bromélias. As fêmeas são diurnas e silvestres, sendo que algumas espécies têm mostrado tendência à acrodendrofilia. Picam o homem e outros mamíferos com certa "timidez". *Ru. frontosa* Theobald, 1903 é considerada vetor potencial possível da febre amarela silvestre no Brasil, pois é sensível ao vírus, acrodendrófila e dotada de certa antropofilia, embora nunca tenha sido encontrada naturalmente infectada (Davis, 1944; Forattini, 1965b; Hervé & Travassos da Rosa, 1983).

As larvas de *Johnbelkinia* são normalmente achadas em axilas de folhas de plantas (aráceas, musáceas e bromélias) e em brácteas. Seus adultos são essencialmente diurnos e silvestres, e atacam o homem e outros animais com certa facilidade. Sabe-se que *Jh. longipes* (Fabricius, 1805) foi detectada com arbovírus fora do Brasil, mas se desconhece o real papel dessa e de outras *Johnbelkinia* como transmissoras de patógenos na natureza.

CONTROLE QUÍMICO E BIOLÓGICO: PERSPECTIVAS

CONTROLE QUÍMICO

Anteriormente à descoberta dos inseticidas residuais sintéticos na década de 1940, diversas metodologias para o controle de mosquitos foram adotadas em diferentes partes do mundo com variados graus de sucesso. A bem sucedida campanha contra o *Anopheles gambiae* no Brasil nessa década, derivada de um contrato celebrado entre o Ministério da Educação e Saúde e a Fundação Rockefeller em 1939, foi realizada com a associação de várias medidas, destacando-se dentre elas o uso de piretro contra os adultos e de "verde-paris" contra as larvas (Soper & Wilson, 1943).

A descoberta dos novos inseticidas revolucionou a metodologia de controle de mosquitos vetores de doenças, possibilitando a sua maior padronização. Pela primeira vez na história da saúde pública foi possível, em muitas regiões, controlar eficazmente e mesmo erradicar algumas das doenças por eles transmitidas. O uso de inseticidas sintéticos tem aumentado progressivamente desde então e presentemente continua sendo o principal suporte dos programas de combate e controle de insetos vetores de doenças (Wright, 1971; WHO, 1976; Mariconi, 1980).

Inseticidas organoclorados, organofosforados, carbamatos e piretróides têm sido empregados em várias regiões do mundo para o controle de mosquitos. No Brasil, o DDT (Dicloro-difenil-tri-cloro-etano) é ainda o inseticida químico mais largamente empregado para esse fim. Trata-se de um produto relativamente barato, com elevado poder residual, moderadamente tóxico e de baixa absorção cutânea; por outro lado não é biodegradável, sendo acumulativo nas gorduras de animais de sangue quente; pode interferir no metabolismo do sódio e potássio e mostrou-se carcinogênico em camundongos (Aldridge, 1979; Mariconi, 1980). Os equipamentos, técnicas de aplicação e estratégias de planejamento visando o controle de mosquitos encontram-se minuciosamente discutidos em AMCA (1968), WHO (1977) e WHO (1990).

Resistência a inseticidas

A resistência de mosquitos ao DDT foi observada pela primeira vez na Flórida e na Califórnia em 1949 (AMCA, 1952) e disseminou-se amplamente a partir da década de 1950. No início da década de 1980 já havia populações pertencentes a 84 espécies de culicíneos catalogadas como resistentes a inseticidas, muitas das quais apresentando resistência simultânea a vários inseticidas, incluindo importantes vetores de doenças (Georghiou, 1980; WHO, 1976; WHO, 1986).

A resistência de mosquitos pode classificar-se como:

1. **Refratariedade.** Quando toda a população, em função de suas características genéticas é imune ao inseticida.
2. **Resistência adquirida.** Surge em função da pressão seletiva exercida pelo emprego de inseticidas sobre a população. Pode possuir características de:

Resistência fisiológica. São selecionados na população de mosquitos, gens que a tornem significativamente refratária ou melhorem os seus mecanismos de desintoxicação aos produtos empregados.

Resistência comportamental. A população de mosquitos conserva a sua susceptibilidade intrínseca ao inseticida, porém muda o seu comportamento no sentido de evitar o contato com o inseticida (Forattini, 1962; WHO, 1976).

A racionalização do emprego de inseticidas, sua utilização rotativa e o seu uso integrado com medidas de controle físico e biológico, tem sido recomendada para diminuir os riscos de aparecimento ou agravamento de resistência em populações de vetores (Brown, 1986).

Inseticidas químicos alternativos

Numerosos produtos são continuamente pesquisados com o objetivo de oferecer alternativas no controle de mosquitos. Dentre esses destacamos:

- a. **Hormônios juvenis.** A partir da década de 60, muitos produtos que interferem na pupação ou na emergência de adultos foram testados. Destes, o Methopreme (Altosid) é o mais conhecido. Formulações de liberação lenta garantem sua atividade por vários dias, e apresentam os mais elevados níveis de segurança em relação a outros organismos do que os larvicidas convencionais (Shaefer & Mulla, 1980; Logan, 1990).
- b. **Inibidores da formação de quitina.** Esses produtos interferem com o processo de muda, inibindo a formação de quitina. Quando larvas de mosquito são expostas a alguns desses compostos, morrem por ocasião da próxima muda. Um desses produtos, denominado "Dimilin" ou TH.6040, tem demonstrado eficácia em estudos de campo nos E.U.A. (Shaefer & Mulla, 1980).

- c. **Produtos de origem vegetal.** Produtos de origem vegetal vêm sendo testados quanto às suas propriedades inseticidas contra mosquitos adultos e imaturos, como inibidores de crescimento, reprodução e oviposição ou como repelentes. Sukumar et al. (1991) apresentam uma ampla revisão sobre o assunto. No Brasil, diversos derivados de vegetais têm mostrado atividade inseticida contra larvas de mosquitos e/ou influência sobre o seu comportamento de oviposição (Consoli et al., 1988a; Consoli et al., 1989).

CONTROLE BIOLÓGICO

Organismos capazes de parasitar ou preda mosquitos em suas várias fases evolutivas vêm sendo estudados há bastante tempo. Jenkins (1964) já menciona 220 predadores invertebrados de larvas de mosquitos entre rotíferos, celenterados, platelmintos, moluscos, anelídeos, crustáceos, aracnídeos e insetos. Chapman (1974) amplia essa lista, incluindo vírus, riquétsias, bactérias, protozoários e fungos. Em vista das constantes dificuldades enfrentadas no controle de mosquitos com inseticidas químicos em função do surgimento de resistência, tem sido dada uma crescente importância aos agentes de controle biológico (WHO, 1981a; 1982; 1984). Em 1982 foi publicado um guia de campo para a identificação dos principais patógenos que acometem mosquitos e outros insetos de importância médica (Weiser, 1982); igualmente uma extensa revisão bibliográfica foi apresentada por Roberts et al. (1983). Um sumário das potencialidades dos principais agentes controladores, bem como a sugestão de uma lista de prioridades para pesquisa nessa área encontra-se descrita em WHO (1984). Em 1987, um guia sobre a metodologia recomendada para o isolamento, detecção e identificação de agentes de controle biológico foi igualmente publicado (WHO, 1987a). Apresentamos, a seguir, uma relação dos principais organismos que têm sido estudados como controladores biológicos de mosquitos, com algumas considerações sobre o seu potencial como tais:

Vírus

A maioria dos vírus patogênicos para artrópodes vetores de doenças foi isolada inicialmente em espécies da ordem Diptera, principalmente larvas de mosquitos. Nenhum destes, entretanto, tem demonstrado um potencial promissor como agente de controle biológico em culicíneos (WHO, 1984).

Bactérias

Nesse grupo encontram-se os agentes de controle biológico de mosquitos mais utilizados em todo o mundo. As duas espécies mais estudadas e utilizadas como tais — *Bacillus thuringiensis* H-14 (*Bacillus thuringiensis israelensis*) e *Bacillus sphaericus* — possuem elevadas propriedades larvicidas. Ambas produzem endotoxinas protéicas, as quais, quando ingeridas pelas larvas atacam e destroem o seu epitélio do estômago (intestino médio), levando-as à morte. Não causam

portanto infecções nas larvas que acometem. Ambas mostraram-se inócuas para grande número de organismos vertebrados e invertebrados (WHO, 1981, 1985; Shadduck et al., 1980; Sinegre et al., 1979; Rishikesh et al., 1983; Charles, 1987). *B. thuringiensis* H-14 é eficiente contra espécies dos gêneros *Aedes*, *Anopheles*, *Culex* e até certo ponto contra *Mansonia*, sendo ainda ativo contra larvas de simúlideos. *B. sphaericus* mostrou-se especialmente eficaz contra larvas de *Culex*. No mercado internacional existem diversas formulações comerciais de produtos baseados em ambas as espécies de bactérias, cujo poder residual em geral é baixo, embora *B. sphaericus* usualmente apresente um potencial mais elevado de reciclagem na natureza. Tais produtos vêm sendo utilizados de forma crescente nos programas de controle integrado de mosquitos e simúlideos vetores de doenças em várias regiões do mundo. Presentemente estão sendo desenvolvidas pesquisas no sentido de isolar linhagens brasileiras dessas espécies e tecnologia própria para a sua produção comercial (Zahner et al., 1990; Silva et al., 1991). A produção das toxinas características destas bactérias através de engenharia genética vem sendo estudada (WHO, 1987b).

Protozoários

Diversos microsporídeos, de transmissão transovariana, têm sido descritos em larvas de mosquitos, entretanto os esforços de efetuar a transmissão não têm sido bem sucedidos. *Culicospira magna*, *Hazardia milleri*, *Nosema algerae* e *Vavraia culicis* são algumas das espécies estudadas, mas não há perspectivas de sua utilização prática até o presente (WHO, 1984).

Fungos

Numerosos fungos tem sido pesquisados quanto ao seu potencial como controladores biológicos de mosquitos. Dentre os fungos imperfeitos têm sido abordados principalmente *Culicinomyces clavosporus*, *Metarhizium anisopliae* e *Tolypocladium cylindrosporum*; entre os Zigomicetos destacamos *Oomycete fungi*, *Leptolegnia sp* e *Lagenidium giganteum*, além de numerosas espécies de *Coelomomyces* (Chytridiomyceto). Os problemas mais freqüentemente encontrados nesses estudos têm sido a baixa especificidade, a alta dosagem necessária e as dificuldades de cultivo "in vitro". Atualmente pesquisa-se a capacidade entomopatogênica de novas amostras de fungos isoladas de mosquitos brasileiros (Costa et al., 1991 a, b). *L. giganteum* parece ser a espécie mais promissora (WHO, 1979; WHO, 1984).

Nematódeos

Diversos nematódeos da família Mermithidae têm apresentado resultados positivos em experimentos visando o controle biológico de larvas de mosquitos, inclusive em condições de campo (Brown et al., 1977; Petersen, 1978; Westerdahl et al., 1981). A dificuldade do cultivo *in vitro* tem limitado muito a produção em massa das diversas espécies. Dentre estas, *Romanomermis culicivorax* tem sido a espécie mais estudada (WHO, 1984).

Invertebrados predadores

Dugesia dorotocephala (Turbellaria: Planariidae) foi bastante pesquisada na década de 1970, quanto a seu potencial predador sobre larvas de mosquitos. Demonstrou-se ser um predador voraz, eficiente em condições algo limitadas, porém pouco específico em relação aos organismos predados (WHO, 1981b). Em condições de laboratório *Helobdella triserialis lineata* (Hirudinea: Glossiphoniidae) também mostrou eficácia no controle de formas imaturas de mosquitos (Consoli et al., 1984). Dentre os artrópodes, larvas predadoras do gênero *Toxorhynchites* (Culicidae) têm sido utilizadas com sucesso no controle de vetores da filariose bancroftiana no sul do Pacífico e sudeste da Ásia (Bailey et al., 1983; WHO, 1984). *Belostoma micantulum* (Hemiptera: Belostomatidae), mostrou-se, em condições laboratoriais, um eficiente predador de formas imaturas de mosquitos, especialmente nos seus últimos estágios ninfaís (Consoli et al., 1989).

Peixes

Peixes predadores de formas imaturas de mosquitos estão entre os mais antigos e eficazes agentes de controle biológico utilizados e continuam sendo intensivamente pesquisados. *Gambusia affinis*, *Poecilia reticulata*, *Oreochromis* (= *Tilapia*) *spilurus spilurus*, *Cyprinus carpio*, *Macropodus opercularis* e *Astronotus ocellatus* são algumas espécies estudadas e/ou utilizadas para essa finalidade (Alio et al., 1985; Ikemoto et al., 1986; Castelberry & Cech, 1990; WHO, 1984, 1981a; Costa et al., 1987; Consoli et al., 1991). Atualmente procura-se enfatizar o uso de espécies autóctones que possuam ciclo anual. A resistência a poluentes orgânicos e inorgânicos, bem como a inseticidas, constitui um requisito importante na avaliação de um possível agente de controle.

COLETA DE ADULTOS COM CAPTURADORES À BASE DE SUÇÃO

Este é um dos métodos mais freqüentemente utilizados por sua simplicidade e economia. Existem vários modelos de capturadores, baseados no dispositivo inicialmente descrito por Buxton (1928). A Figura 31 mostra alguns dos tipos mais utilizados. Os insetos são sugados individualmente para um tubo ou recipiente de vidro ou outro material transparente, provido de uma tela fina em uma extremidade, a qual se liga a uma mangueira para sucção ou bomba que gera uma pressão negativa. Os mosquitos assim capturados podem ser transferidos diretamente para recipientes mortíferos (contendo éter, clorofórmio, cianetos etc.) ou para gaiolas de transporte (Fig. 38), caso haja interesse de mantê-los vivos.

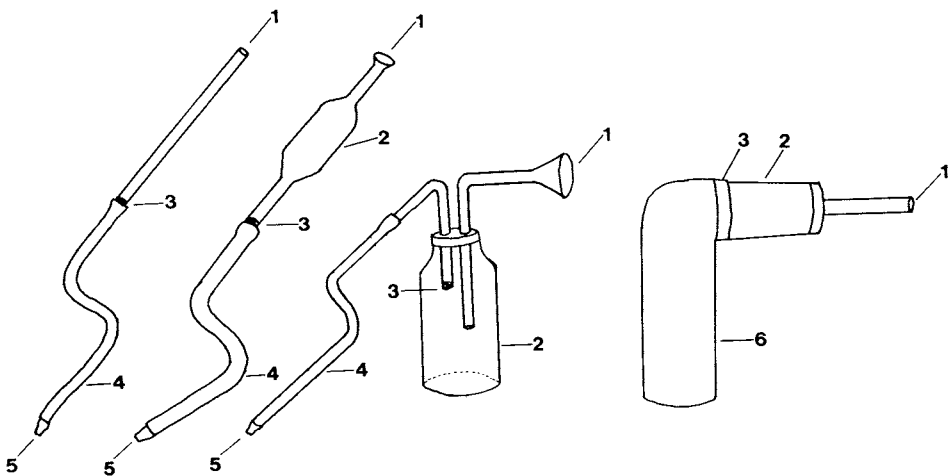


FIG. 31: Capturadores para adultos a base de sucção. 1: tubo coletor; 2: armazenador de mosquitos; 3: tela bloqueadora; 4: tubo flexível de borracha; 5: peça para sucção labial; 6: motor de sucção.

Em levantamentos entomológicos de mosquitos de importância médica usa-se freqüentemente, como medida de densidade populacional, a expressão "coleta/homem/hora", correspondente ao número médio de insetos capturados por um indivíduo treinado durante uma hora. Embora essa medida seja inevitavelmente influenciada pelas diferenças individuais, é considerada válida quando é empregada com uma amostra de tamanho adequado. Com esse tipo de capturadores pode-se fazer capturas intra e extradomiciliares de mosquitos pousados sobre paredes, tetos, móveis, plantas, ou iscas humanas e de outros animais. A isca humana pode ser o próprio indivíduo que captura ou outra pessoa. O método de coleta com utilização de iscas pode ser associado ao uso de armadilha de Shannon e similares.

COLETA DE ADULTOS COM ARMADILHA DE SHANNON E CORRELATAS

Esta armadilha, descrita inicialmente por Shannon (1939), foi adaptada em suas medidas por diversos autores.

Consiste originalmente de uma estrutura de tecido branco e tela apropriada para a captura de mosquitos ao ar livre (Fig. 32). Pode-se utilizar, para atrair os insetos, uma fonte luminosa em seu interior, associada ou não a uma isca humana ou animal. Os mosquitos que voam para o seu interior são coletados com capturadores de sucção. Como variante desse método, podem ser montadas "tendas" de tecido fino, tipo filó, de vários formatos e tamanhos a cerca de 20 cm de altura do solo, providos de isca humana ou animal (Fig. 33) (WHO, 1962).

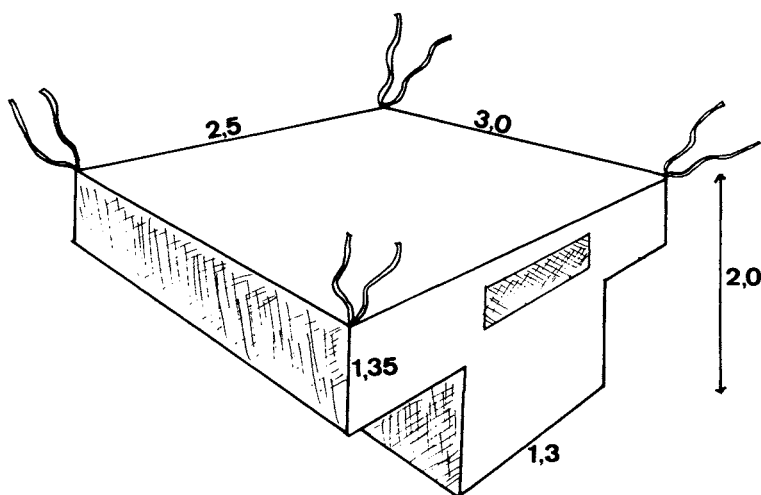


FIG. 32: Armadilha de Shannon, estando indicadas as dimensões originalmente descritas, em metros.

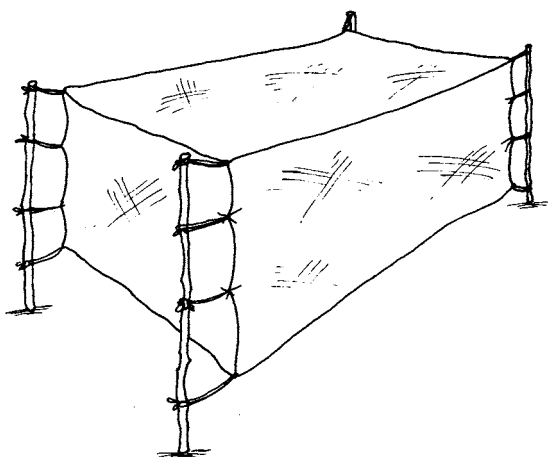


FIG. 33: Tenda de tecido fino, para captura de adultos.

COLETA DE ADULTOS COM ARMADILHAS LUMINOSAS AUTOMÁTICAS

Existem vários tipos e marcas de armadilhas automáticas baseadas na atração exercida por uma fonte luminosa comum ou de luz ultravioleta, junto a qual está instalada uma hélice cujo movimento aspira os mosquitos para um recipiente.

Podem conter ou não substâncias tóxicas, tais como inseticidas, gás carbônico, ou diversas substâncias atrativas (Mulhern, 1953; Morris & De Foliart, 1969; Jewel, 1981). Os tipos "New Jersey" (New Jersey Agricultural Experiment Station, New Jersey, U.S.A.) e o "CDC" (Communicable Disease Center, Atlanta, U.S.A.) estão entre os mais utilizados (Fig. 34), existindo descritas numerosas variantes, inclusive versões bastante leves e práticas como a de Collier et al. (1992). O fato de nem todas as espécies de mosquitos serem atraídas uniformemente pela luz, deve ser levado em conta ao se recorrer a esses dispositivos para levantamentos faunísticos (WHO, 1962; Sudia & Chamberlain, 1962).

COLETA DE ADULTOS COM ARMADILHAS DE OVIPOSIÇÃO OU DE FÊMEAS GRÁVIDAS

Diversas armadilhas têm sido desenvolvidas e produzidas comercialmente, baseadas na atração exercida por fatores físicos e químicos sobre as fêmeas grávidas que buscam um local para a oviposição. Tais armadilhas podem com-

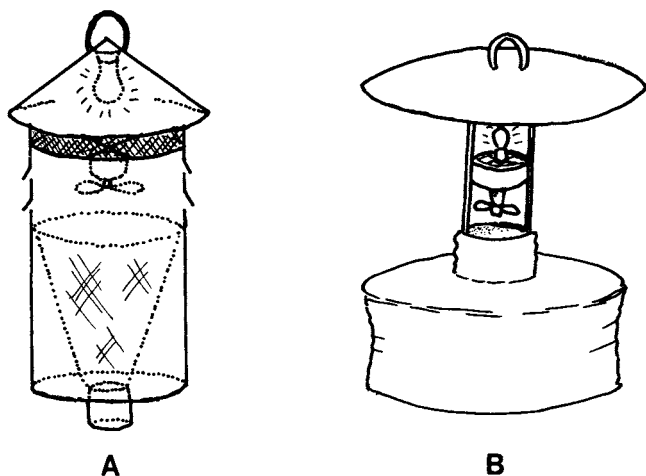


FIG. 34: Armadilhas luminosas para captura de adultos. A: Tipo "New Jersey"; B: Tipo "CDC".

parar-se favoravelmente às armadilhas luminosas (Leiser & Beier, 1982), sendo ou não específicas quanto à espécie de mosquitos capturados (Tanner, 1969; Clark et al., 1982; Klooter et al., 1983). Nos estudos epidemiológicos, possuem a vantagem de, ao capturarem seletivamente fêmeas grávidas, incluírem naturalmente também um maior percentual de mosquitos infectados. Reiter (1983) descreveu um tipo eficiente e bastante utilizado, baseado na armadilha luminosa "CDC" miniatura, na qual a fonte luminosa é substituída por um recipiente de material plástico preto, contendo água à qual podem ser adicionados diversos produtos atraentes (Tikasingh & Laurent, 1981; Benzon & Apperson, 1988; Bentley & Day, 1989; Millar et al., 1992). Ao aproximar-se da superfície da água, a fêmea atraída é sugada para o recipiente superior da armadilha. Existem diversos modelos variantes, baseados nesse método, produzidos comercialmente.

COLETA INTRADOMICILIAR DE ADULTOS COM AUXÍLIO DE INSETICIDAS

Esse método presta-se para avaliar a densidade populacional e composição da fauna de mosquitos intradomiciliares de maneira rápida e eficiente. Se forem utilizados inseticidas residuais nos locais de captura, eventuais repetições poderão ficar inviabilizadas por tempo variável. Tal inconveniente poderá ser evitado empregando-se um produto não residual, como o piretro. Na casa ou cômodo escolhido, fecham-se todas as portas e janelas e recobrem-se o assoalho e móveis com pedaços de tecido branco, de forma contínua. Com uma bomba

manual ou aspersor ULV (aerosol), aplica-se prodigamente o inseticida no cômodo, começando por eventuais aberturas que possam permitir a fuga. Caso o número de aberturas seja grande, é aconselhável fazer simultaneamente a aplicação nas paredes externas, para formar uma barreira de inseticida contra escapes. Fecha-se o cômodo por cerca de 10 minutos, e decorrido esse prazo recolhem-se os mosquitos mortos sobre as superfícies brancas com auxílio de pinças. Em casas pequenas, ocupadas por muitas pessoas, os quartos de dormir costumam ser os mais produtivos. Esse método tem sido extensivamente utilizado nos levantamentos entomológicos relacionados à malária na África (WHO, 1962).

COLETA DE LARVAS COM CONCHAS

É o método mais simples. Existem conchas de variados tamanhos e materiais: metálicos ou de materiais plásticos diversos, providos ou não com uma tela lateral para a eliminação do excesso de água. Podem possuir ainda uma escala volumétrica. Esse dispositivo é útil principalmente para coletas em criadouros maiores, devendo a sua forma e cabo serem adaptados a cada finalidade (Fig. 35). Campos & Garcia (1993) descreveram um dispositivo que facilita a separação das larvas coletadas dos detritos e impurezas que possam estar presentes nas amostras.

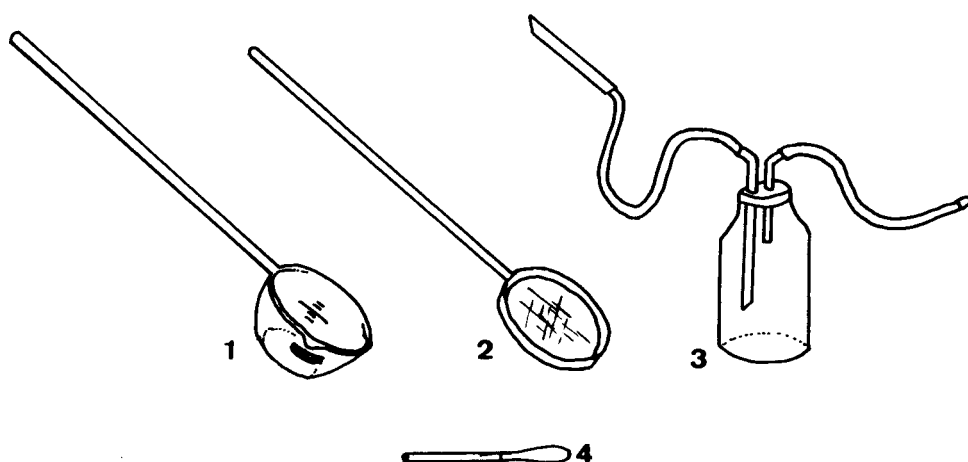


FIG. 35: Dispositivos para captura de larvas e pupas. 1: concha provida de escala volumétrica e tela lateral; 2: rede de malha fina; 3: sifão para coletar em criadouros pequenos ou de difícil acesso; 4: conta-gotas com abertura larga.

COLETA DE LARVAS COM REDES

Redes com malhas finas (cerca de 0,3 mm), com cerca de 20 a 30 cm de diâmetro, providas de um cabo de tamanho adequado ao local podem ser utilizadas para "varrer" a água logo abaixo da superfície (Fig. 35). As larvas, então, são lavadas da rede para outro recipiente. Este método permite coletar grande número de larvas em pouco tempo, e um cabo comprido permite o acesso a locais de outra forma difíceis. Zhen & Kay (1993) descreveram uma rede apropriada para a coleta de larvas em pneus.

COLETA DE LARVAS POR PIPETAGEM

Para criadouros pequenos e/ou de difícil acesso, tais como bromélias, buracos de árvores, internódios de bambu etc., a pipetagem é o método mais indicado. Pode ser feita diretamente, com um dispositivo tipo "conta-gotas" ou indiretamente com utilização de um sifão (Fig. 35.3), ao qual pode ser adaptado uma pequena bomba de vácuo que substitui o processo de sucção bucal. Uma armadilha para coleta de larvas, utilizada com sucesso em Fortaleza, foi descrita por Kay et al. (1992).

MEDIDAS QUANTITATIVAS DE LARVAS

Medidas por área de superfície

Coloca-se uma armação em forma de "moldura", medindo por exemplo 1 metro quadrado, em um criadouro e recolhem-se todas as larvas encontradas dentro da mesma. Se o fundo do criadouro não for plano ou se houver vegetação irregular isso poderá interferir na precisão da medida.

Medidas por volume da água

a. Por conchada

É possível fazer um cálculo aproximado da quantidade de larvas, pré-estabelecendo um número de conchadas, correspondentes a um determinado volume de água, por criadouro e intervalo de tempo.

b. Por bombeamento

Pode-se bombear um determinado volume de água, contando-se ou estimando-se o número de larvas encontradas. Se a amostra de larvas capturadas for razoavelmente homogênea, pode-se estimar o seu número, ainda que relati-

vamente grande, concentrando-as em uma proveta fina e previamente perfurada para permitir o escoamento da água e a retenção das larvas. Tendo-se apurado previamente o número médio de larvas que se acumulam por ml, pode-se fazer uma estimativa do número de larvas capturadas. Para cada amostra de larvas com características diferentes, os cálculos do número acumulado que ocupa o volume de 1 ml devem ser refeitos (Fig. 36).

Nenhum desses métodos, exceto a contagem individual, fornece dados com valor absoluto, o que deve ser levado em conta ao serem analisados os resultados (WHO, 1962).

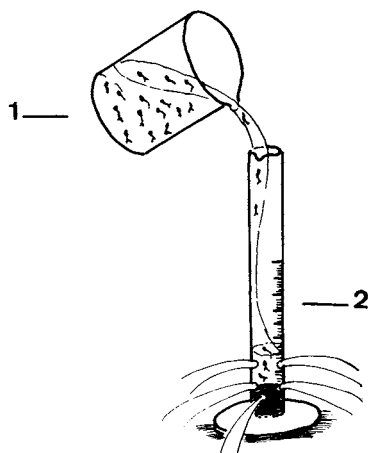


FIG. 36: Dispositivo para cálculo do número de larvas ou pupas. 1: Recipiente contendo formas imaturas em água; 2: Proveta perfurada, provida de escala volumétrica.

TÉCNICAS DE TRANSPORTE

Dependendo da finalidade a que se destinam, os mosquitos podem ser transportados vivos ou mortos para o laboratório.

Mosquitos mortos

Adultos

Por ocasião da captura são introduzidos imediatamente em tubos mortíferos que podem conter diversas substâncias letais: o cianeto de sódio misturado em gesso é muito eficiente, porém perigoso; éter, clorofórmio, acetato de etila ou tetracloreto de carbono, embora menos eficazes são mais seguros, e portanto mais recomendáveis (WHO, 1962). Para distâncias não muito grandes, podem-se transportar os mosquitos vivos para o laboratório e matá-los aí, colocando-os no

"freezer" ou congelador. Após a morte, os adultos devem ser montados tão rapidamente quanto possível. A exposição de mosquitos recentemente mortos a vapores de acetona por algumas horas, antes da montagem, evita o colapso do abdome, cabeça e tórax, obtendo-se assim exemplares mais fáceis para estudar (Truman, 1968). Quando é necessário transportar mosquitos mortos e secos, não montados em alfinetes, é melhor fazê-lo em pequenos frascos individuais ou em tubos de ensaio estreitos nos quais se alternam os mosquitos com algodão e papel de filtro, adicionando-se um pouco de naftalina para melhor conservação. Caso se pretenda a utilização posterior desse material em testes envolvendo rádioimunensaio, deve-se substituir a naftalina por sílica-gel (Fig. 37).

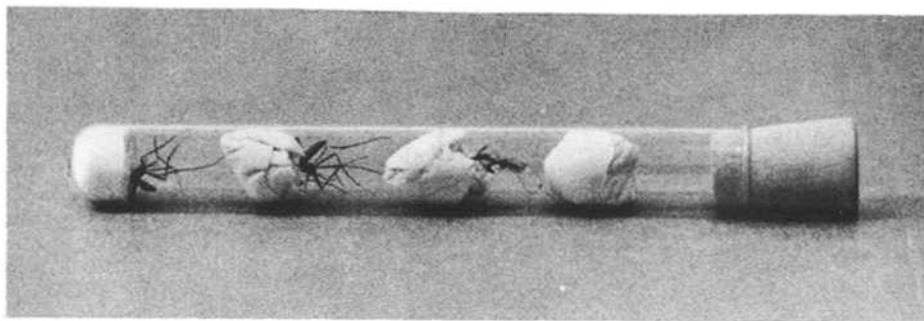


FIG. 37: Tubo para armazenar e transportar mosquitos adultos mortos.

Formas Imaturas

As larvas usualmente são preservadas em álcool 70% ou formol a 4% (Forattini, 1962). Para que não fiquem retorcidas, pode-se matá-las, mergulhando-as rapidamente em água quente, com auxílio de uma peneira.

Mosquitos vivos

Adultos

Seja com o objetivo de estudos de biologia, testes de susceptibilidade a inseticidas ou para posterior dissecação, os mosquitos vivos devem ser transportados com todo cuidado. As gaiolas de transporte (Fig. 38) devem ser colocadas em um recipiente tampado, de material isolante, como por exemplo "isopor" e cujo fundo esteja forrado com gaze e/ou algodão úmido, de maneira firme para evitar, ao máximo, as trepidações. Sobre a tela de cada gaiola coloca-se um pedaço de algodão embebido em uma solução de glicose, frutose, sacarose ou mel para a alimentação dos mosquitos.

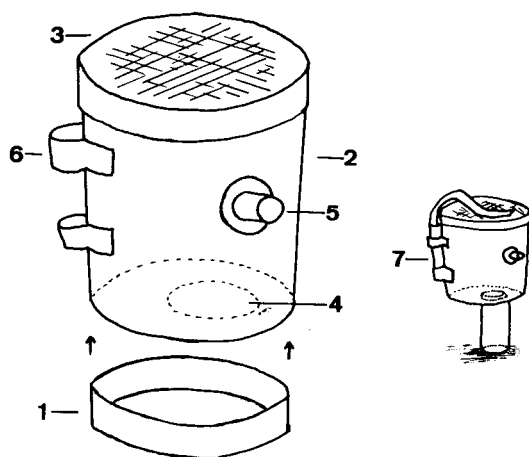


FIG. 38: Gaiola para transporte e manutenção de mosquitos vivos. 1: fundo encaixável; 2: gaiola de cartolina, pvc, materiais plásticos etc...; 3: tela de fina nylon; 4: abertura para encaixe de recipiente com água; 5: abertura para inserção de captador; 6: alça suporte para recipiente com alimento açucarado; 7: montagem para manutenção de mosquitos vivos e obtenção de desovas.

Quando existe o interesse de se obter desovas de fêmeas capturadas, as gaiolinhas podem ser encaixadas sobre um recipiente com água (Fig. 38) possuindo, acopladas lateralmente, um tubo de ensaio contendo uma solução açucarada em contato com uma tira de papel de filtro, cuja ponta seja acessível aos mosquitos. No laboratório, esse conjunto deve ser colocado em local com temperatura e umidade compatíveis com a sobrevivência das fêmeas e a salvo de formigas. Através da tela pode-se oferecer repasto sanguíneo em sangue humano (encosta-se a mão na tela), outros hospedeiros ou mesmo sangue citratado oferecido através de uma membrana (Consoli et al., 1983). No recipiente para a oviposição deve-se colocar preferencialmente a água colhida no campo, do criadouro (ou suposto criadouro) da espécie em questão. Na falta desta, deve-se usar água desclorada do local mais próximo possível daquele no qual foi feita a captura. Nem todos os mosquitos desovam facilmente em água destilada, devendo-se evitá-la por isso, sempre que possível.

Formas Imaturas

As larvas e pupas devem ser transportadas na própria água na qual foram coletadas, tendo-se o cuidado de deixar um espaço com ar nos frascos. Por períodos não muito longos, pode-se transportá-las em papel de filtro úmido. Esse também é o processo habitual para o transporte de ovos vivos, havendo diversas técnicas adicionais descritas (Deane & Causey, 1943; Sayer & Davidson, 1981).

TÉCNICAS DE MONTAGEM

Montagem em alfinetes entomológicos

Esse é o processo habitual para montagem de adultos:

Montagem com Triângulos de Cartolina

Um pequeno triângulo de cartolina branca é colocado em um alfinete entomológico com auxílio de um suporte de madeira ou cortiça perfurado, o que garantirá a altura padronizada do mesmo (Fig. 39.a). Coloca-se então uma pequena gota de cola transparente ou esmalte de unhas incolor sobre uma superfície clara e embebe-se a ponta livre do triângulo em uma pequena quantidade da mesma. A seguir encosta-se com cuidado essa ponta na pleura torácica do mosquito que vai ser montado, de maneira que a maior parte das pernas fique posicionada na direção do alfinete. Levanta-se o alfinete já com o mosquito aderido, e com um estilete fino faz-se as correções na sua posição antes que a cola seque. O mosquito deve ficar deitado lateralmente sobre o triângulo, apresentando a pleura torácica superior livre para a observação (Fig. 39.b, c). As etiquetas (uma com os dados da coleta - quem coletou, local e data — e outra com o nome da espécie, quem determinou e data) somente devem ser colocadas após a total secagem da cola, devendo ser também colocadas em alturas padronizadas. Pode-se ainda proceder montagens duplas, com utilização de microalfinetes (WHO, 1962; Forattini, 1962). Os exemplares montados devem ser conservados em caixas ou gavetas entomológicas adequadas, em locais arejados. A pintura interna das caixas com uma solução de naftalina em creosoto de faia ajuda a impedir o ataque de pragas.

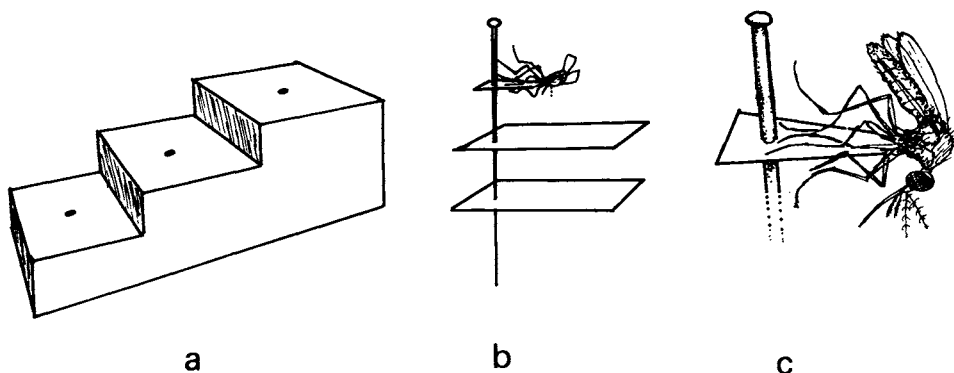


FIG. 39: Montagem de mosquito adulto em alfinete. a: Dispositivo para padronizar a altura de triângulos e etiquetas para a montagem de adultos. b: Adulto montado. c: Posição do adulto no triângulo.

Montagem em lâminas

As genitálias masculinas, larvas, ovos e exúvias larvais e pupais são habitualmente montadas em lâminas. A montagem de adultos completos em lâminas não é adequada a um estudo minucioso. Entretanto, devido a sua maior resistência, tais montagens podem ser muito úteis como material didático em cursos de nível mais elementar, onde apenas as características gerais de algumas subfamílias são abordadas.

Existem numerosas técnicas de montagem descritas (Christophers, 1960; Forattini, 1962; WHO, 1962), por vezes, diferenciadas para as diversas estruturas. A técnica descrita a seguir é bastante abrangente, prestando-se para a montagem das várias formas mencionadas. Os tempos apresentados são médios e devem ser flexibilizados de acordo com o material a ser montado, e depois transferido de um recipiente para outro com auxílio de um pincel fino ou pedaço de papel de filtro. Quanto mais quitinizado for o material tanto maior deve ser a sua permanência em cada um dos vários meios. Detalhes para a montagem de genitália masculina são dados por Causey et al. (1946).

1. Clarificação A – solução de KOH a 10%, fria, durante 12 horas (apenas para materiais fortemente quitinizados como larvas e genitália masculina); não usar pincel.
2. Desidratação – álcool 70% — 15 minutos
 – álcool 80% — 15 minutos
 – álcool 90% — 15 minutos
 – álcool 95% — 10 minutos
 – álcool absoluto — 10 minutos
3. Clarificação B – creosoto de faia — 24 horas.
4. Montagem – com bálsamo do Canadá, entre lâmina e lamínula.
5. Secagem – preferencialmente em estufa, a 40 - 45°C, o que favorece a eliminação de eventuais pequenas bolhas de ar.

As exúvias de larva e de pupa devem ser processadas a partir da etapa 2 (desidratação).

TÉCNICAS DE DISSECÇÃO

As técnicas de dissecção do sistema digestivo e glândulas salivares de fêmeas são utilizadas rotineiramente na avaliação da taxa de infecção malárica em populações de mosquitos. A dissecção de ovários e ovariolos serve para a determinação da paridade, sendo portanto essencial a avaliação da idade fisiológica em nível populacional, o que por sua vez constitui um dado importante na de-

terminação do potencial vetorial de uma população de mosquitos. Tais técnicas têm sido descritas por numerosos autores, em diferentes espécies e mosquitos, com pequenas variações (WHO, 1962; Detinova, 1962).

Dissecção do sistema digestivo

1. Mata-se a fêmea colocando-a por 10 a 15 minutos no "freezer" (-18°C); na falta deste pode-se recorrer a um jato de gás carbônico ou colocá-la em tubo mortífero, como descrito anteriormente.
2. Coloca-se o mosquito, com o ventre para cima, sobre uma lâmina limpa, em uma pequena gota de solução de NaCl a 0,9%.
3. Na lupa, e com auxílio de pinças finas ou estiletes, removem-se asas e pernas, para facilitar o trabalho. Com um estilete faz-se um pequeno corte no tegumento do 7º segmento.
4. Segurando o tórax com um estilete na mão esquerda, sem apertar em excesso, traciona-se lenta e gradativamente a extremidade do abdome com o estilete na mão direita, extraindo assim o sistema digestivo até o estômago.
5. Isola-se o estômago, removendo as demais estruturas com os estiletes, acrescentando-se um pouco mais da solução salina, se necessário.
6. Monta-se o estômago, cobrindo-o com uma lamínula, e observa-se ao microscópio.

Dissecção das glândulas salivares e detecção de esporozoítos

1. Segue-se a técnica anterior até o item 2, sendo opcional a remoção de asas e pernas.
2. Observando na lupa, com um estilete na mão esquerda segura-se o mosquito pelo tórax, não muito próximo à cabeça e com um estilete na mão direita puxa-se lentamente a cabeça, extraindo assim as glândulas salivares.
3. Caso a cabeça se separe sem a extrusão das glândulas, pode-se ainda enxugar a área usando um pedaço de papel de filtro e, a seguir, pressiona-se suavemente o tórax com o estilete da mão esquerda, procurando simultaneamente alargar com o estilete da mão direita a abertura do cerviz, onde estava ligada a cabeça. Obtida a extrusão, acrescenta-se novamente uma gota da solução salina.
4. Após a remoção das demais estruturas, monta-se com lamínula e uma gota de solução salina e observa-se ao microscópio.

É possível também extrair as glândulas salivares por compressão do mosquito decapitado e desprovido de asas e pernas em solução salina (Barber & Rice, 1936), embora alguma prática seja necessária para separá-las das demais estruturas. Pode-se ainda extrair esporozoítos das glândulas salivares recorrendo à centrifugação em vez de dissecção (Ozaki et al., 1984).

Conforme mencionado no item Anofelinos relacionados com a transmissão da malária, p.(83), não é possível, através desta técnica, identificar a espécie dos esporozoítos que estejam infectando as glândulas salivares. Contudo, isto se tornou possível a partir do emprego das técnicas imunológicas propostas por Zavala et al. (1982), Burkot et al. (1984) e Beier et al. (1991), com as quais torna-se desnecessário recorrer a esta dissecação ou pode-se identificar os esporozoítos removidos em dissecação.

Dissecação de ovários e ovariólos

A técnica aqui resumida encontra-se minuciosamente descrita por Detinova (1962).

OVÁRIOS

1. Coloca-se a fêmea anestesiada ou recentemente morta sobre uma lâmina limpa, com o ventre virado para cima, perto de uma pequena gota de solução fisiológica.
2. A ponta de um estilete fino é colocado firmemente sobre o 7º ou 8º segmento, e um segundo estilete colocado sobre o tórax do mosquito exercerá uma contínua tração para cima.
3. À medida que as vísceras forem surgindo, ficarão aderidas à superfície seca do vidro, facilitando a extração do trato genital intacto.
4. A gota de salina é levada até os ovários, logo após a sua extração.
5. Os ovários devem ser lavados em água destilada para se evitar a posterior cristalização do NaCl.
6. Deixam-se secar os ovários, à temperatura ambiente, de forma que fiquem inflados com ar, o que é necessário para se visualizar bem as terminações das traquéolas. Para uma boa visualização, os ovários devem estar no máximo no estágio II de desenvolvimento. O material assim preparado não necessita ser examinado imediatamente, podendo ser guardado por muito tempo.
7. Examinar ao microscópio com aumento médio. As fêmeas nulíparas terão as extremidades das traquéolas ovarianas enoveladas, enquanto que aquelas que já realizaram uma ou mais posturas — oníparas (Forattini, 1962) — apresentarão as mesmas traquéolas distendidas (Fig. 40).

OVARIÓLOS

O número de dilatações (reliquias ovariolares) encontradas nos pedículos terminais dos ovariólos corresponde ao número de ovos anteriormente produzidos por este ovariolo (Fig. 13.b). Como nem todos os ovariólos entram em atividade a cada ciclo gonotrófico, deve-se examinar o maior número possível de ovariólos (nº mínimo de 6), correspondendo o maior número de dilatações encontradas à idade fisiológica da fêmea dissecada. É necessário cuidado para não

confundir porções do cálice ovarioilar, que podem desprender-se do oviduto, com verdadeiras relíquias.

1. Segue-se a técnica anterior até o item 4, removendo-se da lâmina todas as estruturas, exceto os ovários.
2. Com auxílio de estiletes muito finos remove-se gradativamente a membrana que envolve o ovário, o que promove a separação dos ovaríolos.
3. Segurando o ovário pelo oviduto interno, traciona-se levemente um ovaríolo, com o outro estilete, esticando o seu pedículo.
4. Faz-se a contagem do número de dilatações encontradas (Fig. 13.c).

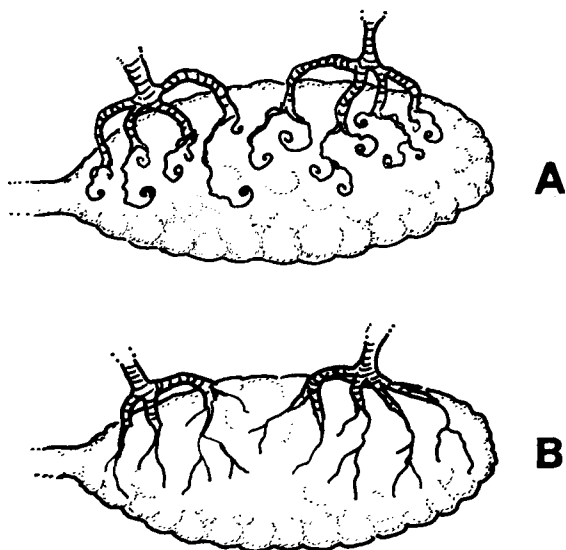


FIG. 40: A: Ovário nulíparo, mostrando extremidades traqueolares enoveladas. B: Ovário oníparo, apresentando estas extremidades distendidas.

TÉCNICAS IMUNOLÓGICAS PARA A DETECÇÃO DE INFECÇÃO PLASMODIAL EM ANOFELINOS

Esses imunensaio foram desenvolvidos na década de 1980, primeiramente por Zavala et al. (1982), com a finalidade de permitir a identificação da espécie de plasmódio que está infectando anofelinos capturados em áreas endêmicas e testados, à distância, tempos depois de sua coleta.

As técnicas utilizadas se baseiam na detecção de antígeno correspondente ao epitopo repetitivo da proteína CS (circunsporozoíto) por anticorpos monoclonais. A proteína CS é específica de estágio (esporozoíto) e de espécie de plasmódio e, quando presente no extrato do anofelino testado, reage com o anticorpo monoclonal correspondente. Essa reação é revelada pelo mesmo anticorpo monoclonal marcado com Iodo¹²⁵, no caso de radioimunensaio (IRMA), ou por uma enzima, como a peroxidase, no caso de teste imunenzimático (ELISA).

Os anofelinos coletados no campo e destinados aos imunensaios podem ser mortos com vapores de clorofórmio, éter, acetato de etila ou a baixa temperatura e mantidos bem desidratados até a realização dos testes. Isso pode ser conseguido transferindo-se os mosquitos mortos para frascos contendo camadas sobrepostas de papel filtro, algodão hidrófilo e sílica-gel. Pode-se manter os insetos mais protegidos da hidratação, acondicionando esses frascos em dessecador, bem vedado, contendo sílica-gel. Há no mercado sílica-gel com indicador de umidade, isto é, a sílica tem cor azul escura quando bem desidratada, tornando-se rósea ou menos colorida, quando já absorveu muita umidade. Neste caso, é melhor trocar a sílica ou reaproveitá-la, desidratando-a através de aquecimento. Não se devem colocar muitos mosquitos por frasco (usam-se até 50 exemplares em frasco do tamanho dos empregados para proteger filmes fotográficos 135 mm).

Os anticorpos monoclonais utilizados nos imunensaios aqui descritos são produzidos em hibridomas e os detalhes da sua obtenção podem ser conseguidos, por exemplo, em Zavala et al., (1982) e Cochrane et al., (1984). Anticorpos monoclonais contra a proteína CS dos plasmódios humanos, e suas variantes, que ocorrem no Brasil, podem ser obtidos no mercado.

É preferível submeter aos imunensaios apenas a cabeça e a porção anterior do tórax do anofelino. Teremos, assim, grande possibilidade de, no caso de um anofelino positivo, estarmos detectando proteínas CS procedentes de esporozoítos que se achavam albergados nas suas glândulas salivares. Se incluirmos o abdome do anofelino, onde a maior parte do estômago do inseto está alojada, poderemos detectar proteínas CS procedentes de oocistos maduros. É bom lembrar que um anofelino só pode ser incriminado como vetor de malária se for capaz de conduzir esporozoítos viáveis em suas glândulas salivares.

Radioimunensaio (IRMA)

A marcação dos anticorpos monoclonais pelo Iodo¹²⁵ pode ser efetuada de acordo com a técnica preconizada por Fraker & Speck (1978), ou modificada conforme a seguir:

Os anticorpos monoclonais podem ser marcados pelo I¹²⁵ em pequeno tubo de ensaio de vidro contendo 25µg de iodogen sólido (1, 3, 4, 6-tetracloro-3a,6a-difenilglicoril, Sigma), obtidos a partir da evaporação (em banho-maria a 37°C) de 250µl de uma solução de 1 mg de iodogen/ml de clorofórmio, diluída 100 vezes. Cada tubo contendo o iodogen seco recebe 50µg de anticorpo monoclonal, 500µci

de NaI^{125} e 5µl de tampão fosfato 0,25 M. O tubo deve ser incubado em banho de gelo, no escuro, por 20 min, sofrendo leve agitação a cada 5 min.

Essa solução é passada através de uma coluna de Sephadex G25, para a separação dos anticorpos marcados com I^{125} do radionuclídeo livre. A coluna deve ser preparada com 6g/ml de gel, previamente hidratado por três horas à temperatura ambiente, tamizada, desgaseificada, empacotada com 8ml da resina supracitada, em uma pipeta plástica de 10 ml. Após sua montagem, a coluna é tratada com uma solução de PBS (solução salina tamponada) com 1% de soro albumina bovina (BSA).

A eluição é feita com PBS, colhendo-se 15 frações de 1ml. Uma amostra de 1µl de cada uma das frações eluídas é contada em um aferidor de radiação gama. As frações referentes ao primeiro pico de radioatividade geralmente correspondem àquelas contendo anticorpos marcados com I^{125} e, por isso, devem ser aproveitadas para os testes, ao passo que as demais, contendo quase somente radionuclídeo livre, devem ser desprezadas.

PROCESSAMENTO DOS ANOFELINOS

Preparação da placa para o teste

As placas para o exame dos mosquitos devem ser preparadas de acordo com o protocolo a seguir:

- a. Adicionar 50µl de uma solução contendo anticorpo monoclonal numa concentração de 10µg/ml em PBS, em cada um dos 96 poços com fundo em "U" de uma placa flexível de polivinil.
- b. Incubar a placa durante uma noite (por 12 a 16 horas) à temperatura ambiente.
- c. Lavar cada poço da placa três vezes com uma solução de PBS com 5% de leite em pó desnatado ou BSA e incubar na mesma solução, porém contendo 5% de soro de cabra ou humano normal, por uma hora, à temperatura ambiente, a fim de saturar os sítios da placa não sensibilizados pelos anticorpos monoclonais na etapa (a).
- d. Remover esta solução de bloqueio (PBS/leite/soro de cabra) exatamente antes da etapa (g) abaixo.

Processamento e teste dos mosquitos

- a. Colocar cada anofelino em um poço com fundo em "U" de uma placa rígida de poliestireno (ou em um tubo Eppendorf).
- b. Adicionar, em cada poço (ou tubo) contendo mosquito, 50µl de uma solução de PBS com 1% BSA, contendo 0,5% do detergente Nonidet P-40 e inibidores de protease [antipaina e leupeptina a uma concentração final de

25µg/ml e aprotinina a uma concentração final de 1,7 TIU/ml (unidades inibidoras de tripsina)].

- c. Incubar os mosquitos nesta solução, por uma noite, em freezer -20°C, o que facilitará sua fragmentação na etapa (d).
- d. Triturar cada mosquito com pequeno pilão apropriado para as dimensões dos poços da placa (ou do fundo do tubo Eppendorf). Para isso, pode-se acoplar uma pérola ao ápice de um bastão, ambos de vidro, ou dilatar a ponta de pipeta Pasteur com calor. Cada anofelino deve ser triturado com um pilão, o qual só deve ser reutilizado após ser bem lavado e seco.
- e. Acrescentar ao extrato do mosquito 130µl da solução PBS com 1% de BSA (volume final do extrato de mosquito = 180µl).
- f. Misturar bem e deixar sedimentar.
- g. Adicionar 30µl do extrato de cada mosquito em cada um dos poços da placa flexível preparada no dia anterior. Os 150µl restantes de extrato do anofelino devem ser congelados.
- h. Incubar por duas horas à temperatura ambiente.
- i. Lavar três vezes com PBS/leite (ou PBS/BSA).
- j. Aspirar o PBS/leite e adicionar, imediatamente, 30µl de uma solução do anticorpo monoclonal marcado com Iodo¹²⁵ (1x10⁵cpm por poço) em PBS contendo 10% de soro de cabra (ou soro humano normal).
- l. Incubar por uma hora à temperatura ambiente.
- m. Lavar quatro vezes cada poço com PBS contendo 0,05% de Tween 20 (Sigma).
- n. Secar bem e contar em contador Gamma.

Em cada radioimunensaio se estará testando o anofelino para apenas uma espécie plasmodial, utilizando-se 30µl do seu extrato.

Cada imunensaio requer alguns controles (4-6) negativos (anofelinos nascidos em laboratório, sabidamente negativos, ou anofelinos infectados com espécie de plasmódio diferente daquela para qual o teste está sendo feito) e positivos (mosquitos com resultado fortemente positivo em ensaios anteriores, suspensão de esporozoítos da espécie plasmodial que se pesquisa [obtidos por dissecação de anofelinos infectados experimentalmente], ou solução (até 10µg/ml) de um peptídeo sintético, contendo quatro ou mais repetições da sequência de aminoácidos correspondente ao epitopo dominante da proteína CS da espécie plasmodial que se pesquisa).

Há vários critérios para considerarmos um anofelino como positivo em um radioimunensaio. Um deles é considerar positivo o extrato do anofelino que apresente contagem maior que o dobro daquela mais alta dentre os controles negativos. Este critério foi adotado por Cochrane et al., (1984), Arruda et al., (1986) e Subbarao et al., (1988). Contudo, há autores que preferem considerar positivo o anofelino que tiver contagem superior ao resultado da soma de dois ou três desvios padrões à média dos controles negativos (Oliveira-Ferreira et al., 1990).

ELISA

O processamento dos anofelinos se dá de modo muito semelhante ao exposto acima para o IRMA.

Preparação da placa para o teste

- a. Adicionar 50µl de uma solução contendo anticorpo monoclonal numa concentração de 10µg/ml em PBS, em cada um dos 96 poços com fundo em "U", ou fundo chato, de uma placa rígida de poliestireno.
- b. Incubar a placa durante uma noite (por 12 a 16 horas) à temperatura ambiente.
- c. Lavar cada poço da placa três vezes com uma solução de PBS com 0,5% Nonidet P-40 e incubar com 300µl da mesma solução, porém contendo 3-5% de leite em pó desnatado (ou BSA), por uma hora, à temperatura ambiente, a fim de saturar os sítios da placa não sensibilizados pelos anticorpos monoclonais na etapa (a).
- d. Remover esta solução de bloqueio exatamente antes da etapa (g) abaixo.

Processamento e teste dos mosquitos

- a - f. Preparar os anofelinos do mesmo modo citado nas etapas (a) até (f) do item sobre processamento e teste dos mosquitos para o IRMA. Contudo, pode-se aumentar o volume final do extrato do anofelino [item (e) do IRMA] até 300µl utilizando-se PBS/leite, com 0,5% de Nonidet P-40.
- g. Adicionar 50µl do extrato de cada mosquito em cada um dos poços da placa preparada no dia anterior.
- h. Incubar por duas horas à temperatura ambiente.
- i. Lavar três vezes com PBS/0,5% Nonidet P-40.
- j. Aspirar o PBS/Nonidet e adicionar, imediatamente, 50µl do anticorpo monoclonal marcado com peroxidase (conjugado), diluído até 10µg/ml de PBS contendo 3% de leite desnatado.
- l. Incubar por uma hora à temperatura ambiente.
- m. Lavar três vezes cada poço com PBS contendo 0,05% de Tween 20 (Sigma) ou 0,5% de Nonidet P-40.
- n. Adicionar 100µl da solução substrato (10mg OPD + 25ml Tampão Citrato + 10µl peróxido de hidrogênio) em cada poço).
- o. Incubar por uma hora em local bem protegido da luz.
- p. Proceder leitura em espectrofotômetro com filtro 405 NM.

Num Elisa, a decisão se um anofelino é positivo ou não segue critérios semelhantes aos citados para o IRMA. Dados sobre conjugados e variações na técnica podem ser obtidos na seguinte literatura: Burkot et al. (1984), Wirtz et al. (1987), Verhave et al. (1988), Rubio-Palis et al. (1992) e Branquinho et al. (1993).

Recentemente, descobriu-se que o sangue de bovinos e, às vezes de suínos, ingerido por um anofelino não infectado, pode interferir no teste Elisa para pesquisa de proteína CS de plasmódios humanos, produzindo resultados falso-positivos (Somboon et al., 1993). Por esse e vários outros motivos, aconselha-se lançar mão de ambas as técnicas — a tradicional dissecação de glândulas salivares e imunensaio (IRMA ou ELISA) — quando se planejarem ou levarem a efeito investigações entomológicas em áreas onde não se conhecem bem os vetores.

TESTES PARA MEDIR A SUSCEPTIBILIDADE DE MOSQUITOS A SUBSTÂNCIAS INSETICIDAS

Existe uma metodologia padronizada pela Organização Mundial da Saúde (WHO, 1970) que é empregada mundialmente para testar a eficácia de substâncias inseticidas. É utilizada para avaliar inseticidas já comercializados quanto ao aparecimento de resistência aos mesmos em populações de mosquitos. Pode ser adaptada para avaliar novos produtos químicos e/ou biológicos com eventuais propriedades inseticidas. Resumiremos a seguir a metodologia na sua forma mais clássica. Os testes devem ser realizados em locais abrigados, livres de inseticidas e de extremos de temperatura, umidade, luz e vento.

Adultos

Para os testes envolvendo adultos, são produzidos pela OMS "kits" contendo 20 dispositivos conforme os mostrados na Fig. 41. Um primeiro tubo de material plástico transparente marcado com um ponto verde, é forrado com uma folha de papel de filtro (15 x 15 cm) limpa ou impregnada apenas com os solventes utilizados para as substâncias a serem testadas, na mesma proporção. Esse conjunto é encaixado sobre um dispositivo intermediário de forma a deixar apenas uma abertura para a inserção de um capturador de sucção. São colocadas dentro desse tubo 15 a 25 fêmeas da população que se deseja testar, de preferência recentemente alimentadas em sangue. É aconselhável, antes de prosseguir, aguardar durante uma hora e então substituir insetos eventualmente danificados. Em outro tubo, similar ao anterior, porém marcado com um ponto vermelho, é colocado o papel de filtro impregnado com o inseticida que se deseja testar. Este último é acoplado do outro lado do dispositivo intermediário, abrindo-se totalmente a guilhotina entre eles.

Soprando-se, os mosquitos são transferidos para o tubo que contém o inseticida ao qual ficarão expostos. A concentração do inseticida e o tempo de exposição variam conforme a substância empregada, devendo ser consultada a bibliografia específica a cada caso (AMCA, 1976; WHO, 1970; WHO, 1976). Para cada concentração ou tempo de exposição o teste deverá ser repetido idealmente em 4 réplicas e contar com um igual número de controles. Após o tempo de exposição, os mosquitos sobreviventes são novamente transferidos da mesma forma, soprando-se no sentido inverso para o tubo inicial.

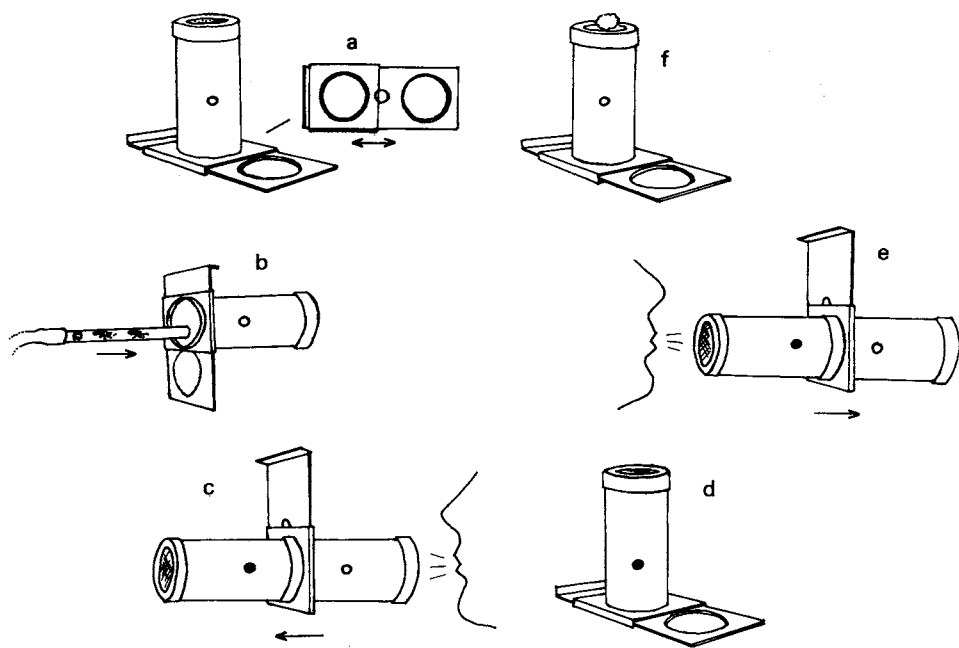


FIG. 41: "Kit" da OMS para testes de susceptibilidade de adultos a inseticidas. **a:** Peça em forma de guilhotina que pode se fechar totalmente, permitindo acesso a captador, ou abrir totalmente. **b:** Transferência de mosquitos para o tubo sem inseticidas. **c:** Transferência de mosquitos para o tubo com inseticida. **d:** Aspecto durante o período de exposição. **e:** Transferência de mosquitos sobreviventes para tubo sem inseticida. **f:** Mosquitos providos de água durante o período de observação.

A seguir, o tubo com o inseticida é desconectado, mantendo-se os mosquitos por 24 horas em ambiente com temperatura não superior a 30°C. Coloca-se sobre o tubo em observação um chumaço de algodão úmido. Decorrido esse prazo, contam-se os mosquitos mortos, considerando-se como tais todos aqueles incapazes de andar. Se a mortalidade nos tubos controles ultrapassar os 20%, todo o teste deve ser repetido; se a mortalidade nos controles estiver entre 5% e 20%, as percentagens devem ser corrigidas pela fórmula de Abbott:

$$\frac{\% \text{ mortalidade no teste} - \% \text{ mortalidade no controle} \times 100}{100 - \% \text{ mortalidade no controle}}$$

Com as percentagens de mortalidade obtidas pode-se construir uma linha de regressão em papel "log-probit", encontrando-se por interpolação as concentrações letais (CL = LC: letal concentration) correspondentes a 50% e 90% (CL50 e CL90), parâmetros usuais na medida da eficácia de substâncias inseticidas (Fig. 42). Os mesmos cálculos podem ser realizados em computador por diversos programas estatísticos.

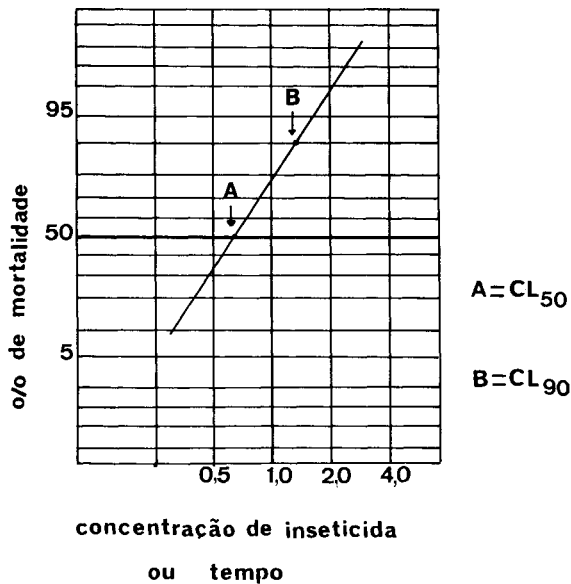


FIG. 42: Determinação das concentrações letais (CL) correspondentes a 50% e 90% em linha de regressão traçada em escala "log-probit".

Larvas

As larvas devem ser de 3º ou de 4º estágio, jovens, minimizando-se assim a possibilidade de pupação durante o teste. Também aqui, devem ser feitas preferencialmente 4 réplicas para cada tempo de exposição ou de concentração de substância inseticida utilizada. Para cada réplica são coletadas 20 ou 25 larvas da mesma espécie, por pipetagem direta, em um recipiente preliminar, onde são lavadas com cuidado. A seguir, pode-se removê-las da água por filtração (Fig. 43) e passá-las, invertendo o papel diretamente para o recipiente-teste, evitando-se assim grandes diferenças de tempo entre o preparo da primeira e da última amostra. O recipiente pode ser um copo de material plástico descartável que conterá em geral, 250 ml de uma solução da substância a ser testada. Substâncias não hidro-solúveis podem ser inicialmente dissolvidas em pequenas quanti-

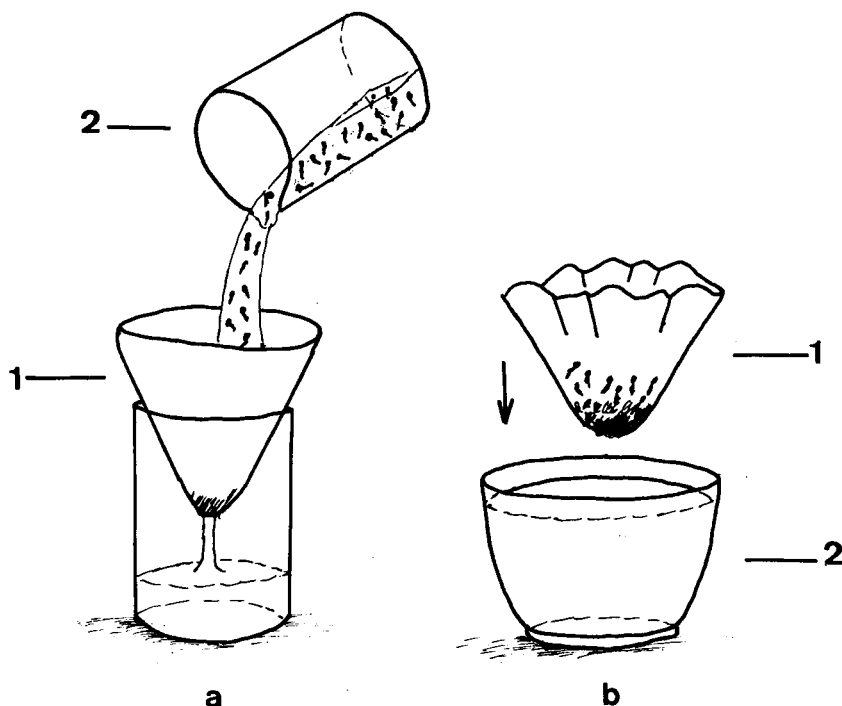


FIG. 43: Preparo de teste de substância larvicida. a: Remoção da água de um lote de larvas. b: As larvas aderidas ao papel de filtro (1) são colocadas em contato como o líquido a testar (2).

dades de etanol ou outros solventes para posterior dissolução em água. Deve-se verificar, entretanto previamente, a inocuidade do solvente na concentração empregada, devendo o mesmo estar presente também nas réplicas do controle. Substâncias que formem películas sobre a água não devem ser testadas dessa maneira, pois podem afetar mecanicamente a respiração larvária, e dessa forma invalidar os resultados. Como solvente pode ser utilizada água destilada ou desclorada. Durante o experimento, a temperatura da água deve manter-se entre 20 e 30°C, preferencialmente próximo aos 25°C (Fig. 44). Após 24 horas são contadas as larvas mortas, sendo consideradas como tais todas aquelas incapazes de alcançar a superfície. As larvas que puparam devem ser excluídas da computação dos resultados e se isso ocorreu com mais do que 10%, o teste terá que ser repetido.

O mesmo acontecerá se a mortalidade no controle ultrapassar os 20%. O tratamento dos resultados para obtenção das CL50 e CL90 será similar àquele utilizado para os adultos.

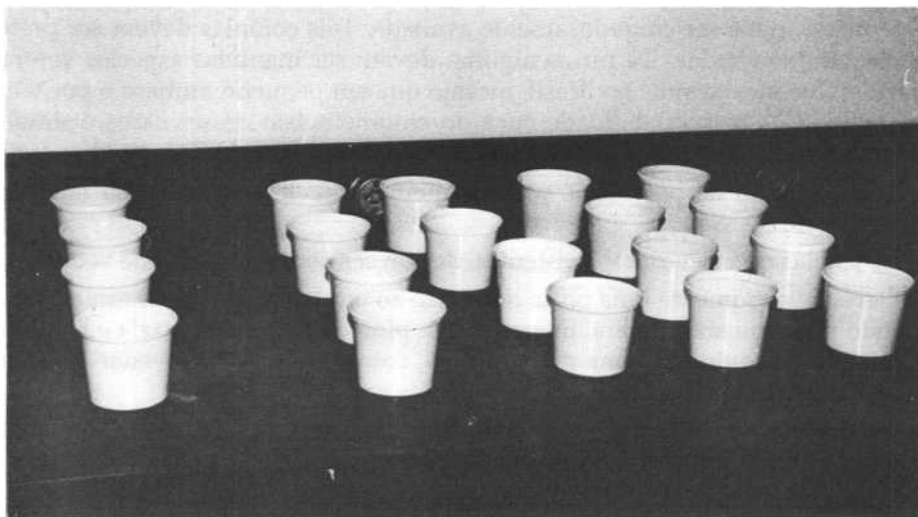


FIG. 44: Teste de susceptibilidade larvária à inseticida. Há quatro réplicas de cada uma das concentrações e no controle.

CRIAÇÃO DE CULICÍDEOS

O estabelecimento de colônias de culicídeos em laboratório é feita com muitas finalidades, tais como estudos de biologia (comportamento, fisiologia, genética, citologia etc.), infectividade com diversos patógenos e susceptibilidade a possíveis agentes de controle: químicos, físicos ou biológicos. Em AMCA (1970), encontram-se descritos e referidos processos diferenciados para a criação de 95 espécies de mosquitos, pertencentes a 18 gêneros.

Descreveremos, a seguir, apenas as normas gerais para a manutenção de colônias de mosquitos estenógamos, com referência especial a algumas espécies. Espécies eurígamas, tais como grande parte dos mosquitos do gênero *Anopheles* neotropicals, possuem em geral exigências complexas, principalmente quanto às condições de acasalamento. Populações limitadas podem ser mantidas com a utilização de técnicas de fecundação artificial (veja item "Colonização: *An. deaneorum* e outros *Nyssorhynchus*", p.(194) e Arruda et al., 1982).

Algumas considerações éticas e medidas de segurança

Embora espécies de mosquitos não vetoras de doenças e aquelas com um potencial muito reduzido de se tornarem vetores possam ser colonizadas de maneira razoavelmente despreocupada, a justificativa para a criação de mosquitos

transmissores de patógenos em áreas potencialmente endêmicas, especialmente se exóticas, deve ser cuidadosamente avaliada. Tais colônias devem ser preferencialmente evitadas. De forma alguma devem ser mantidas espécies vetorais previamente inexistentes no Brasil, mesmo que em pequeno número e por tempo limitado. A responsabilidade ética do entomologista nesses casos é similar àquela do bacteriologista que cultiva agentes patogênicos (AMCA, 1970).

A criação de potenciais vetores, quando inevitável, demanda medidas adicionais de segurança:

- As janelas no insetário, se existentes, devem ser permanentemente vedadas.
- Deve haver somente uma porta de acesso ao insetário, sendo o mesmo precedido por uma antecâmara, internamente pintada de branco, vazia e bem iluminada e provida de uma porta, a qual, como a outra, deve vedar perfeitamente qualquer abertura.
- Cada pessoa ao deixar o insetário deverá examinar cuidadosamente a antecâmara e eliminar todos os mosquitos eventualmente encontrados.
- Filtros ou telagens especiais devem ser instalados nos condicionadores de ar.
- A água que é drenada pelas pias, ralos etc., deve passar por reservatórios nos quais sejam colocados inseticidas regularmente.
- As larvas devem ser criadas em recipientes cobertos com tela.
- As pupas devem ser removidas diariamente e colocadas dentro de gaiolas para a emergência.
- Os animais para a alimentação sanguínea das fêmeas devem ser colocados sobre as gaiolas teladas e não dentro delas.
- A manga que dá acesso à gaiola de adultos deve ser provida de elástico, de forma a aderir ao braço quando seja necessário manipular utensílios dentro das gaiolas.
- Deve-se treinar o pessoal técnico no sentido de capturar imediatamente qualquer mosquito solto no insetário.
- Espalhar, num raio de 1000 m em torno do insetário, armadilhas de oviposição adequadas à espécie em questão, controlando-as semanalmente.

O insetário — normas gerais

É essencial que seja estabelecido em uma sala na qual haja possibilidade de um bom isolamento térmico e de umidade. Uma ante-sala, que poderá servir para o armazenamento de materiais utilizados no próprio insetário, é útil como zona-tampão para a manutenção das condições climáticas dentro do insetário. O ideal é que este não possua janelas, fazendo-se a ventilação por condicionadores de ar, mas se janelas estiverem presentes, devem ser pequenas e sempre teladas e bem vedadas. Toda a superfície interna do insetário deve possuir revestimento claro e lavável, como azulejos ou pintura com tinta a óleo branca e piso de cerâmica clara ou de materiais sintéticos. As portas devem ser claras e têm que possuir ajuste perfeito, sem frestas. Deve haver um mínimo de duas pias, uma delas com torneira ligada a um reservatório de água desprovida de cloro.

CONTROLE DE TEMPERATURA E UMIDADE

São fatores essenciais para uma colônia bem-sucedida, que possa apresentar um rendimento uniforme. Deve existir permanentemente dentro do insetário um termômetro para medidas máximas e mínimas diárias e um higrômetro. Existem, também, sistemas de climatização industriais que podem ser instalados, mantendo a temperatura e a umidade desejadas. Para a maioria dos mosquitos neotropicais esses valores se situam entre 26 a 28°C e 70 a 80% de umidade relativa do ar. Na maioria das regiões do Brasil, onde os extremos de temperatura são raros, podem-se obter resultados bastante satisfatórios com a utilização de aquecedores elétricos, aos quais termostatos podem ser acoplados. A umidade pode ser aumentada com o uso de vaporizadores. Em insetários bem isolados, esses últimos podem tornar-se supérfluos devido à existência das numerosas superfícies aquáticas formadas pelos recipientes com larvas, que por vezes fornecem a umidade desejada. Se necessário, pode-se estender camadas de algodão ou gaze úmidas sobre as gaiolas contendo insetos adultos, para aumentar a umidade, tendo o cuidado de renovar essa cobertura com frequência.

LUMINOSIDADE

A intensidade luminosa e a duração dos períodos de luminosidade afetam o desenvolvimento dos mosquitos. Períodos de 14 horas de luz e 10 horas de escuridão parecem ser os mais adequados a um grande número de espécies (AMCA, 1970). O controle dos fotoperíodos pode ser conseguido com a instalação de um aparelho do tipo *timer* na rede elétrica.

Manutenção de adultos

Os insetos adultos devem ser transferidos para gaiolas apropriadas, das quais existem vários tipos, tamanhos e materiais (madeira, metal, Eucatex, papelão grosso etc.). Gaiolas cúbicas de acrílico transparente (40 x 40 x 40 cm), com cantos arredondados, possuindo 3 faces teladas e a face superior em forma de tampa removível (Fig. 45) mostram-se muito satisfatórias quanto à visibilidade, facilidade de limpeza e dificuldade de instalação de fungos e aranhas. As mangas, de tecido de náilon, são igualmente removíveis. É possível conseguir o acasalamento de espécies estenógamas em espaços menores, mas para uma criação em massa isso implica em aumento de trabalho e muitas vezes em menor rendimento. Quando o fundo da gaiola é forrado por uma folha de papel de filtro a remoção dos insetos mortos é grandemente facilitada. Dentro de cada gaiola é colocado um recipiente para a alimentação açucarada, contendo uma solução de 10% de mel em água destilada, em contato com tiras de papel de filtro que devem permanecer sempre úmidas (Fig. 46). Em lugar de mel têm sido usadas também glicose, sacarose, frutose e outros carboidratos, passas, bananas, maçãs e mesmo açúcar sólido (Eliason, 1963). Essas fontes alimentares devem ser mantidas permanentemente dentro das gaiolas e devem ser diariamente renovadas.

A alimentação sanguínea deve ser administrada de acordo com as preferências alimentares e o horário de alimentação natural dos mosquitos emprega-

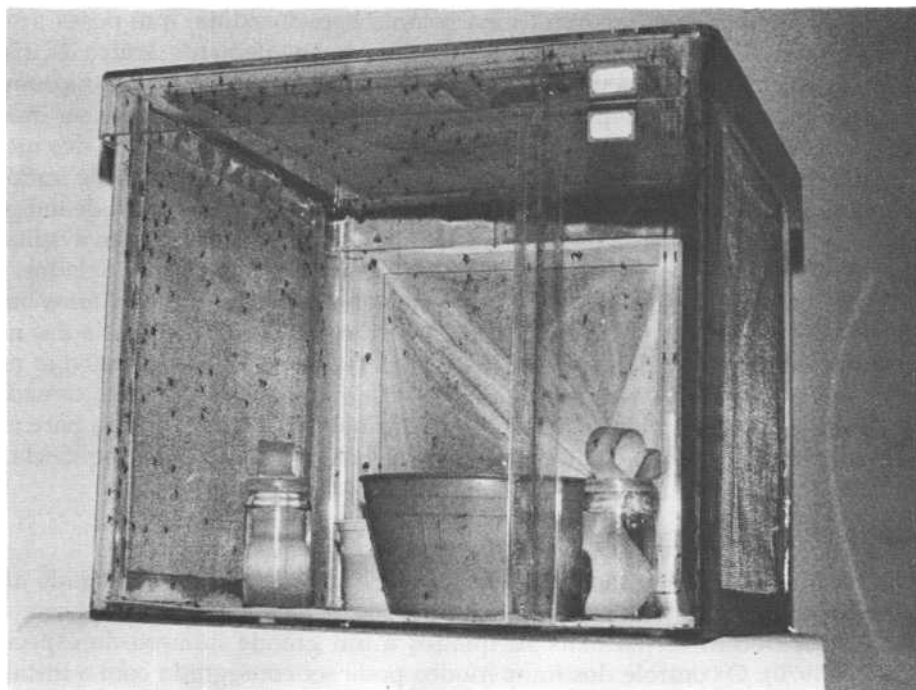


FIG. 45: Gaiola para manutenção de adultos em colônia.

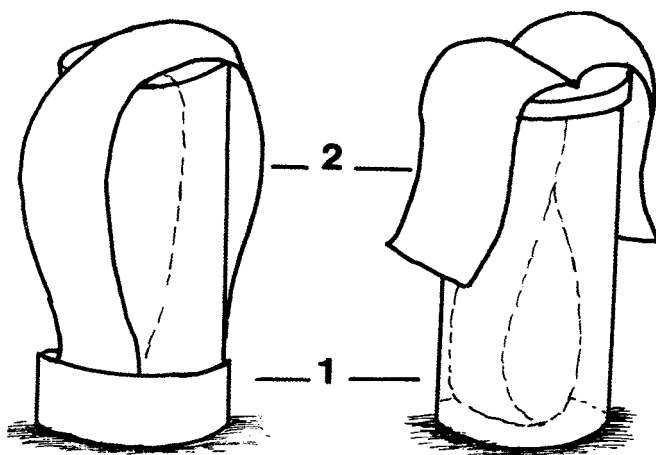


FIG. 46: Recipientes contendo solução de carboidratos para a alimentação de adultos. 1: vidro; 2: papel de filtro.

dos. Podem-se usar animais imobilizados ou anestesiados, tais como camundongos, ratos, cobaias, pintos, codornas etc. Em algumas situações, a alimentação em sangue humano pode ser necessária — nesse caso, o pesquisador deve certificar-se da ausência de risco de transmissão de qualquer agente patogênico por parte das fêmeas que o picarem, bem como da ausência de reações alérgicas de sua parte. A alimentação sanguínea artificial de mosquitos através de membrana em sangue citratado é possível em muitos casos (Rutledge et al., 1964).

Manutenção dos ovos

Os mosquitos depositam seus ovos em superfícies líquidas ou posteriormente inundáveis. Para se obter ovos em laboratório é necessário oferecer um meio que substitua adequadamente os criadouros da espécie em questão.

MOSQUITOS QUE DESOVAM NA ÁGUA

Recipientes de vidro, material plástico, cerâmica ou esmaltados, contendo água, devem ser colocados dentro das gaiolas contendo as fêmeas grávidas. É aconselhável, para obter um bom rendimento e facilitar o manejo, que a superfície líquida tenha no mínimo 30 cm² e a profundidade não seja inferior a 2 cm. As características químicas da água devem ser compatíveis com a oviposição da espécie (por exemplo, há espécies compatíveis e incompatíveis com a presença de salinidade — mesmo baixa — na água). Recipientes escuros são mais atraentes para muitos mosquitos, assim como a água na qual estiveram as formas imaturas da sua espécie; a adição de vários tipos de matéria orgânica pode ainda propiciar a oviposição (Fay & Fay, 1965; Ikeshoji & Mulla, 1970; Consoli & Teixeira, 1988). A oviposição pode ser também induzida pelo traumatismo, isto é, fêmeas cujo período de gravidez tenha terminado (geralmente 3 dias), ovipõem, prontamente, se as anestesiarmos ligeiramente com acetato de etila, arrancamo-lhes uma das asas e as colocamos sobre a superfície da água (Lanzaro et al., 1988). Quando mosquitos que habitualmente desovam na água passam a fazê-lo em superfícies úmidas, tais como o papel de filtro que contém o alimento açucarado, algum fator muito desfavorável deve estar presente na água oferecida para a oviposição. Os ovos podem ser facilmente transferidos para outros recipientes com auxílio de pedaços de papel de filtro.

MOSQUITOS QUE DESOVAM EM SUPERFÍCIES SÓLIDAS

A forma mais comum de se obter ovos dessas espécies é oferecer-lhes recipientes com 10 a 15 cm de altura, revestidos internamente com uma superfície rugosa, como papel de filtro ou papel corrugado e em cujo fundo haja cerca de 3 cm de água, para se manter o papel úmido. Em lugar destes, outros materiais rugosos e absorventes podem ser utilizados, tais como esponjas, materiais plásticos porosos, cerâmica ou algodão. Frequentemente tais ovos precisam passar por um período de "condicionamento" após a postura, isto é, devem permanecer

nos seus substratos úmidos por um ou mais dias antes de serem submetidos à secagem. Após a secagem, esses ovos podem ser armazenados por períodos variáveis.

Ecdosão larvária

As larvas de espécies que ovipõem diretamente na água eclodem, em geral, dentro de 2 ou 3 dias. As larvas de ovos dessecados, por vezes necessitam de água com baixo teor de oxigênio dissolvido para eclodir (Burgess, 1959).

Manutenção das larvas

As larvas recém-eclodidas devem ser colocadas em recipientes apropriados para o seu desenvolvimento. Tais recipientes podem ser de material plástico, vidro, esmaltado ou aço inoxidável, devem possuir uma ampla área de superfície, mas que não sejam demasiadamente fundos. Bandejas similares às utilizadas em laboratórios fotográficos têm sido utilizadas com sucesso para numerosas espécies. Bandejas brancas ou de coloração clara facilitam o manejo.

Inúmeros meios nutritivos já foram descritos para diferentes espécies de mosquitos. Asahina (1964) faz uma revisão de muitos deles. Espécies diferentes podem adaptar-se melhor a formulações específicas. Temos obtido bons resultados na criação de várias espécies, utilizando ração para camundongos ou gatos, em que se pode agregar um pouco de esterco bovino, ambos finamente peneirados e esterilizados. Larvas que se alimentam predominantemente na superfície da água, como a maioria dos Anophelinae, devem receber alimento seco, pulverizado sobre a superfície. Para as espécies que preferem alimentar-se no fundo, como muitos Culicinae, o alimento deve ser previamente molhado para ir ao fundo. Embora as larvas sejam capazes de nutrir-se raspando superfícies, a maioria das partículas deve ser suficientemente pequena para serem diretamente ingeridas. Desta forma não contribuirão para a poluição da água. A esterilização prévia do alimento é aconselhável para evitar a introdução de microorganismos patogênicos às larvas, particularmente fungos e bactérias do gênero *Bacillus*. Existem vários sistemas descritos para distribuir as quantidades de alimento ao longo do desenvolvimento larvário (Morland et al., 1963; Gerberg et al., 1968). Costumeiramente, são consumidos entre 3 a 6 mg de alimento por larva durante todo o seu desenvolvimento. Para minimizar os problemas causados pela poluição da água ao longo do desenvolvimento, pode-se renová-la continuamente, por um processo de gotejamento e drenagem (Fig. 47) ou através de lavagens periódicas (em geral a cada 3 dias). O risco de formação de películas na superfície pode ser adicionalmente prevenido, colocando-se uma bomba de ar, (similar àquelas utilizadas em aquários) dentro do recipiente de criação das larvas. Deve-se no entanto estar atento para não agitar a superfície da água de tal forma que as larvas encontrem dificuldade em permanecer nela. Pode-se ainda remover periodicamente a película que se forma na superfície, aderindo à mesma uma folha de papel absorvente por alguns instantes.

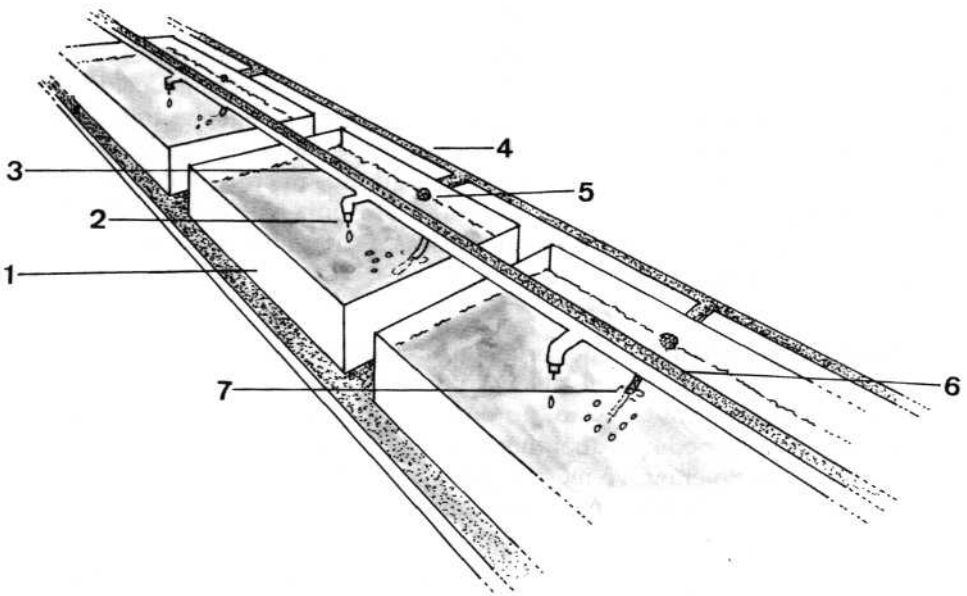


FIG. 47: Sistema para criação de larvas com renovação de água e aeração contínuas. 1: Recipiente que contem as larvas; 2: gotejador de água; 3: cano condutor de água; 4: cano para a remoção de excesso de água; 5: abertura telada para drenagem de água; 6: cano de aeração, ligado a um compressor; 7: tubo de aeração.

Manutenção das pupas

As pupas devem ser retiradas diariamente dos recipientes, manualmente com pipetas ou pequenas peneiras ou, ainda, mecanicamente com auxílio de uma bomba de vácuo cuja pressão esteja suficientemente baixa para não prejudicar os insetos colhidos. Nas criações em massa, a avaliação diária do número de pupas pode ser feita por um dispositivo semelhante ao descrito na Fig. 36, para a avaliação do número de larvas. A verificação diária do número de pupas é importante para a percepção de quaisquer flutuações no rendimento da colônia. Vários autores descreveram dispositivos mecânicos para separar as pupas maiores, que originarão fêmeas, das menores, que originarão os machos (Fay e Morland, 1959; McCray, 1961). Essas diferenças de tamanho não são uniformemente conspícuas em todas as espécies de mosquitos.

Manejo de colônias acidentalmente contaminadas por microorganismos e prevenção

A contaminação acidental de colônias de mosquitos pode ocorrer através da água utilizada, alimento não esterilizado e utensílios contaminados. Formigas e baratas também podem veicular mecanicamente esses agentes infecciosos. A mortalidade exagerada de insetos, principalmente na fase larvária, é o seu principal sintoma. Para a identificação específica desses microorganismos geralmente é necessário um especialista, embora um guia publicado pela OMS (WHO, 1982) forneça algumas diretrizes básicas. Como medidas práticas para eliminar a contaminação sugerimos:

1. Verificar a possibilidade de ser a água a fonte de contaminação. Em caso positivo, mudar a fonte de obtenção de água, desinfetar eventuais reservatórios e/ou filtrá-la. A adição de algumas gotas de tintura de iodo à água utilizada, pode produzir bons resultados, desde que seja previamente ensaiada a tolerância à mesma, pelas larvas da criação. *Ae. fluviatilis* suporta bem 6 gotas/l de uma tintura de iodo a 6%.
2. Separar algumas gaiolas para adultos, lavá-las muito bem e repovoá-las apenas com novas pupas. Todos os utensílios usados nessas gaiolas devem ser esterilizados ou lavados em solução sulfocrômica, por pelo menos 24 horas.
3. Eliminar as larvas das bandejas contaminadas e esterilizá-las ou lavá-las em solução sulfocrômica.
4. Utilizar uma pipeta estéril para retirar as pupas de cada bandeja, eliminando todas as larvas tão logo apareçam sinais de contaminação.
5. Prevenir novas contaminações desinfetando ou esterilizando periodicamente todo o material empregado.

Colonização de algumas espécies de mosquitos

Culex quinquefasciatus Say, 1823

Os ovos são depositados durante a noite diretamente na água formando "jangadas". Recipientes escuros são mais atraentes para as fêmeas que ovipõem do que recipientes claros (Jobling, 1935), assim como a água na qual estiveram larvas, pupas ou ovos (Hudson, 1956; Consoli & Espinola, 1973; Bruno & Laurence, 1979). As desovas devem ser transferidas para os recipientes onde serão criadas as larvas, devendo ser usada água sem cloro. A eclosão ocorre após aproximadamente 30 horas à temperatura de 26 a 27°C. As larvas podem ser alimentadas com a ração anteriormente descrita. Seu manejo não é difícil, mas deve-se estar atento à superpopulação e ao excesso de poluição, ambas prejudiciais ao desenvolvimento. As pupas devem ser retiradas diariamente e colocadas nas

gaiolas onde eclodirão os adultos. A alimentação açucarada pode seguir os padrões anteriormente descritos. Para a alimentação sanguínea sugere-se a colocação durante a noite de uma gaiola de arame, do tipo utilizado para transporte de pequenos pássaros, contendo uma ou duas codornas às quais tenha sido parcialmente cortada a plumagem da cabeça e dorso. Não há necessidade de anestesiá-las ou contê-las de qualquer outra forma. Pintos ou pombos podem substituir as codornas, embora isto seja geralmente mais trabalhoso. É desnecessário oferecer hospedeiros durante o dia, pois a hematofagia noturna é marcante nessa espécie, a menos que o ambiente seja escurecido. Alguns autores sugerem, para melhores resultados, a remoção da alimentação açucarada 24 horas antes do oferecimento do repasto sanguíneo (AMCA, 1970).

Aedes fluviatilis Lutz, 1904

Essa espécie neotropical, doméstica ou semidoméstica em muitas regiões do Brasil, não tem sido implicada na transmissão de doença em condições naturais. Constitui, assim, um excelente modelo experimental, podendo, em muitos casos, ser criada em substituição a *Ae. aegypti* ou *Ae. albopictus*, sem os riscos que a colonização destes envolve. Os ovos são depositados diretamente na água de forma isolada, devendo ser utilizada água desclorada. Recipientes escuros ou com reflexo dourado e água que conteve larvas ou pupas são especialmente atraentes para as fêmeas. Os ovos são transferidos com papel de filtro preferencialmente para bandejas claras de material plástico, contendo água desclorada onde serão criadas as larvas. A alimentação larvária pode seguir o padrão geral descrito, devendo-se evitar cuidadosamente a formação de película e o excesso de poluição, trocando e aerando a água com frequência. As pupas recolhidas diariamente são colocadas dentro das gaiolas para adultos, onde a maioria eclodirá 2 dias depois. Quanto à alimentação sanguínea, essa espécie é muito voraz e antropofílica, sugando principalmente de dia, mas também à noite.

Pode-se adaptá-la a diversos hospedeiros, tais como camundongos anestesiados colocados sobre a tela da gaiola durante cerca de 2 horas, durante o dia. Fêmeas que já sugaram sangue em dias anteriores muitas vezes voltam a sugar nos dias subseqüentes mesmo sem terem desovado, mas tais repastos adicionais não aumentam o número de ovos produzidos. Assim uma oportunidade semanal de repasto sanguíneo é suficiente para cada gaiola (Consoli & Williams, 1978; Consoli & Williams, 1981; Consoli et al., 1981; Consoli, 1982; Consoli et al., 1983; Consoli & Teixeira, 1988; Consoli et al., 1988b).

Aedes aegypti Linnaeus, 1762

A colonização dessa espécie não deveria ser feita no Brasil a não ser com excepcionais justificativas e medidas de segurança. O fato de já existirem populações em nosso meio não justifica o risco de, eventualmente, contribuirmos para o acréscimo e/ou disseminação de linhagens, às quais poderiam contribuir para a sua maior plasticidade populacional. Os ovos são depositados em superfícies inundáveis, por isso devem ser colhidos da maneira anteriormente descrita. O período embrionário completa-se em poucas horas e, assim, após uma per-

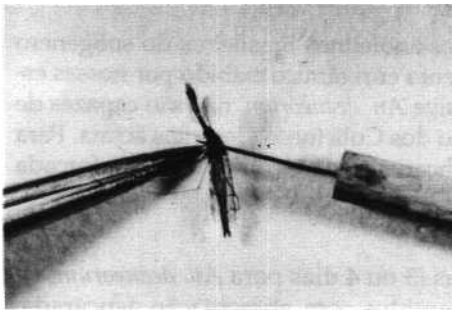
manência por cerca de 24 horas em "condicionamento" nos recipientes onde foram postos, o substrato (em geral, papel de filtro) pode ser removido e secado por 4 dias à temperatura de 26 a 27°C e 80% de umidade relativa do ar. Os ovos podem ser posteriormente armazenados por pelo menos um ano. Para promover a eclosão larvária, os ovos devem ser colocados em água desoxigenada à temperatura de 27°C. A eclosão deve ocorrer entre 5 a 60 minutos. As larvas devem ser criadas em bandejas pouco profundas e com ampla área de superfície, considerando-se em média a população de 1 larva/ml como adequada (AMCA, 1970). A mesma associação recomenda a alimentação das larvas com ração para cães (Purina) pulverizada, conforme o seguinte esquema de distribuição:

DIAS	mg/larva
eclosão	0,2
1	0,2
2	0,3
3	0,4 *(adicionar 0,45 de levedo seco/1000 larvas)
4	0,6
5	0,6
6	0,6
7	0,6

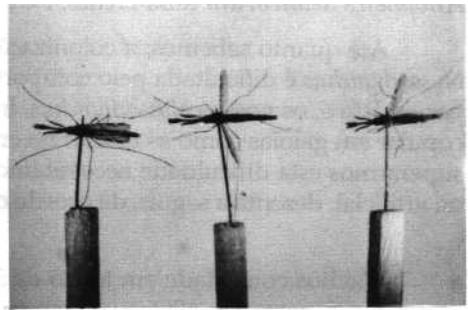
As pupas são separadas das larvas e podem ser divididas conforme o sexo do adulto que originarão (McCray, 1961). Até 2000 pupas podem ser colocadas em gaiolas cúbicas de 30 cm de lado, sendo adequadas proporções de 3 fêmeas/1 macho. Para alimentação açucarada, pode-se utilizar sacarose a 10% em chumaços de algodão trocados diariamente. Cobaias e coelhos anestesiados ou imobilizados com o dorso depilado são as fontes de repasto mais comuns. Em geral, usa-se um repasto por semana (Christophers, 1960).

Aedes albopictus Skuse, 1894

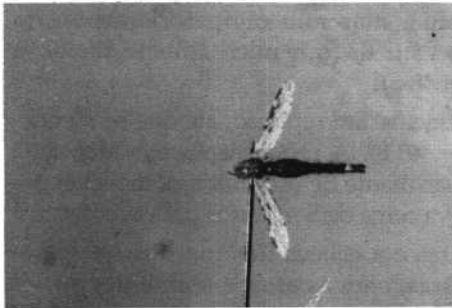
Os mesmos cuidados recomendados para o estabelecimento de colônias de *Ae. aegypti* devem ser observados na criação dessa espécie exótica. A mesma metodologia descrita para *Ae. aegypti* pode ser aplicada aqui (Halcrow, 1955; Del Rosário, 1963; AMCA, 1970). Klowden & Chambers (1992) assinalaram que em comparação com *Aedes aegypti* essa espécie desenvolve ovos mais facilmente com pequenos repastos sanguíneos, resiste mais tempo à falta de alimento na fase adulta e sua maior eficiência reprodutiva poderia, talvez, ser atribuída ao maior acúmulo de reservas durante a fase larvária.



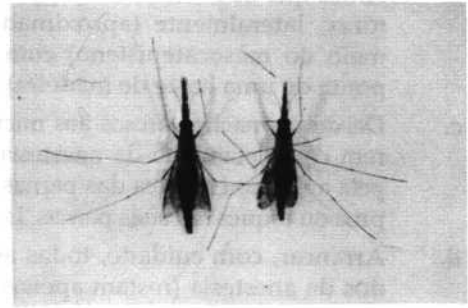
a



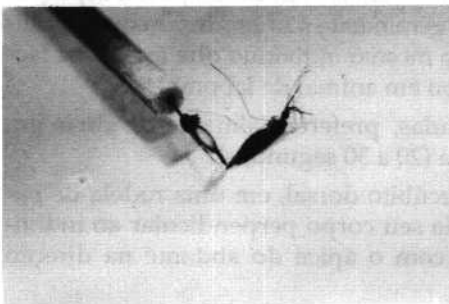
b



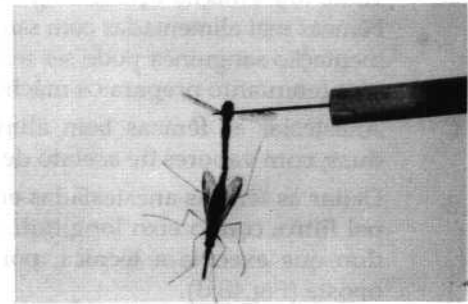
c



d



e



f

FIG. 48: Cópula forçada em anofelino. a: macho anestesiado, sendo transpassado, no tórax, por um microalfinete; b: machos presos a microalfinete, aguardando a recuperação da anestesia; c: macho sem cabeça e pernas, pronto para a cópula; d: fêmeas alimentadas com sangue e anestesiadas, prontas para a cópula; e: fricção, dos últimos esternitos da fêmea, com a genitália externa masculina; f: cópula (macho mantendo a fêmea suspensa). Fotos de José Jurberg.

Anopheles deaneorum Rosa-Freitas, 1989 e outros *Nyssorhynchus*

Até quanto sabemos, a colonização dos anofelinos brasileiros do subgênero *Nyssorhynchus* é dificultada pelo comportamento eurigâmico exibido por nossas espécies. Isto é, os nossos *Nyssorhynchus*, inclusive *An. deaneorum*, não são capazes de copular em gaiolas como as usadas na criação dos Culicíneos, descritas acima. Para superarmos esta dificuldade necessitamos lançar mão da técnica de cópula forçada ou artificial, descrita a seguir, de acordo com Ow Yang et al. (1963).

- a. Machos com idade em torno de 3 dias (3 ou 4 dias para *An. deaneorum*; de 3 a 8 para *An. albiparvus*), sempre mantidos com alimentação açucarada, são rapidamente anestesiados com vapores de acetato de etila (no máximo por 8 a 10 segundos).
- b. Antes que os machos se recuperem da leve anestesia, transpassa-se o seu tórax, lateralmente (aproximadamente, mas não obrigatoriamente, no meio do mesocatepisteno) com um estilete (um microalfinete fixado à ponta de uma haste de madeira) (Fig. 48.a).
- c. Deixar os machos presos aos microalfinetes, em repouso, até que se recuperem completamente da anestesia (Fig. 48.b). A recuperação é evidenciada pela agitação enérgica das pernas e asas diante de estímulos, como leves sopros ou toques em suas pernas. Isso leva cerca de 5 minutos para acontecer.
- d. Arrancar, com cuidado, todas as patas e a cabeça dos machos recuperados da anestesia (restam apenas o tórax, com as asas, e o abdome presos ao estilete) (Fig. 48.c).
- e. Fêmeas com idade em torno de 3 dias (mas podem ser usadas fêmeas com 2 a 6 dias, ou mais), após um período de seis horas de completo jejum (inclusive de alimentação açucarada), são alimentadas com sangue até a repleção. Fêmeas mal alimentadas com sangue geralmente não produzem ovos. A alimentação sanguínea pode ser feita no mesmo indivíduo que executa a técnica (enquanto prepara os machos) ou em animal de laboratório.
- f. Anestesiar as fêmeas bem alimentadas, preferencialmente de duas em duas, com vapores de acetato de etila (20 a 30 segundos).
- g. Deitar as fêmeas anestesiadas em decúbito dorsal, em uma rodela de papel filtro, com o eixo longitudinal de seu corpo perpendicular ao indivíduo que executa a técnica, porém com o ápice do abdome na direção oposta (Fig. 48.d).
- h. Friccionar o ápice do abdome (genitália externa) de um macho (preparado no item d) ao ápice do abdome de uma fêmea (preparada no item g). Isto deve ser feito com o eixo longitudinal do corpo do macho em ângulo reto, ou quase reto, com o do corpo da fêmea (obviamente com a face ventral do macho voltada para o indivíduo que executa a técnica) (Fig. 48.e). A fricção deve ser feita suavemente, como se estivéssemos pincelando lentamente os esternitos VII e VIII com a genitália externa do macho, sempre no mesmo sentido, isto é, do esternito VII para o ápice. Essa operação deve ser executada várias vezes, utilizando-se uma lupa (estereoscópio).

- i. Quando o macho está saudável e apto para a cópula, ele abre seus gonocoxitos e gonostilos no instante em que sua genitália toca na da fêmea. Neste momento, a genitália do macho prende a fêmea pelo final do abdome, como um fórceps.
- j. Para se certificar de que a cópula está sendo bem sucedida, suspende-se o estilete onde o macho está preso até uma altura de aproximadamente 5 cm (Fig. 48.f). Se os anofelinos estiverem copulando, o macho será capaz de manter a fêmea suspensa por alguns segundos. As operações (h), (i) e (j) devem ser repetidas na mesma fêmea, por três vezes, utilizando-se o mesmo macho ou não, de modo a assegurar a fecundação.

Cada macho (preparado no item d; Fig. 48.c) pode copular seis vezes, ou mais. De modo geral, empregamos um macho para fecundar duas fêmeas, fazendo-se com que ele copule três vezes com cada uma.

As fêmeas devem ser copuladas já ingurgitadas com sangue. A anestesia pelo acetato de etila tende a inibir a fome.

A cópula artificial se faz mais facilmente em ambiente com temperatura baixa (23 a 24°C).

As fêmeas copuladas (item j) devem ser mantidas com alimentação açucarada durante três dias. Então, podemos lhes oferecer local para a desova ou lhes forçar a oviposição segundo a técnica de Lanzaro et al. (1988) (ver item "Mosquitos que desovam na água" p.(187)).

As larvas de *An. deaneorum* e de outros *Nyssorhynchus* eclodem em dois dias (no máximo três). As larvas eclodidas são transferidas para os recipientes apropriados para o seu desenvolvimento. Em geral, se usam cubas redondas, esmaltadas ou de plástico, de cor branca, com 15 a 20 cm de diâmetro e 4 a 6 cm de profundidade. A manutenção das larvas de alguns *Nyssorhynchus* é beneficiada colocando-se um ramo de planta aquática (*Elodea* ou *Pistia*) no recipiente de criação. Essas plantas devem ser, prévia e cuidadosamente, lavadas em água corrente, para evitar a introdução de patógenos ou de predadores na cuba de criação. Recomendamos fazer flutuar na superfície da água pequenos triângulos equiláteros (4 cm lado), feitos com pedaço de canudo de plástico (dos que se usam para tomar refrigerantes), dobrados sobre si mesmos e com as pontas conectadas. Os triângulos e as plantas oferecem maior substrato para que as larvas neles se encostrem e repousem enquanto se alimentam e respiram na superfície.

O alimento das larvas deve ser pulverizado sobre a superfície da água, em quantidades pequenas, porém crescentes, de acordo com os estágios de desenvolvimento. Usa-se ração para peixe (à base de farinha de peixe) ou diferentes fórmulas (ver item "Manutenção das larvas" p.(188)), dentre as quais destacam-se aquelas à base de farinhas (uma parte de farinha de peixe: uma de farinha de pão: duas de germe de trigo; ou apenas uma parte de farinha de peixe: duas de germe de trigo). Em todos os casos, as rações devem ser bem trituradas, peneiradas e, se possível, autoclavadas.

O excesso de comida na cuba, correspondendo geralmente à sujeira sedimentada, deve ser recolhido, diariamente, com uma pipeta. Dependendo da

quantidade ou/e qualidade da ração usada, não basta pipetar a sujeira do fundo, necessitando-se trocar totalmente a água da cuba de criação. A água da cuba deve estar sempre translúcida, com aspecto de límpida. Se ela turvar, ou aparecer uma espécie de gosma viscosa no fundo da cuba, é sinal de que chegou o momento de trocar totalmente a água. Os demais cuidados com as larvas e pupas são os sugeridos nas páginas 188 a 190.

O desenvolvimento das larvas de *An. aquasalis* é beneficiado se as criamos em água dotada de certa salinidade (0,5% de água do mar).

Os adultos de *Nyssorhynchus* são alimentados, desde a emergência, com alimentação açucarada (ver item "Manutenção de adultos", p.(185)).

Dados adicionais sobre a colonização de *An. deaneorum*, *An. albiartsis* e *An. aquasalis* podem ser obtidos em Arruda et al., (1982) e Klein et al., (1990).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABEDI, Z.H. & BROWN, A.W.A. (1961). Peritrophic membrane as a vehicle for DDT and DDE excretion in *Aedes aegypti* larvae. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 54: 530-542.
- ADAMES, A.J. (1971). A revision of the crabhole mosquitoes of the genus *Deinocerites*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXIV*. 7: 1-154.
- AITKEN, T.H.G. (1960). A survey of trinidadian arthropods for natural virus infection (August, 1953 to December, 1958). *Mosquito News*, 20: 1-10.
- ALDRIDGE, W.N. (1979). Insecticides, past, present and future: practice and the understanding of mechanisms. *Ann. occup. Hyg.*, 22: 407-409.
- ALIO, A.Y.; ISAQ, A. & DELFINI, L.F. (1985). Field trial on the impact of *Oreochromis opilurus spilurus* on malaria transmission in Northern Somalia. WHO/VBC/85.910, 17 pp.
- AMCA (1952). *Ground Equipment and Insecticides for mosquito control*. American Mosquito Control Association, INC, 114 pp.
- AMCA (1968). *Ground Equipment and Insecticides for mosquito control*. American Mosquito Control Association, INC, 101 pp.
- ANDREADIS, T.G. (1977). An oviposition attractant of pupal origin in *Culex salinarius*. *Mosquito News*, 37: 53-56.
- ANDREADIS, T.C. & HALL, D.W. (1980). Relationship between physiological age and fecundity in *Culex salinarius* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.*, 17: 485-486.
- ANGERILLI, N.P.D. (1980). Influences of extracts of freshwater vegetations on the survival and oviposition by *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Can. Ent.*, 112: 1249-1252.
- ARAGÃO, M.B. (1964) Distribuição geográfica e abundância das espécies de *Anopheles* (*Kerteszia*) (Diptera, Culicidae). *Rev. Bras. Malariol. D. Trop.*, 16: 73-109.
- ARNELL, J.H. (1973) A revision of the genus *Haemagogus*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies. XXXII*, 10: 1-174.
- ARNELL, J.H. (1976) A revision of the scapularis group of *Aedes* (*Ochlerotatus*). *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXXIII*. 13: 1-144.
- ARRUDA, M.E.; RIOS, R.I.; ARANTE, P.C.; OLIVEIRA, A.C. & NASCIMENTO, L.P. (1982). Manutenção em laboratório de *Anopheles albitarsis* e *Anopheles aquasalis* por co-putação induzida. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 77: 89-91.
- ARRUDA, M.E.; CARVALHO, M.B.; NUSSENZWEIG, R.S.; MARACIC, M. FERREIRA, A.W. & COCHRANE, A.H. (1986) Potential vectors of malaria and their different susceptibility to *Plasmodium falciparum* and *Plasmodium vivax* in northern Brazil identified by immunoassay. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 35: 873-881

- ARRUDA, M.E.; NARDIN, E.H.; NUSSENZWEIG, R.S. & COCHRANE, A.H. (1989) Sero-epidemiological studies of malaria in indian tribes and monkeys of the Amazon basin of Brazil. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 41: 379-385.
- BAILEY, D.L.; JONES, R.G. & SIMMONDS, P.R. (1983). Effects of indigenous *Toxorhynchites rutilus rutilus* on *Aedes aegypti* breeding in tire dumps. *Mosquito News*, 43: 33-37.
- BARBER, M.A. & RICE, J.B. (1936) Methods os dissecting and making permanent preparation of salivary glands and stomachs of *Anopheles*. *Amer.J. Hyg.* 24: 32-40.
- BARBOSA, O.C.; TEODORO, U; LOZOVEI, A.L.; SALVIA FILHO, V.; SPINOSA, R.P.; LIMA, E.M. & FERREIRA, M.E.M.C. (1993). Notas sobre culicídeos adultos coletados na região Sul do Brasil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo 27: 214-216.
- BARRETTO, M.P. & COUTINHO, J.O. (1944) Sobre o gênero *Taeniorhynchus* Arribalzaga, 1891, com a descrição de três novas espécies do subgênero *Taeniorhynchus* (Diptera, Culicidae). *Arquiv. Hig. Saúde Públ.*, 9: 53-85.
- BATES, M. (1949). *The natural history of mosquitoes*. The Macmillan Company, NY, 379 pp.
- BEADLE, L.C. (1939). Regulation of the haemolymph in the saline water mosquito larva *Aedes detritus* Edw. *J. Exp. Biol.*, 16: 346-362.
- BECNEL, J.J. & JOHNSON, M.A. (1993) Mosquito host range and specificity of *Edhazardia aedis* (Microspora: Culicosporidae). *J. Amer. Mosq. Control Ass.* 9: 269-274.
- BECKER, N. & LUDWIG, M. (1993) Investigation on possible resistance in *Aedes vexans* field populations after 10 - year applications of *Bacillus thuringiensis israelensis*. *J. Amer. Mosq. Control Ass.* 9: 221-224.
- BEIER, J.C.; COPELAND, R.S.; ONYANGO, F.K.; ASIAGO, C.M.; RAMADHAN, M.; KOECH, D.K. & ROBERTS, C.R. (1991) *Plasmodium* species identified by ELISA for sporozoites removed from dried dissected slides. *J. Med. Entomol.*, 28: 533-536.
- BELKIN, J.N. (1977) *Quinquefasciatus* or *fatigans* for the tropical (southern) house mosquito (Diptera: Culicidae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.*, 79: 45-52.
- BELKIN, J.N. ; HEINEMANN, S.J. & PAGE, W.A. (1970) The Culicidae of Jamaica. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXI*. 6: 1-458.
- BENTLEY, M.D. & DAY, J.F. (1989) Chemical ecology and behavioral aspects of mosquito oviposition. *Ann. Rev. Entomol.* 34: 401- 421.
- BENZON, G.L. & APPERSON, C.S. (1988) Reexamination of chemically mediated oviposition behaviour in *Aedes aegypti*(L.)(Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.* 25: 158-164.
- BERLIN, O.G.W. (1969) A revision of the Neotropical subgenus *Howardina* of *Aedes*. *Contrib. Amer. Ent. Inst., Mosquito studies*. XII. 4: 1-190.
- BERLIN, O.G.W. & BELKIN, J.N. (1980) Subgenera *Aedinus*, *Tinoletes* and *Anoedioparpa* of *Culex*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXXVI*. 17: 1-104.
- BILLINGSLEY, P.F. & RUDIN, W. (1992) The role of the mosquito peritrophic membrane in bloodmeal digestion and infectivity of *Plasmodium* species. *J. Parasitology* 78: 430-440.
- BIRLEY, M.H. & BOORMAN, J.P.T. (1982). Estimating the survival and biting rates of haematophagous insects, with particular reference to *Culicoides obsoletus* group (Diptera: Ceratopogonidae) in southern England. *J. Anim. Ecol.*, 51: 135-148.
- BRAM, R.A. (1967) Classification of *Culex* subgenus *Culex* in the New World (Diptera, Culicidae). *Proc. U.S. Nat. Hist. Mus.*, 120 (3557): 1-122.
- BRANQUINHO, M.S.; TAÍPE LAGOS, C.B.; ROCRA, R.M.; NATAL, D.; BARATA, J.M.S.; COCHRANE, A.H.; NARDIN, E.; NUSSENZWEIG, R.S. & KLOETZEL, J.K. (1993). Anophelines in the state of Acre, Brazil, infected with *Plasmodium falciparum*, *P.vivax*, the variant *P.vivax* VK247 and *P.malariae*. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 87: 391-394.

- BROWN, A.W.A. (1960). Mechanisms of resistance against insecticides. *Ann. Rev. Ent.*, 5: 301-326.
- BROWN, A.W.A. (1986). Insecticide resistance in mosquitoes: a pragmatic review. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.*, 2: 123-140.
- BROWN, B.J.; PLATZER, E.G. & HUGHES, D.S. (1977). Field trials with the mermithid nematode *Romanomermis culicivorax* in California. *Mosquito News*, 37: 603-608.
- BROWNE, S.M. & BENNETT, G.F. (1981). Response of mosquitoes (Diptera: Culicidae) to visual stimuli. *J. Med. Entomol.*, 18: 505-521.
- BRUNO, D.W. & LAURENCE, B.R. (1979). The influence of the apical droplet of *Culex* egg rafts on oviposition of *Culex pipiens fatigans* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.*, 16: 300-305.
- BURGESS, L. (1959). Techniques to give better hatches of the eggs of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). *Mosquito News*, 19: 256-259.
- BURKOT, T.R.; ZAVALA, F.; GWANZ, R.W.; COLLINS, F.H.; NUSSENZWEIG, R.S. & ROBERTS, D.R. (1984). Identification of malaria-infected mosquitoes by a two-sided enzyme-linked immunosorbent assay. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 33: 227-231.
- BUXTON, P.A. (1928). An aspirator for catching midges. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 22: 179-180.
- CAMPOS, R.E. & GARCIA, J.J. (1993). A simple apparatus to separate mosquito larvae from field collected samples. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 100-101.
- CASTELBERRY, D.T. & CECH, J.J. Jr. (1990). Evaluation of selected larvivorous fish species suitable for mosquito control in waste water. *Mosq. Cont. Res. Ann. Rep.*, 1989, 29-31.
- CASTRO, MG.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; NOGUEIRA, R.; SCHATZMAYR, H.G.; DEANE, L.M. & TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A. (1991). Ongoing study on arboviro-sis in Rio de Janeiro State. *II Simp. Internac. sobre arbovírus dos Trópicos e Febres hemorrágicas*, Belém, pg. 4.
- CAUSEY, O.R.; DEANE, L.M. & DEANE, M.P. (1944). An illustrated key to the eggs of thirty species of Brazilian Anophelines, with several new descriptions. *Amer. J. Hyg.*, 39: 1-7.
- CAUSEY, O.R.; DEANE, M.P.; COSTA, O.R. & DEANE, L.M. (1945). Studies on the incidence and transmission of filaria *Wuchereria bancrofti* in Belém, Brazil. *Am. J. Hyg.*, 41: 143-149.
- CAUSEY, O.R.; DEANE, L.M. & DEANE, M.P. (1946). Illustrated key by male genitalic characteristics for the identification of thirty four species of Anophelinae, with a note on dissection technique. *Am. J. Hyg. Monog. Series*, 18: 21-34.
- CAUSEY, O.R.; KUMM, H.W. & LAEMMERT, H.W. (1950). Dispersion of forest mosquitoes in Brazil: Further studies. *Amer. J. Trop. Med.*, 30: 301-312.
- CHADEE, D.D.; LAKHAN, A. RAMDATH, W.R. & PERSAD, R.C. (1993). Oviposition response of *Aedes aegypti* mosquitoes to different concentrations of hay infusions in Trinidad, West Indies. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 346-348.
- CHAPMAN, H.C. (1965). Observations on the biology and ecology of *Orthopodomyia californica* Bohart (Diptera: Culicidae). *Mosquito News*, 24: 432-439.
- CHAPMAN, H.C. (1974). Biological control of mosquito larvae. *Ann. Rev. Entomol.*, 19: 33-59.
- CHARLES, J.F. (1987). Ultrastructural midgut events in Culicidae larvae fed with *Bacillus sphaericus* 2297 spore/crystal complex. *Ann. Inst. Pasteur./Microb.*, 138: 471-484.
- CHARLWOOD, J.D. (1980). Observations on the bionomics of *Anopheles darlingi* Root (Diptera: Culicidae) from Brazil. *Bull. Ent. Res.*, 70: 685-692.

- CHARLWOOD, J.D. & HAYES, J. (1978). Variações geográficas no ciclo de picadas do *Anopheles darlingi* Root no Brasil. *Acta Amazônica*, 8: 601-603.
- CHRISTOPHERS, S.R. (1960). *Aedes aegypti* (L.). *The yellow fever mosquito - its life history, bionomics and structure*. Cambridge University Press, London, 739 pp.
- CLARK, G.G.; ROHRER, W.H.; ROBBINS, D.N.; PRETULA, H.L.; HARROFF, R.N. (1982). Lacrosse virus activity in Illinois detected by ovitraps. *Mosquito News*, 44: 551-557.
- CLEMENTS, A.N. (1963). *The physiology of mosquitoes*. International Series of Monographs on pure and applied biology. The Macmillan Company - NY, 393 pp.
- COCHRANE, A.H.; COLLINS, W.E. & NUSSENZWEIG, R.S. (1984). Monoclonal antibody identifies circumsporozoite protein of *Plasmodium malariae* and detects a common epitope on *Plasmodium brasilianum* sporozoites. *Infect. Immun.*, 45: 592-595.
- COLLESS, D.H. & CHELLAPAH, W.T. (1960). Effects of body weight and size of blood-meal upon egg production in *Aedes aegypti* (Linnaeus) (Diptera, Culicidae). *Am. Trop. Med. Parasit.*, 54: 475-482.
- CONN, J. (1990). A genetic study of the malaria vector *Anopheles nuneztovari* from Western Venezuela. *J. Am. Mosq. Control Ass.*, 6: 400-405.
- CONN, J.; COCKBURN, A.F. & MITCHELL, S.E. (1993). Population differentiation of the malaria vector *Anopheles aquasalis* using mitochondrial DNA. *J. Heredity*, 84: 248-253.
- COLLIER, B.W.; SOLBERG, V.B.; BROWN, M.W. & BOOBAR, L.R. (1992). A fabric body light trap for sampling mosquitoes. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 8: 413-415.
- CONSOLI, R.A.G.B. (1980). Influência da salinidade no desenvolvimento de *Aedes fluviatilis* (Lutz, 1904) em laboratório (Diptera: Culicidae). *Rev. Brasil. Biol.*, 40: 39-43.
- CONSOLI, R.A.G.B. (1982). Longevidade dos adultos de *Aedes fluviatilis* (Lutz, 1904) quando submetidos a diversas dietas de carboidratos e de sangue (Diptera: Culicidae). *Rev. Brasil. Biol.*, 42: 303-310.
- CONSOLI, R.A.G.B. & ESPÍNOLA, H.N. (1973). Possíveis fatores químicos na água que influenciam as fêmeas de *Culex pipiens fatigans* para a oviposição. *Rev. Pat. Trop.*, 1: 49-54.
- CONSOLI, R.A.G.B. & WILLIAMS, P. (1978). Laboratory observations on the bionomics of *Aedes fluviatilis* (Lutz) (Diptera: Culicidae). *Bull. ent. Res.*, 68: 123-136.
- CONSOLI, R.A.G.B. & WILLIAMS, P. (1981). Aspects of the biology of laboratory - reared female *Aedes fluviatilis*. *Mosquito News*, 41: 30-36.
- CONSOLI, R.A.G.B.; ANDRADE, A.C.B. & SILVA, E.C. (1981). Influência da idade cronológica sobre a produção de ovos e o número de dias que antecedem a postura em fêmeas de *Aedes fluviatilis* (Lutz, 1904) alimentadas em vários hospedeiros. *Rev. Brasil. Biol.*, 41: 829-832.
- CONSOLI, R.A.B.; WILLIAMS, P.; MORENO, E.C.; SANTOS, B.S. (1983). Features of reproduction in laboratory reared *Aedes fluviatilis* (Lutz, 1904) (Diptera: Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 78: 37-47.
- CONSOLI, R.A.G.B.; GUIMARÃES, C.T.; SOUZA, C.P. & SANTOS, B.S. (1984). Atividade predatória de *Helobdella triserialis lineata* (Hirudinea: Glossiphoniidae) sobre formas imaturas de *Aedes fluviatilis* e *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) em laboratório. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 18: 359-366.
- CONSOLI, R.A.G.B. & TEIXEIRA, M.A. (1988). Influence of larval and pupal products on the oviposition behaviour of *Aedes fluviatilis* (Lutz) (Diptera: Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 83: 213-218.

- CONSOLI, R.A.G.B.; MENDES, N.M.; PEREIRA, J.P.; SANTOS, B.S. & LAMOUNIER, M.A. (1988a). Influência de diversos derivados de vegetais na sobrevivência das larvas de *Aedes fluviatilis* (Lutz) (Diptera: Culicidae) em laboratório. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 83(1): 87-93.
- CONSOLI, R.A.G.B.; CASTRO, M.M.T.; SILVEIRA, J.N. & SANTOS, B.S. (1988b). Influência da coloração do substrato no comportamento de oviposição de *Aedes fluviatilis* (Lutz) (Diptera: Culicidae). *Rev. Bras. Entomol.*, 32: 375-381.
- CONSOLI, R.A.G.B.; MENDES, N.M.; PEREIRA, J.P.; SANTOS, B.S. & LAMOUNIER, M.A. (1989a). Influence of several plant extracts on the oviposition behaviour of *Aedes fluviatilis* (Lutz) (Diptera: Culicidae) in the laboratory. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84: 47-51.
- CONSOLI, R.A.G.B.; PEREIRA, M.H.; MELO, A.L. & PEREIRA, L.H. (1989b). *Belostoma micantulum* Stal, 1858 (Hemiptera: Belostomatidae) as a predator of larvae and pupae of *Aedes fluviatilis*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84: 577-578.
- CONSOLI, R.A.G.B.; GUIMARÃES, C.T.; CARMO, J.A.; SOARES, D.M.; SANTOS, J.S. (1991) *Astronotus ocellatus* (Cichlidae: Pisces) and *Macropodus opercularis* (Anabatiidae: Pisces) as predators of immature *Aedes fluviatilis* (Diptera: Culicidae) and *Biomphalaria glabrata* (Mollusca: Planorbidae) *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 419-424.
- CORREA, R.R. & RAMALHO, G.R. (1956) Revisão de *Phoniomyia* Theobald, 1903 (Diptera, Culicidae, Sabethini). *Folia Clin. et Biol.*, 25: 1-176.
- COSTA, G.L.; MORAES, A.M.L.; ZICCARDI, M.C.B. & OLIVEIRA, P.C. (1991) Hyphomycetes produtores de micotoxinas entomotoxigênicas o73 para vetores. XVI Congr. Brasil. Microbiol. Santos, S. Paulo.
- COSTA, G.L.; MORAES, A.M.L.; ZICCARDI, M.C.B. & OLIVEIRA, P.C. (1991) Isolamento de cepas fúngicas de uso em controle biológico de vetores. XVI Congr. Brasil. Microbiol. Santos, S. Paulo.
- COSTA, M.J.; FARIAS, E.C. & BRAGHIN, P.L. (1987). Controle biológico de larvas e pupas de mosquitos através do peixe-do-paráíso (*Macropodus opercularis*) II Sobrevivência e reprodução do *Macropodus opercularis* em águas poluídas e eutrofizadas do reservatório Billings. *Rev. DAE*, 47: 72-74.
- COSTA LIMA, A.M.; GUITTON, N. & FERREIRA, O. (1962) Comentários relativos às espécies da tribo Toxorhynchitini (Megarhini) com a descrição de uma espécie nova de *Lynchiella* (Diptera, Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 60: 225-252.
- CURTIN, T.J. & JONES, J.C. (1961). The mechanism of ovulation and oviposition in *Aedes aegypti*. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 54: 298-313.
- DARSIE, R.F. & MITCHELL, C.J. (1985) The mosquitoes of Argentina. Parts I and II. *Mosq. System.*, 17: 153-362.
- DASH, A.P. & RANJIT, M.R. (1992) Comparative efficacy of Aphid extracts and some juvenoids against the development of mosquitoes. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 247-251.
- DAVIS, D.E. (1944) A comparison of mosquitoes captured with an avian bait at different vegetation levels. *Rev. Entom.*, 15: 209-215.
- DEANE, L.M. (1951) Observações sobre alguns hábitos dos adultos de *Culex fatigans*, o principal transmissor da filariose em Belém, Pará. *Rev. Ser. Esp. Saúde Públ.*, 4: 423-464.
- DEANE, L.M. (1985). Malária no Brasil. *Cadernos de Saúde Públ.*, Rio de Janeiro, 1:86-94.
- DEANE, L.M. (1986) Malaria Vectors in Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 81, Suppl. II: 5-14.
- DEANE, L.M. (1988). Malaria studies and control in Brazil. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 38: 223-230.

- DEANE, L.M. (1989). A cronologia da descoberta dos transmissores da malária na Amazônia Brasileira. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84 (Supl. IV): 149-156.
- DEANE, M.P. & CAUSEY, O.R. (1943). Viability of *Anopheles gambiae* eggs and morphology of unusual types found in Brazil. *Am. J. Trop. Med.*, 23: 95-102.
- DEANE, L.M.; CAUSEY, O.R. & DEANE, M.P. (1947) Chave ilustrada para a identificação de trinta e cinco espécies de anofelinos das regiões Nordeste e Amazônica do Brasil pelos caracteres da fêmea, com notas sobre os transmissores da malária (Diptera, Culicidae). *Rev. Serv. Esp. Saúde Públ.*, 1: 309-336.
- DEANE, L.M.; CAUSEY, O.R. & DEANE, M.P. (1948) Notas sobre a distribuição e a biologia dos anofelinos das Regiões Nordeste e Amazônica do Brasil. *Rev. Serv. Esp. Saúde Públ.*, 1: 827-966.
- DEANE, L.M. & DAMASCENO, R. (1948). Altura do pouso das fêmeas de *Anopheles darlingi* e *Anopheles aquasalis* nas paredes internas das casas. *Rev. Serv. Esp. Saúde Públ.*, 2: 501-508.
- DEANE, L.M.; DEANE, M.P.; FERREIRA NETO, J.A. & ALMEIDA, F.B. (1971) On the transmission of simian malaria in Brazil. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 13: 311-319.
- DEANE, L.M.; FERREIRA-NETO, F.A.; CERQUEIRA, N.L. & ALMEIDA, F.B. (1968). Studies on monkey malaria in the vicinity of Manaus, State of Amazonas, Brazil. *Rev. Inst. Med. Trop.*, S. Paulo, 10: 325-341.
- DEANE, L.M.; FERREIRA-NETO, J.; DEANE, M.P. & SILVEIRA, I.P.S. (1970) *Anopheles (Kerteszia) cruzii*, a natural vector of the monkey malaria parasites, *Plasmodium simium* and *Plasmodium brasilianum*. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 64: 647.
- DEANE, L.M.; VERNIN, C.S. & DAMASCENO, R.G. (1949) Avaliação das preferências alimentares das fêmeas de *Anopheles darlingi* e *Anopheles aquasalis* em Belém, Pará, por meio de provas de precipitina. *Rev. Serv. Esp. Saúde Públ.*, 2: 793-808.
- DEL ROSARIO, A. (1963). Studies on the biology of Philippine mosquitoes. II Observations on the life and behaviour of *Aedes albopictus* (Scuse) in the laboratory. *Philipp. J. Sci.*, 92: 89-103.
- DELGADO, N. & RUBIO-PALIS, Y. (1992). Morphometric characterization of the malaria vector *Anopheles nuneztovari* (Diptera: Culicidae) from Western Venezuela. *Mosq. System.*, 24: 231-241.
- DELGADO, N. & RUBIO-PALIS, Y. (1993). Identification of *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Diptera: Culicidae) occurring in Western Venezuela. *Mosq. System.*, 25.
- DETINOVA, T.S. (1962). Age-Grouping methods in Diptera of medical importance. WHO, Monograph series nr. 47, 215 pp.
- DIMOND, J.B.; LEA, A.O. & DELONG, D.M. (1958). Nutritional requirements for reproduction in insects. *Proc. Tenth. Int. Congr. Ent.* 1956: 135-137.
- DOBROWORSKY, N.V. (1959). Notes on Australian mosquitoes (Diptera: Culicidae). IV *Aedes alboanulatus* complex in Victoria. *Proc. Linn. Soc. N.S.W.*, 84: 131-145.
- DREYER, G. & MEDEIROS, Z. (1990) Filariose linfática: Ainda um desafio. *Ciência Hoje*, 12: 6-7.
- DREYER, G.; MEDEIROS, Z.; BÉLIZ, F.; VERGETTI, G.; VERGETTI, A.; CAFE, T. & FONTES, G. (1991) Autochthonous *Wuchereria bancrofti* microfilaremia in the city of Macaé, Alagoas - Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 495-496.
- DURET, J.P. (1969) Estudio sobre *Culex (Melanoconion) ocellatus* y sus especies afines (Diptera; Culicidae). *Physis*, 29:113-129.
- EDMAN, J.D.; STRICKMAN, D.; KITTAYAPONG, P. & SCOTT, T.W. (1992) Female *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Thailand rarely feed on sugar. *J. Med. Entomol.* 29: 1035-1038.

- EDWARDS, F.W. (1936) *Mosquitoes of the Ethiopian Region. III - Culicine adults and pupae*. London, 499 p.
- ELLIOT, R. (1972). The influence of vector behavior on malaria transmission. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 21: 755-763.
- EVANS, D.R. & MELLON, De F. (1962). Electro physiological studies of a water receptor associated with the taste sensilla of the blowfly. *J. Gen. Physiol.*, 45: 487-500.
- FARAN, M.E. (1980) A revision of the Albimanus Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXXIV*. 15: 1-215.
- FAY, R.W. & PERRY, A.S. (1965). Laboratory studies of oviposition preferences of *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, 25: 276-281.
- FERREIRA NETO, J.A.; DEANE, L.M. & CARNEIRO, E.W.B. (1970). Infecção natural de guaribas, *Alouatta belzebul belzebul* (L., 1766), pelo *Plasmodium brasilianum* Gonder & Berenberg-Gossler, 1908, no Estado do Maranhão, Brasil. *Rev. Inst. Med. Trop., São Paulo*, 12: 169-174.
- FLORES-MENDOZA, C. (1994) *Um estudo sobre alguns aspectos comportamentais, morfológicos e bioquímicos de Anopheles aquasalis* Curry, 1932. Tese, Rio de Janeiro: Inst. Oswaldo Cruz.
- FLORES-MENDOZA, C. & DEANE, L.M. (1993). Where are the resting places of *Anopheles aquasalis* males? *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 88: 501-502.
- FORATTINI, O.P. (1962). *Entomologia Médica*. Vol. I., Faculdade de Higiene e Saúde Pública, S. Paulo, 662 pp.
- FORATTINI, O.P. (1965a) *Entomologia Médica*. Vol. II. Fac. Saúde Pública. Univ. São Paulo. 506 p.
- FORATTINI, O.P. (1965b) *Entomologia Médica*. Vol. III. Fac. Saúde Pública. Univ. São Paulo. 416.
- FORATTINI, O.P. (1987). Comportamento exófilo de *Anopheles darlingi* Root em Região Meridional do Brasil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 21: 291-304.
- FORATTINI, O.P. & GOMES, A.C. (1988) Biting activity of *Aedes scapularis* and *Haemagogus* mosquitoes in Southern Brazil (Diptera: Culicidae). *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 22: 84-93.
- FORATTINI, O.P.; GOMES, A.C.; GALATI, E.A.B.; RABELLO, E.X. & IVERSSON, L.B. (1978 a) Estudos ecológicos sobre mosquitos Culicidae no Sistema da Serra do Mar, Brasil. I. Observações no ambiente extradomiciliar. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 12: 297-325.
- FORATTINI, O.P.; GOMES, A.C.; GALATI, E.A.B.; RABELLO, E.X. & IVERSSON, L.B. (1978 b) Estudos ecológicos sobre mosquitos Culicidae no Sistema da Serra do Mar, Brasil. 2. Observações no ambiente domiciliar. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 12: 476-496.
- FORATTINI, O.P.; GOMES, A.C.; KAKITANI, I. & MARUCC, D. (1991) Observações sobre domiciliação de mosquitos *Culex (Melanoconion)*, em ambientes com acentuadas modificações antrópicas. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 25: 257-266.
- FORATTINI, O.P.; GOMES, A.C.; NATAL, D.; KAKITANI, I. & MARUCCI, D. (1987) Preferências alimentares de mosquitos Culicidae no Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 21: 171-187.
- FORATTINI, O.P.; GOMES, A.C.; NATAL, D. & SANTOS J.L.F. (1986) Observações sobre atividade de mosquitos Culicidae em matas primitivas da planície e perfis epidemiológicos de vários ambientes no Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 20: 178-203.

- FORATTINI, O.P. & SALLUM, M.A.M. (1987) Studies on some species of *Culex* (*Melanoconion*), with the description of a new one from Southern Brazil (Diptera: Culicidae). *Rev. Saúde Públ.*, 21: 123-156.
- FORATTINI, O.P. & SALLUM, M.A.M. (1989) Taxonomic study and redescription of *Culex* (*Melanoconion*) *theobald* (Lutz, 1904) (Diptera: Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84 (supl. IV): 201-208.
- FORATTINI, O.P. & SALLUM, M.A.M. (1992) Cibarial armature as taxonomic characters for the Spiseps Section of *Culex* (*Melanoconion*) (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 24: 70-84.
- FORATTINI, O.P. & SALLUM, M.A.M. (1993a) Redescription of *Culex* (*Melanoconion*) *inadmirabilis* Dyar and synonymy of *Culex* (*Melanoconion*) *mistura* Komp and Rozeboom (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 25: 77-88.
- FORATTINI, O.P. & SALLUM, M.A.M. (1993b) Taxonomic study of some species of the educator group of *Culex* (*Melanoconion*) (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 25: 89-109.
- FORATTINI, O.P.; KAKITANI, I.; MASSAD, E. & MARUCCI, D. (1993) Studies on mosquitoes (Diptera: Culicidae) and anthropic environment. 4-Survey of resting adults and synanthropic behaviour in South-Eastern, Brazil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 27: 398-411.
- FRAKER, P.J. & SPECK, J.C. (1978) Protein and cell membrane iodinations with a sparingly soluble chloroamide, 1,3,4,6-tetrachloro-3a,6a-diphenylglycoluril. *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, 80: 849-857.
- FREITAS, J.R. & HAMRUM, C.L. (1950). The contact chemoreceptors of adult yellow fever mosquitoes, *Aedes aegypti*. *J. N. Y. Ent. Soc.*, 58: 133-142.
- FROOTE, R.H. (1954) The larvae and pupae of the mosquitoes belonging to the *Culex* subgenera *Melanoconion* and *Mochlostyrax*. *Tech. Bull. U.S. Dept. Agric.*, n. 1091.
- FROST, F.M.; HERMS, W.B. & HOSKIN, W.M. (1936). The nutritional requirements of the larvae of the mosquito *Theobaldia incidens* (Thom.). *J. Exp. Zool.*, 73: 461-479.
- GABALDON, A.; ULLOA, G.; GODOY, N.; MARQUEZ, E. & PULIDO, J. (1977a) *Aedeomyia squamipennis* (Diptera: Culicidae) vector natural de malária aviária em Venezuela. *Bol. Dir. Malariol. y San. Amb.*, 17: 9-13.
- GABALDON, A.; ULLOA, G.; PULIDO, J. & SUTIL, E. (1977b) Especies de la familia Culicidae que presentan ornitofilia en Venezuela. *Bol. Dir. Malariol. y San. Amb.*, 17: 3-8.
- GABALDON, A.; ULLOA, G. & ZERPA, N. (1988) *Plasmodium cathemerium*, cepa de Icteridae inoculable a palomas, patos y pavos; sus vectores y utilidad en enseñanza e investigación. *Bol. Dir. Malariol. y San. Amb.*, 28: 53-68.
- GALINDO, P.; TRAPIDO, H. & CARPENTER, S.J. (1950). Observations on diurnal forest mosquitoes in relation to sylvan yellow fever in Panama. *Am. J. Trop. Med.*, 30: 533-574.
- GALINDO, P.; BLANTON, F.S. & PEYTON, E.L. (1954) A revision of the *Uranotaenia* of Panama with notes on other American species of the genus (Diptera, Culicidae). *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 47: 107-177.
- GALUM, R. & FRAENKEL, G. (1957). Physiological effects of carbohydrates in the nutrition of a mosquito, *Aedes aegypti* and two flies *Sarcophaga bullata* and *Musca domestica*. *J. Cell. Comp. Physiol.*, 50: 1-23.
- GALVÃO, A.L. & LANE, J. (1941) Observações sobre alguns anofelinos de Salobra, Mato Grosso (Diptera, Culicidae). *Rev. Bras. Hyg.*, 11: 10-18.
- GALVÃO, A.L.; DAMASCENO, R.G. & MARQUES, A.P. (1942) Algumas observações sobre a biologia dos anofelinos de importância epidemiológica em Belém do Pará. *Arq. Hig.* (Rio de Janeiro) 12: 51-111.

- GERBERG, E.J.; GENTRY, J.W. & DIVEN, L.H. (1968). Mass rearing of *Anopheles stephensi* Liston. *Mosquito News*, 28: 342-346.
- GJULLIN, C.M.; JOHNSEN, J.O. & PLAPP, F.W. (1965). The effects of odors released by various waters on the oviposition sites selected by two species of *Culex*. *Mosquito News*, 25: 266-271.
- GORHAM, J.R.; STOJANOVICH, C.J. & SCOTT, H.G. (1967) *Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de Sudamerica Oriental*. U.S. Dep. Health, Educ. & Welfare. 64 p.
- GRIFFITHS, R.B. & GORDON, R.M. (1952). An apparatus which enables the process of feeding by mosquitoes to be observed in the tissues of a live rodent; together with an account of the ejection of saliva and its significance in malaria. *Ann. Trop. Med. Parasit.*, 46: 311-319.
- GUEDES, S.S.; FREITAS, J.R. & XAVIER, S.B. (1953). Contribuição ao conhecimento da distribuição geográfica dos anofelinos e algumas observações sobre a biologia do *Anopheles darlingi*. *Rev. Bras. Malariol. D. Trop.*, 5: 157-165.
- GUEDES, A.S. & SOUZA, M.A. (1964) Sobre *Psorophora (Janthinosoma) albigena* Lutz, 1908 e *Psorophora (Janthinosoma) albipes* (Theobald, 1907) (Diptera, Culicidae). *Rev. Bras. Malariol. D. Trop.*, 16: 471-486.
- HALCROW, J.G. (1955). Notes on the laboratory colony of *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Scuse) and its distribution in Mauritius. *Proc. Roy. Entomol. Soc. London*, 30: 40-42.
- HAMON, J.; CHAUVET & THÉLIN, L. (1961). Observations sur les méthodes d'évaluation de l'âge physiologique des femelles d'*Anopheles*. *Bull. World. Hlth. Org.*, 24: 437-443.
- HARBACH, R.E. (1991) A new subgenus of genus *Sabethes* (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 23: 1-9.
- HARBACH, R.E. & KNIGHT, K.L. (1980) *Taxonomists' glossary of mosquito anatomy*. Plexus Publ., Marlton, New Jersey, 415 pg.
- HARBACH, R.E. & PEYTON, E.L. (1990) Transfer of the subgenus *Davismyia* from *Wyeomyia* to *Sabethes* and description of the type species, *Miamiya petrocchiai* (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 22: 149-159.
- HARBACH, R.E. & PEYTON, E.L. (1993) Morphology and evolution of the larval maxilla and its importance in the classification of the Sabethini (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 25: 1-16.
- HARBACH, R.E.; ROBERTS, D.R. & MANGUIN, S. (1993) Variation in the hindtarsal markings of *Anopheles darlingi* (Diptera: Culicidae) in Belize. *Mosq. System.*, 25: 192-197.
- HAYES, J.; CALDERON, G.; FALCON, R. & ZAMBRANO, V. (1987). Newly incriminated anopheline vectors of human malaria parasites in Junin Department, Peru. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 3: 418-422.
- HERVÉ, J.P.; DÉGALLIER, N.; TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A. & SÁ FILHO, G.C. (1985) A febre amarela silvestre no Brasil e os riscos de propagação urbana. *Hiléia Médica*, Belém, 7: 31-40.
- HERVÉ, J.P. & TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A. (1983) Ecologia da febre amarela no Brasil. *Rev. Fund. S.E.S.P.*, 28: 11-19.
- HERVÉ, J.P.; DÉGALLIER, N.; TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A.; PINHEIRO, F.P. & SÁ FILHO, G.C. (1986) Arboviroses - Aspectos ecológicos. In: INSTITUTO EVANDRO CHAGAS - 50 anos de contribuição às ciências biológicas e à medicina tropical. Fund. Serv. Saúde Pública, Belém, vol. 1, 529 pg.
- HILBURN, L.R.; WILLIS, N.L. & SEAWRIGHT, J.A. (1983). An analysis of preference in the color of oviposition sites exhibited by female *Toxorhynchites r. rutilus* in the laboratory. *Mosquito News*, 43: 302-306.

- HOBBS, J.H. & MOLINA, P.A. (1983). The influence of the aquatic fern *Salvinia auriculata* on the breeding of *Anopheles albimanus* in coastal Guatemala. *Mosquito News*, 43: 456-457.
- HOCH, A.L.; PINHEIRO, F.P.; ROBERTS, D.R. & GOMES, M.L.C. (1987) El virus Oro-pouche. Transmission en el laboratorio por *Culex quinquefasciatus*. *Bol. Ofic. Sanit. panamer.*, 103: 106-112.
- HOPKINS, G.H.E (1936) *Mosquitoes of the Ethiopian Region. I - Larval bionomics of mosquitoes and taxonomy of Culicine larvae*. London. 250 p.
- HUANG, Y. (1972) The subgenus *Stegomyia* of *Aedes* in Southeast Asia. I - The scutellaris group of species. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Contrib. to the Mosquito Fauna of Southeast Asia*. XIV. 9: 1-109.
- HUDSON, B.N.A. (1956). The behaviour of the tame female mosquito in selecting water for oviposition. *Jour. Exp. Biol.*, 33: 478-492.
- IKESHOJI, T. & MULLA, S.M. (1970). Oviposition attractants for four species of mosquitoes in natural breeding waters. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, 63: 1322-1327.
- IKESHOJI, T.; SAITO, K. & YANO, A. (1975). Bacterial production of the ovipositional attractants for mosquitoes on fatty acid substrates. *Appl. Entomol. Zool.*, 10: 239-242.
- IKEMOTO, T.; SUMITRO, PANJAITAN, W. & SHIBUYA, T. (1986). Laboratory and small-scale field tests of larvicides and larvivorous fishes against *Anopheles sundaicus* larvae at Perupuk Village, North Sumatra, Indonesia. *Jpn. J. Sanit. Zool.*, 37: 105-102.
- INDRIS, B.E.M. (1960). Die Entwicklung im normalen Ei von *Culex pipiens* L. (Diptera). *Z. Morph. Okol. Tiere*, 49: 387-429.
- ITO, T. & KURIHARA, T. (1992) Efficacy of Permethrin - and Cyphenothrin - impregnated nettings against *Culex pipiens pallens*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 84-85.
- JENKINS, D.W. (1964). Pathogens, parasites and predators of medically important arthropods. *Bull. Wld. Hlth. Org.*, 30 (suppl.): 5-150.
- JEWELL, D. (1981). A security modification for the "American Model" mosquito light trap. *Mosquito News*, 41: 183-184.
- JOBLING, B. (1935). The effect of light and darkness on oviposition in mosquitoes. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 29: 157-166.
- JONES, J.C. (1960). The anatomy and rhythmical activities of the alimentary canal of *Anopheles* larvae. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 53: 459-474.
- JUDD, G.J.R. & BORDEN, J.H. (1980). Oviposition deterrents for *Aedes aegypti* in extracts of *Lemna minor*. *J. Entomol. S. Brit. Col.*, 77: 30-33.
- KALPAGE, K.S.P. & BRUST, R.A. (1973). Oviposition attractants produced by immature *Aedes atropalpus*. *Environ. Entomol.*, 2: 729-730.
- KAY, B.M.; CABRAL, C.P.; ARAUJO, D.B.; RIBEIRO, Z.M.; BRAGA, P.H. & SLEIGH, A.C. (1992) Evaluation of a funnel trap for collecting copepods and immature mosquitoes from wells. *J. Amer. Mosq. Control Ass.* 8: 372-375.
- KITZMILLER, J.B.; KREUTZER, R.D. & TALLAFERRO, E. (1973). Chromosomal differences in populations of *Anopheles nuneztovari*. *Bull. W.H.O.*, 48: 435-455.
- KLEIN, T.A. & LIMA, J.B.P. (1990). Seasonal distribution and biting patterns of *Anopheles* mosquitoes in Costa Marques, Rondonia, Brazil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 6: 700-707.
- KLEIN, T.A.; LIMA, J.B.P. TADA, M.S. (1991a). Comparative susceptibility of anopheline mosquitoes to *Plasmodium falciparum* in Rondônia, Brazil. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 44: 598-603.

- KLEIN, T.A.; LIMA, J.B.P.; TADA, M.S. & MILLER, R. (1991b). Comparative susceptibility of anopheline mosquitoes in Rondônia, Brazil, to infection by *P. vivax*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 45: 463-470.
- KLEIN, T.A.; LIMA, J.B.P. & TODA-TANG, A. (1990). Colonization and maintenance of *Anopheles deaneorum* in Brazil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 6: 510-513.
- KLOTER, K.O.; BOWMAN, D.P.; CARROLL, M.K. (1983). Evaluation of some ovitrap materials used for *Aedes aegypti* surveillance. *Mosquito News*, 43: 438-441.
- KLOWDEN, M.J. & LEA, A.O. (1980). "Physiologically old" mosquitoes are not necessarily old physiologically. *Amer. J. Trop. Med. Hyg.*, 29: 1460-1464.
- KLOWDEN, M.J. & CHAMBERS, G.M. (1992). Reproductive and metabolic differences between *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.* 29: 467-471.
- KNAUS, R.M.; FOIL, L.D.; ISSEL, C.J. & LEPRINCE, D.J. (1993). Insect blood meal studies using radiolabeled 24 Na and 22 Na. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 246-268.
- KNIGHT, K.L. (1978) *Supplement to A catalog of the mosquitoes of the world* (Diptera: Culicidae). The Thomas Say Foundation, vol. VI (Suppl.), 107 pg.
- KNIGHT, K.L. & STONE, A. (1977) *A catalog of the mosquitoes of the world* (Diptera: Culicidae). The Thomas Say Foundation, vol. VI, 611 pg.
- KREUTZER, R.D.; KITZMILLER, J.B. & FERREIRA, E. (1972). Inversion polymorphism in the salivary gland chromosomes of *Anopheles darlingi*. *Mosquito News*, 32: 555-556.
- KREUTZER, R.D.; KITZMILLER, J.B. & RABBANI, M.G. (1976). Cytogenetically distinguishable sympatric and allopatric populations of the mosquito *Anopheles albitarsis*. *Acta Amazônica*, 6: 473-481.
- KUMM, H.W. & CERQUEIRA, N.L. (1951) The role of *Aedes leucocelaenus* in the epidemiology of jungle yellow fever in Brazil. *Bull. Ent. Res.*, 42: 195-200.
- LAEMMERT, H.W.; CASTRO FERREIRA, L. & TAYLOR, R.M. (1946) An epidemiological study of jungle yellow fever in an endemic area in Brazil. Part II - Investigation of vertebrate hosts and arthropod vectors. *Amer. J. Trop. Med.*, 26: 23-69.
- LANCIANI, C.A. (1993) Photoperiod and longevity in *Anopheles crucians*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 308-312.
- LANE, J. (1953) *Neotropical Culicidae*. Univ. São Paulo. 2 vols. 1112 p.
- LANE, J. & CERQUEIRA, N.L. (1942) Os Sabetíneos da América (Diptera, Culicidae). *Arch. Zool.*, São Paulo. 3: 473-849.
- LANE, J. & WHITMAN, L. (1951) The subgenus *Microculex* in Brazil (Diptera, Culicidae). *Rev. Brasil. Biol.*, 11: 341-366.
- LANZARO, G.C.; NARANG, S.K.; MITCHELL, S.E.; KEISER, P.E. & SEAWRIGHT, J.A. (1988). Hybrid male sterility in crosses between field and laboratory strains of *Anopheles quadrimaculatus* (Say) (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.*, 25: 248-255.
- LEA, A.O. & DE LONG (1958). Studies on the nutrition of *Aedes aegypti* larvae. *Proc. Tenth. Int. Congre. Ent.* (1956), 2: 299-302.
- LEISER, L.B. & BEIER, J.C. (1982). A comparison of oviposition traps and New Jersey light traps for *Culex* population surveillance. *Mosquito News*, 42: 391-395.
- LOGAN, T.M. (1990). Pretreatment of floodwater *Aedes* habitats (dambos) in Kenya with a sustained-release formulation of methoprene. *J. Am. Mosq. Cont. Assoc.*, 6: 736-738.
- LOPES, O.S.; SACCHETTA, L.A.; FRANCY, D. B.; JAKOB, W.L. & CALISHER, C.H. (1981) Emergency of a new arbovirus disease in Brazil. III. Isolation of Rocio virus from *Psorophora ferox* (Humboldt, 1819). *Amer. J. Epidem.*, 113: 122-125.
- LOUNIBUS, L.P. (1991) A mother superior. *Natural History*, (July): 46-48.

- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. (1984) Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granjas Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. I. Frequência comparativa das espécies em diferentes ambientes e métodos de coleta. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 79: 479-490.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. (1989) Some observations on the mosquitoes of indian settlements in Xingu National Park, Mato Grosso State, Brazil, with emphasis on malaria vectors. *Rev. Brasil. Biol.*, 49: 393-397.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; SILVA, T.F. & HEYDEN, R. (1985) Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granjas Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. II. Frequência mensal e no ciclo lunar. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 80: 123-133.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. & SILVA, T.F. (1985) Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granjas Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. III. Preferência horária das fêmeas para o hematofagismo. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 80: 195-202.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. & HEYDEN, R. (1986) Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granjas Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. IV. Preferências alimentares quanto ao hospedeiro e frequência domiciliar. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 81: 15-27.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; HEYDEN, R. & SILVA, T.F. (1986) Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granjas Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. V. Criadouros. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 81: 265-271.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. & CASTRO, F.A. (1989) Ornithophilic mosquito species and the domestic fowl malaria vector in Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84 (Suppl.II): 143
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; GUIMARÃES, A.G.; ARLÉ, M. SILVA, T.F.; CASTRO, M.G.; MOTTA, M.A. & DEANE, L.M. (1989) Anopheline species, some of their habits and relation to malaria in endemic areas of Rondônia state, Amazon region of Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84: 501-514.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. & CASTRO, F.A. (1991) *Culex saltanensis* Dyar, 1928 - Natural vector of *Plasmodium juxtannucleare* in Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 87-94.
- LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; SILVA, T.F. & CASTRO, M.G. (1991) On the immature stages of two mosquitoes (Diptera: Culicidae) originally described from Rio de Janeiro, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 86: 209-218.
- LUCENA, D.T. (1950) Hábitos domiciliares do *Anopheles tarsimaculatus* Goeldi, 1905. *Rev. Brasil. Mal.*, 2: 239-260.
- MAGNARELLI, L.A. (1980). Bionomics of *Psophora ferox* (Diptera: Culicidae) seasonal occurrence and acquisition of sugars. *J. Med. Ent.*, 17: 328-332.
- MARICONI, F.A.M. (1980). *Inseticidas e seu emprego no combate às pragas*. Vol. 1, 4a. edição, 1980, Editora Nobel, SP, 305 pp.
- MARTEN, G.G. (1990) Elimination of *Aedes aegypti* from tire piles by introducing *Macrocylops albidus* (Copepoda: Cyclopidae). *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 6: 689 - 693.
- MARTEN, G.G.; CHE, W. & BORDES, E.S. (1993) Compatibility of cyclopoid copepods with mosquito insecticides. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 150-154.
- MATSUMURA, F. & BROWN, A.W.A. (1961). Biochemical study of a malathion tolerant strain of *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, 21: 192-194.

- Mc CRAY, E. M. Jr. (1961). A mechanical device for the rapid sexing of *Aedes aegypti* pupae. *J. Econ. Entomol.*, 54: 819.
- MEDEIROS, Z.; DREYER, G.; ANDRADE, L.D.; PIRES, M.L.; MENDES, J. & PIMENTAEL, R. (1992) *Wuchereria bancrofti* microfilarial density of autochthonous cases and natural *Culex quinquefasciatus* from fermented bermuda grass infusions. *J. Am. Mosq. Cont. Assoc.* 8: 11-17.
- MILLAR, B.R. & BALLINGER, M.E. (1988) *Aedes albopictus* mosquitoes introduced into Brazil: vector competence for yellow fever and dengue viruses. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 82 : 476-477.
- MILWARD DE ANDRADE, R. (1959a). Cloro dos cloretos e pH em biótopos de Anofelinos pesquisados no Distrito Federal, Brasil I. *Anopheles tarsimaculatus* e *Anopheles argyritarsis* (Diptera: Culicidae). *Rev. Bras. Mal. D. Trop.*, 10: 17-30.
- MILWARD DE ANDRADE, R. (1959b). Cloro dos cloretos e pH em biótopos de Anofelinos pesquisados no Distrito Federal, Brasil II. *Anopheles albitarsis* e *Anopheles noroestensis* (Diptera: Culicidae). *Rev. Bras. Mal. D. Trop.*, 10: 117-125.
- MITCHELL, C.J. & FORATTINI, O.P. (1984). Experimental transmission of Rocio encephalitis virus by *Aedes scapularis* (Diptera: Culicidae) from the endemic zone in Brazil. *J. Med. Entomol.*, 21: 34-37.
- MITCHELL, C.J.; FORATTINI, O.P. & MILLER, B.R. (1986) Vector competence experiments with Rocio virus and three mosquito species from the epidemic zone in Brazil. *Rev. Saúde Públ.*, S. Paulo, 20: 171-177.
- MITCHELL, C.J. & MILLER, B.R. (1990) Vertical transmission of dengue viruses by strains of *Aedes albopictus* recently introduced into Brazil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 6: 251-253.
- MIURA, T. & TAKAHASHI, R.M. (1973). Laboratory and field observations on oviposition preferences of *Aedes migromaculis* (Diptera: Culicidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, 66: 244-251.
- MORLAND, H. B.; HAYES, R.O. & SCHOOFF, H. (1963). Methods for mass rearing of *Aedes aegypti* (L.). *U.S. Public Rpts*, 78: 711-719.
- MORRIS, C.D. & De FOLIART, G.R. (1969). A comparison of mosquito catches with miniature light traps and CO2 baited traps. *Mosquito News*, 29: 424-426.
- MULHERN, T.D. (1953). Better results with mosquito light traps through standardizing mechanical performance. *Mosquito News*, 13: 130-133.
- NASCI, R.S.; HARE, S.G. & WILLIS, S. (1989). Interspecific mating between Louisiana strains of *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti* in the field and laboratory. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 5: 416-421.
- NASCI, R.S.; TANG, K.H.; BECNEL, J.J. & FUKUDA, T. (1992) Effect of per os *Edhazardia aedis* (Microsporidia: Amblyosporidae) infection on *Aedes aegypti* mortality and body size. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 131-136.
- NATAL, D. (1981) Importância epidemiológica de *Culex* do subgênero *Melanoconion* (Diptera, Culicidae). *Tese. Fac. Saúde Públ.*, Univ. S. Paulo, 89 pg + anexos.
- NAYAR, J.K. (1982) Bionomics and physiology of *Culex nigripalpus* (Diptera: Culicidae) of Florida: An important vector of diseases. *Tech. Bull.*, n. 827, Florida Agric. Exper. Station, 73 pg.

- NAYAR, J.K. (1985) Bionomics and Physiology of *Aedes taeniorhynchus* and *Aedes sollicitans*, the salt marsh mosquitoes of Florida. *Tech. Bull.*, n.852, Florida Agric. Exper. Station, 148 pg.
- NAYAR, J.K. & SAUERMANN, Jr. D.M. (1973). A comparative study of flight permance and fuel utilization as a function of age in females of Florida mosquitoes. *J. Insect. Physiol.*, 19: 1977-1988.
- NAYAR, J.K. & SAUERMANN, Jr. D.M. (1975). The effects of nutrition on the survival and fecundity in Florida mosquitoes II. Utilization of a blood-meal for survival. *J. Med. Entomol.*, 12: 99-103.
- NELSON, S.M. & KEENAN, L.C. (1992) Use of an indigenous fish species, *Fundulus zebrius* in a mosquito abatement program: a field comparison with the mosquito fish *Gambusia affinis*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 301-304.
- OLIVEIRA-FERREIRA, J.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; DEANE, L.M. & DANIEL-RIBEIRO, C.T., 1992. Feeding preference of *Anopheles darlingi* in malaria endemic areas of Rondônia state - Northwestern Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 87: 601-602.
- OLIVEIRA-FERREIRA, J.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R.; TEVA, A.; DEANE, L.M. & DANIEL-RIBEIRO, C.T. (1990) Natural malaria infections in anophelines in Rondônia State, Brazilian Amazon. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 43: 6-10.
- O' ROURKE, F.J. (1956). Observations on pool and capillary feeding in *Aedes aegypti* (L.). *Nature*, Lond., 177: 1087-1088.
- OW YANG, C.F.; ST. MARIA, F.L. & WHARTON, R.H. (1963). Maintenance of a laboratory colony of *Anopheles maculatus* Theobald by artificial maiting. *Mosquito News*, 23: 34-35.
- OZAKI, L.S.; GWADS, R.W. & GODSON, G.N. (1984). Simple centrifugation method for rapid separation of sporozoites from mosquitoes. *J. Parasit.*, 70: 831-833.
- PETERSEN, J.J. (1978). Observations on the mass production of *Romanomermis culicivorax*, a nematode parasite of mosquitoes. *Mosquito News*, 38: 83-86.
- PEYTON, E.L.; WILKERSON, R.C. & HARBACH, R.E. (1992) Comparative analysis of the subgenera *Kerteszia* and *Nyssorhynchus* of *Anopheles* (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 24: 51-69.
- PEYTON, E.L. (1993) *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *dunhami*, resurrected from synonymy with *Anopheles nuneztovari* and validated as a senior synonymy of *Anopheles trinkae* (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 25:151-156.
- PINHEIRO, F.P.; TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A.; TRAVASSOS DA ROSA, J.F.S.; ISHAK, R.; FREITAS, R.B.; GOMES, M.L.C.; LE DUC, J.W. & OLIVA, O.F.P. (1981) Oropouche virus. I. A review of clinical, epidemiological, and ecological findings. *Amer. J. Trop. Med. Hyg.*, 30: 149-160.
- PINTO, C. (1923). Disseminação da malária pela aviação; Biologia do *Anopheles gambiae* e outros anofelinos do Brasil. *Mem. Isnt. Oswaldo Cruz*, 34 : 293-430.
- PUMPINI, C.B.; KNEPLER, J. & CRAIG, G.B. (1992) Influence of temperature and larval nutrition on the diapause inducing photoperiod of *Aedes albopictus* . *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 223-227.
- QUIÑONES, M.L. & SUAREZ, M.F. (1989). Irritability to DDT of natural populations of the primary malaria vectors in Colombia. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 5: 56-59.
- QUIÑONES, R.L. & SUAREZ, M.F. (1990). Indoor resting heights of some Anophelines in Colombia. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 6: 602-604.
- RACHOU, R.G. (1956) Transmissores da filariose bancroftiana no Brasil. *Rev. Bras. Malariol. D. Trop.*, 8: 267-279.

- RACHOU, R.G. (1958) Anofelinos do Brasil: comportamento das espécies vetoras de malária. *Rev. Bras. Malariol. D.Trop.*, 10: 145-181.
- RACHOU, R.G.; FERREIRA NETO, M.O.; MARTINS, C.M. & FERREIRA NETO, J.A. (1958) Variação mensal da densidade domiciliária do *Culex pipiens fatigans* em Florianópolis (Santa Catarina). *Rev. Brasil. Mal. D. Trop.*, 10: 51-9.
- RACHOU, R.G.; LIMA, M.M.; FERREIRA NETO, J.A. & MARTINS, C.M. (1957) Avaliação da domesticidade do *Culex pipiens fatigans*, em Florianópolis (Santa Catarina) por meio de capturas intra e extradomiciliárias realizadas concomitantemente. *Rev. Bras. Malariol. D. Trop.*, 9: 77-78.
- RAJENDRAN, R. & REUBEN, R. (1991) Evaluation of the water fern *Azolla microphylla* for mosquito population management in the rice-land agro-ecosystem of south India. *Med. Vet. Entomol.* 5: 299-310.
- RAMSAY, J.A. (1950). Osmotic regulation in mosquito larvae. *J. Exp. Biol.*, 27: 141-157.
- REINERT, J.F. (1975). Mosquito generic and subgeneric abbreviations (Diptera: Culicidae). *Mosq. System*, 7: 105-110.
- REITER, P. (1983) A portable, battery-powered trap for collecting gravid *Culex* mosquitoes. *Mosquito News* 43: 496-499.
- REMINGTON, C.L. (1945) The feeding habits of *Uranotaenia lowi* Theobald (Diptera: Culicidae). *Ent. News*, 56: 32-37; 64-68.
- RISHIKESH, N.; BURGESS, H.D. & VANDEKAR, M. (1983). Operational use of *Bacillus thuringiensis* serotype H. 14 and environmental safety. WHO/VBC/83.871, 9 pp.
- RIVIERE, F.; KAY, B.H.; KLEIN, J.M. & SECHAN, Y. (1987) *Mesocyclops aspericornis* (Copepoda) and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for the biological control of *Aedes* and *Culex* vectors (Diptera: Culicidae) breeding in crab holes, tree holes and artificial containers. *J. Med. Entomol.* 24: 425-430.
- ROBERTS, D.R.; ALECRIM, W.D.; TAVARES, A.M. & RADKE, M.G. (1987). The house-frequenting, host-seeking and resting behavior of *Anopheles darlingi* in Southeastern Amazonas, Brazil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 3: 433-441.
- ROBERTS, D.W.; DAOUST, R.A.; WRAIGHT, S.P. (1983). Bibliography on pathogens of medically important arthropods: 1981. WHO/VBC/83.1, 323 pp.
- ROSA-FREITAS, M.G. (1989). *Anopheles (Nyssorhynchus) deaneorum*: a new species in the albitarsis complex (Diptera: Culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 84: 535-543.
- ROSA-FREITAS, M.G.; BROOMFIELD, G.; PRIESTMAN, A.; MILLIGAN, P.J.M.; MORMEN, H. & MOLYNEUX, D.H. (1992). Cuticular hydrocarbons, isoenzymes and behavior of three populations of *Anopheles darlingi* from Brazil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 8: 357-366.
- ROSA-FREITAS, M.G.; DEANE, L.M. & MOMEM, H. (1990). A morphological, isoenzymatic and behavioural study of ten populations of *Anopheles albitarsis* Lynch-Arribalzaga, 1878 (Diptera Culicidae) including from the type-locality - Baradero, Argentina. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 85: 275-289.
- ROZEBOOM, L.E. & KOMP, W.H.W. (1950) A review of the species of *Culex* of the subgenus *Melanoconion* (Diptera, Culicidae). *Ann. Ent. Soc. Am.*, 43: 75-114.
- ROZENDAAL, J.A. (1989) Impregnated mosquito nets and curtains for self-protection and vector control. *Trop. Dis. Bull.* 86: 1-41.
- RUTLEDGE, L.C. WARD, R.A. & GOULD, D.J. (1964). Studies on the feeding response of mosquitoes to nutritive solutions in a new membrane feeder. *Mosquito News*, 24: 407-419.
- SALLUM, M.A.M. (1994) Revisão da Seção Spiseps de *Culex* (*Melanoconion*) (Diptera: Culicidae). Tese, São Paulo: Fac. Saúde Públ., Univ. S. Paulo.

- SAWYER, B.V. & DAVIDSON, O. (1981). Transportation techniques for mosquito eggs. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 74: 604-605.
- SCHICK, R.X. (1970) The Terrens group of *Aedes* (Finlaya). *Contrib. Amer. Ent. Inst., Mosquito Studies*. 5: 1-158.
- SCORZA, J.V. (1972) *Observaciones bionomicas sobre Culex pipiens fatigans Wied., 1829 de Venezuela*. Univ. de los Andes, Mérida, Venezuela. 198 pg.
- SERUFO, S.C.; OCA, H.M.; TAVARES, V.A.; SOUZA, A.M.; ROSA, R.V.; JAMAL, M.C.; LEMOS, J.R.; OLIVEIRA, M.A.; NOGUEIRA, R.M. & SCHATZMAYR, H.G. (1993). Isolation of dengue virus type 1 from larvae of *Aedes albopictus* in Campos Altos, state of Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 88: 503-504.
- SHANNON, R. (1939). Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. *Amer. Journ. Trop. Med.*, 19: 131-140.
- SHANNON, R.C. & FROBISHER, Jr. M. (1931). A comparison of the effect of various substances upon larvae of *Aedes aegypti*. *Amer. J. Hyg.*, 14: 426-432.
- SHANNON, R.C.; WHITMAN, L. & FRANCA, M. (1938) Yellow fever virus in jungle mosquitoes. *Science*, 88: 101-110.
- SHARMA, V.P.; ANSARI, M.A. & RAZDAN, R.K. (1993) Mosquito repellent action of Neem (*Azadirachta indica*) oil. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 359-360.
- SILVA, M.H.L.; MAGALHÃES, M.S.; SANCHES, E.G.; SANTOS, B.S.; LAMOUNIER, M.A.; CONSOLI, R.A.G.B. & RABINOVITCH, L. (1991). Desenvolvimento de processo para a produção industrial de bioinseticida à base de *Bacillus thuringiensis* var *israelensis*. II Feira e Congresso Latino-Americano de Biotecnologia (FENABIO), Resumos, 6-12 de julho, 1991, São Paulo, SP.
- SINGH, K.R.P. & BROWN, A.W.A. (1957). Nutritional requirements of *Aedes aegypti* L. *J. Insect. Physiol.*, 1: 199-220.
- SNOW, W.F. (1971). The spectral sensitivity of *Aedes aegypti* (L.) at oviposition. *Bull. Ent. Res.*, 60: 683-696.
- SIRIVANAKARN, S. (1982) A review of the systematics and a proposed scheme of internal classification of the New World subgenus *Melanoconion* of *Culex* (Diptera: Culicidae). *Mosq. System*, 14: 265-333.
- SIRIVANAKARN, S. & WHITE, G.B. (1978) Neotype designation of *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.*, 80: 360-372.
- SOMBOON, P.; MORAKOTE, N.; KOOTTATHEP, S. & TRISANAROM, U. (1993). Detection of sporozoites of *Plasmodium falciparum* in mosquitoes by Elisa: false positivity associated with bovine and swine blood. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 87: 322-324.
- SOPER, F.L. & WILSON, D.B. (1943) *Anopheles gambiae* in Brazil, 1930-1940. Rockefeller Foundation, New York, 261 pp.
- STONE, W.S. & REYNOLDS, F.H.K. (1939). Hibernation of anopheline eggs in the tropics. *Science*, 90: 371-372.
- STRICHMAN, D. (1982). Stimuli affecting selection of oviposition by *Aedes vexans* (Diptera: Culicidae): light. *J. Med. Entomol.*, 19: 181-184.
- SUAREZ, M.F.; QUIÑONES, M.L.; PALACIOS, J.D. & CARRILLO, A. (1990). First record of DDT resistance in *Anopheles darlingi*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.*, 6: 72-74.
- SUBBARAO, S.K.; ADAK, T.; VASANTHA, K.; JOSHI, H.; RAGHVENDRA, K.; COCHRANE, A.H.; NUSSENZWEIG, R.S. & SHARMA, V.P. (1988) Susceptibility of *Anopheles culicifacies* series A and B to *Plasmodium vivax* and *Plasmodium falciparum* as determined by immunoradiometric assay. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 82: 394-397.

- SUDIA, W.D. & CHAMBERLAIN, R.W. (1962). Battery operated light trap, an improved model. *Mosquito News*, 22: 126-129.
- SUKAMAR, K.; PERICH, M.J. & BOOBAR, L.R. (1991). Botanical derivatives in mosquito control: a review. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.*, 7: 210-237.
- TADEI, W.; SANTOS, J.M.M.; COSTA, W.L.S. & SCARDENA, V.M. (1988). Biologia dos anofelinos amazônicos. XII. Ocorrência de espécies de *Anopheles*, dinâmica da transmissão e controle da malária na zona urbana de Ariquemes, Rondônia. *Rev. Inst. Med. Trop.*, S. Paulo, 30: 221-251.
- TANNER, G.D. (1969). Oviposition traps and population sampling for the distribution of *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, 29: 116-121.
- TAYLOR, D.S.; RITCHIE, C.A. & JOHNSON, E. (1992) The killifish *Rivulus marmoratus*: a potential biocontrol agent for *Aedes taeniorhynchus* and brackish water *Culex*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 80-83.
- TEMPELIS, C.H. & GALINDO, P. (1970) Feeding habits of five species of *Deinocerites* mosquitoes collected in Panama. *J. Med. Entomol.*, 7: 175-179.
- THIERY, I.; HAMON, S. GAVEN, B. & DE BARJAC, H. (1992) Host range of *Clostridium bifermentans* serovar malaysia a mosquitocidal anaerobic bacterium. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 8: 272-277.
- TIKASINGH, E.S. & LAURENT, E. (1981). Use of ovitraps in monitoring *Haemagogus equinus* populations. *Mosquito News*, 41: 677-679.
- TRENZ, F. (1934). De l'influence des rayons solaires sur le cycle évolutif de *Aedes mariae* C. R. Soc. Biol., Paris, 115: 1108-1110.
- TRUMAN, J.W. (1968). Acetone treatment for preservation of adult and larvae mosquitoes. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 61 (3): 779-780.
- VALENCIA, J D. (1973) A revision of the subgenus *Carrollia* of *Culex*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXXI*: 9: 1-134.
- VERHANE, J.P; LEEUWENBERG, A.D.E.M; PONNUDURAI, T.; MEUWISSEN, J.H.E.T. & VAN DRUTEN, J.A.M. (1988). The biotin-streptavidin system in a two-site ELISA for the detection of plasmodial sporozoite antigen in mosquitoes. *Parasite Immun.*, 10: 17-31.
- WALLIS, R.C. (1954). The effect of population density and of NaCl concentrations in test series in laboratory experiments with ovipositing *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, 14: 200-204.
- WARD, R.A. (1984) Second supplement to "A catalog of the mosquitoes of the world" (Diptera: Culicidae). *Mosq. System.*, 16: 227-270.
- WEISER, J. (1982). Guide to field determination of major groups of pathogens affecting arthropod vectors of human diseases. WHO/VBC/82.860, 43 pp.
- WESTERDAHL, B.B.; WASHINO, R.K. & PLATZER, E.G. (1981). Successful establishment and subsequent recycling of *Romanomermis culicivorax* (Mermithidae: Nematoda) in a rice field following postparasite application. WHO/VBC/81.826, 10 pp.
- WHO (1962). A practical guide for malaria Entomologists in the African Region of WHO. WHO, Regional Office for Africa, Brazzaville.
- WHO (1970). Resistance of vectors and reservoirs of disease to pesticides. Technical Report Series, nr. 585, 88 pp.
- WHO (1981a). Informal consultation on the use of fish for mosquito control. TDR/BCV/ICMC/81.3, 49 pp.
- WHO (1981b). Data sheet on the biological control agent *Dugesia dorotocephala* (Woodworth, 1897) - California non cannibalistic strain. WHO/VBC/81.800, 11 pp.

- WHO (1984). Report of the seventh meeting of the scientific working group on biological control of vectors. TDR/BCV/SWG - 7/84.3, 33 pp.
- WHO (1985). Informal consultation on the development of *Bacillus sphaericus* as a microbial larvicide. TDR/BVC/Sphaericus/85.3, 23 pp.
- WHO (1986). Resistance of vectors and reservoirs of disease to pesticides. Technical Report Series, 737, 87 pp.
- WHO (1987a). Report of an informal consultation on the detection isolation, identification and ecology of Biocontrol agents of disease vectors. TDR/BCV/IC - GE/87.3, 41 pp.
- WHO (1987b). Report of an informal consultation on the role of molecular biology and genetic engineering in the development of biocontrol of disease vectors. TDR/BCV/MB - GE/87.3, 16 pp.
- WHO (1990). Pesticide application equipment for vector control. Technical Report Series, 791, 58 pp.
- WIGGLESWORTH, V.B. (1933). The adaptation of mosquito larvae to salt water. *J. Exp. Biol.*, 10: 27-37.
- WIRTZ, R.A.; BURKOT, T.R.; GRAVES, P.M. & ANDRE, R.G. (1987). Field evaluation on enzyme-linked immunosorbent assays for *Plasmodium falciparum* and *Plasmodium vivax* sporozoites in mosquitoes (Diptera: Culicidae) from Papua New Guinea. *J. Med. Entomol.*, 24: 433-437.
- WRIGHT, J.W. (1971). The WHO programme for the evaluation and testing of new insecticides. *Bull. Wld. Hlth. Org.*, 44: 11-22.
- ZAHNER, V.; CAVADOS, C.F.G.; RABINOVITCH, L.; SANTOS, B.S.; LAMOUNIER, M.A. & CONSOLI, R.A.G.B. (1990). Novas amostras de *Bacillus* cristalogênicos isolados de solos brasileiros. *Anais do 2º Simpósio de Controle biológico*, Brasília, 14-18 de outubro de 1990.
- ZAVALA, F.; GWANZ, R.W.; COLLINS, F.H.; NUSSENZWEIG, R.S. & NUSSENZWEIG, V. (1982) Monoclonal antibodies to circumsporozoite proteins identify the species of malaria parasites in infected mosquitoes. *Nature*, 299: 737-738.
- ZAVORTINK, T.J. (1968) A prodrome of the genus *Orthopodomyia*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies VIII*. 3: 1-221.
- ZAVORTINK, T.J. (1972) The New World species formerly placed in *Aedes* (Finlaya). *Contrib. Am. Ent. Inst. Mosquito Studies XXVIII*, 8: 1-206.
- ZAVORTINK, T.J. (1973) A review of the subgenus *Kerteszia* of *Anopheles*. *Contrib. Amer. Ent. Inst., Mosquito Studies*. 9: 1-59.
- ZAVORTINK, T.J. (1979) The new sabethine genus *Johnbelkinia* and a preliminary reclassification of the composite genus *Trichoprosopon*. *Contrib. Amer. Ent. Inst. Mosquito Studies XXXV*. 17: 1-61.
- ZAVORTINK, T.J.; ROBERTS, D.R. & HOCH, A.L. (1983) *Tricoprosopon digitatum* - Morphology, biology, and potential medical importance. *Mosq. System.*, 15: 141-148.
- ZHEN, T.M. & KAY, B.H. (1993) Comparison of sampling efficacy of sweeping and dipping for *Aedes aegypti* larvae in tires. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 9: 316-320.
- ZULUETA, J. (1950). Comparative oviposition experiments with caged mosquitoes. *Amer. J. Hyg.*, 52: 133-142.

ÍNDICE REMISSIVO

A

- abdome, 27, 36
 - morfologia, 27
- abrigo, 117
- absorção, 40 - 41, 50
- acasalamento, 42
- ácido úrico, 42, 52
- acrodendrofilia, 90, 154
- acrodendrófilo, 128, 133, 151, 152
- acúleo, 33, 34
- adulto
 - alimentação, 39
 - captura, 167
 - coleta, 161 - 164
 - criação, 185
 - manutenção de colônia, 185
 - montagem, 168, 170
 - morfologia interna, 39
 - nutrição, 39
 - teste susceptibilidade a inseticida, 179
 - tórax, 23
 - transporte, 167 - 169, 175
- adultos
 - morfologia, 19
- Aedeomyia*, 25, 92, 94, 100
- Aedeomyia squamipennis*, 102
- Aedeomyiini*, 92, 94, 100
- Aedes*, 25, 41, 48, 92, 94, 101 - 102, 104, 115, 126, 158
 - biologia, 122
 - desenvolvimento embrionário, 49
 - distribuição, 122
 - genitália masculina, 114
 - identificação, 104, 110
 - ovo, 31
 - subgênero, 104
- Aedes aegypti*, 45, 47, 49, 52 - 53, 105, 110, 112, 114 - 115, 117 - 118, 122, 141, 153, 191 - 192
 - abrigo, 116
 - alimentação, 39
 - antropofilia, 117
 - biologia, 116
 - cópula, 42, 116 - 117
 - criação, 191
 - criadouro, 116
 - densidade, 116
 - disseminação, 115
 - distribuição geográfica, 115
 - eclosão dos ovos, 192
 - endofilia, 117
 - fertilidade de ovos, 46
 - hematofagia, 116
 - no Brasil, 115 - 116
 - oviposição, 117
 - ovo, 141
 - relação com a febre amarela, 117
 - relação com o dengue, 117
 - visão, 47
- Aedes aenigmaticus*, 108
- Aedes albifasciatus*, 105, 112, 122
- Aedes albopictus*, 109, 113 - 114, 118 - 119, 153, 191 - 192
 - biologia, 118
 - cópula, 42
 - criadouro, 118
 - dengue, 118
 - disseminação, 118
 - distribuição geográfica, 118
 - hematofagia, 118
 - oviposição, 118
 - ovo, 118
 - relação com a transmissão de arbovírus, 118
- Aedes arborealis*, 109, 114
- Aedes argyrorhox*, 109, 114
- Aedes augustivittatus*, 108
- Aedes aureolineatus*, 109
- Aedes crinifer*, 108, 112
- Aedes fluviatilis*, 49, 53, 109, 114, 119, 122, 190
 - criação, 191
 - desova, 43
- Aedes fulvithorax*, 109, 114
- Aedes fulvus*, 107, 110, 121
- Aedes hastatus*, 108, 110
- Aedes hortator*, 107, 114
- Aedes jacobinae*, 108
- Aedes lepidus*, 108, 114, 122

- Aedes natronius*, 54
Aedes nubilus, 122
Aedes oligopistus, 108, 110
Aedes pennai, 105, 110
Aedes perversor, 107
Aedes rhyachophilus, 108, 112
Aedes scapularis, 108, 112, 119 - 120, 122
 biologia, 119
 criadouro, 119
 densidade, 120
 distribuição geográfica, 119
 filariose, 120
 hematofagia, 120
 relação com a transmissão de patógenos, 120
 Rocio, 120
Aedes serratus, 108, 112, 122
Aedes stigmaticus, 107
Aedes taeniorhynchus, 107, 112, 121
 arbovirose, 121
 biologia, 121
 criadouro, 121
 densidade, 121
 distribuição geográfica, 121
 hematofagia, 121
 relação com a transmissão de patógenos, 121
Aedes teaniorhynchus, 119
Aedes terreus, 109, 114
Aedini, 92, 94, 100, 102 - 104, 116 - 117, 120, 122, 138, 145
 arbovirose, 104
 criadouros, 102, 103
 densidade, 102
 eclosão dos ovos, 103
 aerênquima, 55
 algas, 55
 alimentação, 55, 168
 larva, 50
 alimentação açucarada, 185, 187, 191 - 192, 194, 196
 alimentação com carboidratos
 adulto, 40
 alimentação das larvas, 191, 192
 alimentação sanguínea, 185, 187, 191
 adulto, 41
 álula, 21, 25
 Amazônia, 79, 81 - 83, 86 - 87, 103, 127, 132, 144
 aminoácido(s), 41, 51
 animais de sangue frio, 122, 150
Ankylorhynchus, 57
Anoediopora, 136, 138, 145
 anofelino, 58, 79, 174 - 175, 177 - 178
 adulto, 58
 biologia, 92
 diferença de, 58
 distribuição, 92
 IRMA, 176
 larva, 58
 ovo, 58
 pupa, 59
 Anofelinos
 transmissão de doenças, 78
Anophele oswaldoi, 53
Anopheles, 25, 41, 44, 48, 54, 59 - 61, 70, 78 - 79, 158, 183
 adulto, 59
 diferença de, 59
 espécies, 60
 heterocromossomos sexuais, 48
 larva, 59
 ovo, 31
 pupa, 59
 subgêneros, 60
Anopheles albitarsis, 63, 74, 79, 83 - 85, 194, 196
 biologia, 84
 criadouro, 84
 densidade, 84
 distribuição geográfica, 83
 relação com a malária, 84
 zoofilia, 84
Anopheles anchietai, 69, 77
Anopheles antunesi, 63, 75
Anopheles aquasalis, 65, 75, 79, 82, 196
 abrigo, 83
 biologia, 82
 criadouro, 82 - 83
 densidade, 82 - 83
 distribuição geográfica, 82
 filariose, 83
 hematofagia, 83
 relação com a malária, 83
 zoofilia, 83
Anopheles argyritarsis argyritarsis, 63, 72
Anopheles argyritarsis sawyeri, 63, 72
Anopheles ballator
 relação com a malária, 91
Anopheles bambusicolus, 66, 72
Anopheles bellator, 66, 72, 79, 90 - 91
 biologia, 90
 distribuição geográfica, 90
 hematofagia, 91
Anopheles benarrochi, 65, 75
Anopheles braziliensis, 63, 74, 79, 85
 biologia, 85
 criadouro, 85
 distribuição geográfica, 85
 exofilia, 85
 relação com a malária, 85
 zoofilia, 85
Anopheles bustamantei, 70
Anopheles crucians, 48
Anopheles cruzii, 67, 72, 79, 89 - 91
 acrodendrofilia, 90
 biologia, 89
 bromélias, 89
 criadouro, 89
 densidade, 89

- distribuição geográfica, 89
- exofilia, 89
- hematofagia, 89
- malária simiana, 90
- relação com a malária, 90
- Anopheles darlingi*, 55, 61, 74, 79 - 83, 85 - 88
 - abrigo, 80
 - antropofilia, 80
 - biologia, 80
 - criadouro, 80
 - densidade, 81
 - distribuição geográfica, 80
 - endofilia, 80
 - exofagia, 80
 - filariose, 82
 - hematofagia, 81
 - infecção natural, 82
 - inseticida, 80
 - oviposição, 81
 - relação com a malária, 81
- Anopheles deaneorum*, 63, 74, 79, 84, 194 - 196
 - biologia, 85
 - criação, 194
 - criadouro, 85
 - densidade, 85
 - distribuição geográfica, 84
 - relação com a malária, 85
- Anopheles dunhani*, 64, 75
- Anopheles eiseni*, 67, 78
- Anopheles evandroi*, 70
- Anopheles evansae*, 66, 75, 79, 86, 88
- Anopheles fluminensis*, 69, 77
- Anopheles galvaoi*, 65, 75, 79, 88
- Anopheles gambiae*, 49, 61, 155
 - oviposição, 43
- Anopheles gilesi*, 67, 77
- Anopheles homunculus*, 67, 72, 79, 91
 - biologia, 91
 - distribuição geográfica, 91
 - relação com a malária, 91
- Anopheles humunculus*, 90
- Anopheles ininii*, 64, 75
- Anopheles intermedius*, 70, 77
- Anopheles kompi*, 68, 70
- Anopheles laneanus*, 66, 72
- Anopheles lanei*, 63, 74
- Anopheles lutzi*, 63, 75
- Anopheles maculipes*, 69, 77
- Anopheles mottogrossensis*, 67, 76 - 77
- Anopheles mediopunctatus*, 69, 77
- Anopheles minor*, 69, 78
- Anopheles neivai*, 66, 72, 92
- Anopheles neomaculipalpus*, 69, 76
- Anopheles nigratarsis*, 67
- Anopheles nimbus*, 68, 70
- Anopheles nuneztovari*, 64, 75, 79, 85 - 86
 - biologia, 86
 - criadouro, 86
 - distribuição geográfica, 85
 - identificação, 86
 - relação com a malária, 86
 - zoofilia, 86
- Anopheles oswaldoi*, 64, 75, 79, 87 - 88
 - biologia, 87
 - criadouro, 87
 - distribuição geográfica, 87
 - exofilia, 88
 - relação com a malária, 88
 - zoofilia, 88
- Anopheles parvus*, 63, 75
- Anopheles peryassui*, 67, 78
- Anopheles pseudotibiamaculatus*, 67, 77
- Anopheles punctimacula*, 69, 77
- Anopheles punctimaculata*, 49, 70
- Anopheles rachoui*, 70
- Anopheles rangeli*, 64, 75
- Anopheles rondoni*, 66, 74
- Anopheles shannoni*, 69, 78
- Anopheles squamifemur*, 67
- Anopheles strodei*, 66, 74, 79, 88
- Anopheles thomasi*, 68, 70
- Anopheles tibiamaculatus*, 67, 78
- Anopheles triannulatus*, 79, 86 - 87
 - biologia, 87
 - criadouro, 87
 - distribuição geográfica, 86
 - exofilia, 87
 - relação com a malária, 87
 - zoofilia, 87
- Anopheles triannulatus davisi*, 64, 75, 86
- Anopheles triannulatus triannulatus*, 64, 74, 86
- Anophelinae, 45, 57 - 58, 92, 188
 - gêneros, 59
 - larva, 49
 - ovos, 29
 - trombeta, 36
- Anophelini, 92
- antena, 18, 21 - 22, 47
 - fêmea, 21
 - macho, 21
- anteppronoto, 21, 23
- anticorpo monoclonal, 175 - 178
 - marcação com iodo, 175
- antropofilia, 61, 154, 191
- ânus, 27, 40, 42, 51
- aparelho bucal, 21, 23, 33
- aparelho digestivo
 - adulto, 39
- aparelho reprodutor feminino, 43, 45
- aparelho reprodutor masculino, 44
- arbovirose, 103-104, 117, 122, 127 - 128, 131 - 133, 142 - 145, 149, 151, 154
- área pós-espiracular, 21
- área pré-escutelar, 21
- armadilha, 163
 - automática, 163
 - CDC, 163 - 164

de oviposição, 55, 163, 184
 de Shannon, 162
 luminosa, 163 - 164
 New Jersey, 163 - 164

asa, 21, 25, 46

aspectos

morfologia, 29

aspersor ULV, 165

Astronotus ocellatus, 159

audição, 47

autogenia, 39

B

Bacillus, 188

Bacillus sphaericus, 157 - 158

Bacillus thuringiensis, 157 - 158

Bacillus thuringiensis israelensis, 157

bactéria, 157 - 158, 188

bambu, 56, 154

Belostoma micantulum, 159

berne, 127, 148

biologia, 39

Bironella, 59

bomba cibarial, 39 - 41, 47

bomba faríngea, 39 - 41

bomba salivar, 40

bromélia, 54, 56, 88, 90 - 91, 116, 145,
 153 - 154, 166

bromélia-malária, 90

bursa copulatrix, 45

C

cabeça, 19

cálice micropilar, 31

cálice ovariolar, 174

calíptera, 21, 25

canal alimentar, 21, 39

canal salivar, 21

captura, 169

capturador, 161 - 162

carbamato, 155

carboidrato, 39 - 40, 48, 51, 185 - 186

Carrollia, 136, 145

cecos gástricos, 50 - 52

cefalotórax, 36

Cellia, 61

célula furcada anterior, 130

cercas, 25, 27, 29, 107, 123

cerdas, 27

acrosticais, 21

antealares, 21

dorso-centrais, 21

dorso-centrais anteriores, 21

mesepimerais inferiores, 27

mesepimerais superiores, 27

mesocatepisternais inferiores, 27

mesocatepisternais superiores, 27

pós-espiraculares, 27

pré-alares, 27

pré-espiraculares, 27

proepisternais, 27

supra-alares, 21, 27

Chagasia, 57, 59 - 60

adulto, 59

biologia, 59

criadouro, 59

diferença de, 59

identificação, 59

larva, 59

pupa, 59

tufo palmado, 35

cibário, 40

ciclo gonotrófico, 173

CL50, 181 - 182

CL90, 181 - 182

claspete, 27, 29

classificação, 57

clípeo, 21, 39 - 40

cloreto de sódio, 54

Coelomomyces, 158

colônia de mosquito, 184, 190, 192

água, 190

contaminação por microorganismo, 190

manejo, 190

manutenção, 183

concordância gonotrófica, 43, 46

Conopostegus, 128 - 129, 133

biologia, 133

identificação, 130, 133

controle, 54

biológico, 55, 156 - 159, 183

físico, 156, 183

químico, 155, 183

cópula, 27, 42, 193

Ver acasalamento

cópula forçada, 193

cópulas intraespecíficas, 42

Coquillettidia, 93 - 94, 98, 147 - 148

Coquillettidia chrysonotum, 148 - 149

Coquillettidia venezuelensis, 148 - 149

cório, 45

corpo gorduroso, 42, 52 - 53

corpo monoclonal, 78

coxa, 25, 27

coxa anterior, 21

criação de Culicídeo

considerações éticas, 183

medidas de segurança, 183

criadouros, 46, 54 - 55, 82, 88, 165 - 166, 169

artificiais, 56

classificações, 56

naturais, 56

cromossoma, 48

cromossoma politênico, 48, 50, 81

Culex, 25, 48, 92, 96, 100, 134 - 136, 138,

145 - 146, 158

biologia, 134

genitália masculina, 138

identificação, 134 - 135, 138
 ovo, 31, 135
Culex (Lutzia), 53
Culex amazonensis, 145
Culex coronator, 143
Culex declarator, 144
Culex fatigans, 139
Culex nigripalpus, 142 - 144
 ornitofilia, 143
Culex pipiens, 48
Culex pipiens fatigans, 139
Culex pipiens pipiens, 45
Culex pipiens var. *molestus*
 oviposição, 43
Culex quinquefasciatus, 49, 53 - 54, 82 - 83,
 117, 120, 122, 139 - 142
 antropofilia, 141
 biologia, 139, 142
 cópula, 42
 criação, 190
 criadouro, 139
 distribuição geográfica, 139
 endofilia, 141
 filariose, 142
 hematofagia, 141
 identificação, 139
 larva, 139
 ornitofilia, 141
 ovo, 141, 190
 relação com a transmissão da filariose, 141
 relação com a transmissão de arboviroses, 142
Culex saltanensis, 143 - 144
Culex usquatus, 143
Culex venezuelensis, 148
 Culicidae, 57
 Culicinae, 45, 57 - 58, 92, 153, 188
 identificação, 93
 segmentos abdominais, 36
 tribos, 92
 trombeta, 36
 vista ventral, 36
 culicíneo, 58, 78, 194
 adulto, 58
 diferença de, 58
 larva, 58
 ovo, 58
 pupa, 59
 Culicini, 92, 96, 100, 134
 biologia, 134
 gêneros, 134
 ovo, 134
Culicinomyces clavosporus, 158
Culicoides paraensis, 142
Culicospira magna, 158
 cutícula, 19
Cyprinus carpio, 159

D

Davismyia, 151
 DDT, 52, 80 - 81, 155 - 156
Deinocerites, 92, 96, 100, 134, 146
 biologia, 146
 identificação, 146
 dengue, 103 - 104, 117, 119
 densidade, 162
 dentes do cibário, 39 - 40
Dermatobia hominis, 127, 148
 desenvolvimento do folículo ovariano, 45
 desenvolvimento embrionário, 48 - 49
 desenvolvimento larvário, 53, 188
 fatores, 53
 luz, 53
 machos, 53
 movimento da água, 54
 poluentes orgânicos e inorgânicos, 54
 relação com animais, 55
 salinidade, 54
 temperatura, 53
 vegetação aquática, 55
 vegetação não aquática, 54
 vegetais, 146
 desintoxicação
 larva, 52
 desova, 42 - 44, 169
 em água, 187
 em superfície sólida, 187
 diapausa, 48 - 49
 ovariana, 46
 dieta, 51
 digestão, 41 - 42, 50
 digestão sanguínea
 adulto, 41
Dirofilaria immitis, 121, 122
 discordância gonotrófica, 43
 dissecação, 168
 de glândulas salivares, 78, 179
 detecção de esporozoítos, 172
 glândula salivar, 171 - 172
 ovário, 171, 173
 ovaríolo, 173
 sistema digestivo, 171 - 172
 divertículo ventral, 39 - 40
 divertículos dorsais, 40
 domicílio, 82 - 83, 88, 115 - 118, 120, 122
 dorsiomento, 31, 35
 ducto
 deferente, 44
 ejaculador, 44
 salivar, 39
Dugesia dorotocephala, 159
 E
 eclosão, 48 - 49
 edeago, 27, 29
Eichornia, 55, 87, 146

ELISA, 78, 88, 175, 178 - 179
 anofelino positivo, 178
 falso positivo, 179
 preparação da placa para o teste, 178
 processamento dos anofelinos, 178
 processamento e teste dos mosquitos, 178

Elodea, 195

embrião, 48

empódio, 25

encefalite, 104, 121, 127, 142, 147

Equina Oeste, 104

Ilhéus, 152

Oeste, 142

Saint Louis, 104, 127, 142 - 143, 151 - 152

Venezuelana, 127, 142 - 143, 148

endocório, 31, 48

endofilia, 61

enxames, 42

enzimas, 41

digestivas, 41

epitélio folicular, 46

escapo, 20 - 21

escleritos, 19

escova oral, 31, 33, 50

escudo, 21, 23, 27

escutelo, 21, 23, 27

esôfago, 39 - 40, 50 - 51

espermatozoides, 44

espécies crípticas, 81, 83 - 84

espermoteca, 42 - 43, 45 - 46

espermátides, 44

espermatócitos, 44

espermatogônias, 44

espermatozoides, 42 - 43, 46

espiráculo, 21, 27, 33, 49

esporozoítio, 78, 84 - 85, 87, 122, 172 - 173, 175, 177

estenogamia

estenógamas, 42, 183

estenogâmicas, 42, 141

esternito, 19, 21, 27

estômago, 40 - 41, 50 - 51, 78, 157, 172, 175

eurigamia

eurígamas, 42, 183

eurigâmicas, 42, 194

excreção, 40

adulto, 42

larva, 52

exocório, 29, 31, 48

exoesqueleto, 19

exúvia pupal, 36, 171

exúvia larval, 171

F

falossoma, 27, 29

faringe, 40, 50 - 51

febre amarela, 103 - 104, 117, 119, 121,

131 - 134

febre amarela silvestre, 117, 119, 131 - 132, 152, 154

febre amarela urbana, 104, 117, 119

fecundação, 29, 42, 195

fêmeas

longevidade, 39

fêmur, 25

fertilidade, 53

fertilização, 46, 48

filariose, 82 - 83, 141 - 142

filtração, 50

flagelo, 21, 47

Flavivirus, 117, 120

flutuadores, 29

folículo ovariano, 45

formas anômalas, 61

fotocinese, 54

fototeletaxia, 54

frutose, 41, 168, 185

fungo, 157 - 158, 185

G

gaiola, 161, 168 - 169, 185 - 187, 190 - 191, 194

Gambusia affinis, 159

garimpos, 82

genitália externa, 27

genitália feminina, 27

Culicinae, 29

genitália masculina, 27, 29, 171

Anophelinae, 29

Culicinae, 29

rotação, 44

germário, 43, 45

Giovannolaia, 102

glândula acessória, 43 - 44

glândula salivar, 21, 40, 48, 50 - 51, 53, 78, 85,

87, 91, 173, 175

adulto, 39

glicogênio, 39, 52

glicose, 41, 168, 185

gonocoxito, 27, 29, 36, 195

gonostilo, 27, 29, 36, 195

Grabhamia, 124, 126 - 127

biologia, 126

identificação, 126

H

Haemagogus, 92, 94, 101 - 102, 126, 128 - 130,

132 - 133

biologia, 128

criadouro, 128

desenvolvimento embrionário, 49

espécies, 128

identificação, 128, 130

Haemagogus albomaculatus, 130, 132 - 134

biologia, 132

distribuição geográfica, 132

relação com a transmissão de arbovírus, 132

Haemagogus baresi, 130

Haemagogus capricornii, 130, 133
Haemagogus janthinomys, 130 - 134
 biologia, 131
 criadouro, 131
 distribuição geográfica, 131
 hematofagia, 131
 ovo, 131
 relação com a transmissão de arbovírus, 131
Haemagogus leucoclaenus, 129, 134
 biologia, 134
 distribuição geográfica, 134
 relação com a transmissão de arbovírus, 134
Haemagogus leucophoebus, 129, 134
Haemagogus spegazzinii, 129, 133
Haemagogus tropicalis, 129
 halter, 21, 47
Hazardia milleri, 158
Helobdella triserialis lineata, 159
 hematofagia
 Ver repasto sanguíneo
 Hemiptera, 159
 hemocoele, 19, 52
 hemolinfa, 19, 52
 hipofaringe, 21, 23, 31, 40, 50
 hormônios juvenis, 156
Howardina, 104
I
 idade cronológica, 46
 idade fisiológica, 46, 48, 173
 identificação
 adultos das espécies de Anopheles, 61
 espécies de Aedes fêmeas, 105
 espécies de Aedes larvas, 110
 espécies de plasmódio, 174
 espécies de Psorophora fêmeas, 123
 fêmeas de Haemagogus, 129
 gêneros de Anopheles, 59
 genitália masculina de Culicinae, 101
 larvas das espécies de Anopheles, 70
 subgênero de Anopheles, 60
 subgêneros de Culex, 135
 tribos e gêneros de Culicinae, 93, 98
 Ilhéus, 127
 imunensaio, 78 - 79, 84, 87, 174 - 175, 177, 179
 indução à oviposição, 195
 infecção malárica, 171
 infecção natural, 88, 90, 119 - 120, 132 - 134,
 143, 147, 152, 154
 infecção plasmodial, 174
 infecções
 em mosquitos, 78
 ingestão, 39 - 41, 50, 52, 188
 inibidores da formação de quitina, 156
 insetário, 184 - 185
 considerações éticas, 183
 controle de temperatura e umidade, 185
 luminosidade, 185
 medidas de segurança, 183

normas gerais, 184
 inseticida, 80, 155 - 157, 159, 163 - 165, 168,
 179, 181, 184
 refratariedade, 156
 resistência, 156, 179
 resistência adquirida, 156
 resistência comportamental, 156
 resistência fisiológica, 156
 inseticida químico, 156 - 157
 inseticida residual, 164
 interesses específicos
 cópula, 42
 internódio de bambu, 128, 153, 166
 intestino médio, 40, 50, 52, 157
 IRMA, 78, 175, 178
 anofelino positivo, 177
 controle negativo, 177
 controle positivo, 177
 falso positivo, 179
 preparação da placa para o teste, 176
 processamento e teste dos mosquitos, 176
 isca
 animal, 162
 humana, 162
 luminosa, 162 - 163

J

Janthinomys, 124, 127 - 128
 biologia, 127
 identificação, 127
Jh. longipes, 154
Johnbelkinia, 93, 98, 154

K

Kerteszia, 54, 60, 70, 78 - 79, 83, 88 - 92
 biologia, 92

L

labela, 21 - 23, 40 - 41, 47
 lábio, 21, 23, 31, 40, 50
 lábio dobrado, 41
 labro, 21, 23
Lagenidium giganteum, 158
 larva, 54, 70, 158 - 159, 165 - 167, 171
 abdome, 33
 alimentação, 31
 alimento, 188, 195
 Anophelinae, 33, 35
 aparelho bucal, 31
 cabeça, 31, 33
 captura, 165
 cerdas, 31
 coleta, 165 - 166
 criação, 184, 188 - 189, 195
 Culicinae, 33 - 34
 heliófila, 53
 manutenção, 188, 195
 medida quantitativa, 166
 predadora, 52, 126, 146
 predadores, 55

- respiração, 182
- sobrevida, 55
- teste de susceptibilidade a inseticida, 181
- tórax, 33
- transporte, 168 - 169
- umbrófila, 53
- larvária
 - eclosão, 188
- larvas
 - biologia, 49
 - morfologia, 29
 - morfologia interna, 49
- larvas predadoras
 - Toxorhynchites, 58
- larvicida, 55, 156, 181 - 182
- Leptognia* sp, 158
- Limatus*, 93, 96, 150, 153
- Li. durhami*, 153
- Li. flavisetosus*, 153
- lípidos, 51
- lobo anal, 31, 33 - 34
- lobo genital, 36
- longevidade, 39
 - fatores extrínsecos, 48
 - fatores intrínsecos, 48
 - fêmeas, 48
 - macho, 48
- Lophopodomyia*, 60, 70
- Lutzia*, 135, 146
- Lynchiella*, 57
- M**
- Macaia, 151
- Macropodus opercularis*, 159
- malária, 61, 78, 81, 83, 85, 87 - 91, 122, 165
 - de aves, 122, 144
- malária de bromélias, 90 - 91
- malária simiana, 90, 92
- maltose, 41
- manchas da asa, 25
- mandíbula, 21, 23, 31, 50
- Mansonia*, 48 - 49, 55, 59, 93 - 94, 98, 147 - 149, 158
 - identificação, 147
 - larva, 49
 - ovo, 147
- Mansonia titillans*, 147 - 148
- Mansoniini, 93 - 94, 146
 - biologia, 147
 - densidade, 147
 - gêneros, 147
 - larva, 147
 - ovo, 147
- maxila, 21, 23, 31, 50
- Mayaro, 103 - 104, 127
- mecanismo de regulação
 - larva, 52
- Melanoconion*, 135 - 136, 138, 144 - 145
 - biologia, 145
 - seções, 144
- Melao, 121
- membrana peritrófica, 41, 50, 52
 - Aedes*, 41
 - Anopheles*, 41
- membrana vitelina, 48
- Mermithidae, 158
- mesanepímero, 21
- mesocatepisterno, 21
- mesómeron, 21
- mesoposnoto, 21, 23, 27
- mesotórax, 23
- metabolismo, 39
- metamorfose, 33
- Metarhizium anisopliae*, 158
- metatórax, 23, 36
- Methopreme, 156
- Microculex*, 136, 138, 145
- microorganismo, 55
- micrópila, 29, 31
- montagem, 171
 - adulto, 168
 - adultos, 170
 - alfinete entomológico, 170
 - em lâmina, 171
 - genitália masculina, 171
 - larva, 171
 - ovo, 171
- morfologia externa, 19
- morfologia interna, 39 - 40
- N**
- necessidade nutricional
 - adulto, 41
 - larva, 51
- nematódeo, 158
- Nosema algerae*, 158
- Novyella*, 102
- nulípara, 173
- nutrição, 41, 48, 50
 - larva, 50
- Nyssorhynchus*, 60, 70, 78 - 79, 84, 88, 194 - 196
 - biologia, 79, 88
 - criação, 194
 - criadouro, 79
- O**
- occipício, 21
- Ocellatus*, 144
- Ochlerotatus*, 104, 119, 121 - 122
 - biologia, 119
 - criadouro, 119
 - estonogamia, 119
 - eurigamia, 119
 - identificação, 119
- olho, 19, 21, 31
- olho composto, 36, 47
- omatídeos, 19, 47

- onípara, 173
- oocisto, 78, 88, 175
- oócito, 45
- Oomycete fungi*, 158
- Oreochromis spilurus spilurus*, 159
- organoclorados, 155
- organofosforado, 155
- órgão
 - Johnston, 47
 - Nuttall & Shipley, 33
- órgãos dos sentidos, 19
 - adulto, 47
- Oropouche, 103 - 104, 142, 149
- Orthopodomyia*, 25, 33, 48 - 49, 93, 96, 100, 149
- Orthopodomyia albicosta*, 149
- Orthopodomyia fascipes*, 149
- Orthopodomyia*, 93, 96, 100, 149
- ovário, 43, 45, 174
 - dissecção, 173
- ovário nullíparo, 174
- ovário oníparo, 174
- ovariolo, 43, 45 - 46, 174
 - dissecção, 173
- oviduto, 46, 174
- oviduto comum, 45 - 46
- oviduto interno, 43
- oviduto lateral, 43, 45
- oviposição, 29, 43, 46 - 48, 55, 157, 163, 169, 187
 - comportamento, 46
 - fatores biológicos, 46
 - fatores físicos, 46
 - fatores químicos, 46
 - indução, 187
- ovo, 29, 31, 39, 41 - 42, 45 - 46, 48, 104, 119, 122 - 123, 126, 128, 171, 187, 191
 - Aedes, 31
 - Anopheles, 31
 - aspecto, 48
 - Culex, 31
 - eclosão, 31, 128
 - manutenção, 187
 - transporte, 169
- ovos flutuadores, 29
- ovulação, 46
- óvulo, 46
- P
- paleta, 36
- palpo maxilar, 21 - 22, 25
- paludismo, 83, 87 - 88
- papilas anais, 33 - 34, 52 - 53
- papilas retais, 40
- parâmeros, 27
- paraproctos, 27
- parasita, 55, 78
- parênquimas aeríferos, 146
- patógeno, 121, 126 - 127, 131, 147, 154, 157, 195
- peças bucais, 50
- pecten, 33, 35
- pecten sifonal, 34
- pedicelo, 20 - 21
- pedículo ovariolar, 43
- peixe, 159
- pente do segmento VIII, 34
- perfil de isoenzimas, 81
- peridomicílio, 80, 82, 115, 118, 120, 127, 153 - 154
- periplasma, 48
- peritróide, 164
- pernas, 25, 36
- Peytonulus*, 151
- Phenacomyia*, 136, 146
- Phoniomyia*, 93, 98, 153
- piráculos, 23
- piretróide, 155
- Pistia, 55, 87, 146 - 147, 195
- placa espiracular, 33, 35
- placa tergal, 33, 35
- plantas aquáticas, 55
- plasmódio, 78, 81, 85, 88, 91, 122, 175, 177, 179
- plasmódio de ave, 102
- Plasmodium beghei*, 41
- Plasmodium brasilianum*, 90
- Plasmodium cathemerium*, 144
- Plasmodium falciparum*, 79, 82, 84 - 85, 87 - 88
- Plasmodium gallinaceum*, 41, 122
- Plasmodium juxtanucleare*, 144
- Plasmodium malariae*, 82, 88
- Plasmodium simium*, 90
- Plasmodium vivax*, 79, 82, 84 - 88
- pleura, 19, 27
- Poecilia reticulata*, 159
- poluentes, 54
- pool feeding, 41
- predadores, 157, 159
- probóscide, 21 - 22, 40, 47
- produtos de origem vegetal, 157
- produtos químicos
 - derivados de plantas, 55
- pronoto, 23
- proteína, 41, 52, 78
- proteína CS, 78, 85, 87, 175, 177, 179
- Protomacleania*, 104
- protórax, 23
- protozoário, 157 - 158
- proventrículo, 51
- Psorophora*, 25, 53, 92, 94, 100, 102, 122 - 123, 126 - 127
 - biologia, 122, 126
 - desenvolvimento embrionário, 49
 - identificação, 122, 126
 - ovo, 122
 - subgêneros, 123
- Psorophora albigena*, 124 - 125
- Psorophora albipes*, 125, 128
- Psorophora amazônica*, 125
- Psorophora ciliata*, 124, 126

Psorophora cilipes, 123, 126
Psorophora cingulata, 125, 127
Psorophora circumflava, 125
Psorophora confinnis, 126 - 127
Psorophora dimidiata, 125
Psorophora discruciensis, 124
Psorophora ferox, 125, 127 - 128
 biologia, 127
 densidade, 127
 distribuição geográfica, 127
 relação com a transmissão de patógenos, 127

Psorophora forceps, 125
Psorophora holmbergii, 124
Psorophora lanei, 124
Psorophora lutzi, 125, 128
Psorophora pseudomelanota, 124
Psorophora saeva, 123
Psorophora varinervis, 126

pupa, 70, 189
 abdome, 36
 aspecto, 36
 cefalotórax, 36
 cerdas, 36
 criação, 184
 manutenção, 189
 medida quantitativa, 189
 transporte, 169

pupa de macho, 36

Q

quetotaxia, 31, 34 - 35
 quimiorreceptores, 47
 quitina, 53, 156
 quitinização, 53

R

radioimunensaio, 175, 177
 radioimunometria
 Ver IRMA
 reabsorção de água, 40, 42, 52
 relíquia ovarial, 173
 remígio, 25
 repasto sanguíneo, 39, 41 - 44, 46, 169,
 191 - 192
 volume, 41
 repelentes, 157
 reprodução, 42, 157
 reserva nutricional
 larva, 52
 respiração, 54 - 55
 larva, 49
 Rhynchotaenia, 148
 Rocio, 103 - 104, 120, 127
 Romanomermis culicivora, 158
 Ru. frontosa, 154
 Ru. magna, 154
 Runchomyia, 93, 98, 154

S

Sabethes, 53, 93, 98, 150 - 151, 153
 biologia, 151
 identificação, 150
 subgênero, 151
Sabethes belizarioi, 151
Sabethes chloropterus, 151 - 152
 biologia, 152
 distribuição geográfica, 152
 identificação, 151
 relação com a transmissão de arbovirose, 152

Sabethes intermedius, 151
Sabethes quasicyaneus, 151
Sabethes soperi, 151
 Sabethini, 92 - 94, 98, 150, 152 - 154
 biologia, 150
 identificação, 101, 150
 larva, 101

Sabethinus, 151
Sabethoides, 151
 sacarose, 41, 168, 185
 salinidade, 54, 121, 187
 saliva, 40 - 41
 Salvinia, 146 - 147
 sanguínea, 42
 secreção, 40, 50
 segmento X, 33 - 34
 sela, 33
 sela do lobo anal, 35
Shannoniana, 93, 98, 154
 sifão, 33 - 34, 49, 53, 110, 139

índice, 33
 simulídeos, 158
 sistema digestivo
 adulto, 40
 larva, 50 - 51

solução açucarada, 169
 solução sulfocrômica, 190

Spisseps, 135, 145

Stegomyia, 104, 114
 biologia, 115
 identificação, 115
 oviposição, 115

Stethomyia, 60, 70
 subfamília Culicinae, 92

espécie, 92
 gênero, 92
 tribos, 92
 subfamílias, 57
 substâncias açucaradas, 41
 sucção, 41

T

tarsômeros, 25
 tecido nervoso, 53
 técnica, 78 - 79, 161
 técnica de cópula forçada, 183, 194
 técnica de dissecação
 Ver dissecação

- técnica de montagem
 Ver montagem
 técnica de transporte, 167
 técnica imunológica, 173 - 174
 tergito, 19, 21, 27
 tergito IX, 29
 tergito XI, 27
 teste, 177
 susceptibilidade, 179
 teste imunenzimático, 175
 testículo, 44
 tibia, 25
 tigmotropismo, 54
Tinolestes, 138, 145
Tolypocladium cylindrosporum, 158
 tórax, 23
 cerdas, 27
 escamas, 27
 toro, 20 - 21, 47
Toxorhynchites, 53, 57 - 58, 159
 alimentação, 39
Toxorhynchitinae, 57, 92
 referências, 58
Toxorhynchitini, 92
Tr. digitatum, 154
 transmissão de patógenos, 58
 transmissão transovariana, 104, 117, 158
 transmissores de paludismo, 79
 transotransmissoras, 119
 transovariana, 132
 transporte
 larva, 169
 mosquito morto, 167
 mosquito vivo, 168
 ovo, 169
 pupa, 169
 traquéias, 23, 45
 traquéias ovarianas, 46
 traquéola ovariana, 173
 tribo Aedeomyiini, 102
 tribo Aedini
 biologia, 102
Trichoprosopon, 53, 93, 98, 154
 triglicérides, 39
 trocanter, 21, 25
 trofócitos, 43, 45
 trombeta, 36
 tubo mortífero, 167
 tubos de Malpighi, 40, 48, 50 - 53
 Tucunduba, 151
 tufo palmado, 35
 tufos póstero-laterais de escamas, 25, 27
Turbellaria, 159
Typha, 146
 U
Uranotaenia, 25, 48, 93, 100, 149 - 150
Uranotaeniini, 149
Uranotaenini, 93, 100
Utricularia, 55
 V
 vagina, 43, 45
 vaso deferente, 44
 vaso eferente, 44
Vavraia culicis, 158
 vegetais, 55
 veia anal, 21
 veia costa, 21
 veia cúbito, 21
 veia média, 21
 veia média 1+2, 21
 veia média 2, 21
 veia radial, 25
 veia rádio, 21
 veia sub-costa, 21
 veias da asa
 anal, 25
 costa, 25
 cubital, 25
 medianas, 25
 radiais, 25
 subcosta, 25
 verde-paris, 155
 vértex, 21
 vértice, 21
 vesículas seminais, 44
 vetor, 79, 81, 84 - 85, 102, 117, 119 - 120, 128,
 132 - 133, 141, 152, 156 - 157, 183
 vírus, 157
 visão, 47
 vitaminas, 42
 vitelário, 45
 vitelo, 43, 45, 48
 W
W. bancrofti, 82 - 83, 120, 141
Wyeomyia, 93, 98, 152 - 153
 Z
 Zigomicetos, 158



Impresso em
AO LIVRO TÉCNICO
IND. E COM. LTDA.

Rua Sá Freire, 40 – São Cristóvão – CEP 20930-430
Tels. (021) 580-6230/580-1168 – FAX: (021) 580-9955 e 580-4597
e-mail: aolivtec@ism.com.br
Rio de Janeiro – RJ – Brasil

biológicos. Encontram-se também descritas técnicas de coleta, transporte, manutenção, montagem e dissecação de mosquitos para determinação da idade fisiológica ou identificação de esporozoítas de *Plasmodium*. Também são explicadas as instalações básicas de um insetário para a colonização de mosquitos, os cuidados e medidas de segurança recomendáveis, as técnicas específicas para a criação de espécies dos gêneros *Aedes* e *Culex*, assim como o método de inseminação artificial, aplicável na reprodução de *Anopheles* eurigâmicos. Segue-se ainda uma extensa relação de referências bibliográficas sobre todos os temas abordados.

Há quase trinta anos não se publicava no Brasil uma obra que tratasse de todos esses assuntos em conjunto. Desta forma, o presente manual, confeccionado para suprir essa deficiência, facilitará o trabalho de todos aqueles que se interessam pelo estudo dos mosquitos em nosso país.

Informações concisas e atualizadas, abrangência nos assuntos abordados, texto claro e didático — são estas as marcas deste *Principais Mosquitos de Importância Sanitária no Brasil*.

Há quase trinta anos não se publicava no Brasil obra que tratasse do tema de forma tão consistente. Assim, *Principais Mosquitos de Importância Sanitária no Brasil*, confeccionado para suprir essa deficiência bibliográfica, com certeza facilitará o trabalho de todos aqueles que se interessam pelo estudo dos mosquitos em nosso país.