

Ranulfo González
Nancy Soraya Carrejo

Introducción al estudio taxonómico de *Anopheles* de Colombia

CLAVES Y NOTAS DE DISTRIBUCIÓN



Programa Editorial



Colección Ciencias Naturales y Exactas

Introducción al estudio taxonómico de *Anopheles* de Colombia

CLAVES Y NOTAS DE DISTRIBUCIÓN

**SEGUNDA
EDICIÓN**



Colección Ciencias Naturales y Exactas

En los programas de control de vectores, un aspecto destacado es la diferenciación de las especies involucradas en la transmisión de enfermedades de importancia en salud pública, ya que de esto depende en gran parte el diseño de la estrategia y la aplicación selectiva de diferentes métodos o alternativas de control.

En el caso particular de los vectores de la malaria, es relativamente fácil reconocer el género *Anopheles* y sus respectivos subgéneros, pero cuando se trata de la diferenciación específica, resulta a veces complejo reconocer los caracteres diagnósticos que las diferencian. En el caso de Colombia, se ha podido registrar cerca de cuarenta especies por caracteres morfológicos, pero es posible que ese número sea mayor. En general, se reconoce que muchas de las especies neotropicales de *Anopheles* son parte o constituyen un complejo de especies crípticas, ya que la variabilidad intraespecífica que estas exhiben, se traslapa en muchos de los caracteres medibles, haciendo difícil su diferenciación.

Este libro es un intento por resolver, al menos parcialmente, este problema para las especies que actualmente son conocidas en Colombia. Con base en revisiones de caracteres diagnósticos, estudios de variabilidad en hembras de algunas de las especies y adecuaciones de claves de determinación ya existentes, se presentan claves dicotómicas de diferenciación de especies de *Anopheles*, para larvas, hembras y genitalia de machos. Por otro lado, se ha realizado un esfuerzo por presentar un gran número de ilustraciones con el propósito de facilitar la identificación de los caracteres diagnósticos que se presentan en las claves. Adicionalmente se da la distribución conocida de las especies nombradas en las claves, en los diferentes departamentos y municipios de Colombia y métodos de preservación de adultos, larvas y genitalia de machos. Con el propósito de hacer más útiles el uso de este texto se presenta también una clave dicotómica ilustrada para la diferenciación de géneros y hembras de la familia *Culicidae* con distribución en Colombia.



RANULFO GONZÁLEZ OBANDO
NANCY SORAYA CARREJO GIRONZA

Introducción al estudio taxonómico de *Anopheles* de Colombia

CLAVES Y NOTAS DE DISTRIBUCIÓN

**SEGUNDA
EDICIÓN**



Colección Ciencias Naturales y Exactas

González Obando, Ranulfo

Introducción al estudio taxonómico de Anopheles de Colombia: claves y notas de distribución / Ranulfo González Obando, Nancy Soraya Carrejo Gironza. — Santiago de Cali: Programa Editorial Universidad del Valle, 2009.

260 p.; 24 cm. — (Colección libros de investigación)

Incluye bibliografía e índice.

1. *Anopheles* - Colombia 2. *Anopheles* - Taxonomía - Colombia 3. Insectos - Hábitos y conducta - Colombia I. Carrejo Gironza., Nancy Soraya II. Tít.

III. Serie.

595.7 cd 21 ed.

A1241108

CEP-Banco de la República-Biblioteca Luis Ángel Arango

Universidad del Valle
Programa Editorial

Título: *Introducción al estudio taxonómico de Anopheles de Colombia.*
Claves y notas de distribución

Autores: Ranulfo González Obando - Nancy Soraya Carrejo Gironza

ISBN: 978-958-670-766-4

ISBN PDF: 978-958-765-782-1

DOI: 10.25100/peu.309

Colección: Ciencias Naturales y Exactas - Biología

Segunda Edición Impresa diciembre 2009

Edición Digital junio 2018

Rector de la Universidad del Valle: Édgar Varela Barrios

Vicerrector de Investigaciones: Jaime R. Cantera Kintz

Director del Programa Editorial: Omar Díaz Saldaña

© Universidad del Valle

© Ranulfo González Obando y Nancy Soraya Carrejo Gironza

Diseño de carátula: Artes Gráficas del Valle Editores-Impresores Ltda.

Este libro, o parte de él, no puede ser reproducido por ningún medio sin autorización escrita de la Universidad del Valle.

El contenido de esta obra corresponde al derecho de expresión del autor y no compromete el pensamiento institucional de la Universidad del Valle, ni genera responsabilidad frente a terceros. El autor es el responsable del respeto a los derechos de autor y del material contenido en la publicación (fotografías, ilustraciones, tablas, etc.), razón por la cual la Universidad no puede asumir ninguna responsabilidad en caso de omisiones o errores.

Cali, Colombia, junio de 2018

TABLA DE CONTENIDO

Agradecimientos	9
Prólogo	11
Introducción	13
Morfología general de Culicidae	17
Larvas.....	17
Adultos.....	18
Cabeza	18
Tórax.....	19
Patas	21
Alas.....	21
Abdomen	21
Clasificación de la familia Culicidae	23
Clave ilustrada para la determinación de géneros de larvas de Culicidae del Nuevo Mundo	27
Clave ilustrada para la determinación de géneros de adultos hembras de Culicidae del Nuevo Mundo	41
El género <i>Anopheles</i> Meigen	49
Clasificación.....	49
Relaciones filogenéticas.....	51
Problemas taxonómicos	52
Subgénero <i>Anopheles</i>	52
Subgénero <i>Kerteszia</i>	53
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	54
Sección <i>Albimanus</i>	54
Sección <i>Argyritarsis</i>	58
Morfología general de <i>Anopheles</i>	61
Huevos	61
Larva de <i>Anopheles</i>	62
Cabeza	63
Tórax.....	64
Abdomen	65

Clave para la determinación de larvas de <i>Anopheles</i> de Colombia	69
Descripción breve de especies de <i>Anopheles</i> de Colombia (larvas)	87
Subgénero <i>Kerteszia</i>	87
Subgénero <i>Lophopodomyia</i>	91
Subgénero <i>Stethomyia</i>	93
Subgénero <i>Anopheles</i>	95
Serie Arribalzagia	96
Serie <i>Anopheles</i>	102
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	103
Sección Myzorhynchella	104
Sección Albimanus	104
Sección Argyratarsis	111
Adultos-hembras	115
Cabeza	115
Tórax	115
Alas	116
Patas	118
Abdomen	119
Clave para la determinación de hembras de <i>Anopheles</i> de Colombia	121
Descripción breve de especies de <i>Anopheles</i> de Colombia (hembras)	145
Subgénero <i>Kerteszia</i>	145
Subgénero <i>Lophopodomyia</i>	149
Subgénero <i>Stethomyia</i>	151
Subgénero <i>Anopheles</i>	152
Serie Arribalzagia	152
Serie <i>Anopheles</i>	157
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	160
Sección Myzorhynchella	160
Sección Albimanus	160
Sección Argyratarsis	166
Adultos-machos	171
Genitalia	171
Clave para la determinación de especies de <i>Anopheles</i> de Colombia basada en genitalia de machos	177
Descripción breve de las especies de <i>Anopheles</i> (Genitalia de machos)	197
Subgénero <i>Kerteszia</i>	197
Subgénero <i>Lophopodomyia</i>	200

Subgénero <i>Stethomyia</i>	201
Subgénero <i>Anopheles</i>	203
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	208
Sección Myzorhynchella	208
Sección Albimanus	209
Sección Argyritarsis.....	213
Distribución geográfica conocida de las especies de <i>Anopheles</i> de Colombia	217
Subgénero <i>Kerteszia</i>	217
Subgénero <i>Lophopodomyia</i>	219
Subgénero <i>Stethomyia</i>	220
Subgénero <i>Anopheles</i>	220
Subgénero <i>Nyssorhynchus</i>	228
Sección Myzorhynchella	228
Sección Albimanus	228
Sección Argyritarsis.....	234
Preservación de especímenes. Montaje y preservación de hembras,	
larvas, genitalias y pieles de Culicidae	241
Adultos.....	241
Larvas	243
Montaje de Genitalias (énfasis en <i>Anopheles</i>).....	245
Montaje de pieles de larvas.....	246
Montaje de pieles de pupas.....	247
Rotulación de placas	248
Referencias.....	249
Índice de nombres científicos.....	259

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

AGRADECIMIENTOS

Este libro no hubiese sido posible sin la colaboración de muchísimas personas, aquellos que a través de los años, han contribuido a incrementar el conocimiento taxonómico de las especies de *Anopheles* del Nuevo Mundo y otros que permitieron la existencia de una buena colección de referencia de los *Anopheles* de Colombia. Agradecemos a todos los autores consultados y en especial a los que con sus excelentes descripciones e ilustraciones hicieron más entendible la diagnosis de las especies de *Anopheles* y facilitaron redibujar muchos de los esquemas que se presentan en este libro, ellos son, entre otros: Richard Wilkerson, María Anice Sallum, W. H. W. Komp, John Lane, Michael Faran, Kenneth Linthicum, Thomas J. Zavortink, Pablo Cova-García, Yasmín Rubio-Palis, Juan Carlos Navarro.

También agradecemos muy especialmente a Marco Fidel Suárez, quien ha sido a través de los años un fervoroso y entusiasta amigo de los estudios de vectores de malaria, con su ánimo, entusiasmo, colección de ejemplares, archivos y recursos bibliográficos proporcionados, motivó y facilitó la escritura de este texto. Creemos, sinceramente, que este libro es en gran parte producto de su paso por los laboratorios de la Sección de Entomología de la Universidad del Valle.

También son objeto de nuestra gratitud: La Universidad del Valle, por apoyarnos con el tiempo que se nos concedió para la investigación y organización de la información. El Museo de Entomología de la Universidad del Valle (MUSENUV), lugar en el cual se mantiene una de las mejores colecciones de referencia de *Anopheles* de Colombia. James Montoya Lerma por sus aportes, sugerencias y amigable prólogo. El Ministerio de Protección Social y todas las seccionales de salud que nos apoyaron en la colecta de ejemplares, a los estudiantes de varias generaciones de los cursos de Entomología Médica y todas las personas que nos apoyaron en la colecta y/o preservación de nuevos ejemplares, en especial a Hollman Miller, José Dolores Palacios, Ruby Márquez, Marcela Gutiérrez, Fredy Córdoba, Luis Alfredo Lara, David López, Johanna Fernández, Mayuri Fajardo, Idalia Matta, Esperanza Villegas, Lina Flórez y a todas y cada una de las personas que han contribuido a la formación y mantenimiento de una colección de referencia de *Anopheles* de nuestro país, a todos muchas gracias.

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

PRÓLOGO

Los *Anopheles* son mosquitos abundantes, que cuentan con amplia distribución mundial, alto grado de plasticidad ecológica y fisiológica, traducidos en una gran diversidad de especies (estimada en 488) a nivel mundial. Afortunadamente, sólo 30 o 40 de ellas son consideradas importantes como vectoras de patógenos y parásitos a humanos y animales. La mayoría de éstas integran complejos de especies, generalmente, de difícil diferenciación taxonómica, lo cual impide o retarda, ostensiblemente, las medidas de control.

Aunque la importancia epidemiológica (y por ende económica) de los anofelinos es enorme, habida cuenta de sus asociaciones con protozoarios, virus y nematodos, es con *Plasmodium*, los agentes causales de la malaria, donde alcanza su máximo papel protagónico. Históricamente, las tasas de morbilidad y mortalidad por esta sola enfermedad superan, en ocasiones, las de otras patologías en conjunto e incluso las fatalidades debidas a las guerras. En áreas tropicales y sub-tropicales del África, Asia y las Américas se diagnostican entre 300 y 500 millones de casos, siendo incalculable las pérdidas causadas por la muerte de 2.7 millones de personas/año. Adicionalmente, se estiman en miles de millones de dólares aquellas debidas al absentismo escolar y laboral. Los consolidados epidemiológicos para América y el Caribe indican que alrededor del 40% de su población (308 millones de personas) habitan áreas maláricas donde se producen 1.3 millones de casos/año.

En la búsqueda de una estrategia exitosa de control de esta endemia, la Organización Mundial de la Salud (OMS), ha lanzado su iniciativa “malaria roll back” cuyo fundamento filosófico reconoce que ésta es una enfermedad que escapa al manejo del sector salud y que requiere, para su combate, el concurso de otras instituciones a través del fortalecimiento de las facilidades logísticas, sobretodo de la denominada “inteligencia local” en los servicios de salud. La adquisición de técnicas (tradicionales y modernas) por parte del recurso humano representa, por lo tanto, una ganancia en el conocimiento de los vectores locales, a la vez que es indispensable para alcanzar el control selectivo de los mismos, mediante el uso de métodos de combate, apropiados a cada situación, basados en criterios entomológicos y epidemiológicos.

La taxonomía y la sistemática representan, en su conjunto, un aspecto clave, angular, en el estudio de los anofelinos. La generación diaria de nuevos conocimientos hace que sean un desafío constante, de difícil actualización pero, invariablemente, necesarias. La dilucidación taxonómica de las especies y/o complejos de las mismas, repercute sobre la definición y enmarcación epidemiológicas y, en últimas, facilita las decisiones sobre las medidas requeridas para su control.

El desarrollo de técnicas modernas, en especial las moleculares, ha promovido cambios sustanciales en la sistemática de estos organismos. Aunque valiosas, están aún lejos de constituirse en reemplazo o sustituto de los procedimientos de comparación morfológica de las especies compendiados en las clásicas claves taxonómicas cuya utilidad, a pesar de sus deficiencias, sigue vigente. Sin embargo, gran parte de las claves taxonómicas están dispersas y, generalmente, son de difícil consecución. Por otro lado, los adelantos realizados en el campo molecular han sido tan rápidos y vertiginosos que se dificulta su socialización. Lo ideal es la integración de estas herramientas de forma que sean complementarias entre sí.

Por estas y muchas otras razones estoy seguro que *Introducción al estudio taxonómico de Anopheles de Colombia. Claves y notas de distribución*, es una obra que, además de contribuir al estudio de las especies de anofelinos presentes en Colombia y países vecinos, será una herramienta práctica, útil y valiosa para los biólogos y personal de los servicios de salud y saneamiento ambiental. En mi concepto, este libro recoge y da continuidad

a la obra pionera iniciada en el país por Gast-Galvis en 1942 y se enriquece a partir de los trabajos realizados desde ese entonces, a nivel nacional e internacional, sobre sistemática clásica y moderna de anofelinos.

Por otra parte, pero no menos importante, cabe destacar que es fruto del esfuerzo conjunto, continuo, paciente y denodado realizado por dos profesores del Departamento de Biología de la Universidad del Valle. El Dr. Ranulfo González quien, desde la década de los ochenta, ha reunido en forma metódica, elementos valiosos (bibliografía, claves, colecciones,) confrontándolos y analizándolos en forma crítica y en paralelo con sus experiencias de investigación (en particular con el grupo *Nyssorhynchus*). Se suma a él, la Profesora Nancy S. Carrejo, quien contribuye desde el campo de su especialidad y aporta elementos morfológicos valiosos y bien detallados, reflejados en varias de las ilustraciones que aparecen a lo largo del libro.

La obra, adecuadamente dividida en seis capítulos, inicia por un recorrido a lo largo de la situación taxonómica de los Culicidae, haciendo acopio de las principales características morfológicas que los distinguen y permiten su diferenciación de otros grupos taxonómicos. Desemboca, seguidamente, en las claves dicotómicas e ilustradas para diferenciar los géneros de larvas y adultos. En el segundo capítulo, al entrar en materia sobre el género *Anopheles*, explica las variaciones de su clasificación desde su creación, por Meigen en 1818, hasta las más recientes propuestas subgenéricas modernas. Luego presenta, una breve información sobre las relaciones filogenéticas (este es un aspecto que amerita un capítulo aparte y en el cual los autores quedan en deuda pero que, seguramente, será tenido en cuenta en una próxima edición) y un panorama de la morfología de las larvas, como preparación previa a la clave de especies colombianas. En los dos siguientes capítulos se indican e ilustran las estructuras y caracteres morfológicos necesarios para la identificación y clasificación de los adultos, hembras y machos, a nivel específico mediante el empleo de claves dicotómicas y, en su mayoría, pictóricas. Finalmente, los dos últimos segmentos de la obra son dedicados a dos aspectos de capital importancia en los procesos de identificación: el tratamiento y preservación de especímenes. Su inclusión es bastante innovadora y ofrece muchos “trucos” indispensables para el adecuado procesamiento de los ejemplares sean larvas o adultos.

La comunidad científica colombiana debe expresar su reconocimiento por este aporte significativo al estudio de los anofelinos de Colombia el cual, estoy más que seguro, será simiente y cimiento para quienes enarbolan la defensa de la taxonomía, una disciplina que cada vez adquiere más vigencia en medio de tanto afán y olvido.

J. Montoya Lerma

INTRODUCCIÓN

Para un mejor entendimiento de la diversidad animal, los zoólogos han establecido una serie de normas de amplia aceptación a escala mundial. Estas son recopiladas en un texto denominado Código Internacional de Nomenclatura Zoológica. Desde Linneo, la organización de la diversidad zoológica en una escala jerárquica reconoce grupos según su grado de complejidad, desde una organización simple (reino) se avanza hasta llegar al reconocimiento de la especie y variaciones poblacionales de ésta.

De un mosquito *Anopheles*, lo primero que sabemos es que pertenece al reino animal y que ese espécimen corresponde al Phylum Artropoda, clase Hexapoda y a la subclase Insecta. Es un Artropoda porque posee exoesqueleto quitinoso y apéndices (patas, palpos entre otros) formados por segmentos que están unidos por medio de membranas articulares, de ahí su nombre, *artos*= articulado y *podos*= patas o apéndices, es decir, animales con apéndices articulados. Este es un grupo muy diverso y grande, constituido por aproximadamente un millón de especies descritas, entre ellos, grupos ampliamente conocidos con el nombre vernáculo de insectos, las arañas, los cangrejos, las jaibas, los alacranes o escorpiones, los camarones, los ciempiés, las langostas de mar y las garrapatas, entre otros.

De esta gran diversidad de grupos artrópodos, los mosquitos son de la Clase Insecta porque en su estado adulto están caracterizados por poseer el cuerpo dividido en tres regiones o tagmas (cabeza, tórax y abdomen) (Figura 1.1) originadas en grupos consecutivos de somitos. En la cabeza posee un par de antenas, en el tórax tiene tres pares de patas largas (seis patas) y un par de alas. El tórax está subdividido en tres segmentos: protórax, mesotórax y metatórax. En el primero se ubican las patas frontales o protorácicas, en el segundo las patas medias o mesotorácicas y las alas, mientras que en el tercero están las patas posteriores o metatorácicas y los halterios o balancines. El abdomen es de ocho segmentos visibles, un par de cerci y sin apéndices locomotores.

Con una lupa podemos fácilmente observar que nuestro espécimen posee además del par de alas meso torácicas, los vestigios de otro (posterior) conocido como balancines o halterios, ubicados en el metatórax (Figura 1.1). Esto define a un organismo de la Clase Insecta que corresponde al **orden Diptera**. En éste se acepta la existencia de dos subórdenes, Nematocera y Brachycera; los mosquitos adultos por poseer antenas con más de cuatro flagelómeros, palpos maxilares de 5 segmentos, alas con R_2 y R_3 separadas, corresponden al **suborden Nematocera**.

Si continuamos nuestra observación nos damos cuenta que nuestro mosquito posee en la cabeza un aparato bucal haustelado (proboscis o haustelo). Esto le ha permitido ser un animal picador, cuya hembra se alimenta de sangre (hematófago). Por otro lado, su cuerpo está cubierto de escamas y pelitos, las alas son alargadas, con escamas a lo largo de venas longitudinales y márgenes; la vena subcosta (Sc) está bien desarrollada y finalizando más allá de la parte media del ala, y la vena radial sectorial (Rs) tiene tres ramas (R_2 , R_3 y R_{4+5}). Esto define el siguiente nivel jerárquico, que para nuestro caso corresponde a la **familia Culicidae**. En este nivel encontramos otro que corresponde al de **subfamilia**. En Culicidae se reconocen tres subfamilias: **Anophelinae**, **Culicinae** y **Toxorhynchitinae**. En cada subfamilia encontramos diferentes especies (**nivel especie**) y cada grupo de especies organizadas en géneros (**nivel género**).

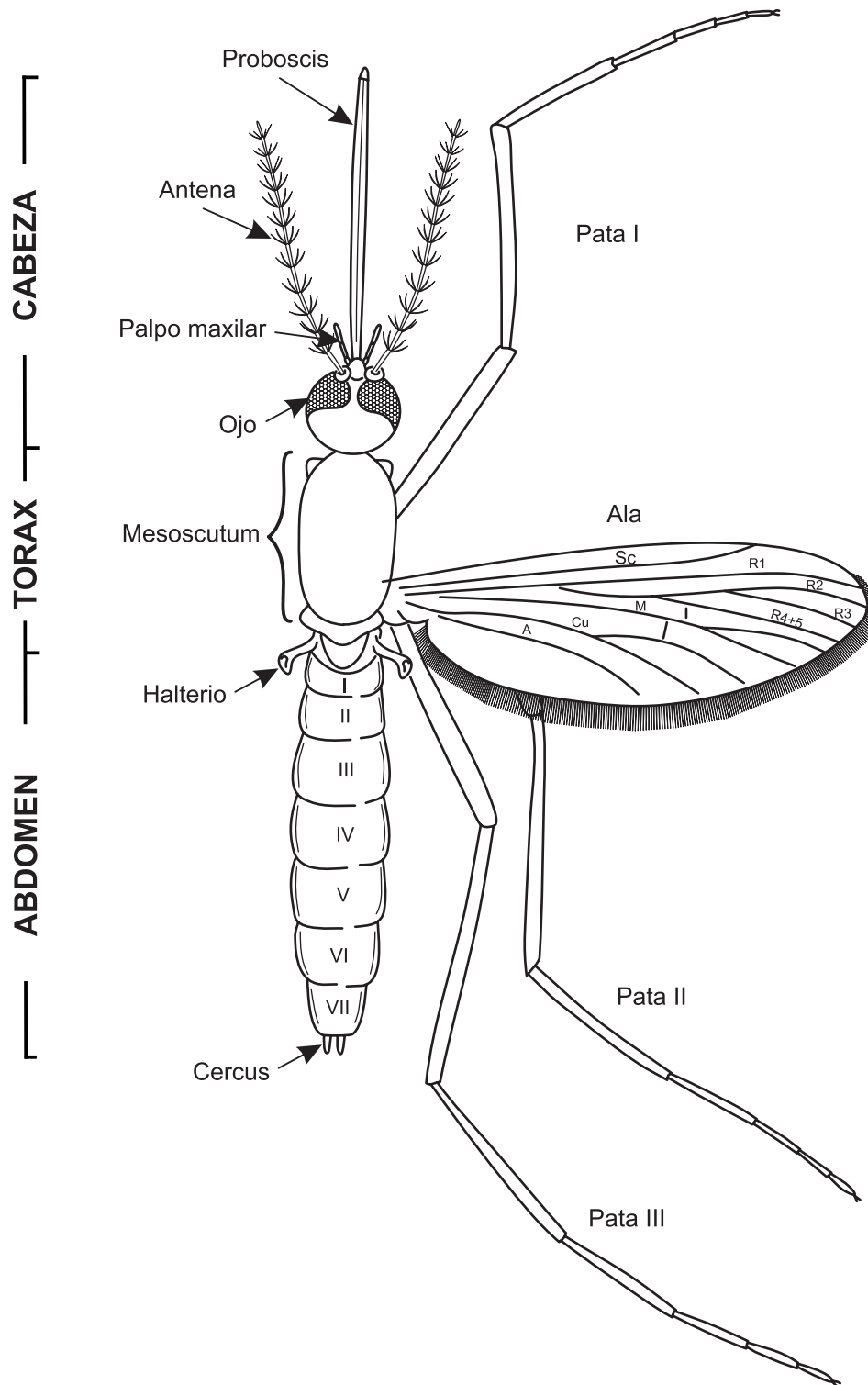


Figura 1.1. Esquema dorsal de un Culicinae (Redibujado de Darsie & Ward, 1981).

La especie es la unidad más fundamental a determinar y su nomenclatura está definida por dos nombres, uno genérico y otro específico (nomenclatura binomial: consultar Código de Nomenclatura Zoológica). Es lo más importante a definir, porque son los individuos más parecidos, no solo morfológicamente sino también en

su genoma, comportamiento y requerimientos ecológicos, los que constituyen una unidad en la cual se da libre cruzamiento, es decir, cuando se encuentran un macho y una hembra pueden aparearse y producir una generación de descendientes fértiles. Dos especies diferentes que se encuentren en el mismo lugar, tienen barreras biológicas que impiden que haya cruzamiento entre ellas y, si las hay, entonces sus descendientes no son fértiles.

Si mediante la diferenciación a partir de la clave dicotómica que se presenta, encontramos que nuestro mosquito (hembra) posee palpos maxilares tan largos como su proboscis, entonces tenemos la **Subfamilia Anophelinae** (ver pagina 41) y si, además, observamos que nuestro espécimen posee un Scutelum suavemente redondeado, entonces hablaremos de que corresponde al género *Anopheles*. Determinar la especie será un trabajo más cuidadoso que requiere un mayor conocimiento de la morfología del animal en estudio y será nuestro objetivo de los próximos capítulos y prácticas. En resumen, los niveles jerárquicos de nuestro espécimen son los siguientes:

REINO: Animal, **PHYLUM:** Artropoda, **CLASE:** Insecta, **ORDEN:** Diptera, **SUBORDEN:** Nematocera, **FAMILIA:** Culicidae, **SUBFAMILIA:** Anophelinae, **GÉNERO:** *Anopheles*.

ESTADOS DE DESARROLLO DE CULICIDAE

Los Culicidae son dioicos, de reproducción sexual, machos y hembras. Las hembras fertilizadas ponen sus huevos en un ambiente acuático (charcas, lagos, tanques, etc.). En nuestro medio, estos pasan por un periodo de incubación de 36 a 48 horas. Las formas resultantes de los huevos son conocidas como larvas y viven en el agua, en donde se alimentan y crecen gracias a los nutrientes que se encuentran allí. El proceso de crecimiento (metamorfosis) se da en cuatro mudas de piel (instares o estadios larvales), únicamente las de cuarto estadio están bien caracterizadas, por lo tanto, son las que se escogen preferiblemente para determinación.

Después del cuarto estadio la larva se transforma en pupa, un estadio en el cual no se alimenta y tienen la forma que se observa en la Figura 1.2. En condiciones óptimas de temperatura, éstas se transforman en adultos después de dos a tres días.

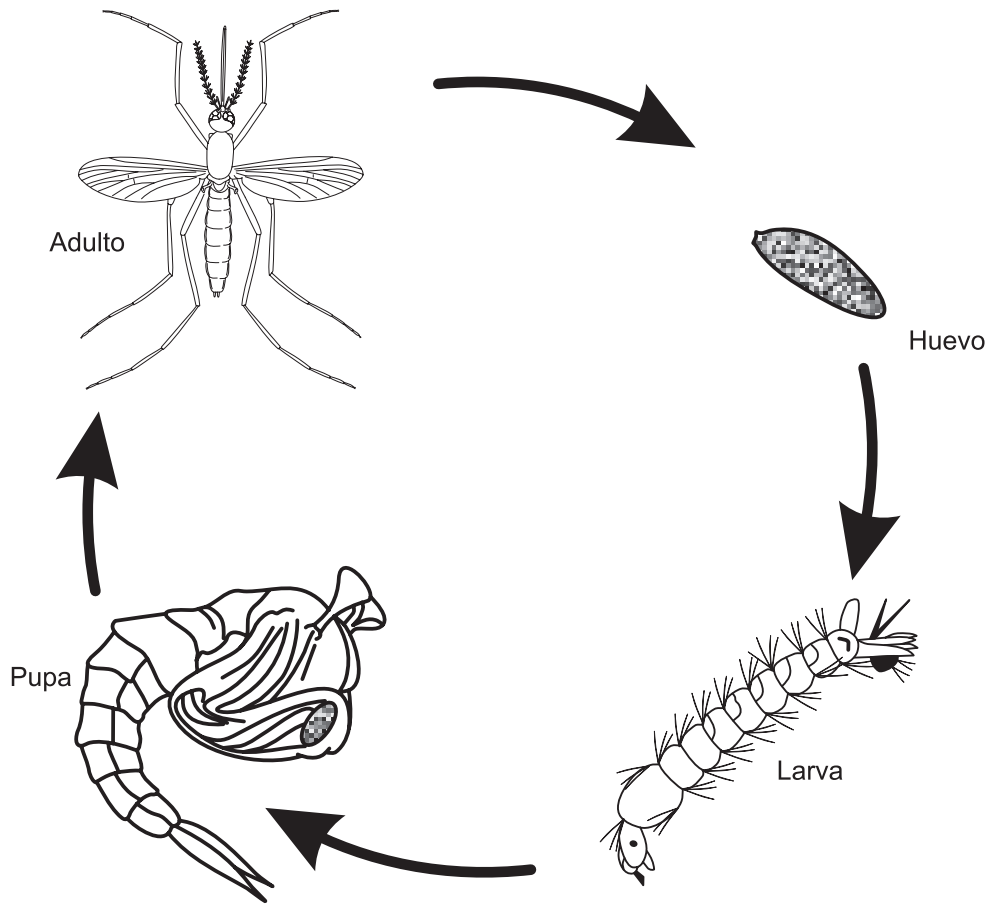


Figura 1.2. Ciclo de desarrollo de Culicidae.

MORFOLOGÍA GENERAL DE CULICIDAE

LARVAS

Las larvas de Culicidae se diferencian de otras que también son acuáticas por los siguientes caracteres:

Cuerpo con las tres regiones bien diferenciadas (cabeza, tórax y abdomen); no posee patas torácicas, abdominales ni pterotecas. El tórax no posee diferenciados los tres segmentos torácicos, estos son reconocidos por la posición de las setae torácicas. Para efectos de diferenciación se nombran de la siguiente manera: protórax (P), mesotórax (M) y metatórax (T); y las setae que en ellos se encuentran se llaman respectivamente: protorácicos, mesotorácicos y metatorácicos.

El abdomen consta de diez segmentos (por lo menos nueve bien visibles) diferenciados con números romanos (I a X); en el segmento VIII pueden tener sifón respiratorio (Culicinae y Toxorhynchitinae) o placa espiracular (Anophelinae), en donde se encuentran los dos estigmas del aparato respiratorio (metapneústico). Los ocho primeros segmentos abdominales están separados por constricciones bien definidas; una porción del VIII y otra del X representan el IX segmento constituido por el aparato espiracular; y el décimo, llamado segmento anal, es el más delgado y característico de todos, posee una placa dorsal (o silla de montar), pelos caudales y cuatro papilas anales o branquias. Tanto la cabeza, como el tórax y el abdomen están adornados con muchas cerdas o setae (Figura 1.3). Para la nomenclatura de los caracteres y especialmente lo referido a las setae, cada región del cuerpo o estructura es reconocida por las siguientes letras y números romanos (Harbach & Knight, 1980):

REGIÓN O ESTRUCTURA	TIPO DE RECONOCIMIENTO
CABEZA	C
ANTENA	A
PROTÓRAX	P
MESOTÓRAX	M
METATÓRAX	T
ABDOMEN	Números romanos I al X
SIFÓN	S

El cuerpo de las larvas posee alrededor de 190 pares de setae, así como varias espículas y espinas. Muchos de los caracteres para la determinación de las especies están basados en la variación morfológica y posición de cada seta, por eso es importante nombrarlas. Para esto se asignan con números arábigos, en su orden desde la parte dorsal a la ventral, o desde la parte anterior a la posterior. De este modo la seta 3-C significa que es la seta 3 de la cabeza, la seta 1-IV significa que es la seta 1 del segmento abdominal IV, la seta 4-X significa que es la seta 4 del segmento X, la seta 1-A significa que es la seta 1 de la antena.

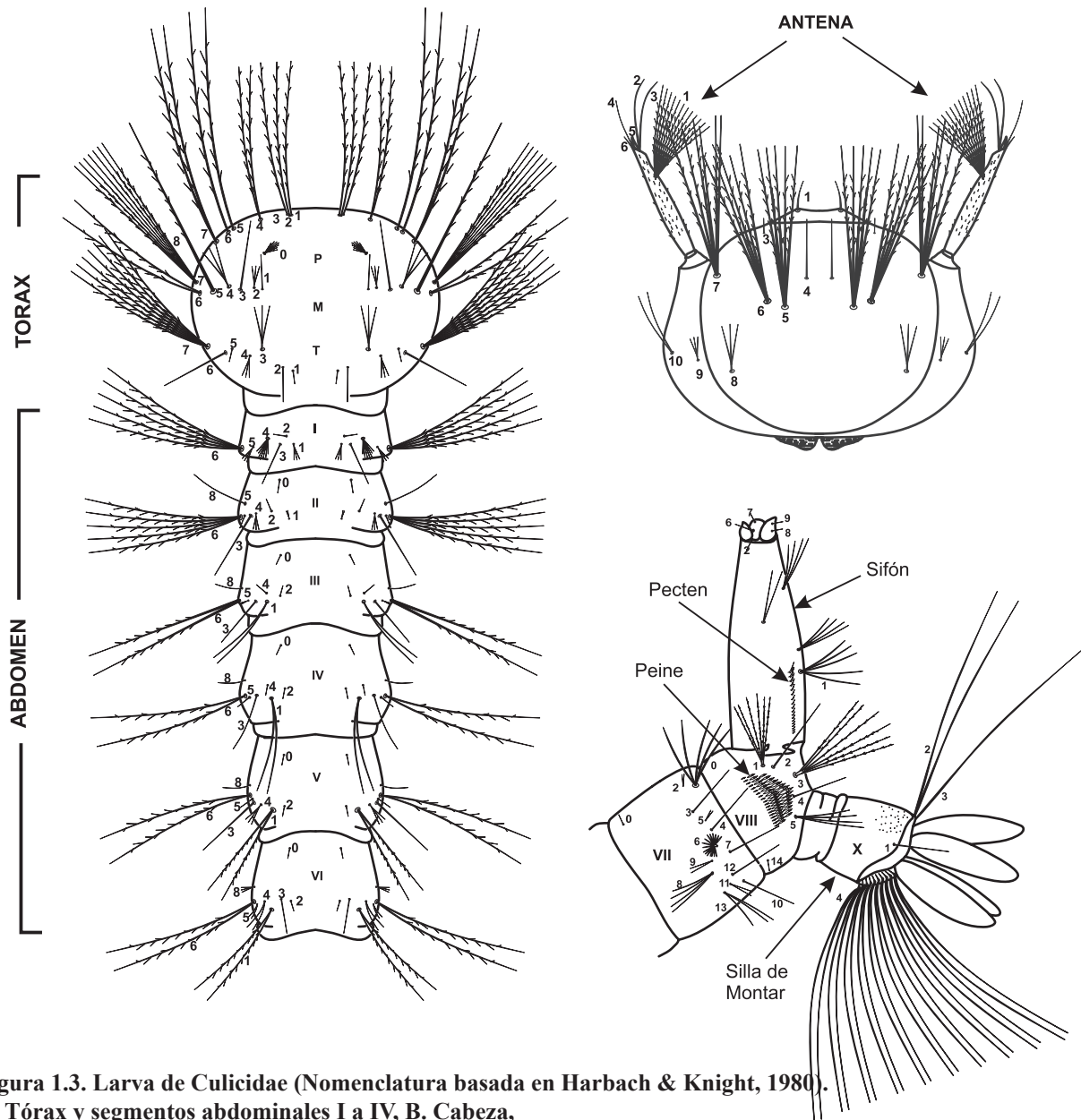


Figura 1.3. Larva de Culicidae (Nomenclatura basada en Harbach & Knight, 1980).
A. Tórax y segmentos abdominales I a IV, B. Cabeza,
C. Segmentos abdominales VII a X.

ADULTOS

Al igual que en las larvas, presentan claramente diferenciados sus tres tagmas.

CABEZA

Es algo globular, presenta un par de ojos compuestos laterales bien desarrollados, con vértex y occipucio diferenciados. La frente está cubierta de escamas y pelos formando una especie de mechón. Las antenas son filiformes de 15 antenómeros, con escapo corto y pedicelo globular. En machos, los flagelómeros suelen ser más cortos que en las hembras y presentan una especie de arista de donde sale un número abundante de setae largas, es decir, las antenas son un carácter que presenta dimorfismo sexual. Los palpos maxilares están compuestos por

tres a cinco segmentos, de desarrollo variable en las subfamilias y, en general, claramente dimórficas sexuales. En los machos de Culicinae, suelen ser tan o más largas que la proboscis, mientras que en las hembras son más pequeñas. Entre los palpos, y por debajo del clypeus, se encuentra la proboscis. Externamente éste corresponde al labium y en su interior están dispuestos seis estiletes (dos maxilas, dos mandíbulas, una hipofaringe y un labrumepifaringe). Las mandíbulas son más desarrolladas en las hembras que en los machos y articuladas caudalmente al labrum por medio del suspensorio mandibular. Las maxilas están representadas principalmente por la lacinia (estilete) y son tan largas como las mandíbulas, de ápice ahusado y, al igual que las mandíbulas, presentan dientes finos en las hembras. La hipofaringe es un estilete impar, casi tan largo como las mandíbulas, es ahusado y con canal interno longitudinal desde su base hasta su ápice (canal salivar). Este tipo de aparato bucal está adaptado para succionar líquidos.

TÓRAX

Generalmente cubierto de setae y escamas claras y oscuras que en algunos casos definen patrones específicos. Como en todos los Diptera, el protórax es el somito menos desarrollado.

Dorsalmente está representado por los **lóbulos antepronotales** o **antepronotum (Ap)** y, lateralmente, por el **proepisternum (Ps)** y la **coxa frontal**. El mesotórax está ocupado dorsalmente por el **scutum**, caudalmente por el **scutellum**, cuyo margen posterior puede ser trilobulado o suavemente redondeado; por debajo de éste se encuentra el **mesopostnotum (Mpn)** (Figura 1.4). Lateralmente presenta escleritos o áreas definidas por la sutura pleural y anapleural: **área subspiracular (SA)**, **área prespiracular (PsA)**, **pospronotum (Ppn)**, **área posespiracular (AP)**, **mesokatepisternum (Mks)**, **mesanepimeron (Mam)** y **mesomeron (Msm)** (Figura 1.5).

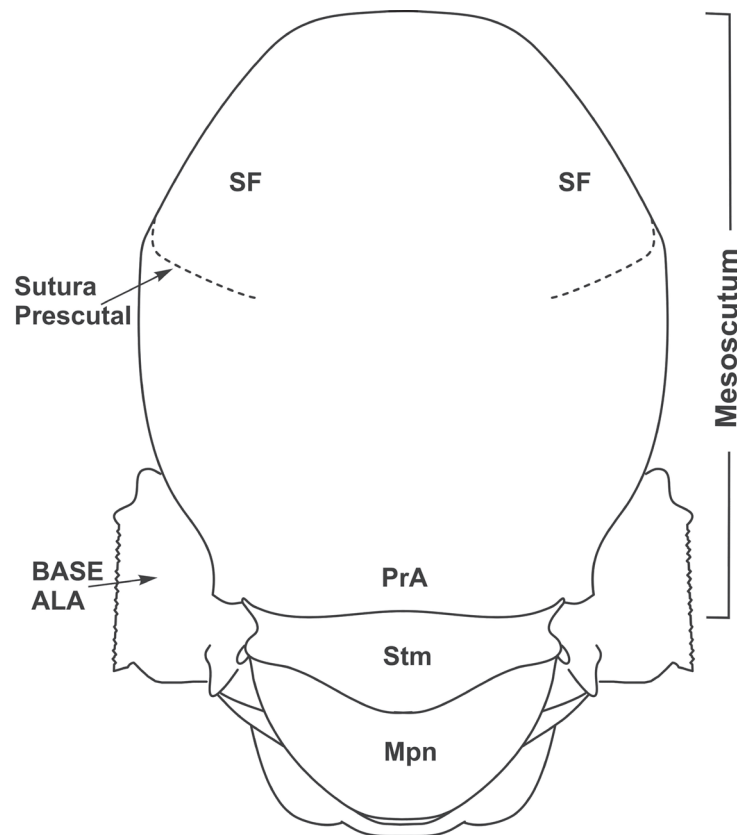


Figura 1.4. Vista dorsal del tórax. Mpn, Mesopostnotum; Stm, Scutellum; PrA, Área prescutellar; SF, Fosa scutal (Redibujado de Harbach & Knight, 1980).

El metatórax es más pequeño que el mesotórax, además de los halterios, en él se reconoce dorsalmente un **metanotum (Mtn)** estrecho y, lateralmente, el **metaepisternum (Mts)** y el espiráculo metatorácico (**MtS**) (Figura 1.5).

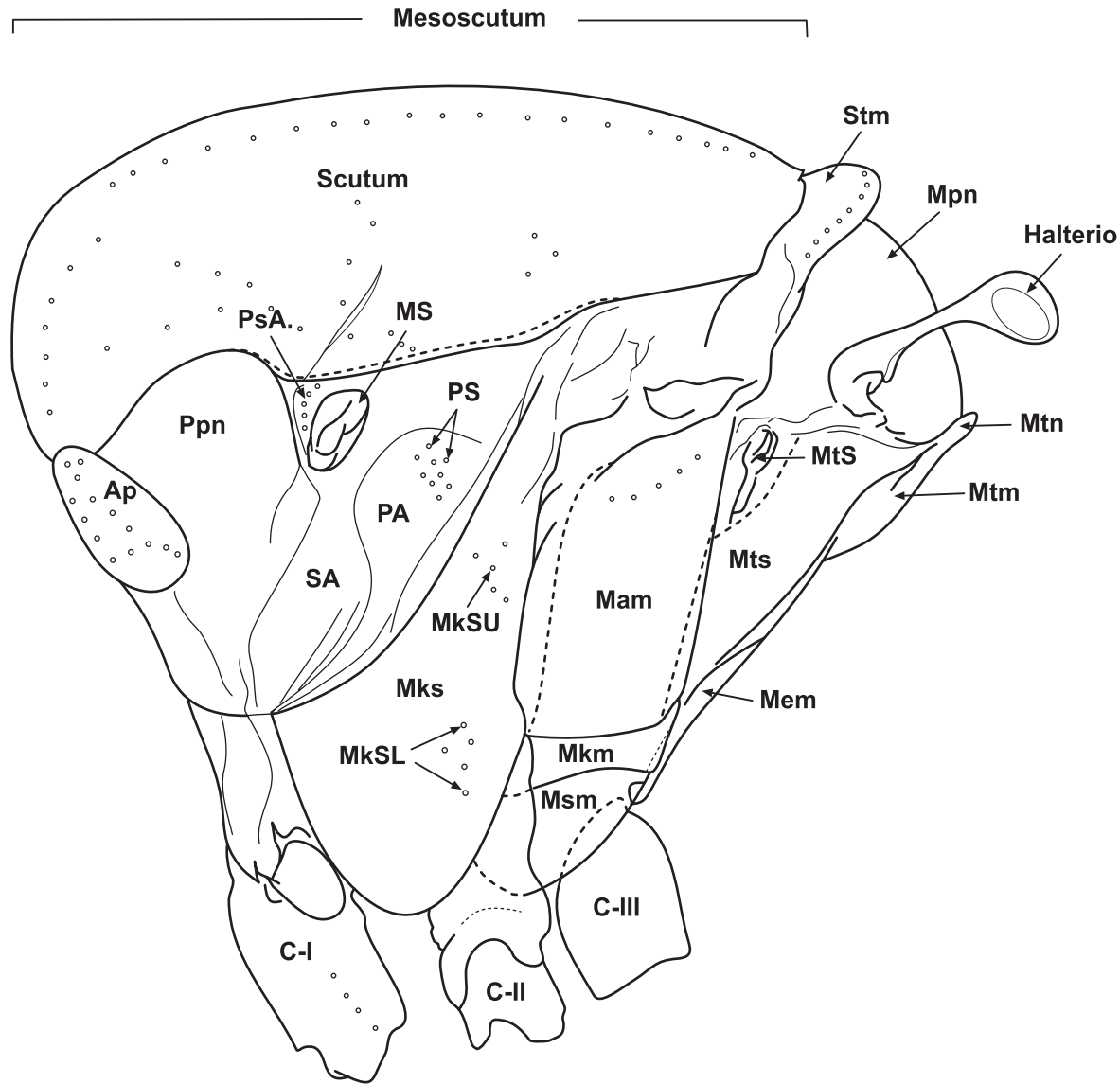


Figura 1.5. Tórax de Culicidae (*An. pseudopunctipennis*).

Ap, Anteppronotum; C, Coxa; Mam, Mesanepimeron; Mem, Metepimeron; Mkm, Mesokatepimeron; Mks, Mesokatepisternum; MkSL, Setae Mesokatepisternales inferiores, MkSU, Setae Mesokatepisternales superiores; Mpn, Mesopostnotum; MS, Espiráculo Mesotorácico; Msm, mesómero (Meron); Mtm, Metepimeron; Mtn, Metanotum; MtS, Espiráculo Metatorácico; Mts, Metaepisternum; PA, Área postespiracular; Ppn, Postpronotum; PS, Setae postespiraculares; PsA, Área pre-espiracular; SA, Área Subespiracular (Nomenclatura basada en Harbach & Knight, 1980).

PATAS

Las patas son alargadas y cubiertas de escamas, con cinco tarsómeros (Figura 1.1). Las frontales presentan un claro dimorfismo sexual; en los machos, el tarsómero frontal 5, está modificado tanto en su forma, como en el número de garras de la uña y está aparentemente relacionado con la forma de apareamiento entre los sexos.

ALAS

Las alas son membranosas, alargadas, con venas longitudinales y algunas transversales. La membrana es variable en su coloración, puede ser clara y algo oscura, pero lo que ofrece mayores contrastes es la coloración de las escamas, las cuales pueden ser alargadas o ensanchadas y de colores claros y oscuros. En la Figura 1.1 se ilustra la forma general y la venación de un ala. Además de la vena **Costa (C)** y la **Subcosta (Sc)**, se reconocen seis venas longitudinales. La primera corresponde a la **Radial uno (R_1)**, la segunda es la **R_{2+3}** , la tercera es la **R_{4+5}** , la cuarta corresponde a la **Medial (M)**, la quinta corresponde a la **Cubital (Cu)** y la sexta a la vena **Anal (A)**.

ABDOMEN

Es primariamente de 10 segmentos, pero sólo ocho están bien desarrollados y, al igual que en larvas, se diferencian, por nomenclatura, con números romanos. El primero es menos desarrollado que el resto, los cuales, exceptuando el VIII, son muy similares, el IX segmento es bien reducido y generalmente modificado de acuerdo con el sexo (Figura 1.1). Las placas dorsales son los tergitos y las ventrales los sternitos, las dos unidas por la membrana pleural. En hembras, como parte de la terminalia, se observa un par de **cerci**; en machos, a partir del segmento IX, se forma la terminalia o estructura adaptada para el apareamiento. El abdomen suele estar cubierto de setae y/o escamas de forma y coloración variable, de tal forma que es usado en taxonomía.

PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA

CLASIFICACIÓN DE LA FAMILIA CULICIDAE

La incriminación de algunas especies de mosquitos en la transmisión de incapacitantes y, en ocasiones, mortales enfermedades, tales como malaria y fiebre amarilla, a finales del siglo XIX, motivó un gran interés en el estudio de su diversidad. Ésta es posiblemente una de las causas por las cuales se generó una situación taxonómica caótica, ya que nuevos géneros y especies fueron descritas de manera tan acelerada que, generalmente, a una misma taxa se le asignó múltiples nombres, o en otros casos, fueron inadecuadamente descritas y/o las descripciones publicadas frecuentemente tenían poca circulación (Linthicum, 1988).

La clasificación de la Familia Culicidae en el sentido de la propuesta de Edwards (1932) comprendía tres subfamilias; Dixinae, Chaoborinae y Culicinae, pero de acuerdo con la clasificación de Knight & Stone (1977), Knight (1978), Ward (1984), las especies de esta familia se agrupan en tres subfamilias, **Anophelinae**, **Culicinae** y **Toxorhynchitinae**. Esto es, se acepta el cambio propuesto por Stone (1957) en el sentido de restringir la familia Culicidae únicamente a los taxa nombrados por Edwards (1932) como subfamilia Culicinae, excluyendo a Dixinae y Chaoborinae, a los cuales se les asigna igualmente categoría de familia. Es en Knight & Stone (1977) donde se comienza a aceptar mundialmente por la mayoría de los taxónomos de mosquitos, la clasificación propuesta. Sin embargo, de acuerdo con Harbach & Kitching (1998), a partir de estudios filogenéticos, la familia Culicidae consiste únicamente de dos linajes principales reconocidos como subfamilias, ellos son Anophelinae y Culicinae, ya que el estatus de subfamilia de los *Toxorhynchites* no es bien soportado por el análisis (Figura 1.6).

Hasta Harbach & Kitching (1998) se reconocían 38 géneros y 133 subgéneros válidos, pero a la fecha, algunos subgéneros fueron elevados a la categoría de géneros, es el caso de los géneros *Ochlerotatus* y *Onirion* (Reinert, 2000; Harbach & Peyton, 2000, respectivamente). De acuerdo con Harbach (2007), actualmente la familia incluye 44 géneros, 145 subgéneros y 3490 especies. La clasificación de las especies de la familia Culicidae, así como la selección de los géneros representados en el Nuevo Mundo, está basada en Knight & Stone (1977), Zavortink (1979), Ward (1984), Harbach & Peyton (1993), Reinert (2000), Harbach & Peyton (2000) y Harbach (2004, 2007). En la Tabla 1, modificada de Harbach (2007), se presenta un resumen de la forma como están clasificadas las especies de esta familia, representadas en el Neotrópico.

Para Colombia, la revisión bibliográfica de Barreto (1955) registró un total de 15 géneros. Posteriormente, con los aportes de Barreto & Lee (1969), Adames (1971), Stone & Barreto (1969) Heinemann & Belkin (1978) Zavortink (op. cit.), Reinert (op. cit.), Harbach & Peyton (op. cit.), se registra un total de 24 géneros de los 26 que se consideran para el Nuevo Mundo. Dada la distribución de algunas especies de *Culiseta* e *Isostomyia* en parte de la región Neotropical, estos géneros se incluirán también en la clave de determinación genérica de Colombia. Los géneros *Ochlerotatus* y *Onirion*, no son claramente determinados en larvas ni hembras, por lo tanto, seguirán siendo determinados en los géneros *Aedes* y *Wyeomyia*, respectivamente, grupos en los cuales estaban clasificados. En las claves genéricas de larvas y adultos que se presentan más adelante, podemos reconocer los caracteres diagnósticos recomendados para la determinación de los géneros presentes en Colombia y el Nuevo Mundo.

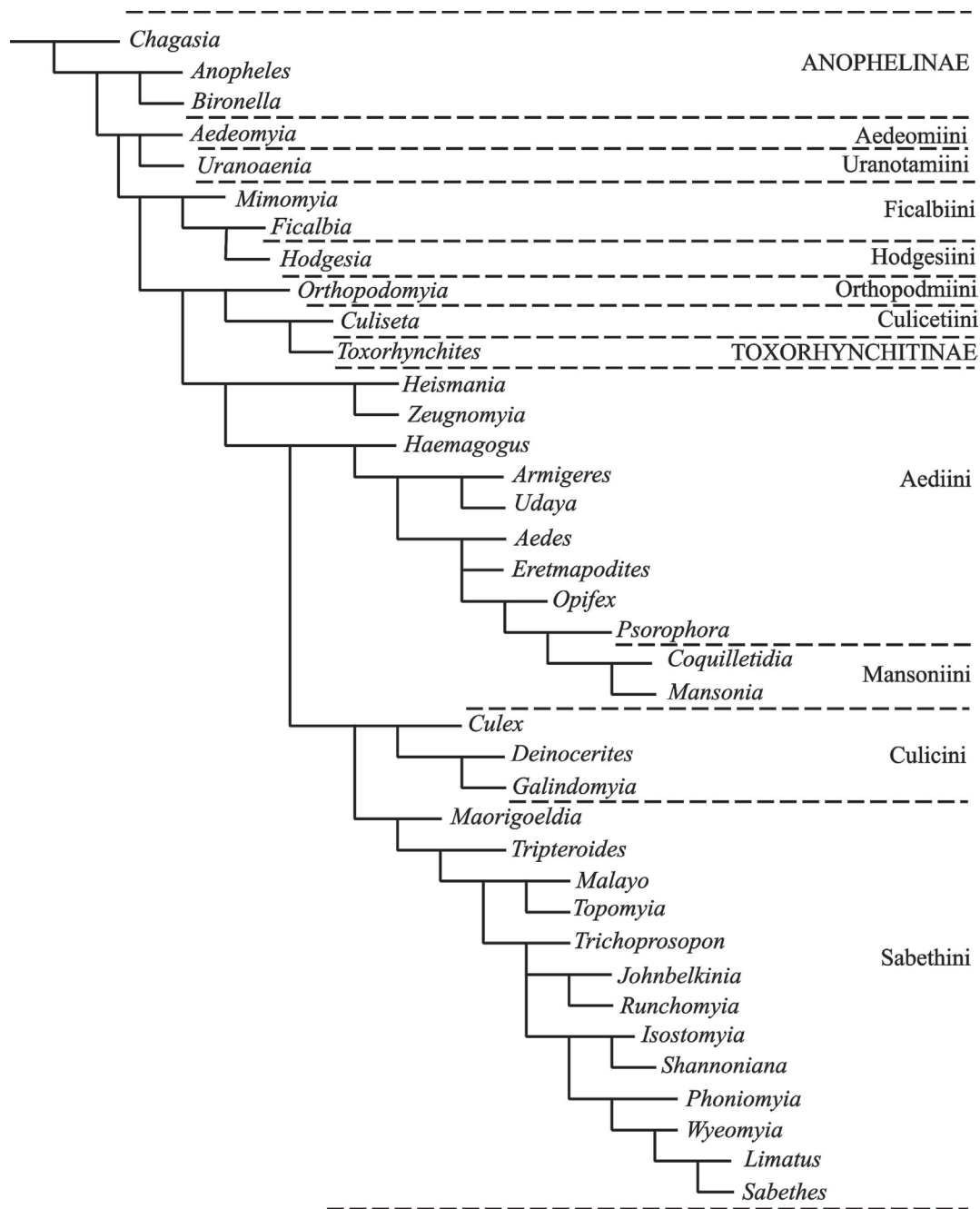


Figura 1.6. Filogenia de Culicidae (Reproducida parcialmente de Harbach & Kitching, 1998).

Tabla 1. Subfamilias, tribus, géneros, número de subgéneros y número de especies en el mundo / región de Culicidae neotropicales (Tomada con modificaciones de Harbach, 2007).

Subfamilia/ Tribu	Género	Numero subgéneros	No. especies Mundo/ Neotrópico	Distribución
Anophelinae				
	<i>Anopheles</i>	7	455/101	Cosmopolita
	<i>Chagasia</i>	—	4	Neotropical
Culicinae				
Aedeomyiini	<i>Aedeomyia</i>	2	6/1	Afrotropical, Australasia, Oriental, Neotropical
Aedini	<i>Aedes</i>	23	363/76	Viejo Mundo, Neártica
	<i>Haemagogus</i>	2	28	Principalmente Neotropical
	<i>Ochlerotatus</i>	22	550/63	Cosmopolita
	<i>Psorophora</i>	3	48/44	Nuevo Mundo
Culicini	<i>Culex</i>	23	763/329	Cosmopolita
	<i>Deinocerites</i>	—	18	Principalmente Neotropical
	<i>Galindomyia</i>	—	1	Neotropical
	<i>Lutzia</i>	3	7/2	Afrotropical, Australasia, Oriental, Neotropical, Paleártica
Culisetini	<i>Culiseta</i>	7	37/3	Viejo Mundo, Neártica
Mansoniini	<i>Coquillettidia</i>	3	57/13	Viejo Mundo, Neotropical
	<i>Mansonia</i>	2	23/13	Viejo Mundo, Neotropical
Orthopodomyiini	<i>Orthopodomyia</i>	—	38/7	Afrotropical, Neártica, Neotropical, Oriental, Paleártica
Sabethini	<i>Isostomyia</i>	—	4	Neotropical
	<i>Johnbelkinia</i>	—	3	Neotropical
	<i>Limatus</i>	—	8	Neotropical
	<i>Onirion</i>	—	7	Neotropical
	<i>Phoniomyia</i>	—	21	Neotropical
	<i>Runchomyia</i>	2	7	Neotropical
	<i>Sabethes</i>	5	38	Neotropical
	<i>Shannoniana</i>	—	3	Neotropical
	<i>Trichoprosopon</i>	—	13	Neotropical
	<i>Wyeomyia</i>	15	140/109	Principalmente Neotropical
Toxorhynchitini	<i>Toxorhynchites</i>	4	88/10	Afrotropical, Australasia, Neotropical, Paleártica, Oriental
Uranotaeniini	<i>Uranotaenia</i>	2	265/34	Afrotropical, Australasia, Oriental, Neotropical
Total	44	145	3490*/960	

* Incluye géneros y especies que no tienen distribución neotropical.

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

CLAVE ILUSTRADA PARA LA DETERMINACIÓN DE GÉNEROS DE LARVAS DE CULICIDAE DEL NUEVO MUNDO

Tomada de González & Darsie (1996). Esta clave contiene ilustraciones redibujadas a partir de Adames & Galindo (1975), Arnell (1973), Cova-García et al. (1966), Darsie & Ward (1981), Harbach & Knight (1980), Harbach & Peyton (1993), Lane (1953), Lane & Cerqueira (1942) y Zavortink (1972, 1979). No incluye a los géneros *Ochlerotatus* ni *Onirion*.

- | | | |
|----|---|----|
| 1 | Con sifón respiratorio (Figura 2.1) | 2 |
| 1' | Sin sifón respiratorio (Figura 2.2) | 27 |

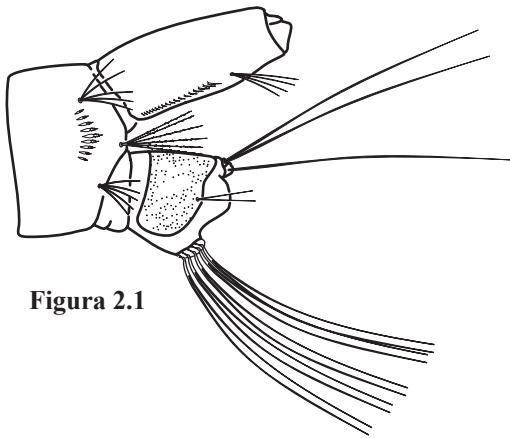


Figura 2.1

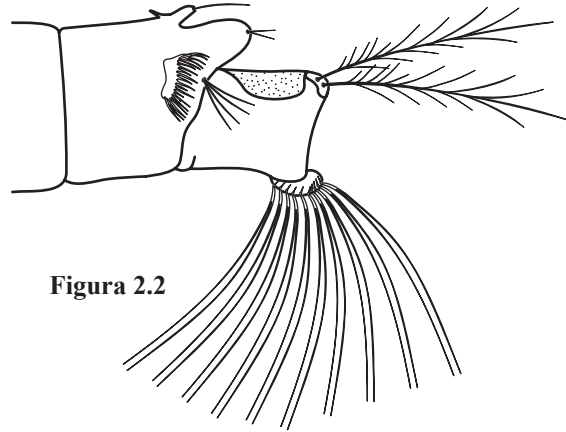


Figura 2.2

- | | | |
|------|---|----|
| 2(1) | Seta 4-X de al menos cuatro pares de cerdas (Figura 2.3) | 3 |
| 2' | Seta 4-X de pocas cerdas (un par) (Figura 2.4) (Tribu Sabethini)..... | 18 |

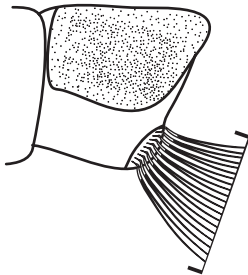


Figura 2.3

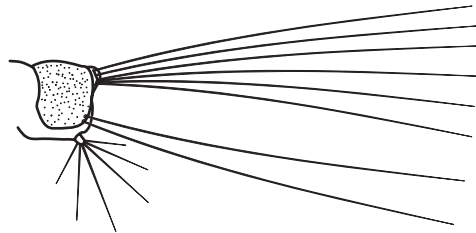


Figura 2.4

3(2)	Sifón corto, apicalmente agudo y generalmente con dientes (Figura 2.5)	4
3'	Sifón diferente (Figura 2.6)	5

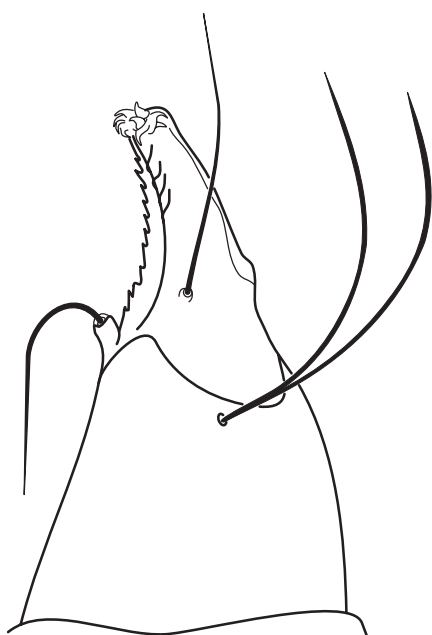


Figura 2.5

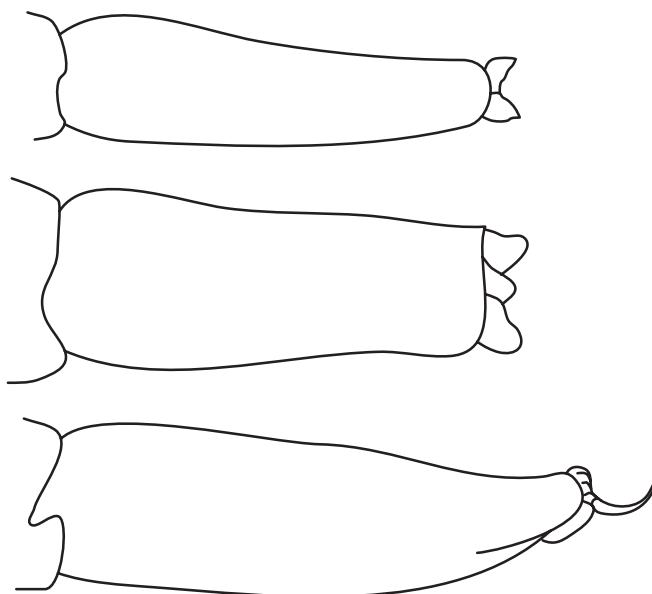


Figura 2.6

4(3)	Silla de montar con tres o cuatro setae ventrales largas (Figura 2.7); setae 2, 3-A subigual o más grande que la longitud del flagellum antenal.....	<i>Mansonia</i>
4'	Silla de montar sin setae ventrales, o si están presentes, no más que dos setae delgadas (Figura 2.8); setae 2, 3-A mucho más corta que el flagellum antenal	<i>Coquillettidia</i>

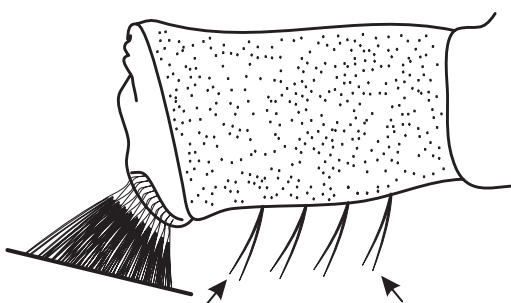


Figura 2.7

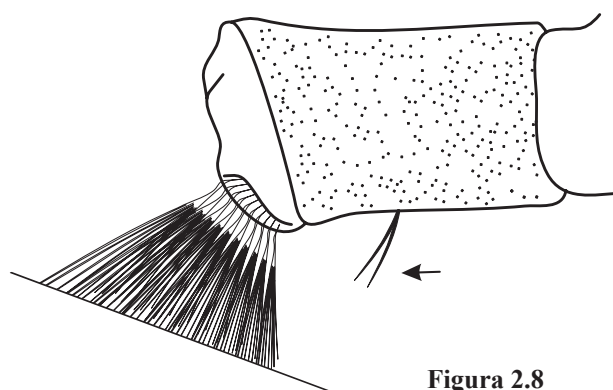


Figura 2.8

5(3')	Sifón sin pecten (Figura 2.9)	6
5'	Sifón con pecten (Figura 2.10)	8

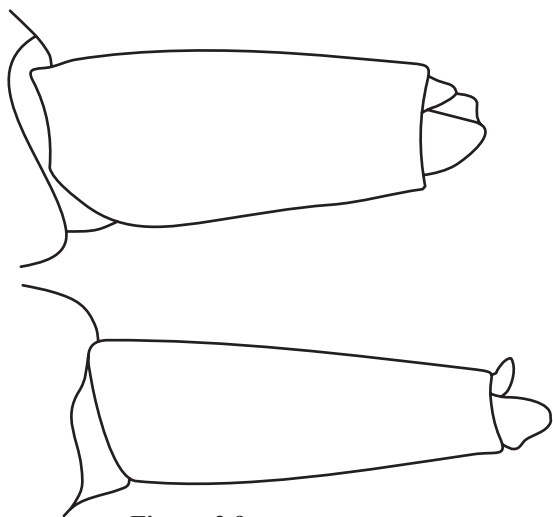


Figura 2.9

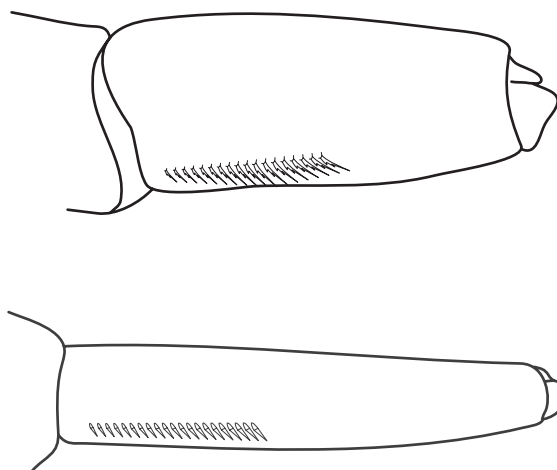


Figura 2.10

6(5)	Setae abdominales ubicadas en placas esclerotizadas (Figura 2.11); filamentos de las brochas palatales gruesos	<i>Toxorhynchites</i>
6'	Setae abdominales ubicadas separadamente, no en placas esclerotizadas (Figura 2.12); filamentos de las brochas palatales delgadas y abundantes	7

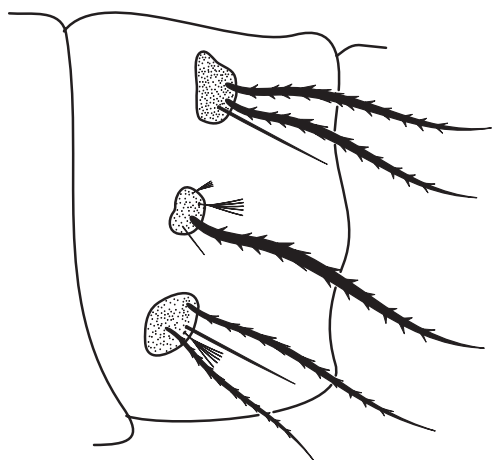


Figura 2.12

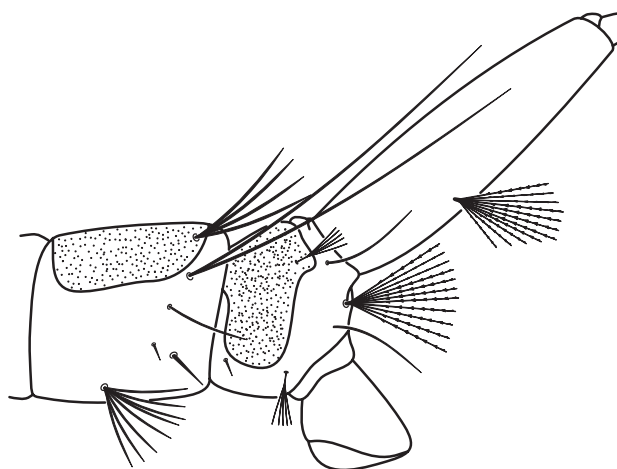


Figura 2.11

- 7(6') Segmentos abdominales VII y VIII con placa quitinosa dorsal (Figura 2.13); antena más corta que la cápsula cefálica, sin o suavemente curva; superficie del sifón sin espículas *Orthopodomyia*
- 7' Segmentos abdominales VII y VIII sin placa quitinosa dorsal (Figura 2.14); antena más larga que la cápsula cefálica, fuertemente curva; superficie del sifón generalmente con espículas *Aedeomyia*

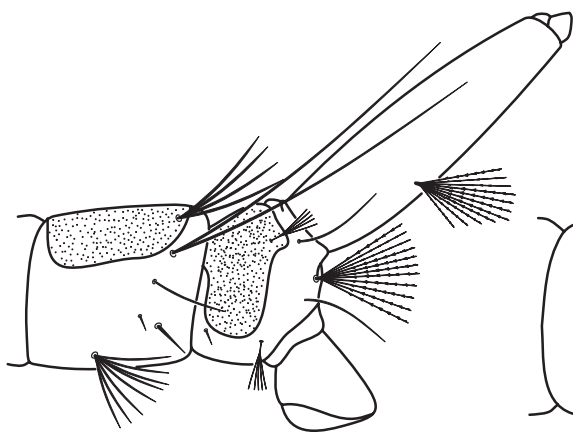


Figura 2.13

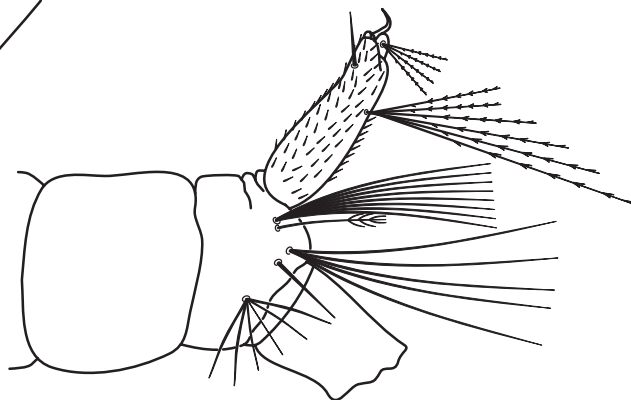


Figura 2.14

- 8(5') Dientes del peine ubicados en una gran placa esclerotizada (Figura 2.15A); cabeza más larga que ancha (Figura 2.16A) *Uranotaenia*
- 8' Dientes del peine no en placa esclerotizada (Figura 2.15B); cabeza tan o más larga que ancha (Figura 2.16B) 9

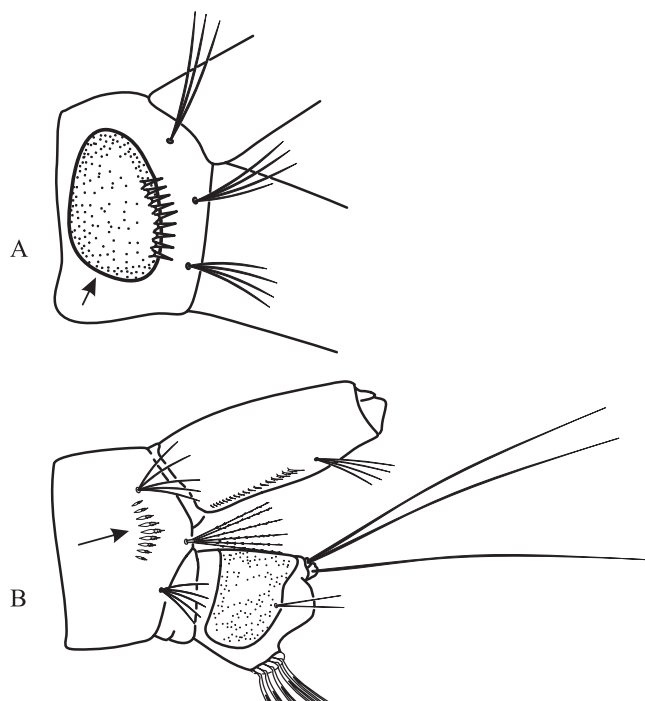


Figura 2.15

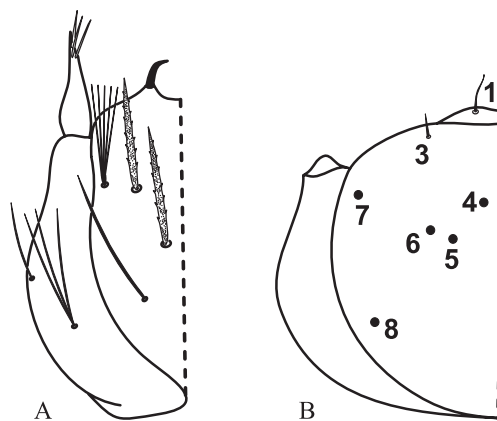


Figura 2.16

9(8')	Sifón con un solo par de setae adicionales a las del ápice (Figura 2.17).....	10
9'	Sifón con tres o más pares de setae adicionales a las del ápice (Figura 2.18).....	15

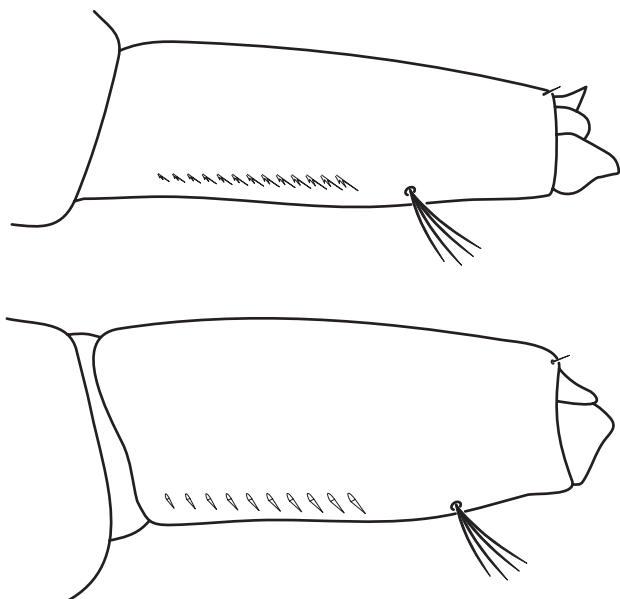
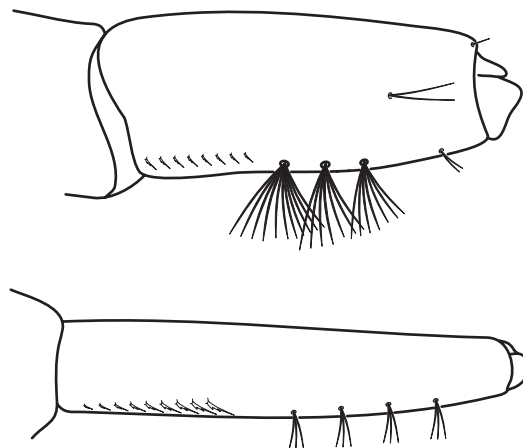


Figura 2.17



Figura

2.18

10(9)	Silla de montar completa (Figura 2.19).....	11
10'	Silla de montar incompleta (Figura 2.20).....	12

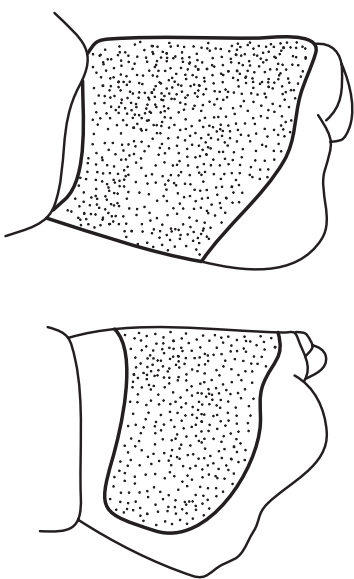


Figura 2.19

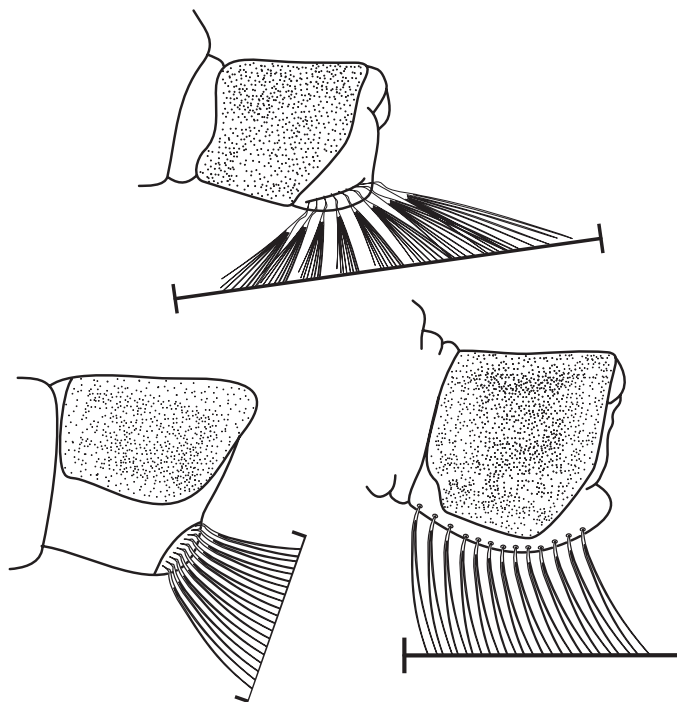


Figura 2.20

- 11(10) Segmento X al menos con cuatro setae precratales unidas a la silla de montar (Figura 2.21)
 *Psorophora*
 11' Segmento X sin setae unidas a la silla de montar (Figura 2.22) (en parte) *Aedes*

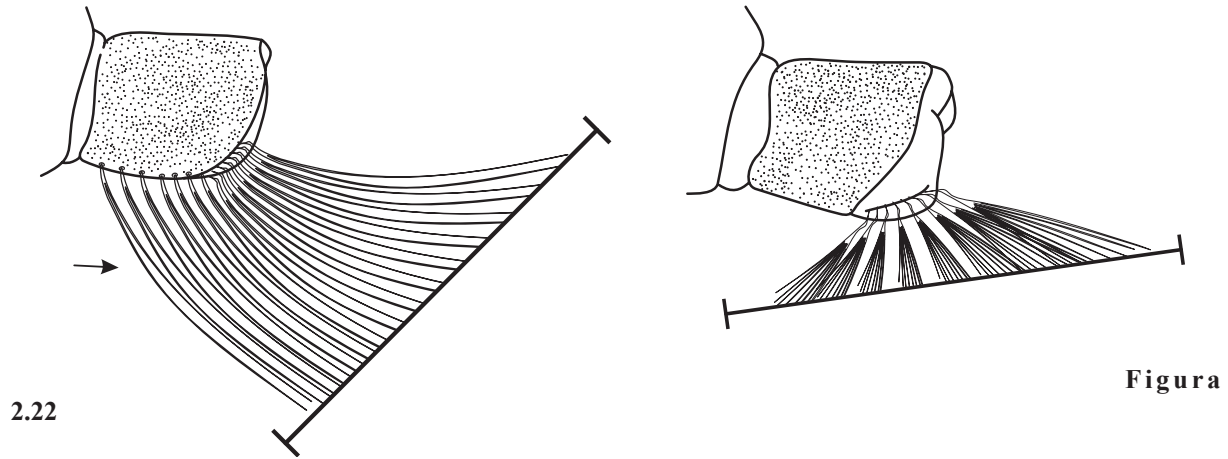


Figura 2.21

- 12 (10') Setae precratales se extienden hasta la mitad basal del segmento X (Figura 2.23)..... *Psorophora*
 12' Setae precratales no se extienden hasta la mitad basal del segmento X (Figura 2.24)..... 13

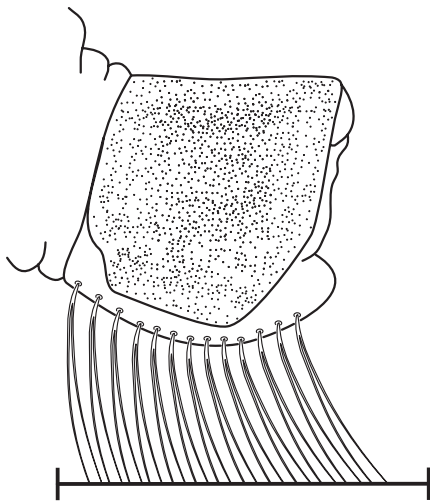


Figura 2.23

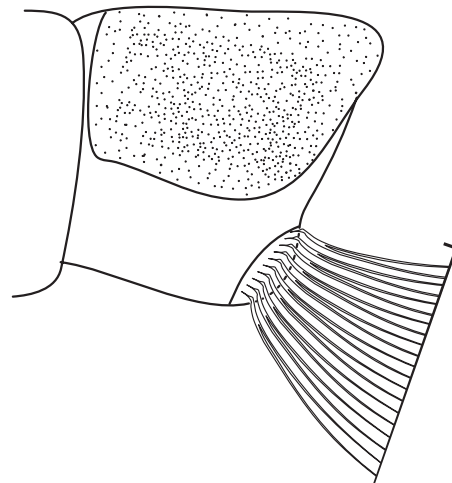


Figura 2.24

- 13(12') Seta 3-7VII fuertemente desarrollada, larga, generalmente simple, a veces doble (Figura 2.25).....**14**
 13' Seta 3-7VII poco o moderadamente desarrollada, corta, simple a multiramosa (Figura 2.26) (en parte).....

.....*Aedes*

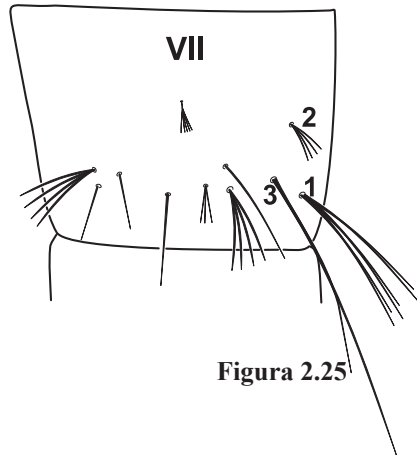


Figura 2.25

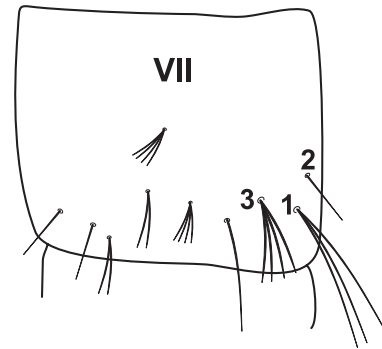


Figura 2.26

- 14(13) Seta 9III-V más corta y escasamente desarrollada que seta 7III-V (Figura 2.27); seta 12-I presente.....

.....*Haemagogus*

- 14' Seta 9III-V tan o más larga y fuerte que seta 7III-V (Figura 2.28); seta 12-I ausente

.....*Aedes*

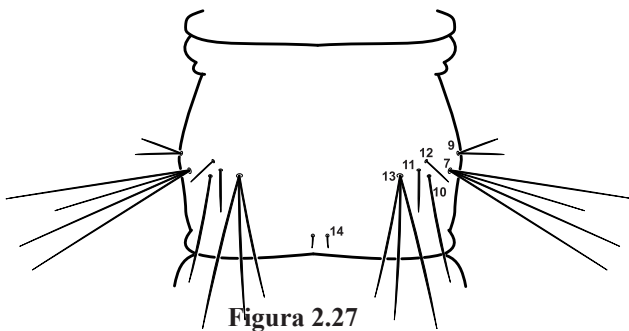


Figura 2.27

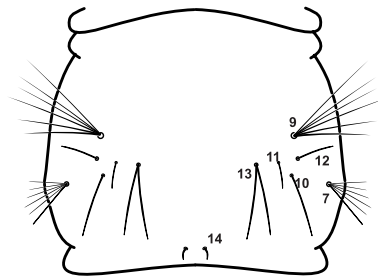


Figura 2.28

- 15(9') Sifón con un par de setae cerca de la base (Figura 2.29)..... *Culiseta*

- 15' Sifón sin setae cerca de la base (Figura 2.30)**16**

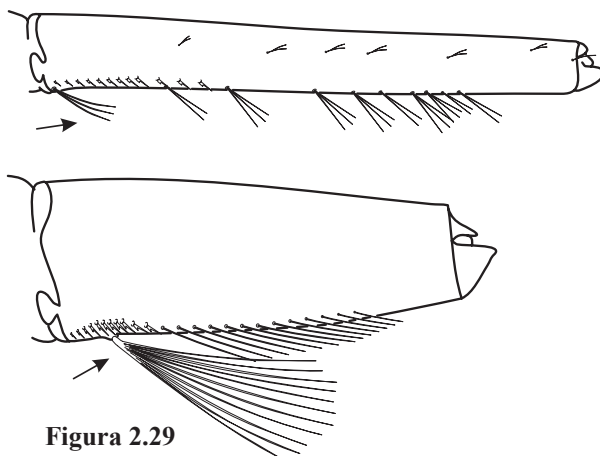


Figura 2.29

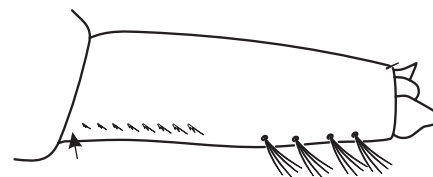


Figura 2.30

- 16(15') Seta 1-VI en posición mesal a la seta 2-VI (Figura 2.31A); setae 2,3-C ausente..... *Galindomyia*
 16' Seta 1-VI en posición lateral a la seta 2-VI (Figura 2.31B); setae 3-C y generalmente la 2-C presente (Figura 2.32)..... 17

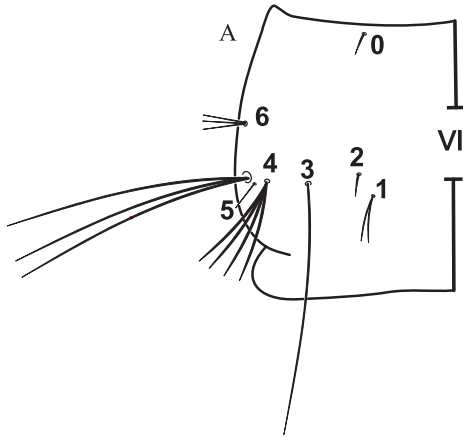


Figura 2.31

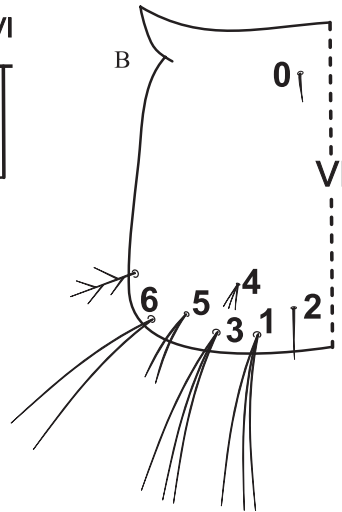
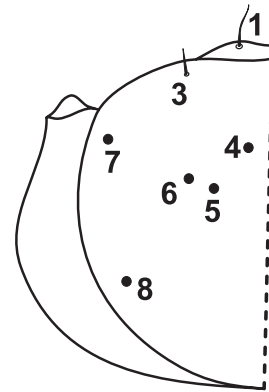


Figura 2.32



- 17(16') Cápsula cefálica más ancha a nivel de la base de las antenas (Figura 2.33); segmento X con dos placas quitinosas *Deinocerites*
 17' Cápsula cefálica más ancha en su mitad caudal (Figura 2.34); segmento X con una sola placa *Culex*

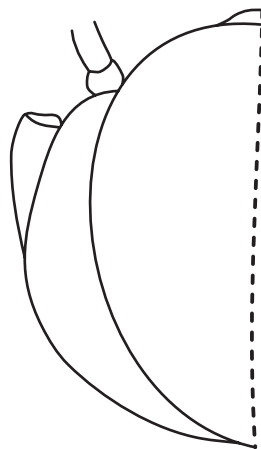


Figura 2.33

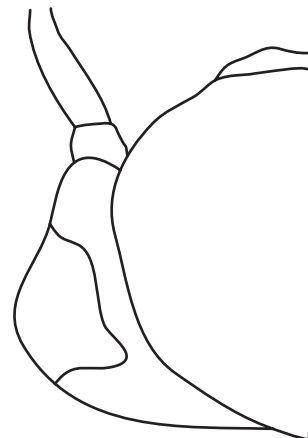


Figura 2.34

- 18(2') Maxila sin diente apical (Figura 2.35).....19
- 18' Maxila con diente apical prominente (Figura 2.36)22

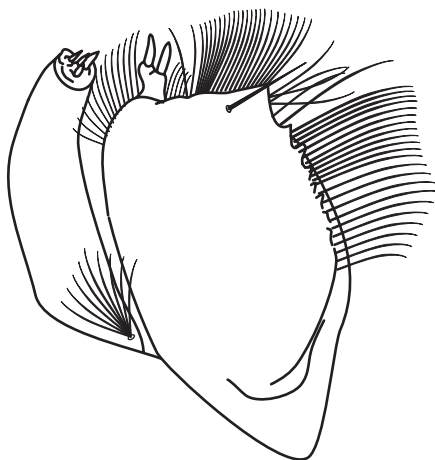


Figura 2.35

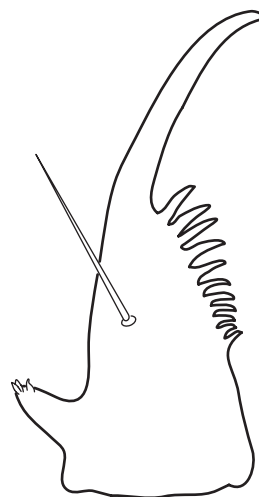


Figura 2.36

- 19(18) Mandíbula grande, se extiende lateralmente hasta cerca de la base de la antena; sin seta 8-M; sifón corto (Figura 2.37)..... *Trichoprosopon*
- 19' Mandíbula pequeña, no se extiende cerca de la base de la antena; con seta 8-M (Figura 2.38); sifón de longitud variable20

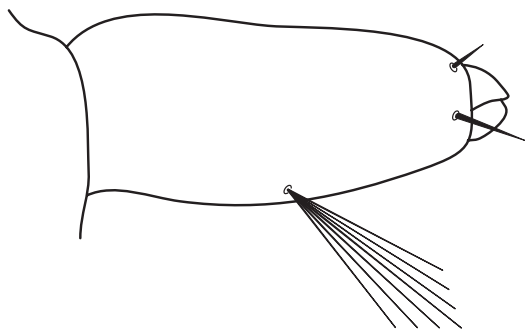


Figura 2.37

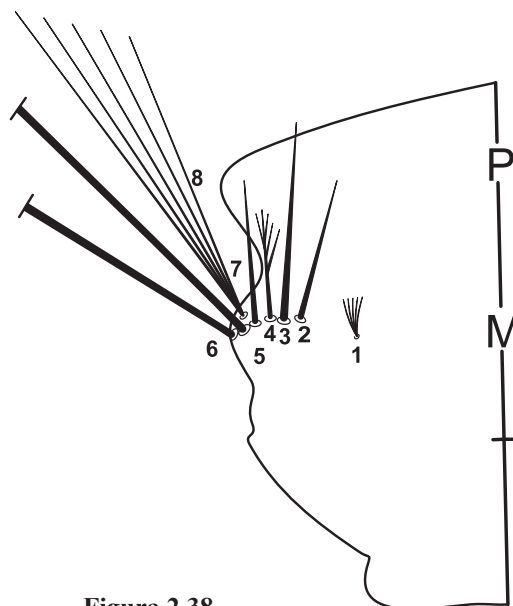


Figura 2.38

20(19') Segmento X con seta 4 tan larga como la 3; setae sifonales con 3 o más ramificaciones (Figura 2.39)

.....
 *Limatus*
 20' Segmento X con seta 4 más corta que la 3; setae sifonales generalmente simples (Figura 2.40).....21

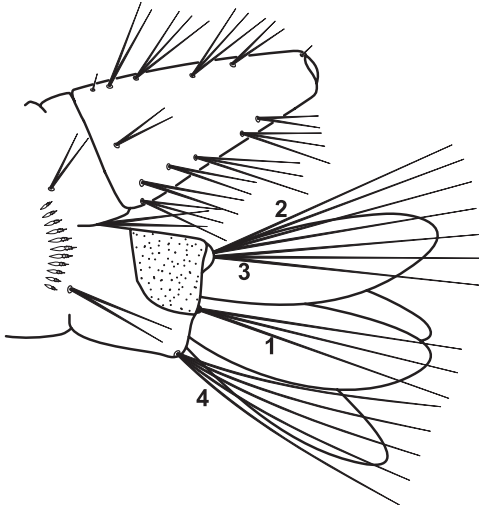


Figura 2.39

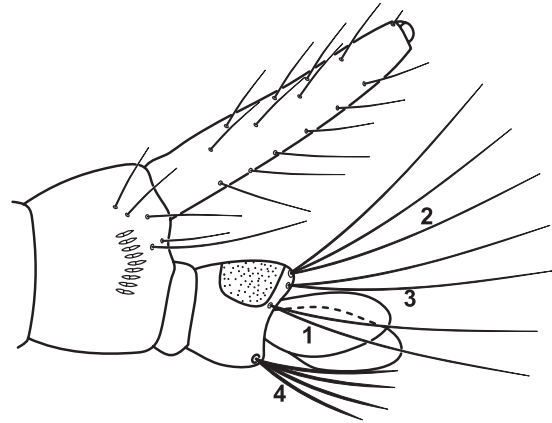


Figura 2.40

21(20') Sifón atenuado apicalmente; seta 2-S más larga que el ancho del ápice del sifón (Figura 2.41)

.....
 *Phoniomyia*
 21' Sifón no atenuado apicalmente como el anterior; seta 2-S generalmente más corta que el ancho del ápice del sifón (Figura 2.42) (en parte) *Wyeomyia*

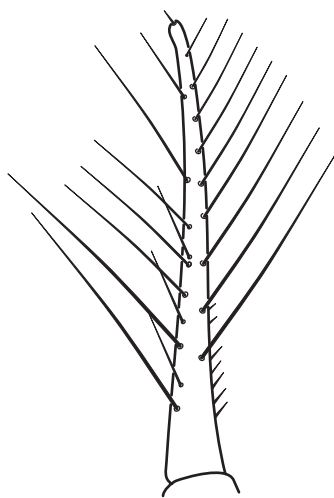


Figura 2.41

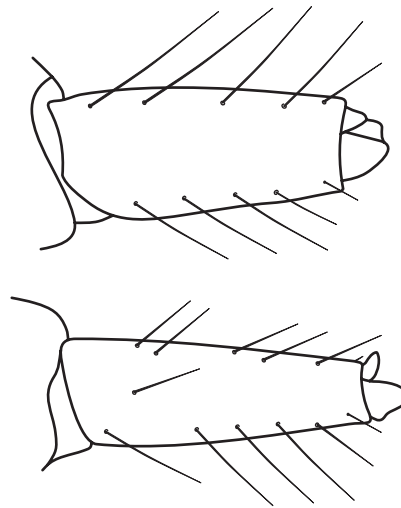


Figura 2.42

- 22(18') Foramen occipital con forma de hendidura, su margen sin cuello diferenciabile (Figura 2.43)23
- 22' Foramen occipital circular, con cuello marginal (Figura 2.44)26

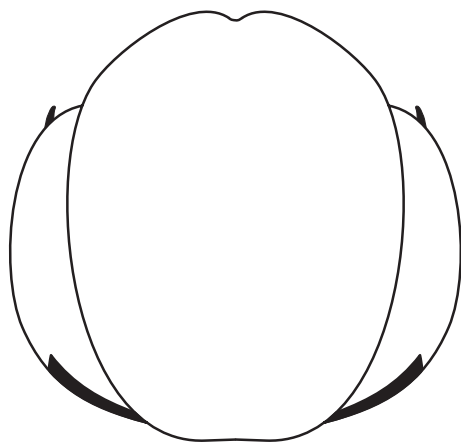


Figura 2.43

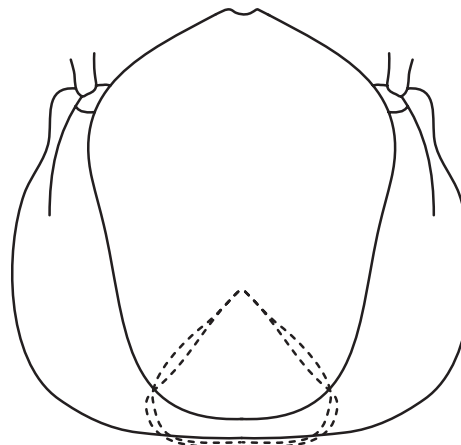


Figura 2.44

- 23(22) Maxila con diente apical mediano, articulado con el cuerpo maxilar, con uña o "bundle" maxilar (Figura 2.45).....24
- 23' Maxila con diente apical largo, no articulado con el cuerpo maxilar, inmóvil, sin uña ni "bundle" maxilar (Figura 2.46)25

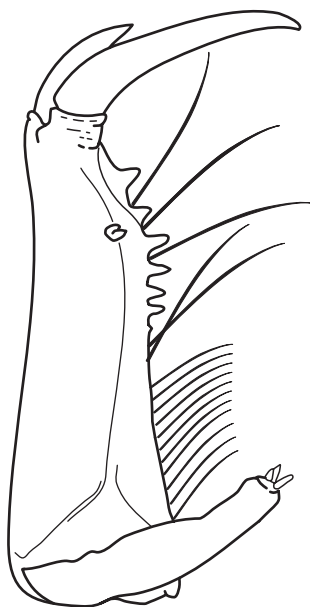


Figura 2.45

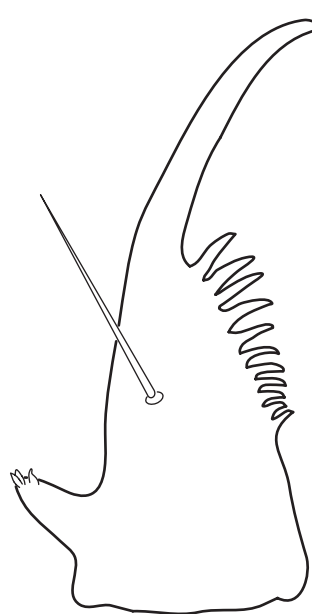


Figura 2.46

24(23) Maxila con uña maxilar grande y móvil, con diente apical más pequeño en su base (Figura 2.47)

.....*Isostomyia*

24' Maxila sin uña maxilar, con "bundle" maxilar móvil y diente apical en su base (Figura 2.48).....

.....*Runchomyia*

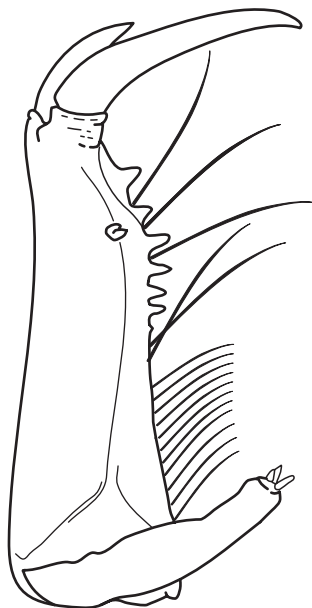


Figura 2.47

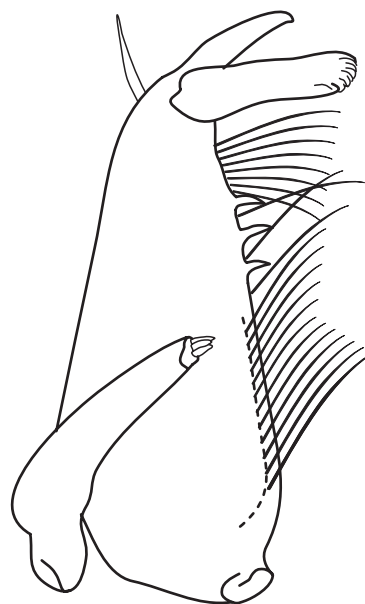


Figura 2.48

25(23') Segmento X con seta 4 más corta que la 3 (Figura 2.49A); palpo maxilar se origina desde la base (Figura 2.50A) (en parte) *Wyeomyia*

25' Segmento X con seta 4 tan larga como la 3 (Figura 2.49B); palpo maxilar corto, se origina lateralmente (Figura 2.50B) *Sabethes*

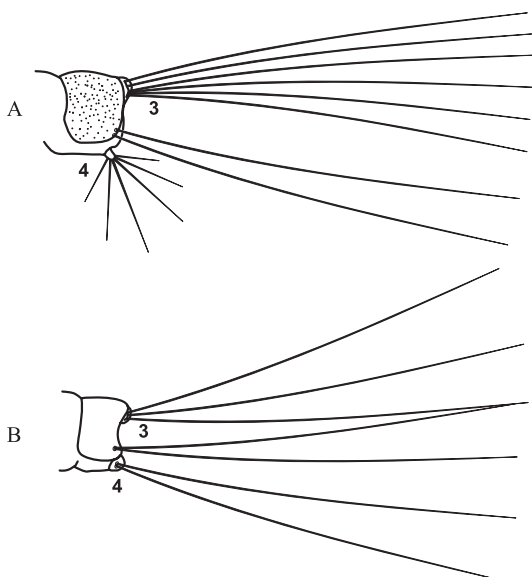


Figura 2.49

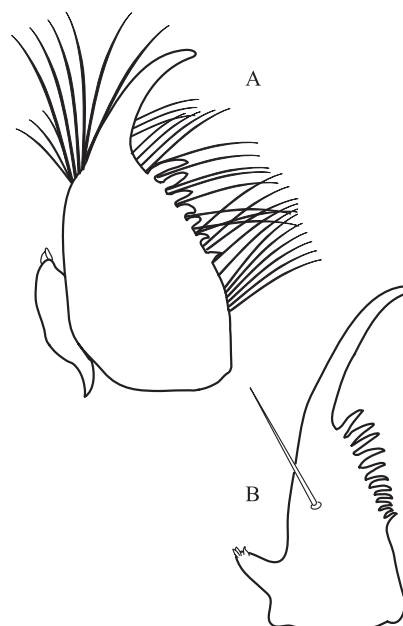


Figura 2.50

- 26(22') Sifón con gran hilera de setae accesorias en posición ventral (Figura 2.51); seta 8-M bien desarrollada *Johnbelkinia*
- 26' Sifón sin hilera de setae accesorias en posición ventral, si están presentes, todas son cortas y simples (Figura 2.52); seta 8-M corta y delgada *Shannoniana*

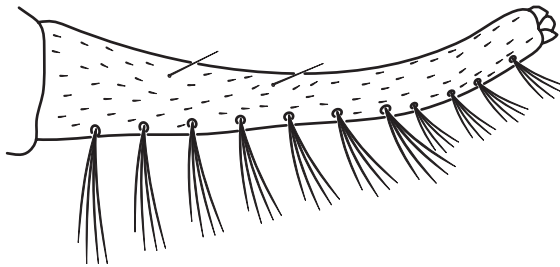


Figura 2.51

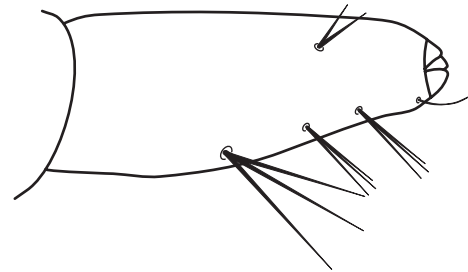


Figura 2.52

- 27(1') Seta 1 de casi todos los segmentos abdominales como en la Figura 2.53; lóbulo anterior de la placa espiracular con proyección caudal larga (Figura 2.55)..... *Chagasia*
- 27' Seta 1 de casi todos los segmentos abdominales como en la Figura 2.54A-B; lóbulo anterior de la placa espiracular sin proyección caudal como el anterior (Figura 2.56) *Anopheles*

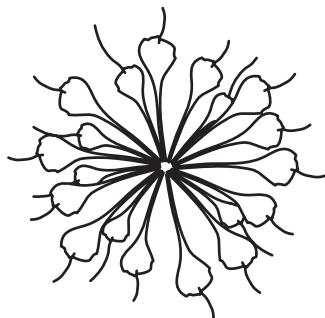


Figura 2.53

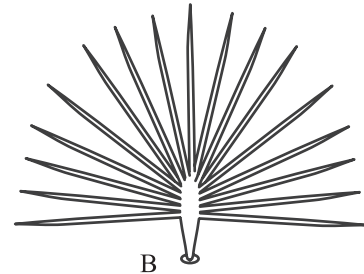
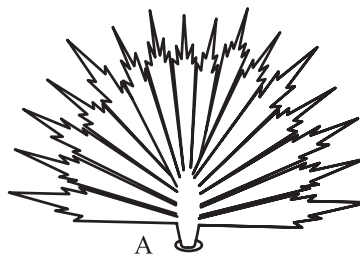


Figura 2.54

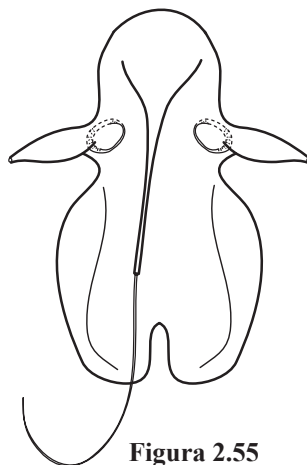


Figura 2.55

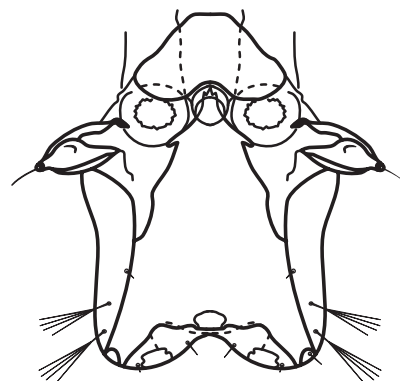


Figura 2.56

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

CLAVE ILUSTRADA PARA LA DETERMINACIÓN DE GÉNEROS DE ADULTOS HEMBRAS DE CULICIDAE DEL NUEVO MUNDO

Basada en Clark-Gill & Darsie (1983). No incluye *Ocleratus* ni *Onirion*. Las ilustraciones corresponden en parte a redibujos a partir de Darsie & Ward (1981).

- 1 Palpos más cortos que la proboscis (Figura 3.1) (**Culicinae**); proboscis recta o fuertemente curvada**2**
1' Palpos casi tan largos como la proboscis (Figura 3.2) (**Anophelinae**); proboscis más o menos recta.....**22**

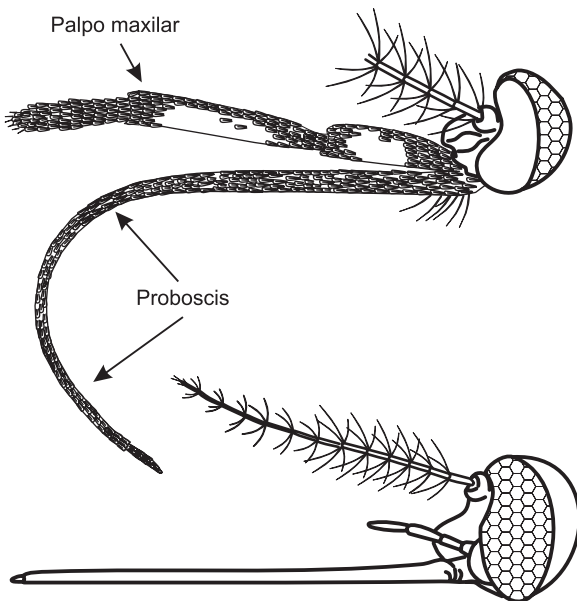


Figura 3.1

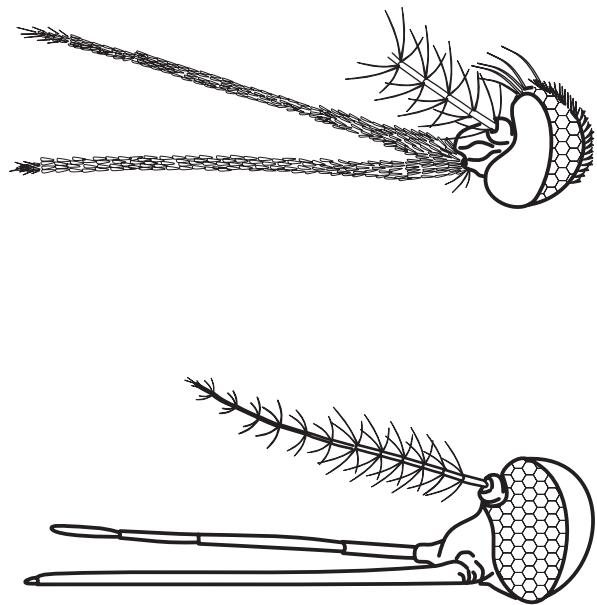


Figura 3.2

- 2(1) Proboscis más o menos recta (Figura 3.3).....**3**
2' Proboscis curva (Figura 3.4), mosquitos grandes..... *Toxorhynchites*

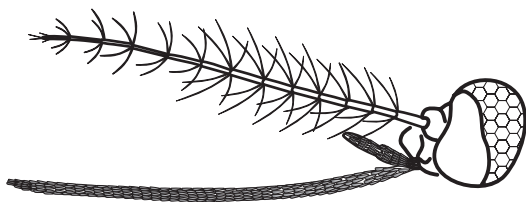


Figura 3.3

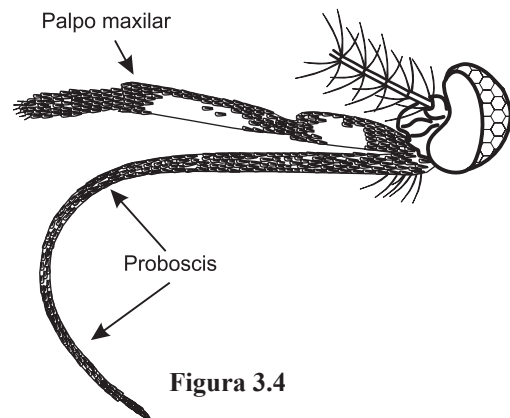


Figura 3.4

- 3(2) Ápice de la vena anal no alcanza a sobrepasar la cubital en su punto de bifurcación (Figura 3.5) con manchas de escamas iridiscentes en el tórax, tamaño del cuerpo generalmente pequeño . *Uranotaenia*
- 3' Ápice de la vena anal sobrepasa la cubital en su punto de bifurcación (Figura 3.6), tamaño del cuerpo generalmente variable.....4

Figura 3.5

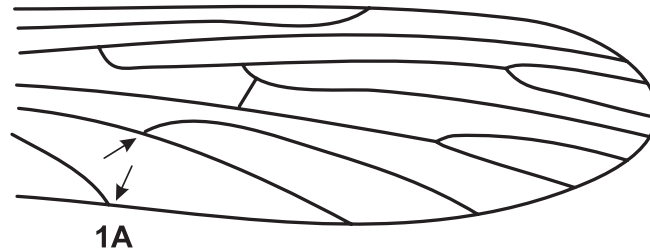
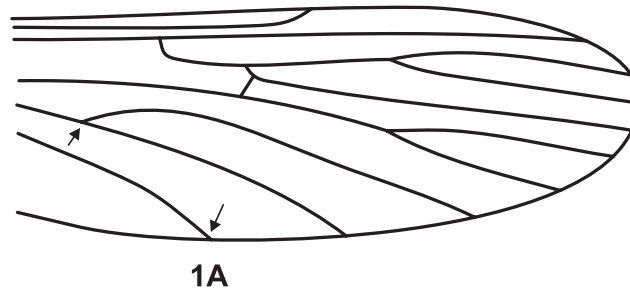


Figura 3.6



- 4(3') Mesoposnotum sin cerdas; si están presentes, entonces pocas y pequeñas (Figura 3.7)..... 5
- 4' Mesoposnotum siempre con cerdas largas (Figura 3.8) 15

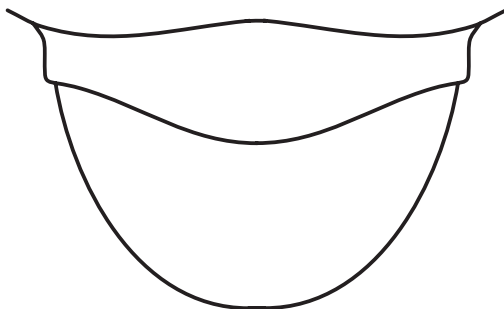


Figura 3.7

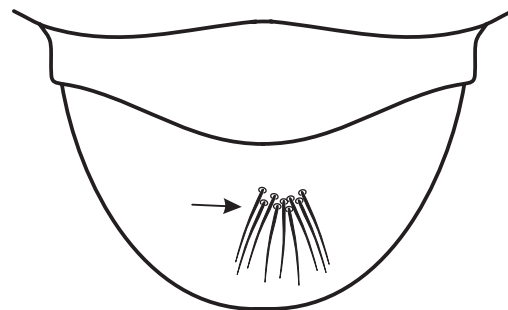


Figura 3.8

- 5(4) Base de la coxa posterior claramente ventral a la base del mesómero (Figura 3.9), lóbulos anteprenotales pequeños6
- 5' Base de la coxa posterior ligeramente por debajo de la base del mesómero (Figura 3.10), cuerpo con abundantes escamas de colorido metálico, lóbulos anteprenotales grandes y aproximándose a la línea media*Haemagogus*

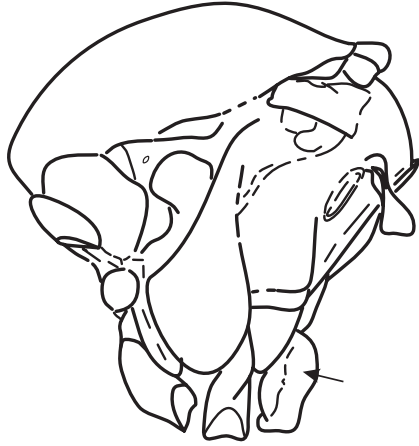


Figura 3.9

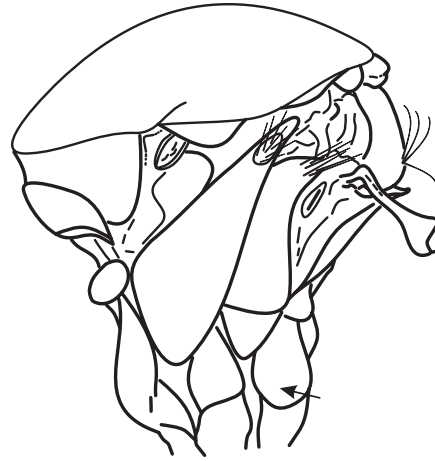


Figura 3.10

- 6(5) Con cerdas post-espiraculares (Figura 3.11)7
 6' Sin cerdas post-espiraculares (Figura 3.12).....10

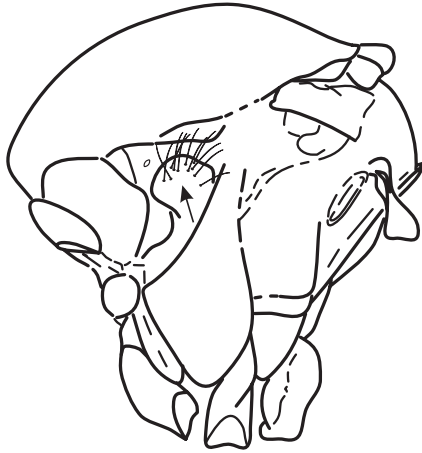


Figura 3.11

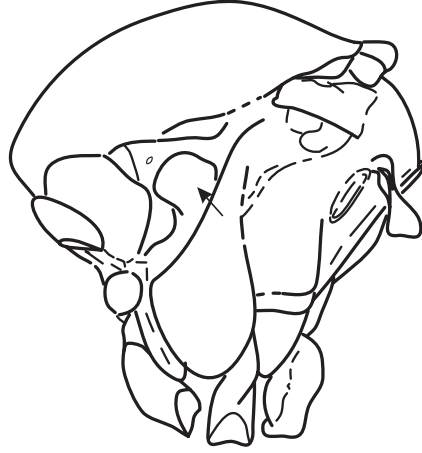


Figura 3.12

- 7(6) Escamas de las venas del ala generalmente anchas (Figura 3.13), ovaladas o elípticas, ápice al abdomen romo o redondeado8
 7' Escamas de las venas del ala angostas (Figura 3.14), dos veces más largas que anchas, ápice del abdomen agudo9



Figura 3.13



Figura 3.14

- 8(7) Fémures con banda preapical de escamas claras..... *Coquillettidia*
 8' Fémures sin banda preapical de escamas claras, jaspeados de escamas claras y oscuras *Mansonia*

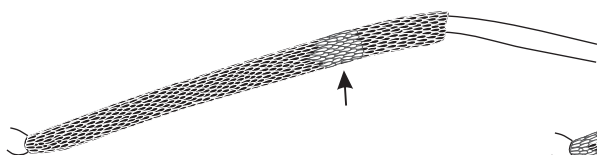


Figura 3.15

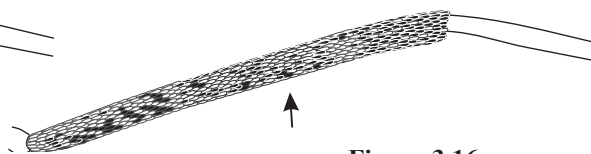


Figura 3.16

- 9(7') Con cerdas pre-espíraculares (Figura 3.17A); tergitos abdominales con grupos o bandas de escamas claras en posición apical (Figura 3.18A)..... *Psorophora*
 9' Sin cerdas pre-espíraculares (Figura 3.17B); tergitos abdominales con grupos o bandas de escamas claras en posición basal (Figura 3.18B) *Aedes*

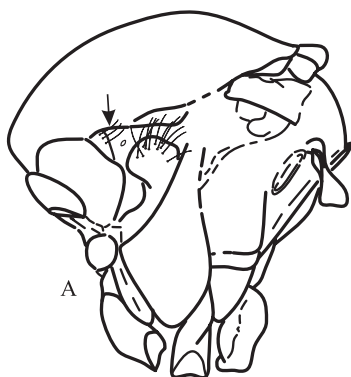


Figura 3.17

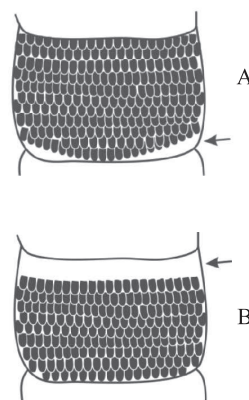
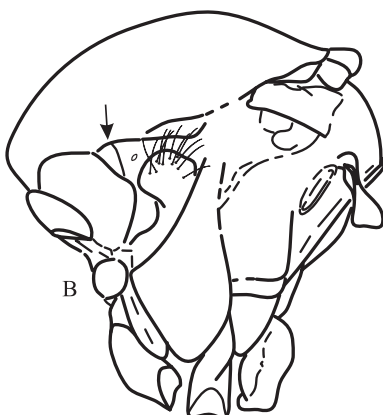


Figura 3.18

- 10(6') Con cerdas pre-espíraculares (Figura 3.19A); base de la subcosta con hileras de cerdas en el lado ventral del ala (Figura 3.20) *Culiseta*
 10' Sin cerdas pre-espíraculares (Figura 3.19B) 11

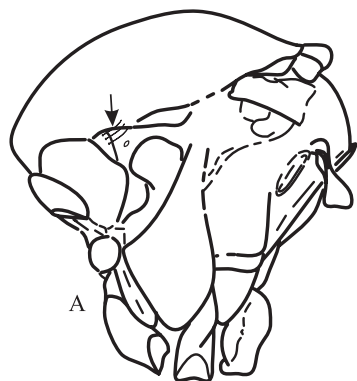


Figura 3.19

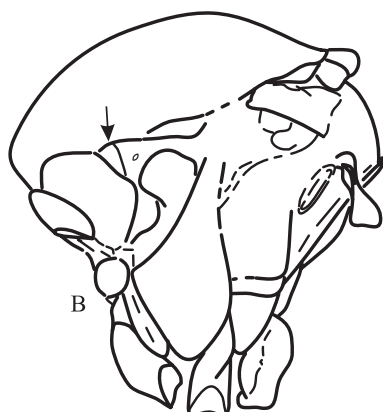
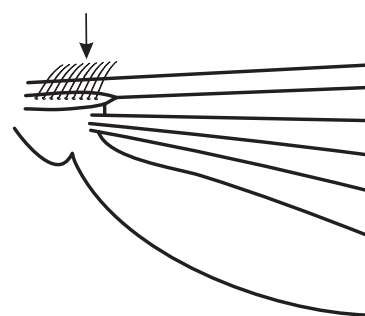


Figura 3.20



11(10'') Patas anteriores con los tarsos 4 y 5 muy pequeños, el 4 casi tan largo como ancho (Figura 3.21)

..... *Orthopodomyia*

11' Patas con los tarsos claramente más largos que anchos (Figura 3.22) 12

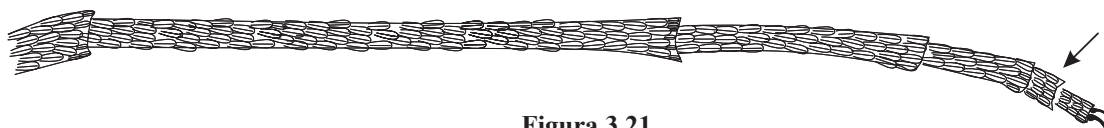


Figura 3.21

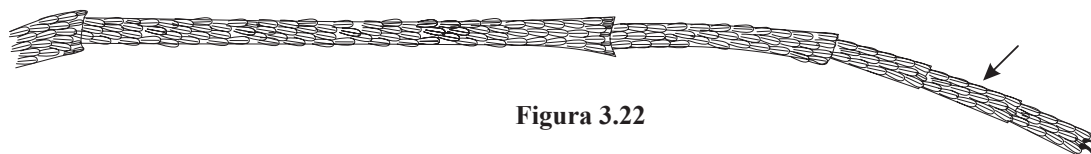


Figura 3.22

12(11') Antenas con flagelómeros cortos y gruesos (Figura 3.23); mosquitos pequeños..... *Aedeomyia*

12' Antenas con flagelómeros elongados y cilíndricos (Figura 3.24) 13

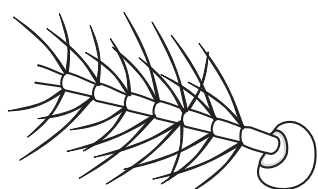


Figura 3.23

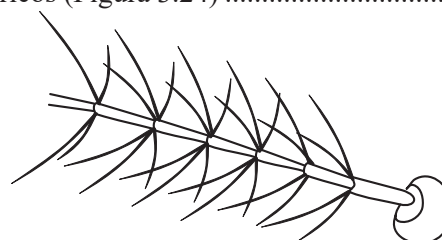


Figura 3.24

13(12'') Antenas casi tan largas como la proboscis; flagelómero 1 casi del mismo largo del flagelómero 2 (Figura 3.25)..... *Culex*

13' Antenas mucho más largas que la proboscis (Figura 3.26) 14

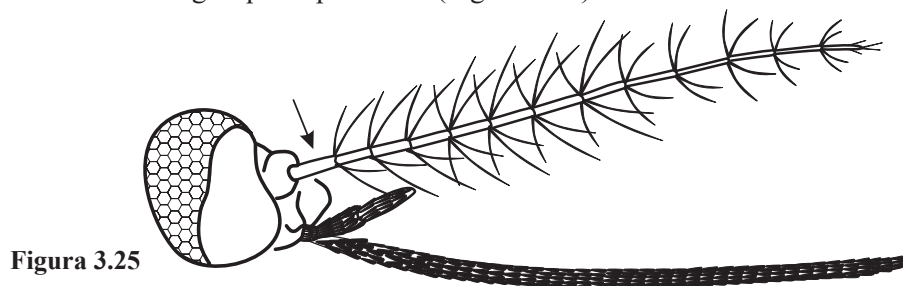


Figura 3.25

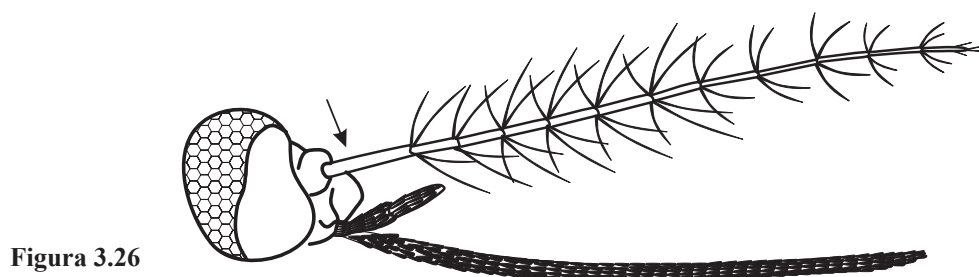


Figura 3.26

- 14(13') Flagelómero 1 mucho más largo que cada uno de los siguientes (Figura 3.27)..... *Deinocerites*
 14' Flagelómero 1 subigual al 13 (Figura 3.28) *Galindomyia*

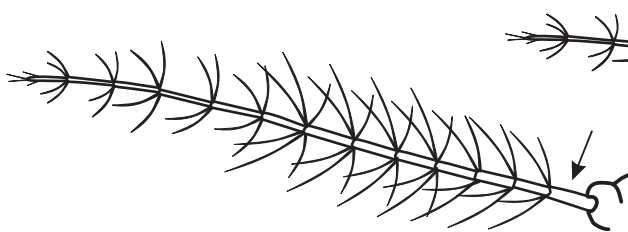


Figura 3.27

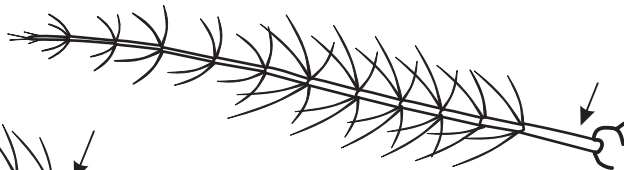


Figura 3.28

- 15(4') Sin cerdas pre-espiraculares (Figura 3.29); tarsus posteriores con una uña de una sola garra
 *Limatus*
 15' Con cerdas pre-espiraculares (Figura 3.30); tarsus posterior con uña de dos garras..... 16

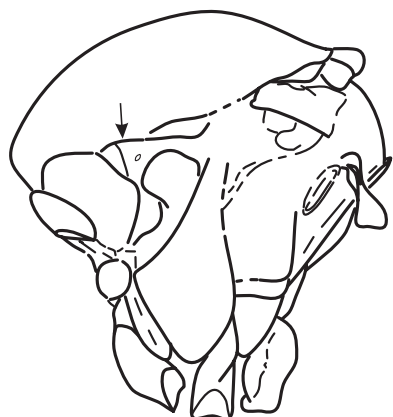


Figura 3.29

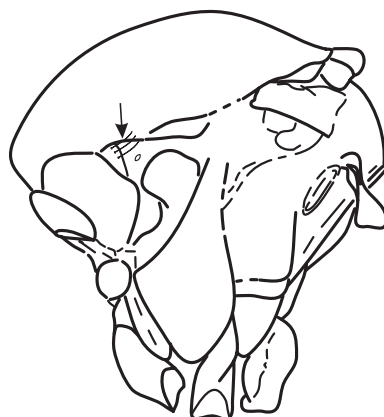


Figura 3.30

- 16(15') Antenas tan o más cortas que la mitad de la longitud de la probos (Figura 3.31)..... *Phoniomyia*
 16' Antenas más largas que la mitad de la longitud de la proboscis (Figura 3.32) 17

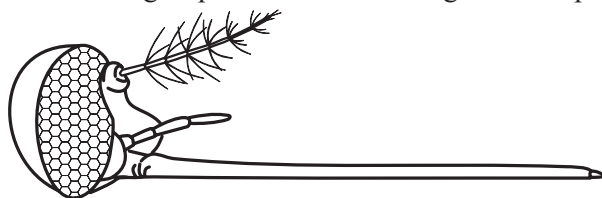


Figura 3.31

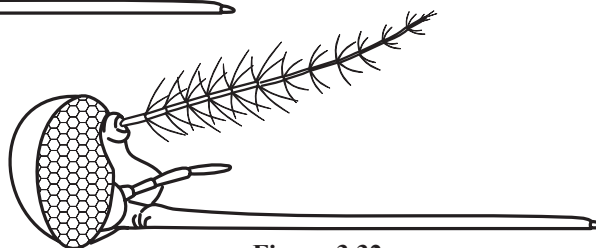


Figura 3.32

- 17(16') Occipucio con línea de escamas oscuras erectas (Figura 3.33).....18
 17' Occipucio sin línea de escamas oscuras erectas (Figura 3.34).....21

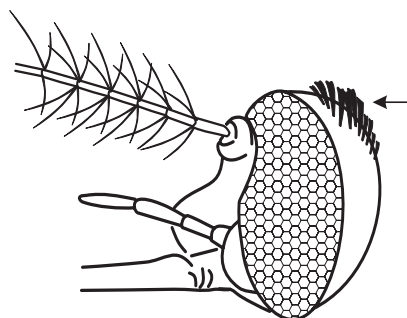


Figura 3.33

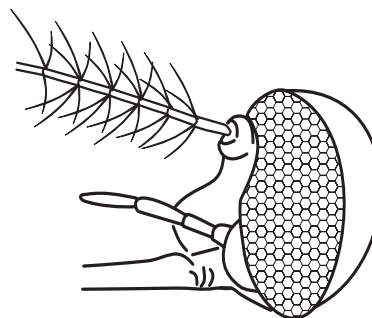


Figura 3.34

- 18(17') Hilera inferior de cerdas mesokatepisternales, se proyecta dorsalmente sobre el nivel del borde ventral del mesanepimeron (Figura 3.35).....19
 18' Hilera inferior de cerdas mesokatepisternales, no se proyecta dorsalmente hasta alcanzar el borde ventral del mesanepimeron (Figura 3.36).....20

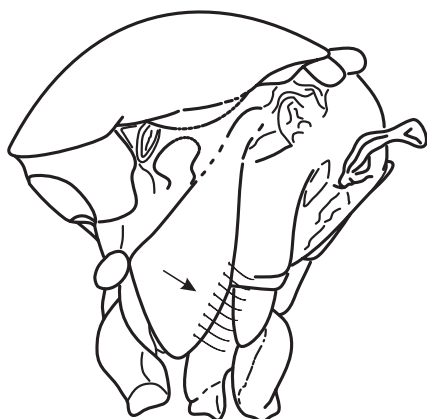


Figura 3.35

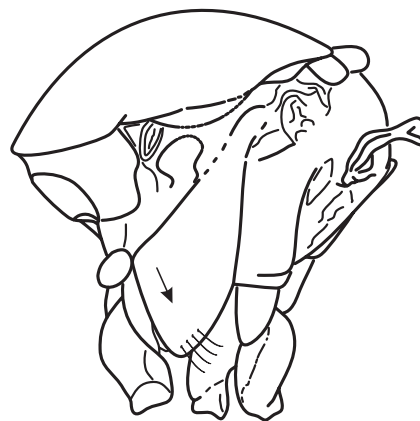


Figura 3.36

- 19(18) Tibia posterior con banda post-mediana de escamas claras (Figura 3.37) *Shannoniana*
 19' Tibia posterior sin banda post-mediana de escamas claras (Figura 3.38) *Trichoprosopon*

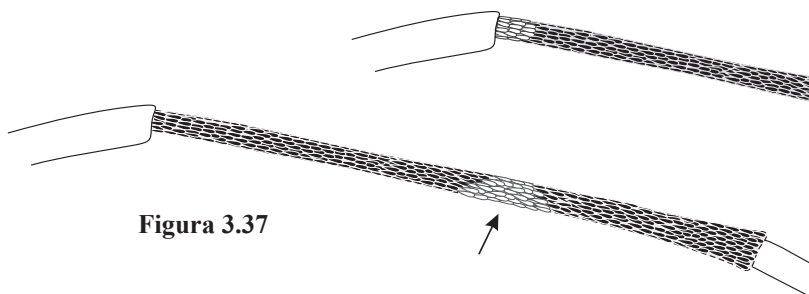


Figura 3.37

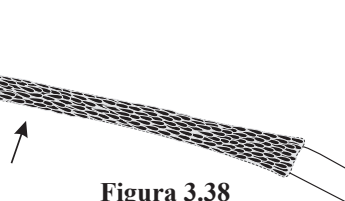


Figura 3.38

- 20(18') Tarsos de las patas medias y posteriores con escamas oscuras; escamas del vértex y occipucio con reflejo plateado, ligeramente verdes o azules (Figura 3.39).....*Runchomyia*
- 20' Tarsos de las patas medias y posteriores con escamas claras y oscuras; escamas del vértex y occipucio con reflejo plateado brillante y azul metálico (Figura 3.40).....*Johnbelkinia*



Figura 3.39

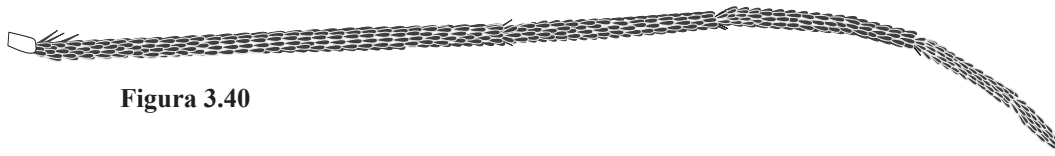


Figura 3.40

- 21(17') Con cerdas mesanepisternales posteriores (Figura 3.41); cuerpo con escamas oscuras y claras, generalmente sin reflejos metálicos brillantes*Wyeomyia*
- 21' Sin cerdas mesanepisternales posteriores; cuerpo con escamas metálicas, de brillo iridiscente; algunas con brocha de escamas erectas en la tibia (Figura 3.42)*Sabethes*



Figura 3.41

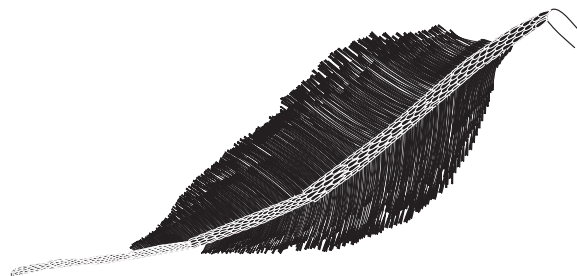


Figura 3.42

- 22(2') Scutellum con margen posterior ligeramente trilobulado, con cerdas organizadas en tres grupos (Figura 3.43).....*Chagasia*
- 22' Scutellum con margen posterior algo redondeado, con cerdas dispersas, no organizadas en grupos (Figura 3.44).....*Anopheles*



Figura 3.43



Figura 3.44

EL GÉNERO *ANOPHELES* MEIGEN

La clasificación tradicional de Anophelinae incluye tres géneros: *Chagasia* Cruz, *Bironella* Theobald, *Anopheles* Meigen, de éstos, *Bironella* es de Australasia, *Chagasia* es neotropical, mientras que *Anopheles* es cosmopolita y presenta el mayor número de especies (Harbach 2004).

CLASIFICACIÓN

El género *Anopheles* fue propuesto por Meigen en 1818. Una revisión de Harbach (2004) reconoce 488 especies, de las cuales 444 están formalmente nombradas y 40 son miembros todavía no descritos de complejos de especies. Estas son agrupadas en seis subgéneros, cuyo número de especies es como sigue: *Anopheles* con 189, *Stethomyia* Theobald con 5, *Nyssorhynchus* Blanchard con 33, *Cellia* Theobald con 239, *Lophopomyia* Antunes con 6, y *Kerteszia* Theobald con 12. De éstos, únicamente *Cellia* no contiene especies en el Nuevo Mundo. Detalles de un esquema de la clasificación del género es presentado en Harbach (2004).

En el subgénero *Lophopodomyia* se reconocen las especies siguientes: *An. gilesi*, *An. oikitorakras*, *An. squamifemur*, *An. vargasi*, *An. pseudotibiamaculatus* y *gomezelatorrei*. Son de distribución restringidas al norte de Suramérica y Panamá, especialmente de Colombia y Venezuela. Las cuatro primeras han sido registradas para Colombia.

Del subgénero *Stethomyia* se han registrado para Colombia *An. kompi*, *An. thomasi* y *An. nimbus*. Las otras dos especies son: *An. acanthotorinus* y *An. canorii*.

El subgénero *Anopheles* tiene distribución mundial, con especies ampliamente distribuidas. Comprende 189 especies clasificadas en dos secciones: Angusticorn (94 especies) y Laticorn (95 especies) (Harbach, 2004). Su sistemática se ha basado fundamentalmente en los trabajos de Reid & Knight (1961) quienes en las respectivas secciones reconocen series y definen que todos los *Anopheles* (*Anopheles*) del Nuevo Mundo, con trompetas respiratorias de la pupa, amplias y con forma de embudo (Sección Laticorn), pertenecen a la serie Arribalzagia, pero caracteres adicionales son aportados por Wilkerson & Peyton (1990).

Arribalzagia es un subgrupo neotropical que a partir de una revisión de holotipos, Wilkerson (1988) reportó 33 especies nominales, estableció sinónimos y redescubrió algunas de éstas, y en la actualidad comprende unas 24 especies válidas (Harbach, 2004). De esta serie, actualmente se conoce la existencia en Colombia de aproximadamente 12 especies (Tabla 2), pero, hay dudas respecto a la presencia de *An. forattinii*, *An. shannoni* y *An. intermedius* (ver distribución geográfica, p. 217).

En la Sección Angusticorn, únicamente las series *Anopheles* y *Cyclopteron* (dos especies neotropicales) están presentes en el Nuevo Mundo. En Colombia, únicamente la serie *Anopheles* está representada, con dos especies: *An. eiseni* y *An. pseudopunctipennis*, ambas pertenecientes al grupo *Pseudopunctipennis* (Tabla 2).

Tabla 2. Especies del subgénero *Anopheles* Sección Laticorn presentes en Colombia

Serie Arribalzagia	Serie Anopheles
<i>An. punctimacula</i>	Grupo Pseudopunctipennis
<i>An. malefactor</i>	<i>An. pseudopunctipennis</i>
<i>An. fluminensis</i>	<i>An. eiseni</i>
<i>An. peryassui</i>	
<i>An. apicimacula</i>	
<i>An. vestitipennis</i>	
<i>An. neomaculipalpus</i>	
<i>An. intermedius?</i>	
<i>An. mattogrossensis</i>	
<i>An. costai</i>	
<i>An. forattinii?</i>	
<i>An. shannoni?</i>	
<i>An. calderoni</i>	

Kerteszia es un subgénero neotropical con 12 especies descritas reconocidas como válidas. Fue inicialmente revisado por Komp (1937) quien reconoció un total de siete especies. De éstas, tres fueron descritas de Colombia, pero una de ellas fue posteriormente diferenciada (1953) como sinónimo. Más adelante, Zavortink (1973) hizo una de las revisiones más completas de este subgénero y con las descripciones adicionales se incrementó el número de especies válidas a nueve, dejando pendiente por describir otra (especie 10), la cual fue descrita por Harbach & Navarro (1996) como *An. (Ker) auyantepuiensis*, especie similar a *An. neivai* pero con distribución restringida a Venezuela. Las otras dos especies fueron descritas por Cova-García et al. en 1976 y 1977. En Colombia se han registrado las siguientes especies: *An. bambusicolus*, *An. bellator*, *An. neivai*, *An. homunculus*, *An. boliviensis*, *An. cruzii* y *An. lepidotus*. Posiblemente también se encuentre *An. pholidotus*.

El subgénero *Nyssorhynchus* está restringido principalmente a la región Neotropical. *An. albimanus* es la única especie de este grupo que alcanza la región Neártica. Este subgénero ha sido objeto de varias clasificaciones (Edwards, 1932; Galvão, 1943; Gabaldón & Cova-García, 1952; Faran, 1980; Linthicum, 1988; Peyton et al., 1992). Faran (op. cit.) subdividió este subgénero en las secciones *Albimanus* y *Argyritarsis* y reconoció el grupo *Myzorhynchella* el cual había sido descrito como un género por Theobald (1907), como un grupo B por Edwards (op. cit.), tratado como subgénero por Galvão (1941b) y definido por Peyton et al. (op. cit.) como una sección de igual rango que *Albimanus* y *Argyritarsis* (Harbach op. cit.).

La sección *Albimanus* incluye 19 especies, considerando *An. nuneztovari* como un complejo de dos especies no descritas (Conn et al., 1993) y *An. trinkae* también reconocida como especie válida (Lounibos et al., 1998). Sin considerar propuestas recientes, *Argyritarsis* está conformada por 10 especies válidas, separadas en dos series, *Albitarsis* y *Argyritarsis*, cada una con dos y cuatro grupos respectivamente (Faran & Linthicum, 1981; Linthicum, 1988; Harbach, 1994). Las especies de estos grupos, siguiendo la revisión de Harbach (op. cit.), son presentadas en la Tabla 3.

**Tabla 3. Clasificación de las especies de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*).
Basada en Harbach (2004) y Motoki et al. (2009)**

Sección Albimanus	Sección Argyritarsis	Sección Myzorhynchella
Series Oswaldoi Grupo Oswaldoi Subgrupo Oswaldoi <i>An. aquasalis</i> * <i>An. anomalophyllus</i> <i>An. dunhami</i> <i>An. evansae</i> <i>An. galvaoi</i> <i>An. ininii</i> <i>An. konderi</i> <i>An. nuneztovari</i> (B/C) * <i>An. nuneztovari A</i> <i>An. oswaldoi</i> * <i>An. rangeli</i> * <i>An. sanctielii</i> <i>An. trinkae</i> * Subgrupo Strodei <i>An. benarrochi</i> * <i>An. rondoni</i> <i>An. strodei</i> * Grupo Triannulatus <i>An. halophilus</i> <i>An. triannulatus</i> * Series Albimanus <i>An. albimanus</i> *	Series Albitarsis Grupo Albitarsis <i>An. albitarsis</i> <i>An. albitarsis F</i> <i>An. deaneorum</i> <i>An. janconnae</i> <i>An. marajoara</i> * <i>An. oryzalimnetes</i> Grupo Braziliensis <i>An. braziliensis</i> * <i>Series Argyritarsis</i> Grupo Darlingi <i>An. darlingi</i> * Grupo Argyritarsis <i>An. argyritarsis</i> * <i>An. sawyeri</i> Grupo Pictipennis <i>An. pictipennis</i> Grupo Lanei <i>An. lanei</i>	<i>An. antunesi</i> <i>An. lutzii</i> <i>An. nigratarsis</i> <i>An. parvus</i> *

* Especies con distribución conocida en Colombia.

RELACIONES FILOGENÉTICAS

Una clasificación de los géneros de la subfamilia Anophelinae, deducida de fragmentos de cuatro genes (ND5, 28S, G6pd y White) ha permitido concluir que esta subfamilia es un grupo monofilético (Krzywinski et al., 2001; Krzywinski & Besansky, 2003; Sallum et al., 2000). Todos los estudios sugieren que *Chagasia* fue el primer linaje del cual derivó el resto de los Anophelinae. A partir del gen White se predice que la siguiente derivación se realizó entre los géneros *Bironella* y *Anopheles*. En el linaje de este último, la derivación basal se originó en *Stethomyia* y aunque el orden de las ramas en los grupos restantes es incierto, las evidencias sugieren que se presentó una radiación de dos clados hermanos: *Cellia-Anopheles* y *Lophopodomyia* (*Kerteszia-Nyssorhynchus*) (Krzywinski et al., 2001; Krzywinski & Besansky, 2003).

Según Krzywinski & Besansky (2003), la propuesta anterior tiene implicaciones biogeográficas: de los seis subgéneros de *Anopheles*, cuatro habitan en Suramérica (*Kerteszia*, *Nyssorhynchus*, *Lophopodomyia* y *Stethomyia*), *Cellia* sólo se encuentra en el Viejo Mundo, mientras que *Anopheles* es cosmopolita. Dado que el género *Chagasia* es neotropical, que se encuentra ubicado en la posición basal del árbol y la distribución igualmente neotropical de cuatro de los seis subgéneros mencionados anteriormente, se puede concluir que la subfamilia Anophelinae se originó en el Nuevo Mundo, pero una primera radiación dentro del subgénero *Anopheles* pudo haber tenido lugar antes de la separación entre África y Suramérica, hace aproximadamente 95 millones de

años. Las conexiones entre África y Europa (del Paleoceno) y entre Europa y Norte América (hasta finales del Eoceno) permitieron la dispersión de las especies del subgénero *Anopheles* y algunos linajes pudieron haber reentrado a Suramérica desde el norte. Por otro lado, la ausencia de *Cellia* en el Nuevo Mundo sugiere que la radiación de este subgénero sólo se desencadenó hasta finales del Eoceno.

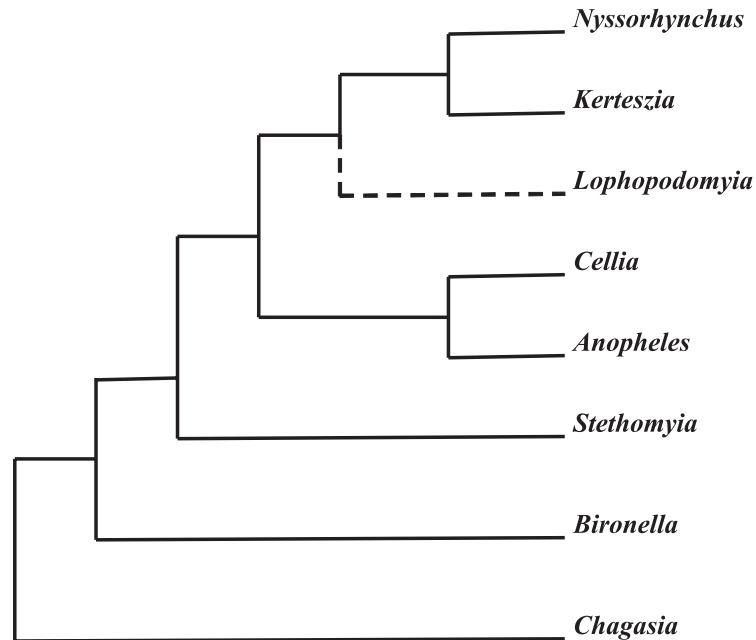


Figura 4.1. Relaciones filogenéticas hipotéticas de los géneros de Culicidae, incluyendo los seis subgéneros de *Anopheles* (Reproducida de Krzywinski & Besansky, 2003).

PROBLEMAS TAXONÓMICOS

Antes de comenzar a presentar la descripción del género, las especies y su reconocimiento mediante el uso de claves, es conveniente tener presente algunos problemas taxonómicos que se pueden presentar. Se reconoce que muchas de las especies de *Anopheles* neotropicales constituyen o son candidatos a ser complejos de especies crípticas (Rosas-Freitas et al., 1998), que a veces son difíciles de diferenciar morfológicamente en alguno o todos los estados de desarrollo. En muchos casos, a pesar de contar con información morfológica de larvas, hembras y genitalia de machos, la duda se mantiene especialmente en el subgénero *Nyssorhynchus* y, por lo tanto, es necesario recurrir al uso de marcadores moleculares que clarifiquen la determinación específica. En varios casos, a pesar de definirse situaciones de complejos, resulta difícil realizar una descripción morfológica y, por lo tanto, la validez de la nueva especie queda pendiente. A continuación se detallan algunos de los problemas detectados en tres de los subgéneros con especies en Colombia.

SUBGÉNERO **ANOPHELES**

En el denominado grupo Punctimacula, Wilkerson (1990) redescubrió *An. (An.) punctimacula* Dyar & Knab, 1906, y *An. (An.) malefactor* Dyar & Knab, 1907, fue rescatada de sinónimo del anterior y redescrita como una especie válida. De este mismo grupo, Wilkerson (1991) dedujo otra especie morfológicamente muy similar a *An. punctimacula* que describió como *An. (An.) calderoni*. *An. (An.) shannoni* Davis, 1931, fue redescrita por Wilkerson et al. (1997). Posteriormente Sallum et al. (1999), a partir de una revisión de los formalmente

reconocidos como *An. (An.) mediopunctatus* (Lutz, 1903), reconocieron tres especies diferentes, redescubrieron esta especie y rescataron a *An. (An.) costai* Da Fonseca & Ramos, 1940, de sinónimo de la anterior. La tercera especie fue nombrada como *An. (An.) forattinii* y fue adecuadamente descrita por Wilkerson & Sallum (1999). Estas tres especies pueden ser diferenciadas morfológicamente a partir de caracteres de genitalia de machos, pero no es posible hacerlo en el estado de larvas y hembras.

En *Anopheles pseudopunctipennis* Theobald, 1901, dado que posee una distribución geográfica extensa y gran variabilidad, se ha hablado de la posibilidad de constituir un complejo de especies. Lo anterior sumado a una descripción original deficiente, generó una buena cantidad de sinónimos (Manguin et al., 1995) (*An. peruvianus*, *An. argentinus*, *An. tucumanus*) y dio origen a varias descripciones de subespecies de diferentes áreas de Suramérica: *An. leviscastilloi*, *An. rivadeneirai*, *An. neghmei*, *An. noei* y una variante, *An. bifoliata*. Según Manguin et al. (1995), *An. franciscanus* McCracken, 1904, fue considerado un sinónimo de *An. pseudopunctipennis* durante 28 años, y luego pasó a ser considerado subespecie durante otros 40, únicamente en 1972 fue elevado a la categoría de especie, pero ésta no está registrada para Colombia. De acuerdo con Estrada-Franco et al. (1992), *An. pseudopunctipennis* está constituida por un complejo de dos especies (A y B), pero Manguin et al. (1995), a partir de análisis de isoenzimas en 42 muestras del área de distribución de la especie, encontraron que éstas son conespecíficas a pesar de estar agrupadas en tres poblaciones geográficas (Norteamérica-Guatemala, Belice-Suramérica y Grenada).

SUBGÉNERO KERTESZIA

A pesar de ser un subgénero de pocas especies, con varios problemas taxonómicos originados en descripciones incompletas, de series tipo reducidas o de genitalias de machos asignadas a especies diferentes, fueron discutidos por Komp (op. cit.) y Zavortink (op. cit.). A continuación se detallan algunos de los problemas taxonómicos que se han detectado.

***Anopheles neivai* Howard, Dyar & Knab, 1912**

Históricamente conocida con varios nombres (ver Knight & Stone, 1977) y confundida con *An. cruzii*. A partir de estudios con ITS2 se ha propuesto que es un complejo de por lo menos dos especies.

***Anopheles pholidotus* Zavortink, 1973**

Es muy similar a *An. lepidotus*, ambas especies confundidas con *An. boliviensis* antes de las descripciones de Zavortink en 1973. Según este autor, los holotipos y paratipos machos de *An. lepidotus* corresponden a lo que Komp & Osorno-Mesa (1936) describieron como *An. boliviensis*, y de 204 ejemplares de Colombia depositados en las colecciones de UCLA y USNM, determinados como *An. boliviensis*, el 85% pertenecía en realidad a *An. lepidotus*. Con base en el análisis de cuatro placas de genitalias (2) y larvas (2) (ver distribución en Colombia) se puede pensar que la duda continúa ya que a partir de hembras es muy difícil separar *An. lepidotus* de *An. pholidotus* y, por lo tanto, es necesario realizar más estudios.

***An. bambusicolus* Komp, 1937**

A pesar de que la localidad tipo de esta especie corresponde a Colombia, es poco lo que se conoce de ella.

***Anopheles homunculus* Komp, 1937**

Ésta fue descrita originalmente a partir de tres ejemplares hembras, un macho (genitalia) y pieles de larvas colectados en Restrepo (Meta). En el mismo año, el mismo autor describió otra especie de la misma localidad como *An. anoplus*, pero que, de acuerdo con Lane (1953), corresponde a un sinónimo de *An. homunculus*.

Nosotros hemos encontrado que algunas hembras obtenidas de bromelias en el Litoral Pacífico de Colombia poseen caracteres tanto de *An. homunculus* como de *An. neivai*, lo cual ha sido reportado como una variante de esta última, por lo tanto, amerita un estudio que aclare esta duda y posiblemente sea necesario redescubrir estas dos especies. Según Zavortink (op. cit.) el material de Colombia revisado por él, difiere del de Trinidad en las hembras por el tamaño reducido o la ausencia del área sectorial, presectorial y Subcostal clara de la vena Costa. Por otro lado, generalmente carecen de la mancha clara en el fleco alar al final de la Cu2; la ausencia de un área clara extensa en el tarsómero 3 de la pata media; y las escamas del palpo maxilar más decumbentes. En larvas, la seta 3-C es menos conspicuamente barbata y la seta 4-X más larga. Parece ser que constituye un complejo de especies.

***Anopheles boliviensis* Theobald, 1905**

Fue descrita originalmente en forma incompleta por Theobald (1905) a partir de una sola hembra de Songo (Bolivia), posteriormente, Komp & Osorno-Mesa (1936) describieron la larva y la genitalia del macho, pero, según Zavortink (1973), éstas corresponden en realidad a *An. lepidotus*.

***Anopheles cruzii* Dyar & Knab, 1908**

También fue una especie con descripción original incompleta; a pesar de haber sido descrita desde 1908 por Dyar & Knab, solamente en 1991 Wilkerson & Peyton hicieron una descripción completa de larvas y pupas. Es una especie muy similar a *An. homunculus* y *An. bellator* en su estado de larva y pupa (Wilkerson & Peyton op. cit), pero a pesar de lo anterior, a partir de estudios con cromosomas politécnicos se cree que posiblemente constituye un complejo de tres o cuatro especies, ya que se ha observado diferencias en los patrones de bandas de varias poblaciones (Rosas-Freitas, op. cit.). La validez de su presencia en Colombia es cuestionable.

SUBGÉNERO NYSSORHYNCHUS

De acuerdo con Wilkerson et al. (1995b), a pesar de las revisiones de Faran (1980) y Linthicum (1988), la identificación de las hembras de este subgénero es frecuentemente difícil debido a un entendimiento incompleto de la variabilidad inter e intraespecífica, la existencia de complejos de especies no entendidos completamente y la carencia de estudios de especímenes de todo el rango de distribución de las especies. Desde la revisión de Steiner et al. (1982) se ha sugerido la presencia de complejos de especies en al menos cinco especies del subgénero *Nyssorhynchus* (Lounibos & Conn, 2000). A continuación se presenta una revisión corta de diferentes problemas encontrados en las especies que tienen distribución conocida en Colombia:

SECCIÓN ALBIMANUS

***Anopheles albimanus* Wiedemann, 1820**

De acuerdo con Faran (1980), constituye un grupo monotípico (*Albimanus*) que es morfológicamente muy constante a lo largo de su rango de distribución y generalmente su variación intrapoblacional es tan o más grande que la que se observa entre poblaciones. A pesar de lo anterior, se observa gran polimorfismo en los patrones costales del ala. Por otro lado, muchos adultos de Texas (EE.UU.) presentan una mayor proporción del área oscura basal del tarsómero posterior 2. Otras variaciones en caracteres morfológicos de adultos y/o larvas han sido observadas en las Antillas, Barbados y Puerto Rico (Faran, op. cit.) y una considerable variación morfológica en huevos de diferentes poblaciones del sur de México (Rodríguez et al., 1992). Sin embargo, estudios con aloenzimas realizados por Steiner et al. (1982) sugirieron la posibilidad de ser un complejo de más de una especie.

Un estudio de cuatro loci microsatélites y ADN mitocondrial, subunidad 5 de NADH deshidrogenasa (ND5) con diferentes poblaciones de esta especie, mostró que las poblaciones de Centroamérica son poco diferentes y que entre éstas y las de Suramérica se presenta poca a gran variación, sugiriendo la presencia de barreras que evitan el libre flujo de genes entre éstas, pero a pesar de esto, los datos no soportan evidencias de ser un complejo de especies (De Mérida et al., 1999).

***Anopheles aquasalis* Curry, 1932**

Es una especie con gran variación morfológica intraespecífica, incluso en estado de huevo. De acuerdo con Linley et al. (1993), la variación en el estado de huevo puede ser usada para diferenciar poblaciones. Sin embargo, entre las poblaciones que se han estudiado con diferentes marcadores no se ha encontrado diferencias que soporten la existencia de un complejo (Lounibos & Conn, 2000), y por otro lado, Sallum et al., 2000, basados en un análisis morfológico, la consideran monofilética, es decir, que no constituye un complejo de especies.

***Anopheles nuneztovari* Gabaldón, 1940**

Observaciones ecológicas y de comportamiento (Elliott, 1972), sugirieron que consistía de dos formas alopátricas diferentes. Una de éstas, encontrada en Brasil, Surinam y Ecuador, y la otra en el occidente de Venezuela y norte de Colombia. En este mismo sentido, Kitzmiller et al. (1973) postularon la existencia de dos razas cromosómicas alopátricas, una en el occidente de Venezuela y norte de Colombia, y la otra en la Amazonia, diferenciadas por una inversión en el brazo derecho del cromosoma X (RX).

Conn et al. (1993) presentaron evidencias de un citotipo distintivo de *An. nuneztovari*, informalmente designado citotipo C, en el occidente de Colombia y Venezuela, y el noroccidente de la Cordillera Andina. Este citotipo se caracteriza por presentar cromosomas homosecuenciales con aquellos del citotipo B del occidente de Venezuela, pero difiere en la presencia de un cromocentro bien definido y un polimorfismo de inversión único. Para clarificar la estructura genética del complejo *An. nuneztovari*, Conn et al. (1998) analizaron patrones de isoenzimas y 46 haplotipos de ADN mitocondrial y encontraron que es una especie monofilética con cinco linajes entre las poblaciones examinadas (una de Venezuela/Colombia= citotipos B y C, tres de poblaciones exclusivamente amazónicas= citotipo A, y otra combinando poblaciones representativas de los citotipos A y B). Una de las explicaciones a estos linajes es que representan especies incipientes (Lounibos & Conn, 2000).

Desde el punto de vista morfológico, varios estudios han demostrado que esta especie presenta gran variación en los patrones costales, tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) y genitalia del macho. A pesar de haber sido redescrita por Sutil (1976) y Faran (1980), análisis morfológicos de hembras de Venezuela, sugieren la presencia de una variante morfológica (morfotipo II) (Delgado & Rubio-Palis, 1992) pero ambas formas produjeron progenies de los dos tipos, por lo tanto, esta diferencia se consideró como un polimorfismo dentro de la especie.

***Anopheles oswaldoi* (Peryassu, 1922b)**

Hasta donde se ha investigado, parecen ser un complejo de varias especies (Rosas-Freitas et al., 1998). Flores-Mendoza et al. (2004) recuperaron a *An. konderi* Galvão & Damasceno, 1942, de sinónimo con *An. oswaldoi*, la redescubrieron y le asignaron un neotipo. Recientemente, Motoki et al. (2007) redescubrieron a *An. oswaldoi* s.s. y en ausencia de un holotipo le designaron el lectotipo respectivo. *An. oswaldoi* s.s. y *An. konderi* se diferencian morfológicamente por la forma del ápice del aedeagus (Causey et al., 1946; Lounibos et al., 1997). Por otro lado, se ha estimado que es un complejo de al menos cuatro especies (Marrelli et al., 1999, Ruiz et al., 2005), las dos anteriores y otras dos aún no descritas.

***Anopheles triannulatus* Neiva & Pinto, 1922b**

Ha sido considerada una especie polimórfica (Faran, 1980; Silva do Nascimento & Lourenço de Oliveira, 2002) pero, según Rosas-Freitas et al. (1998), está constituida por lo menos por tres formas hermanas que se

diferencian morfológica e isoenzimáticamente, siendo la forma típica de *An. triannulatus* la más conocida y con mayor distribución, posiblemente la que se encuentra en Colombia. Las otras dos parecen estar restringidas principalmente a la parte central de Brasil. Más recientemente, Silva do Nascimento & Lourenço de Oliveira (2002), a partir de la revisión de especímenes de *An. triannulatus* de 12 localidades de Brasil, Argentina y Perú, describieron una nueva especie de este complejo con el nombre de *An. holophilus*, la cual es igualmente diferente de todos los sinónimos que se han reconocido para *triannulatus*. Según los autores del nombre, ésta comparte la mayoría de los caracteres morfológicos y morfométricos de todos los estados de desarrollo con *An. triannulatus* pero se diferencia fácilmente de ésta por los caracteres de la genitalia del macho, quetotaxia (1-P), aparato espiracular de las larvas de cuarto instar y aspectos generales de los huevos. De acuerdo con Silva do Nascimento & Lourenço de Oliveira (op. cit.) las dos especies anteriores comparten caracteres morfológicos y morfométricos con las otras dos formas mencionadas del complejo, una es simpátrica con *halophylus* y *triannulatus* s.s. en el centro de Brasil, mientras que la otra (de Ecuador) comparte más caracteres morfológicos con *triannulatus* ss.

***Anopheles evansae* Brethes, 1926**

Además de presentar problemas de sinonimias, especialmente con *An. strodei* y *An. noroestensis*, Faran (1980) presentó el nombre dado en el catálogo de los mosquitos del mundo (Knight & Stone, 1977), como *nomen dubium* y lo cambió a *evansi*, pero Peyton et al. (1983), considerando el origen del mismo, lo enmendó a *evansae* y así lo presenta Ward (1984) en el segundo suplemento de este catálogo. *An. noroestensis* Galvão & Lane, 1937, fue reconocida por Faran (1980) como especie válida pero, posteriormente, Faran (1981), a partir de comparaciones con el lectotipo, lo consideró como un sinónimo de *An. evansae*. La descripción de la genitalia de *An. evansae* realizada por Brethes en 1926 fue considerada válida y, por lo tanto, la distribución señalada para *An. noroestensis* corresponde a la de *An. evansae*.

Considerando lo anterior, y los comentarios siguientes sobre *An. strodei*, no recomendamos incluir a *An. evansae* en la lista de especies que se distribuyen en Colombia. Aunque aparece en los archivos del Servicio de Erradicación de la Malaria (SEM), cuando se revisaron ejemplares determinados como tal, en realidad correspondían a otras especies de *Nyssorhynchus*, *An. strodei*, *benarrochi* y, en varios casos, a variantes de *An. nuneztovari*, pero se incluye en las claves de los diferentes estados con el fin de filtrar en lo posible errores que se pueden presentar.

***Anopheles strodei* Root, 1926**

Se reconoce como un complejo de por lo menos tres especies: *An. strodei*, *An. rondoni* y *An. benarrochi* (Faran, 1980). Fue descrita por Root en 1926, pero posteriormente (1927) pasó a ser considerada por él mismo como sinónimo de *An. evansi* (= *evansae*). Sin embargo, las claves presentadas por Deane et al (1946a) en su estudio de los anofelinos de las regiones del noreste y amazónica de Brasil, presentan caracteres diagnósticos tanto para *An. strodei* como para *An. noroestensis*, es decir, hubo investigadores que aparentemente ignoraron el cambio propuesto.

Fue Faran (1980) quien formalmente la rescata a especie válida y discute aspectos históricos de la validez del nombre. Esto significa que posiblemente algunas de las identificaciones realizadas antes de 1980 fueron asignadas erróneamente a *An. evansae* y que, por eso, Knight & Stone (1977) la señalen para Colombia, ya que en el catálogo de los mosquitos del mundo esta especie aparece todavía (1977) como sinónimo de *An. evansae*. Por otro lado, estudios realizados recientemente en muestras de Putumayo (Colombia) por Quiñones et al. (2001), Calle et al. (2002), Estrada (2003), han demostrado que especímenes identificados como *An. evansae* corresponden en realidad a *An. benarrochi*.

Como lo resalta Navarro (1996), es importante señalar que correctamente Gabaldón (1949) y Gabaldón & Cova-García (1952) habían ya advertido sobre la validez de *An. strodei* y propuesto a *An. noroestensis* como sinónimo de *An. evansae* en la región neotropical. Esto se refleja en la clave gráfica para la identificación de los anofelinos de Venezuela elaborada por Cova-García & Sutil (1977). Sin embargo, en la que se elaboró para los anofelinos de Suramérica Occidental por Gorham et al. (1973), se incluye tanto *An. evansae* como *An. noroestensis* y se excluye *An. strodei*, generando entonces confusión y malas determinaciones.

***Anopheles benarrochi* Gabaldón, Cova-García & López, 1941a**

Aunque su localidad tipo es La Ceiba (Trujillo, Venezuela), Faran (1980) revisó 282 especímenes provenientes de progenies de Villavicencio (Meta, Colombia) y siete especímenes de Perú. Dado este bajo número de muestras de poblaciones, este autor advierte sobre la necesidad de tener cuidado con las comparaciones morfológicas con las otras localidades en donde se distribuye la especie. Tanto Faran (op. cit) como Rubio-Palis (2000) resaltan el gran parecido de las hembras de esta especie con *An. aquasalis*. Esta última enfatiza sobre el especial cuidado que se debe tener en observar las escamas del tallo de la vena media (M) (ver descripción y clave de hembras).

Según Ruiz et al. (2005) y Quiñones et al. (2006), *benarrochi* posiblemente corresponde a una de las especies del complejo *oswaldoi* nombrado por Marrelli et al. (op. cit.), pero, por otro lado, las diferencias morfológicas y de comportamiento observadas en esta especie, soportan la presencia de un complejo de por lo menos dos especies crípticas y, además, las secuencias ITS2 de muestras de Putumayo (Colombia) son genéticamente distintas de las otras dos secuencias de *An. benarrochi* de Rondônia (Brasil) registradas en el GenBank. Estos autores sugieren que los especímenes que se ajustan a la descripción original de esta especie están presentes en Venezuela y Brasil, mientras que la del sur de Colombia y Perú corresponde a una especie diferente que designan como *benarrochi* B. Lo anterior implica que existe la necesidad de re-describirla y describir la especie B.

***Anopheles trinkae* Faran, 1979**

Morfológicamente puede ser confundida principalmente con *nuneztovari* y *rangeli* y, en ocasiones, con *strodei* (Faran, 1980), de tal modo que Faran & Linthicum (1981) consideran estas especies como un grupo hermano. Pensando en este problema, Fritz et al. (1995) realizaron una diferenciación genética y propusieron loci diagnósticos de *nuneztovari*, *trinkae* y *rangeli*. Posteriormente, Fritz et al. (2004) propusieron primers ITS2 especie-específicos para cuatro especies (*triannulatus*, *trinkae*, *strodei*, *rangeli*), en el cual se incluyen tres de las anteriores. Fue una especie registrada en el segundo suplemento al catálogo de los mosquitos del mundo (Ward, 1984), sin embargo, Peyton (1993), basado principalmente en la similaridad de la genitalia del macho, lo consideró un sinónimo junior de *An. dunhami* Causey, 1945, especie con localidad tipo en Tefé (Amazonas, Brasil) que fue considerada por Lane (1953) como sinónimo de *An. nuneztovari* (ver Knight & Stone, 1977). Sin embargo, un análisis morfológico de huevos, cromosomas politénicos y secuencias ITS2 de especímenes cercanos a la localidad tipo de *An. dunhami* y *An. trinkae* presentó que las dos son especies diferentes y válidas (Lounibos & Conn, 2000). Un análisis de agrupamiento a partir de 18 fragmentos RAPD de las tres especies, reveló que *An. dunhami* está más estrechamente relacionada con *An. nuneztovari* que con *An. trinkae* (Lounibos et al., 1998).

***Anopheles rangeli* Gabaldón, Cova-García & López, 1940**

Como se mencionó anteriormente, es una especie muy similar a *nuneztovari* y *trinkae*, pero diferenciable de éstas por la presencia de unas pocas escamas mesanepimerales superiores y la tasa SCP/DSD (Faran, 1980). Según el mismo autor, no presenta variaciones morfológicas significativas entre poblaciones. Quiñones et al.

(2006) mediante análisis de secuencias ITS2, no encontraron variación intraespecífica en muestras de Putumayo (Colombia) y éstas comparten el 100% de identidad con secuencias de la especie (GenBank) de Ecuador, Venezuela, Bolivia y norte de Brasil, pero presenta cierta diferencia (fijada) con muestras de Acre (Brasil), lo cual genera cierta preocupación.

SECCIÓN ARGYRITARSIS

Anopheles darlingi Root, 1926

Es considerada por Linthicum (1988) como una especie altamente derivada y fácilmente determinada en todos sus estados por varios caracteres apomórficos ya descritos. Sin embargo, históricamente, esta especie ha sido objeto de cierto grado de confusión con respecto a la variabilidad de la especie (Galvão et al., 1937; Galvão & Barreto, 1938a; Galvão, 1940; Rozeboom, 1942). Para Kreutzer et al. (1972) la especie presenta un marcado polimorfismo cromosómico especialmente en las poblaciones del estado del Amazonas (Brasil), pero, según Linthicum (1988), los caracteres diagnósticos son muy constantes y las poblaciones presentan poca variación interpoblacional en los caracteres morfológicos diagnósticos y son más o menos similares a las variaciones intrapoblacionales.

Considerando las variaciones a nivel de cromosomas, del comportamiento hematófago y la heterogeneidad que presenta, se planteó la posibilidad de un complejo de especies (Charlwood, 1996), sin embargo, un análisis combinado de datos morfológicos, aloenzimas, secuencias ITS, RAPDs entre 15 poblaciones del amplio rango de distribución de la especie, no mostró una clara diferenciación (Manguin et al., 1999).

Adicional a lo anterior, Rubio-Palis (1998), en Venezuela, y González (2001), en Colombia, han mostrado el gran polimorfismo alar que presenta la especie, especialmente a nivel de las áreas de la vena Costa.

Anopheles argyritarsis Robineau-Desvoidy, 1827

Es una de las especies de *Anopheles* del Nuevo Mundo con descripción original más antigua; muchas de las especies válidas de este género, incluidas en el subgénero *Nyssorhynchus*, fueron en algún momento consideradas sinónimos de ésta. *An. sawyeri* fue considerada una subespecie de ésta, pero hoy en día es reconocida como especie válida; a pesar de esto, se le señala como una especie hermana de la anterior, cuyos caracteres morfológicos de todos los estados de desarrollo son similares a los de *An. argyritarsis* (Linthicum, 1988). Aspectos de variaciones poblacionales son discutidos en Linthicum (op. cit.), mientras que comparaciones a partir de caracteres morfológicos de cuatro especies de la sección Argyritarsis, presentes en Venezuela, son presentadas en Rubio-Palis (2000).

Anopheles marajoara Galvão & Damasceno, 1942b

Es actualmente reconocida como una de las seis especies del complejo Albitarsis. Linthicum (1988) revisó el estado del conocimiento de *An. albitarsis* s.l.; se ha conocido como *An. allopha* Peryassu (1921a) y posteriormente con el nombre de *An. marajoara* Galvão & Damasceno (1942b). Christophers (1924) consideró a *An. albitarsis*, *An. allopha*, *An. braziliensis*, *An. bigotii* y *An. pictipennis* como sinónimos de *An. argyritarsis*. Root (1926) reconoció a *An. argyritarsis* y *An. albitarsis* como especies diferentes, mientras que trató a *An. braziliensis* como una variedad de *An. albitarsis*; él sinonimizó a *An. pictipennis* y *An. bigotii* con *An. albitarsis*. Dyar (1928) sinonimizó *An. allopha* con *An. albitarsis*. Galvão & Lane (1937) describieron *An. limai* como una variedad de *An. albitarsis* basados en la morfología de los huevos. Posteriormente, Lane (1939, 1953) listó a *An. allopha*, *An. braziliensis* y *An. marajoara* como sinónimos de *An. albitarsis*. Faran & Linthicum (1981) le asignaron nuevamente a *An. allopha* su estatus de especie.

Steiner et al. (1982), al estudiar mapas cromosomales y locis isoenzimáticos para las poblaciones de *An. albitarsis*, concluyó la presencia de tres especies y denominaron a la población de Macapá como *An. albitarsis* s.s. o especie A, a la población de Araracuara como *An. albitarsis limai* o especie C y al resto como *An. albitarsis domesticus* o especie B. Linthicum (1988), a partir de caracteres morfológicos, agrupó todas las formas descritas previamente del complejo *albitarsis* en dos especies: *An. albitarsis* y *An. marajoara*, pero posteriormente, Rosa-Freitas (1989) indicó que *An. albitarsis* es un complejo de especies que consiste de tres o más formas alopátricas y simpátricas y describió a *An. deaneorum* como una nueva especie de este complejo, cuya localidad tipo es Guajara-Mirim, estado de Rondonia, Brasil.

Wilkerson et al. (1995a, b) demostraron la existencia de cuatro especies en el complejo *albitarsis* usando la técnica RAPD-PCR. Estas fueron designadas como especies A, B, C y D y corresponden a: *An. (Nys.) albitarsis* Lynch-Arribalzaga, 1878 (especie A); *An. (Nys.) deaneorum* Rosa-Freitas, 1989 (especie D) y *An. (Nys.) marajoara* Galvão & Damasceno, 1942 (especie C); la especie B aún está sin describir. De estas, la especie C está distribuida en Brasil, Venezuela, Colombia, Bolivia, las Guayanas, Costa Rica y Trinidad (Linthicum, 1988). Estudios posteriores han contribuido a clarificar más el estatus del complejo generando, además, la propuesta de otras dos especies: *albitarsis* E propuesta por Lehr et al. (2005), basados en el análisis de citocromo oxidasa I (COI) y *albitarsis* F propuesta por Brochero et al. (2006) partir de especímenes de Puerto Carreño (Vichada, Colombia).

Recientemente, Motoki et al. (2009), presentaron las descripciones de dos de las seis especies consideradas en el complejo *Albitarsis*; éstas fueron designadas como *An. janconnae* Wilkerson & Motoki y *An. oryzalimnetes* Wilkerson & Sallum. Las otras cuatro especies validas son: *An. marajoara*, *An. albitarsis*, *An. deaneorum* y *An. albitarsis F*.

***Anopheles braziliensis* Chagas, 1907**

Fue descrita originalmente en el género *Cellia*. Posteriormente fue considerada por Root (1926) como una variedad de *An. albitarsis* y más tarde (1928) fue propuesta como sinónimo de la misma (Da Costa Lima, 1928; Dyar, 1928). Townsend (1934) la rescató como especie válida (Linthicum, 1988). No presenta evidencias de constituir un complejo de especies.

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

MORFOLOGÍA GENERAL DE ANOPHELES

HUEVOS

Los huevos de *Anopheles* (Figura 4.2), presentan parecido con una pequeña embarcación con flotadores laterales, la parte en contacto con el agua es convexa, mientras que la parte de arriba es algo cóncava o ligeramente plana. En el **extremo cefálico** se observa el **micrópilo**, el cual está rodeado por una especie de roseta denominada **collar micropilar**. La capa dura y oscura del corion corresponde al **endocorion** y da la forma al huevo. La capa más externa es el **exocorion**, es una capa delgada e impermeable la cual da origen a los flotadores y rebordes cefálico y caudal del huevo.

Los flotadores son pequeños abultamientos llenos de aire cuya forma y distribución contribuyen a una gran variabilidad interespecífica, pero a veces también se observa gran variabilidad intraespecífica. Cova-García (1961) ilustró la variación observada en varias especies de Venezuela.

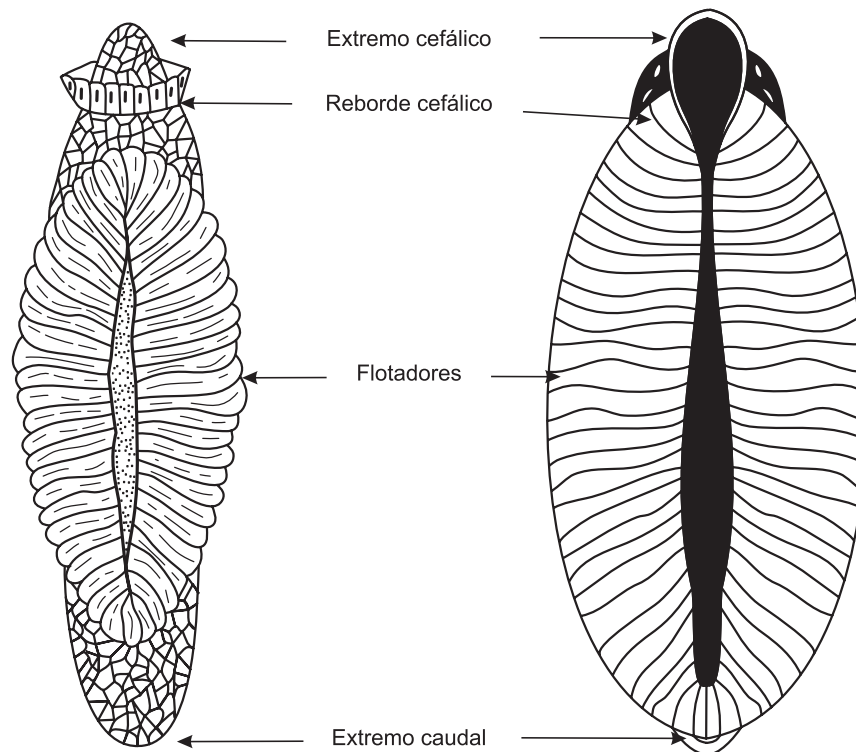


Figura 4.2. Huevos de *Anopheles* (Redibujados de Cova-García, 1961).

LARVA DE ANOPHELES

Las larvas de Anophelinae no poseen sifón respiratorio (Figura 4.3), mientras que las de las otras dos subfamilias sí los poseen. Las del género *Anopheles* se caracterizan principalmente por tener la cerda número 1 del abdomen palmeada (ver clave de géneros).

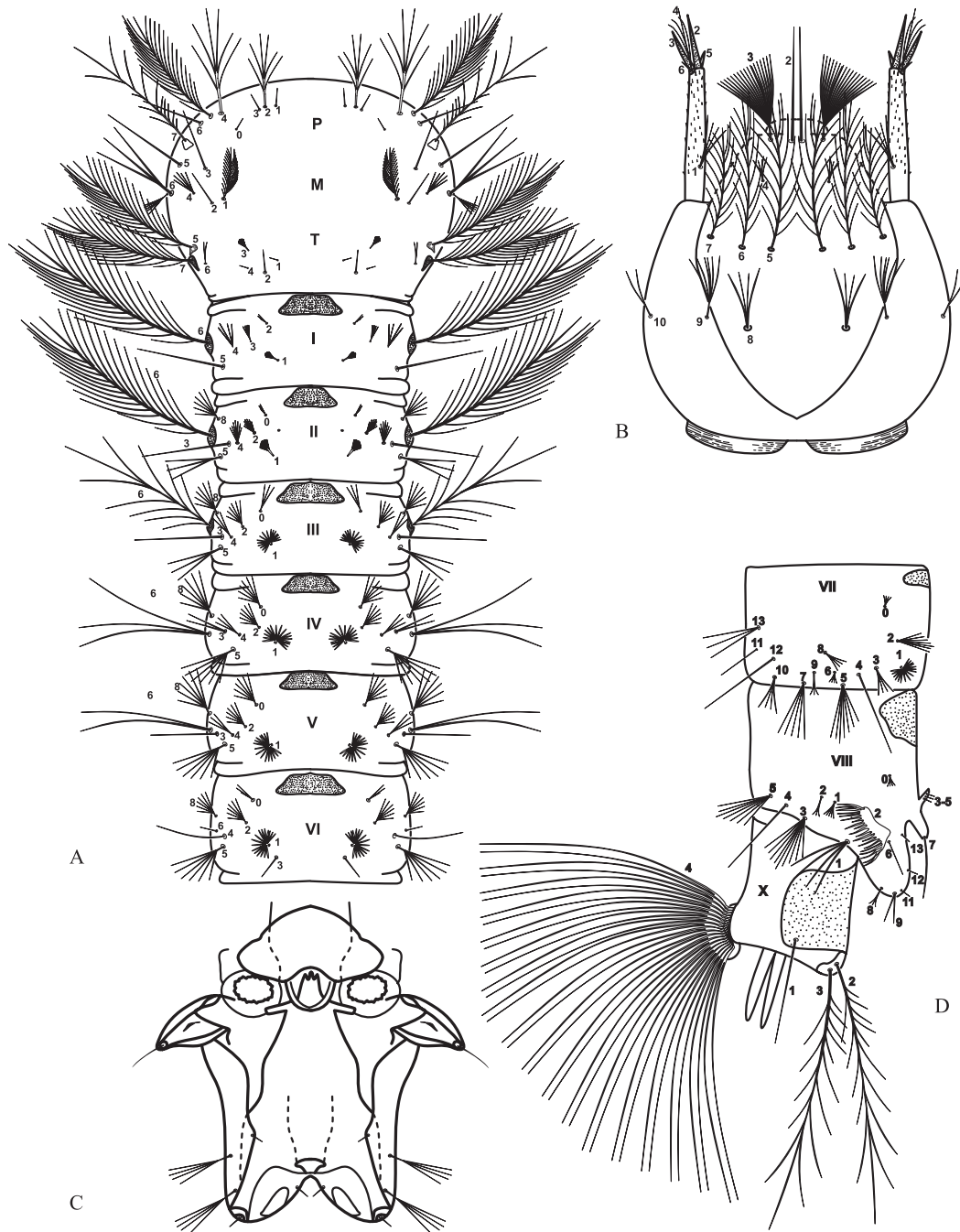


Figura 4.3. Larva de *Anopheles*. A. Tórax y segmentos abdominales I a VI, B. Cabeza, C. Placa espiracular, D. Segmentos abdominales VII a X.

CABEZA

En la parte anterior presenta seis setae llamadas **setae clipeales** (2-C, 3-C y 4-C) distribuidas así: cuatro hacia la parte más anterior, denominadas **setae clipeales anteriores** (2-C y 3-C), y dos atrás llamadas **setae clipeales posteriores** (4-C).

Las setae clipeales anteriores se disponen en dos pares: las de los lados se llaman **clipeales externas** (3-C) y las del medio **clipeales internas** (2-C). La posición y forma de estas setae es importante para la determinación de algunas especies (Figura 4.4).

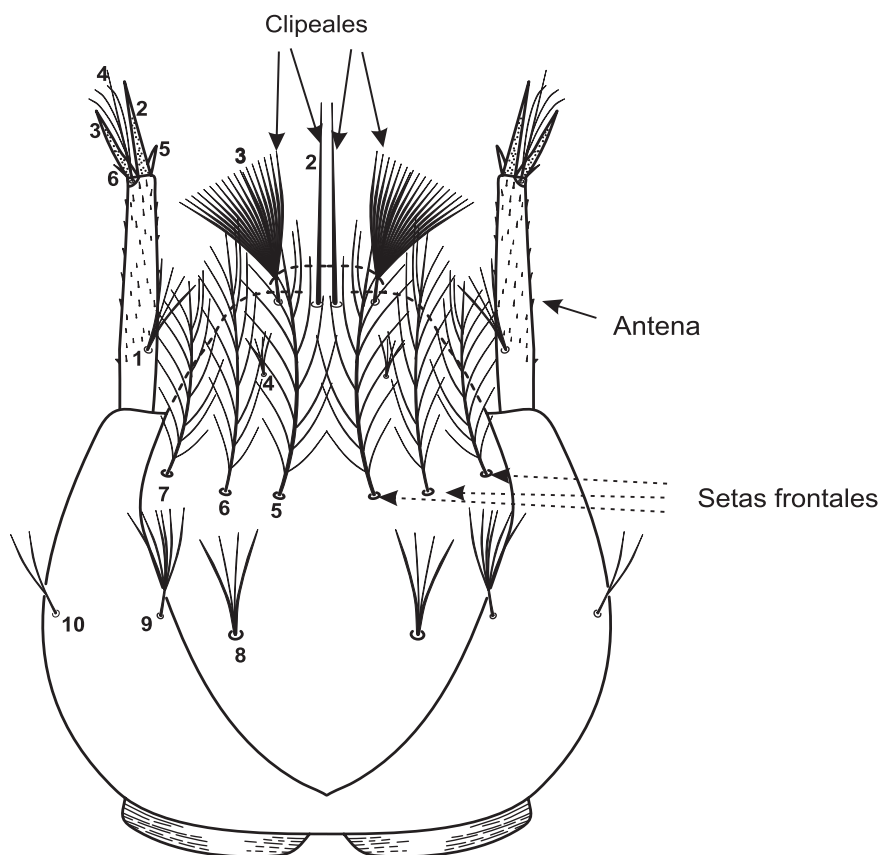


Figura 4.4. Cabeza de *Anopheles*. Vista dorsal.

Las clipeales anteriores internas (2-C) pueden estar juntas o separadas. Se consideran juntas cuando la distancia entre las dos setae clipeales internas es menor que la distancia entre la clipeal interna (2-C) y la clipeal externa (3-C). Si la distancia entre las dos clipeales internas (2-C) es igual o mayor que la distancia entre la clipeal interna (2-C) y la externa (3-C), se consideran separadas.

La tasa entre la separación de las setae 2-C y 3-C con relación a la separación de las setae 2-C, constituye el índice clipeal (IC). Es un carácter importante en la taxonomía de larvas. Las setae clipeales posteriores (4-C) pueden ser simples, bífidas o ramificadas, cortas o largas.

En la parte media de la cabeza se encuentra un grupo de seis setae llamadas **setae frontales** (5-C, 6-C, 7-C), las cuales se usan para diferenciar al subgénero *Kerteszia* de los demás subgéneros de *Anopheles*. El subgénero *Kerteszia* presenta las setae frontales simples, mientras los otros subgéneros las presentan ramificadas (Figura 5.4).

En la cabeza encontramos también **las antenas** que son un par de estructuras tubulares compuestas cada una por una columna, una **seta antenal** (1-A), una **seta antenal terminal** (4-A) y dos estructuras en forma de sables (2-A, 3-A), una dorsal y otra ventral (Figura 4.5). El tegumento de la antena puede ser liso, espinoso o espiculado. La seta antenal (1-A) puede ser simple o ramificada y originarse a la altura de la mitad de la longitud de la antena, o en la tercera o cuarta parte basal. La **seta antenal terminal** o **seta umbral** (4-A) puede ser bífida, trifida o ramificada.

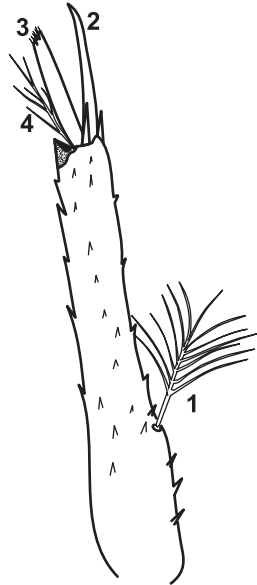


Figura 4.5. Antena de *Anopheles*.

TÓRAX

En larvas de cuarto estadio, el tórax de los *Anopheles* es grande y más ancho que la cabeza y los segmentos abdominales. Está cubierto de numerosas setae. Como el resto de los Culicidae, no posee bien diferenciados los tres segmentos torácicos y las setae que en él se encuentran, se denominan **setae protorácicas**, **mesotorácicas** y **metatorácicas** (Figura 4.6).

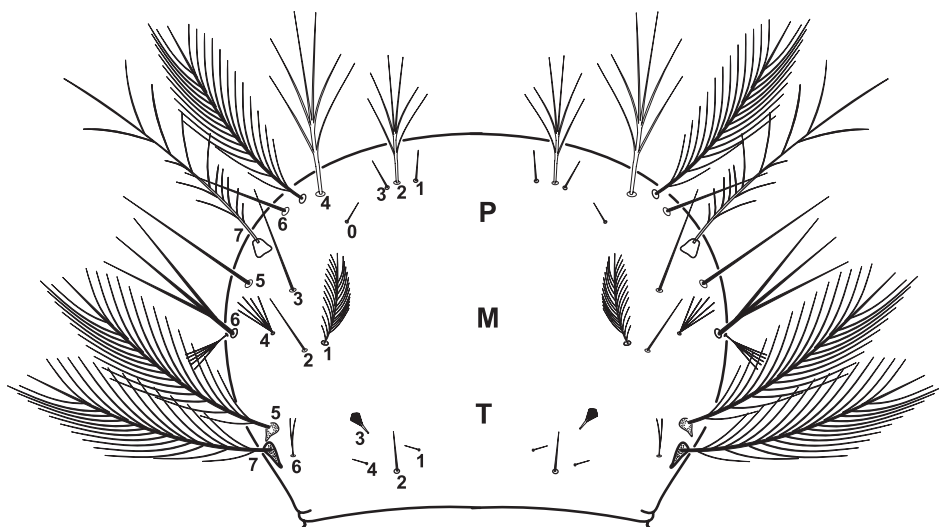


Figura 4.6. Tórax de *Anopheles*. Vista dorsal.

En la región anterior, a nivel del protórax, a los lados de la línea mesal, se encuentra el **Grupo Protorácico Submediano**, el cual consta de tres setae (1, 2 y 3 del protórax) las cuales, de acuerdo con su posición, se denominan **interna** (1-P), **media** (2-P) y **externa** (3-P).

La morfología de las setae del grupo protorácico submediano, ayuda a diferenciar algunas especies o grupos de especies. Dependiendo de si la seta interna (1-P) es ramificada o palmeada, y si comparten o no un mismo esclerito en su lugar de origen, podemos diferenciar algunas especies (Figura 4.6).

ABDOMEN

En el tergum de los segmentos abdominales, se encuentran las setae palmeadas (seta 1), las cuales están presentes a partir del primero, segundo o tercer segmento, de acuerdo con la especie, y generalmente están bien desarrolladas en los segmentos IV a VI (Figura 4.7) y algunas veces en el VII (Figura 4.8).

La forma y grado de desarrollo de las hojillas de la seta 1, son variables entre las diferentes taxa a nivel específico, por esto, es utilizable en la determinación taxonómica de las larvas. Las hojillas pueden tener los bordes lisos, dentados o con las puntas truncadas. Tienen un tallo corto, del que se desprenden, a la misma altura, muchas hojillas dilatadas, las cuales le dan el aspecto de palma o abanico.

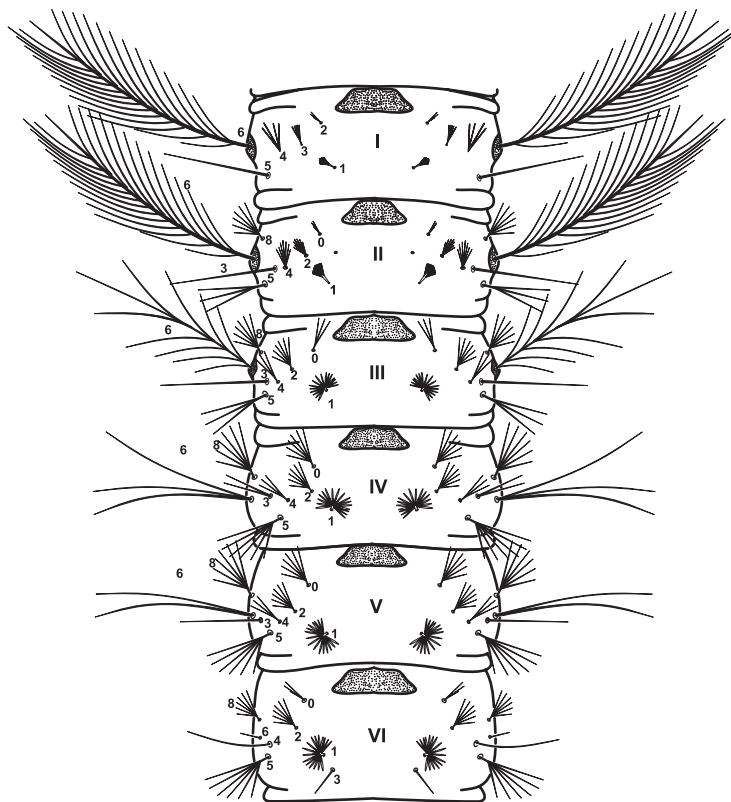


Figura 4.7. Abdomen de *Anopheles*. Vista dorsal segmentos I-VI.

A lado y lado de las márgenes de los segmentos abdominales I-VI, se encuentran unas setae largas denominadas **setae laterales** (seta 6), las cuales suelen sobrepasar en tamaño a las demás. Las setae 6-IV-VII suelen ser simples, no ramificadas como la de los segmentos I, II y III. Por otro lado, pueden ser bífidas, trifidas o ramificadas. Para la determinación de grupos de especies se suelen utilizar las de los segmentos IV a VI (6-IV-VI).

Sobre el octavo segmento abdominal se encuentra el **aparato espiracular**, en el cual se observan dos espiráculos (larva metapnéustica). La placa espiracular está compuesta de un **lóbulo espiracular anterior** (placa tergal del octavo segmento abdominal), una **placa posterior media**, dos **lóbulos espiraculares posterolaterales** y dos **lóbulos espiraculares anterolaterales** (Figuras 4.8, 4.9 y 4.10). Los dos espiráculos se encuentran bajo el lóbulo espiracular anterior y a los lados de la margen anterior de la placa posterior media. Las variaciones estructurales son utilizadas en la determinación taxonómica de algunas especies.

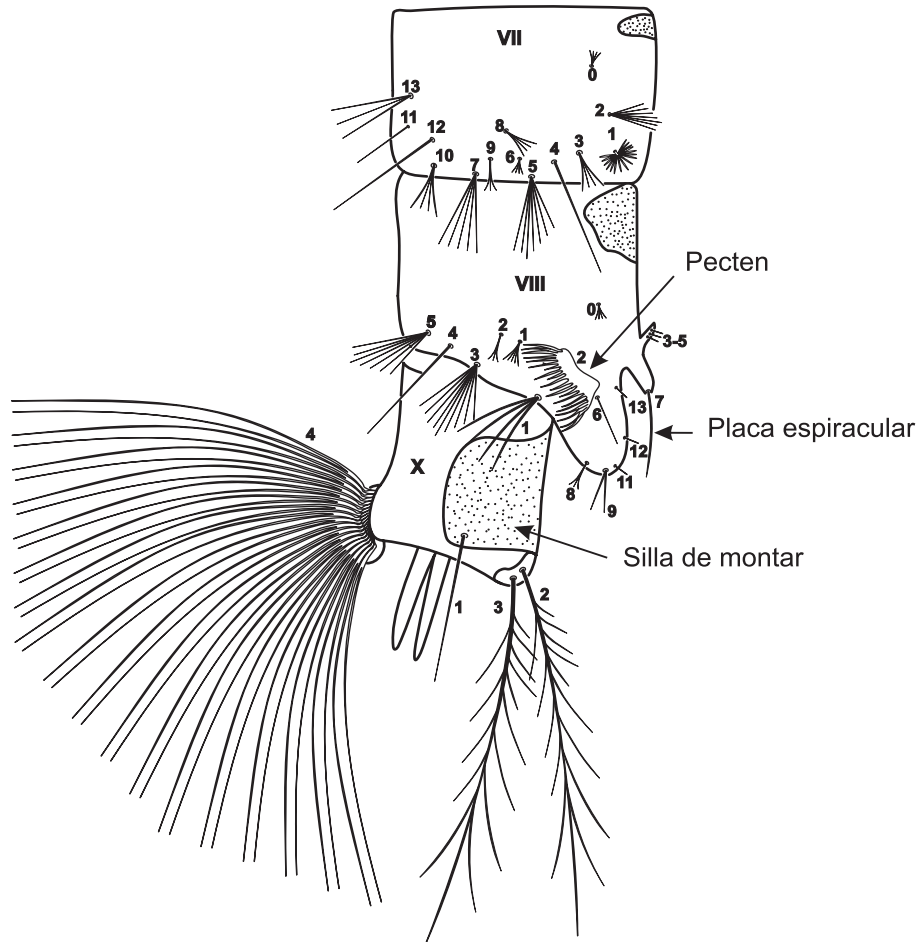


Figura 4.8. Segmentos VII a X del abdomen de *Anopheles*. Vista lateral.

La longitud de las aletas de la placa posterior media, puede ser larga y en algunos casos, sobrepasar los espiráculos, ser corta o simplemente no estar presente (Figura 4.10). El lóbulo espiracular posterolateral puede llegar a presentar un par de espinas, como el observado en *An. pseudopunctipennis* (Figura 4.9), pero generalmente no está desarrollada. Otras veces esta misma placa presenta bien desarrollada la seta 13.

A lado y lado del aparato espiracular, se encuentra el **Pecten** (Figura 4.8). Está formado por una placa triangular con dientes que constituyen un peine. Es frecuente el uso de las variaciones de este carácter en la determinación de especies del subgénero *Kerteszia*; los dientes de éste, en algunas especies, tienen un arreglo irregular, en otras tienen un arreglo regular de un diente largo y otro corto, y en otros, los dientes son iguales (ver descripciones).

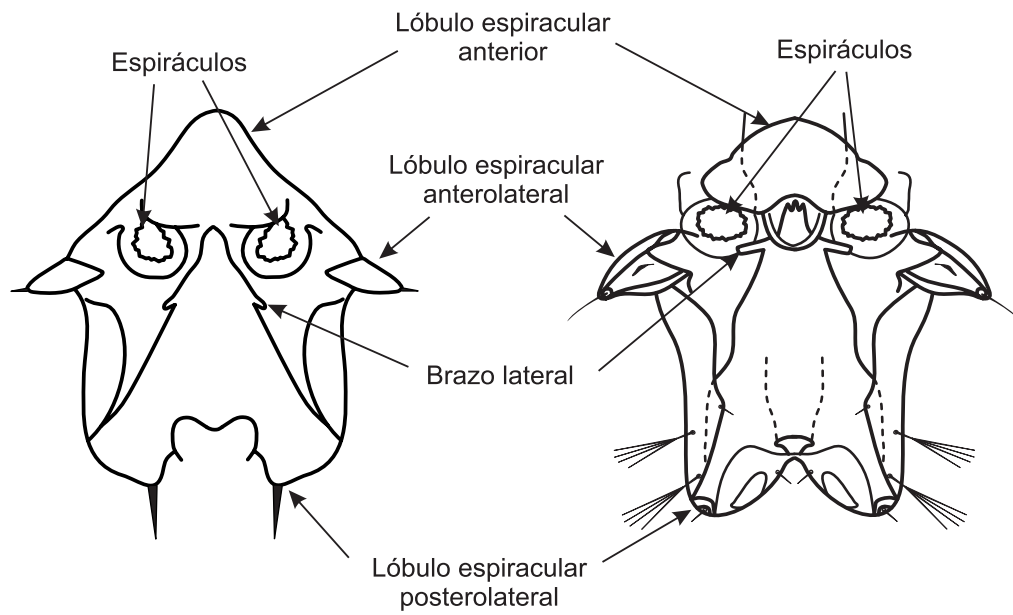


Figura 4.9. Placa espiracular de *Anopheles pseudopunctipennis*.

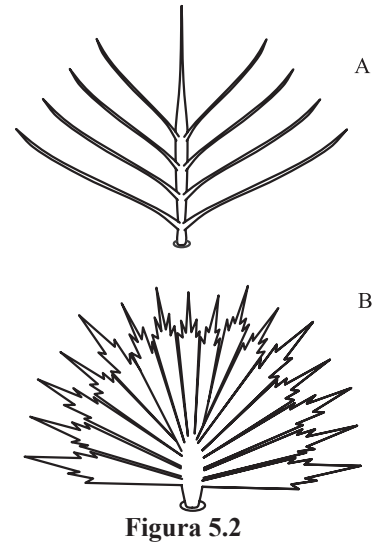
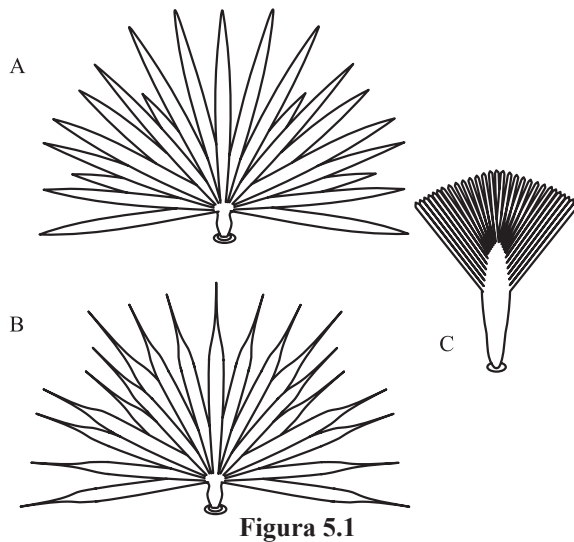
Figura 4.10. Placa espiracular de *Anopheles oswaldoi*.

PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA

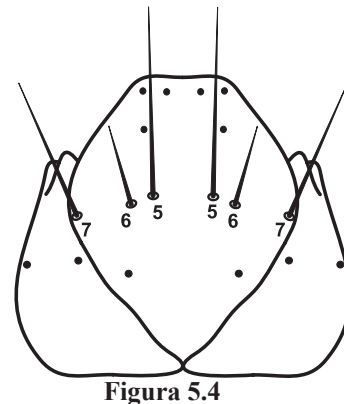
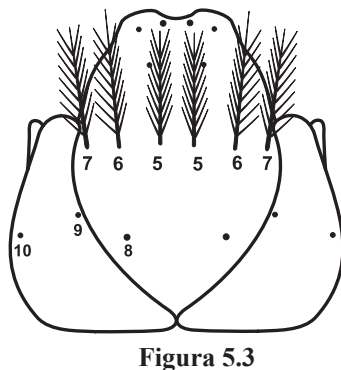
CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE LARVAS DE ANOPHELES DE COLOMBIA

Basada en caracteres diagnósticos presentados en Faran (1980), Faran & Linthicum (1981), Navarro (1996) y Zavortink (1973). Algunas ilustraciones fueron redibujadas de Komp (1942), Faran & Linthicum (1981) y Zavortink (1973).

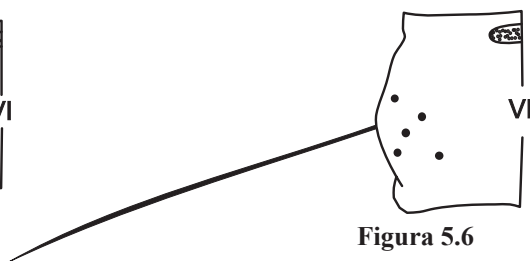
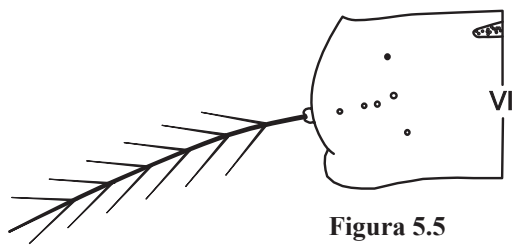
- 1 Setae 1-III-VII con hojillas lanceoladas (Figura 5.1A), suavemente marginadas (Figura 5.1B) y a veces truncadas (Figura 5.1C) (Subgéneros *Kerteszia*, *Lophopodomyia* (parte), *Nyssorhynchus*)2
- 1' Setae 1-III-VII con ramas filiformes (Figura 5.2A) u hojillas lanceoladas de márgenes muescados o dentados antes del ápice (Figura 5.2B) (Subgéneros *Anopheles*, *Lophopodomyia* [parte], *Stethomyia*) 17



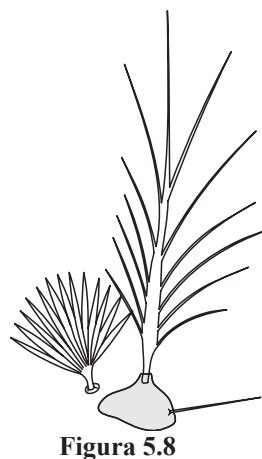
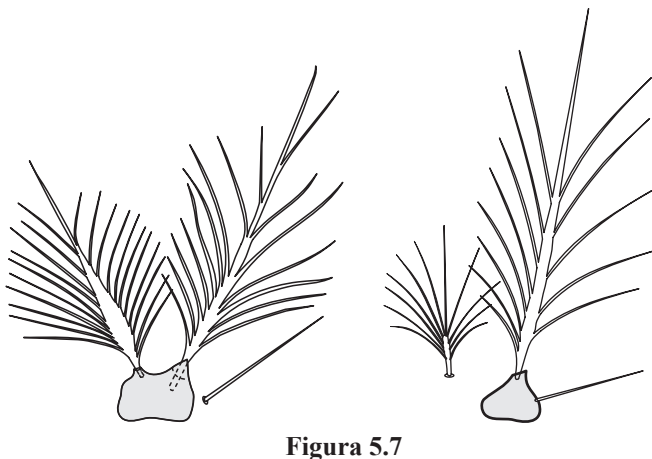
- 2(1) Setae 5, 7-C, plumosas (*Lophopodomyia* [parte], *Nyssorhynchus*) (Figura 5.3)3
- 2' Setae 5, 7-C, simples o bifurcadas (*Kerteszia*) (Figura 5.4)36



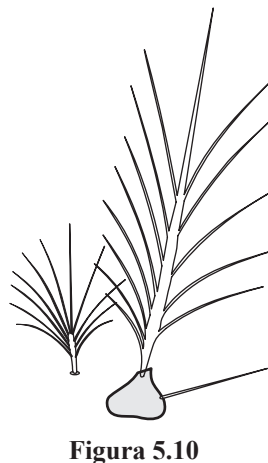
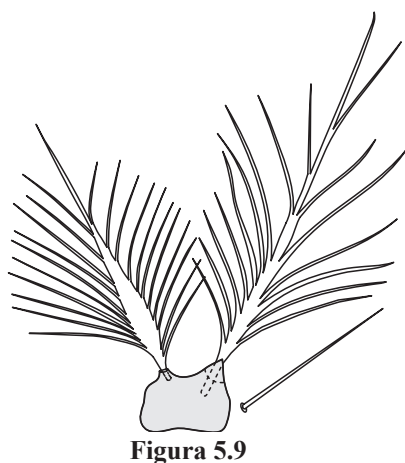
3(2)	Setae 6-IV-VI, ramosas (Figura 5.5).....	42
3'	Setae 6-IV-VI, simples (Secciones Albimanus y Argyritarsis) (Figura 5.6).....	4



4(3')	Setae 1-P, plumosa o como abanico de ramas delgadas (Grupos Argyritarsis y Albimanus) (Figura 5.7).....	5
4'	Setae 1-P, palmeada, con ramas lanceoladas (Grupos Albitarsis y Oswaldoi) (Figura 5.8).....	7



5(4)	Setae 1, 2-P, insertadas en un tubérculo esclerotizado común (Grupo Albimanus) (Figura 5.9) <i>albimanus</i>	
5'	Setae 1, 2-P, no insertadas en un tubérculo esclerotizado común (Grupo Argyritarsis) (Figura 5.10) ..	6



- 6(5') Seta 13-S, fuertemente desarrollada, larga, aproximadamente 2.2-2.5 la longitud de la silla de montar (Figura 5.11 A); índice clipeal de aproximadamente 1.5 (Figura 5.12A); setae 3-T y 1-I algo palmeadas (Figura 5.13A)*darlingi*
- 6' Seta 13-S, no desarrollada (Figura 5.11B); índice clipeal mayor que 4.0 (Figura 5.12B); 3-T y 1-I como abanico, no palmeada (Figura 5.13B).....*argyritarsis*

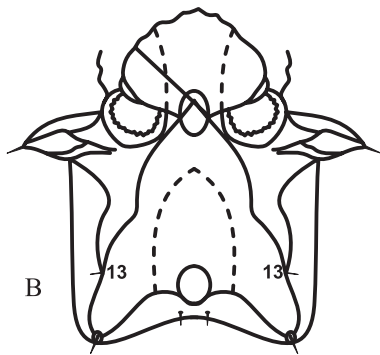
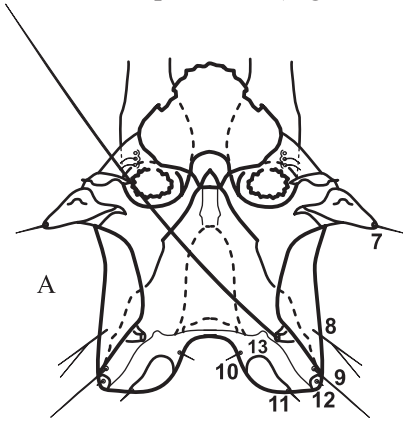


Figura 5.11

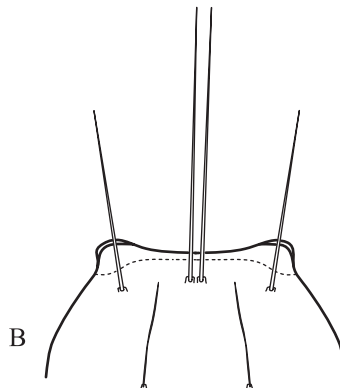
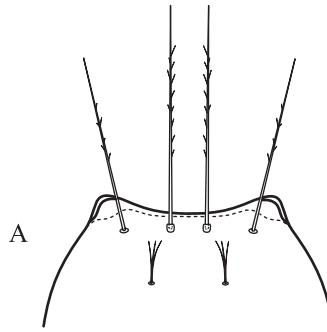


Figura 5.12

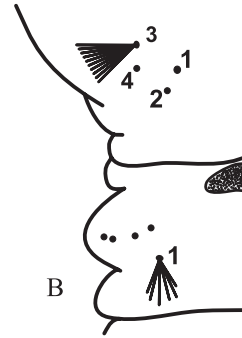
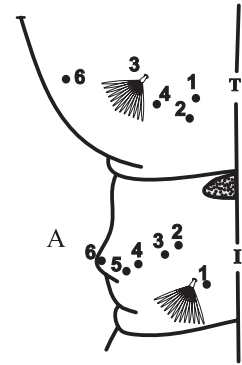


Figura 5.13

- 7(4') Setae 2-C, moderadamente espaciadas, índice clipeal mayor o igual que 2.5 (Figura 5.14)8
- 7' Setae 2-C, ampliamente separadas, índice clipeal menor que 2.5 (Figura 5.15A-B).....9

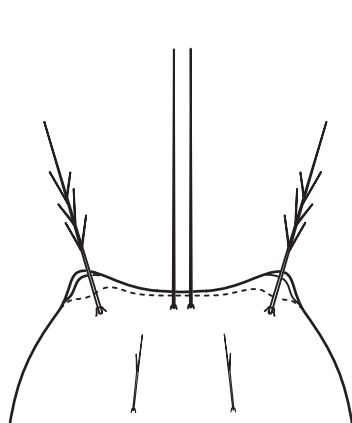


Figura 5.14

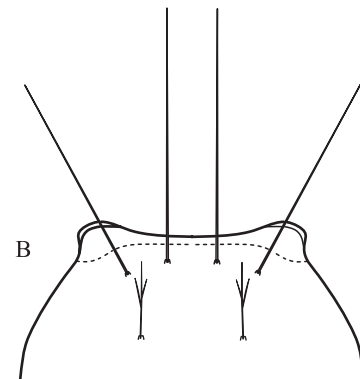
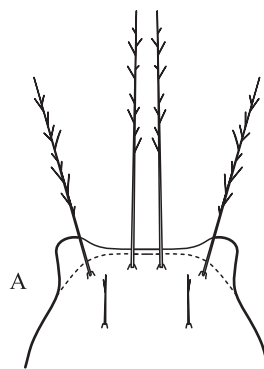


Figura 5.15

- 8(7) Seta 1-P, generalmente con hojillas truncadas (Figura 5.16A); seta 4-C simple, larga (Figura 5.17A); setae 1,3-P o 1,2-P originadas en un tubérculo común (Figura 5.16A).....*braziliensis*
- 8' Seta 1-P con hojillas acuminatas (Figura 5.16B); seta 4-C con una a cuatro ramas, pequeña (Figura 5.17B); 1,3-P no originadas en tubérculo común (Figura 5.16B)*strodei*

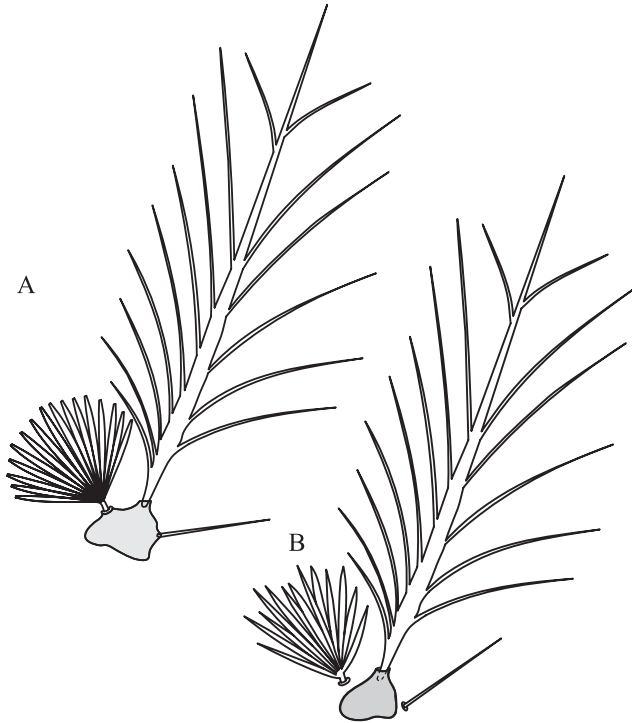


Figura 5.16

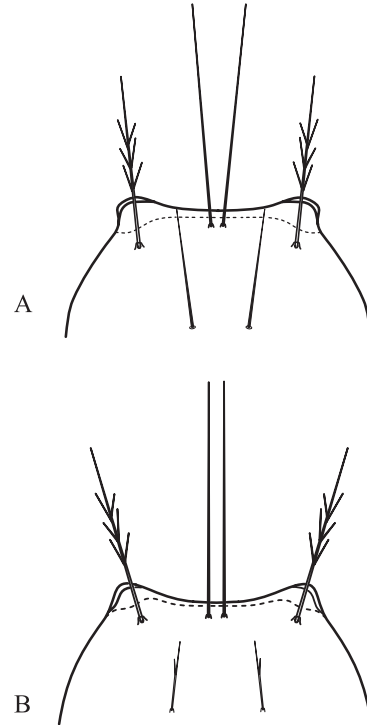


Figura 5.17

- 9(7') Seta 3-C y generalmente 2-C, plumosa en aproximadamente la mitad apical, con ramas evidentes, moderadamente largas a largas (Figura 5.18)..... **10**
- 9' Seta 2, 3-C simples o simples y barbatas; si barbatas, entonces pelos cortos poco evidentes (Figura 5.19)..... **12**

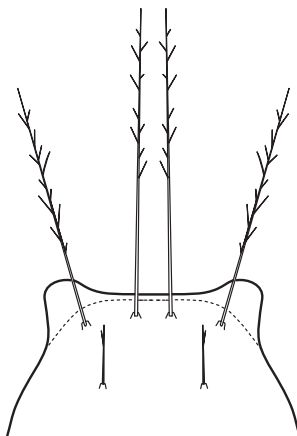


Figura 5.18

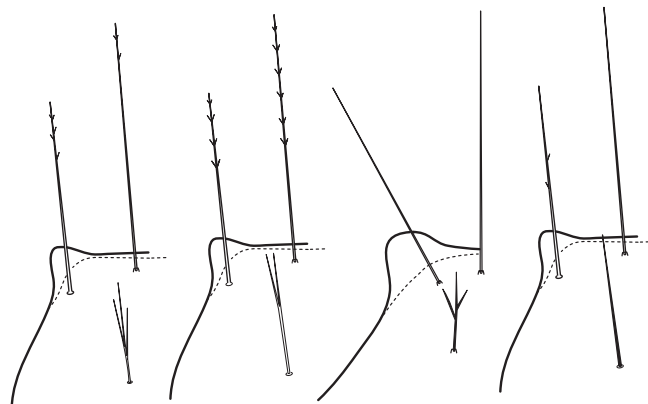


Figura 5.19

- 10(9) Seta 1-A, por lo menos dos veces más larga que el ancho de la antena en su punto de inserción (Figura 5.20A); seta 1-X, tan o ligeramente más larga que la silla de montar (Figura 5.21A).....*benarrochi*
- 10' Seta 1-A, de longitud menor que dos veces el ancho de la antena en su punto de inserción (Figura 5.20B); seta 1-X, más larga que la silla de montar (Figura 5.21B)..... **11**

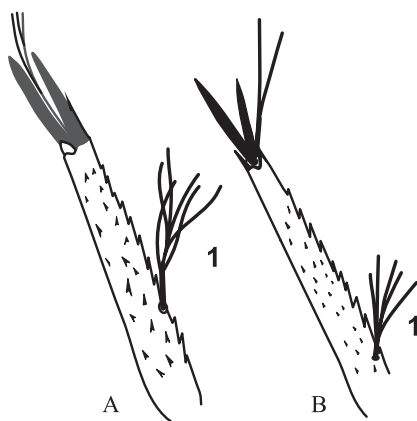


Figura 5.20

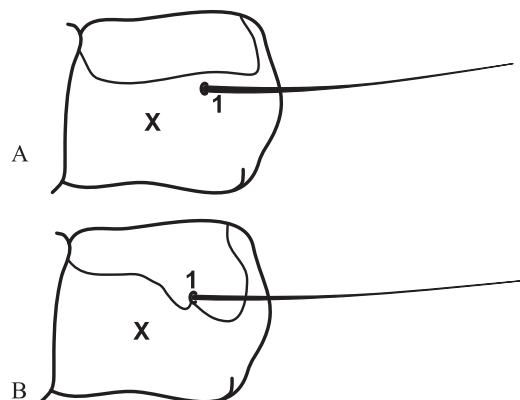


Figura 5.21

- 11(10') Seta 1, 2-P, insertadas o no en tubérculos separados; seta 1-X, insertada en la silla de montar, en o cerca de la margen ventral (Figura 5.22 A); brazo lateral de la placa mediana espiracular muy corto (Figura 5.23A); índice clipeal aproximadamente de 1.67 *aquasalis*
- 11' Seta 1, 2-P, insertadas en tubérculos separados; seta 1-X, no insertada en la silla de montar (Figura 5.22B); brazo lateral de la placa mediana espiracular moderadamente largo (Figura 5.23B); índice clipeal varía entre 0.8 y 1.9 *oswaldoi & konderi*

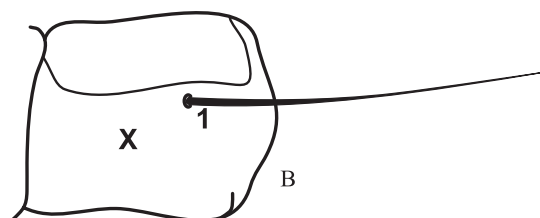
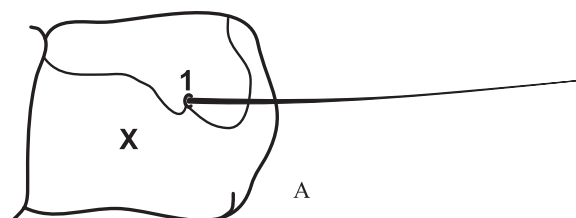


Figura 5.22

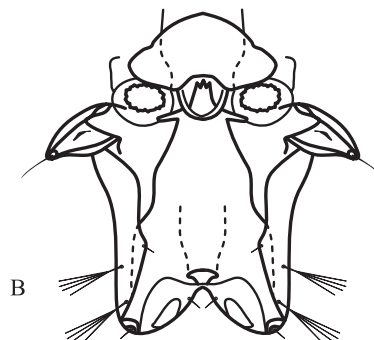
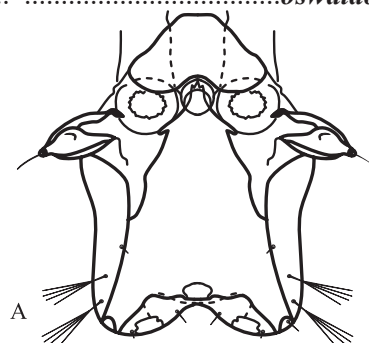


Figura 5.23

12(9') Brazo lateral de la placa mediana espiracular largo, dirigido lateralmente hasta la abertura del espiráculo (Figura 5.24A); seta 1-P con 15- 20 hojillas lanceoladas angostas a muy angostas (Figura 5.25A)

..... *triannulatus*

12' Brazo lateral de la placa mediana espiracular corta a moderadamente larga; si algo larga, no alcanza la abertura del espiráculo (Figura 5.24 B-C); seta 1-P, generalmente con 9-16 hojillas lanceoladas angostas o anchas (Figura 5.25B) **13**

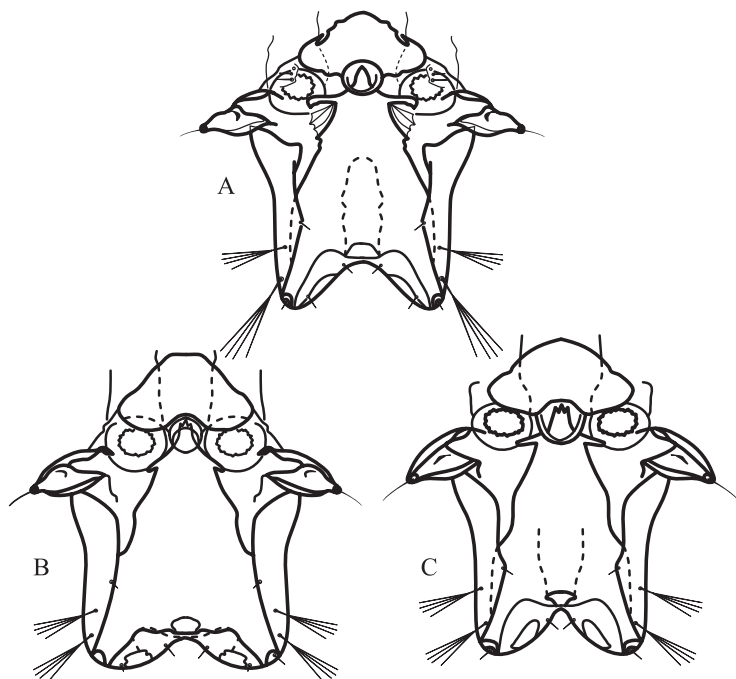


Figura 5.24

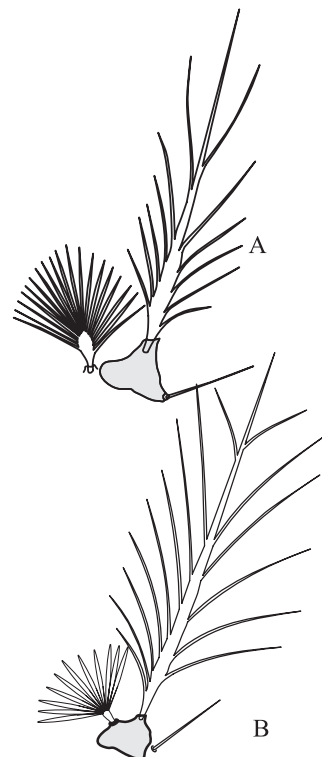


Figura 5.25

13(12') Seta 4-C simple (Figura 5.26A), o 2-4 furcada (Figura 5.26B), generalmente se extiende hasta cerca de o más allá de la base de 2-C..... **14**

13' Seta 4-C variadamente ramosa, corta, generalmente no se extiende hasta la base de 2-C (Figura 5.27A,B)

..... **15**

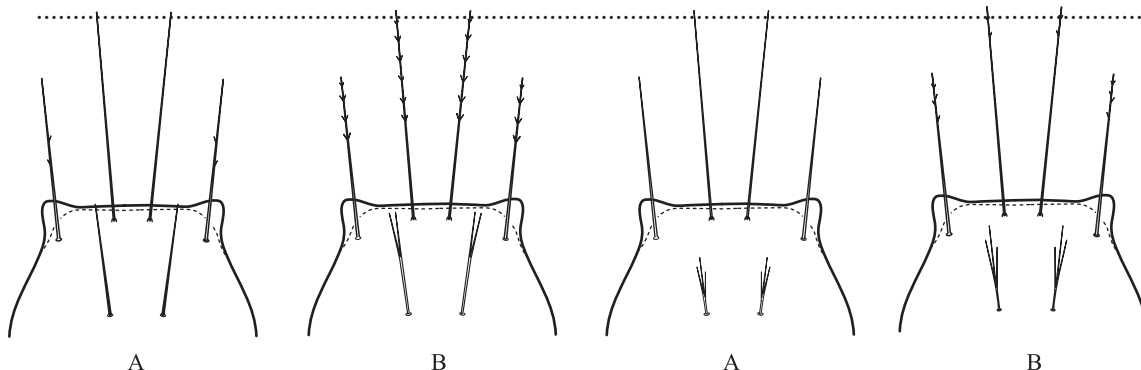


Figura 5.26

Figura 5.27

- 14(13) Seta 0-II corta, aproximadamente 0.5, o menos, la longitud de las hojillas de 1-II, simple a triple (Figura 5.28); seta 4-C, 0.7-1.0 la longitud de 3-C; índice clipeal aproximadamente 1.25 *trinkae*
- 14' Seta 0-II subigual o más larga que la longitud de las hojillas de 1-II, con 5 a 8 ramas (Figura 5.29); 4-C, 0.3-0.6 la longitud de 3-C; índice clipeal varía de 1.0 a 1.3 *nuneztovari*

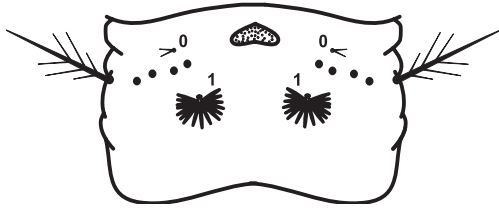


Figura 5.28

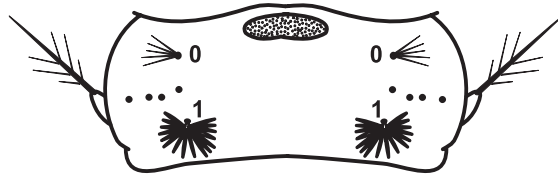


Figura 5.29

- 15(13') Seta 1-P con 14-19 hojillas, algunas traslapándose con otras de 1-P del lado opuesto (Figura 5.30); índice clipeal, 0.76-1.33 *marajoara*
- 15' Seta 1-P con 8-14 hojillas, no se traslapan con las de 1-P del lado opuesto (Figura 5.31); índice clipeal de aproximadamente 1.7 16

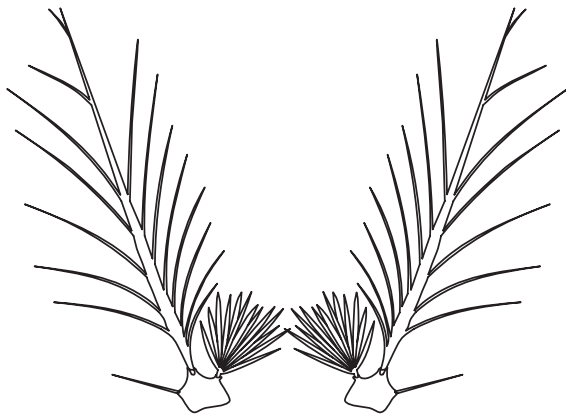


Figura 5.30

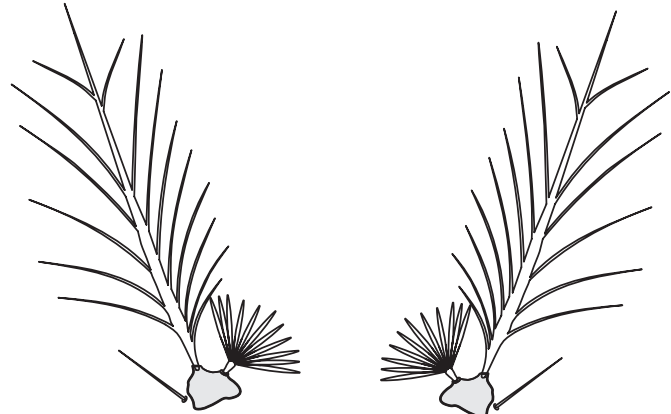


Figura 5.31

- 16(15') Seta 2-III, 1.5-2.0 la longitud de las hojillas de 1-III (Figura 5.32) *rangeli*
- 16' Seta 2-III, más larga que 2.0 la longitud de las hojillas de 1-III (Figura 5.33) *evansae*

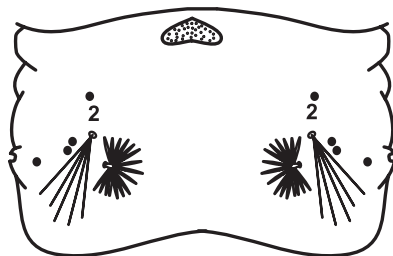


Figura 5.32

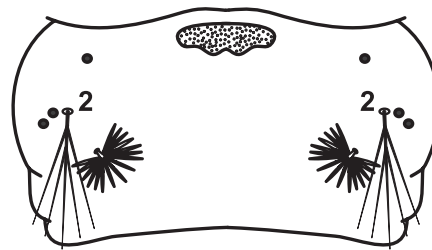


Figura 5.33

- 17(1') Setae 1-III-VII con ramas filiformes poco desarrolladas (Figura 5.34)18
 17' Setae 1-III-VII con hojillas lanceoladas muescadas (Figura 5.35).....20

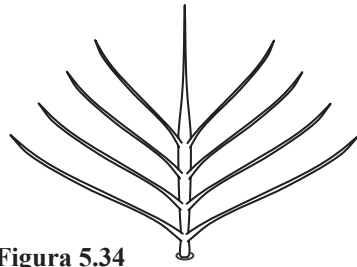


Figura 5.34

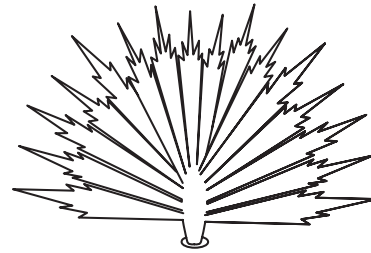


Figura 5.35

- 18(17) Seta 1-P simple o con 2-3 ramas en el ápice (Figura 5.36)*thomasi*
 18' Seta 1-P con 6-14 ramas (Figura 5.37)19



Figura 5.36

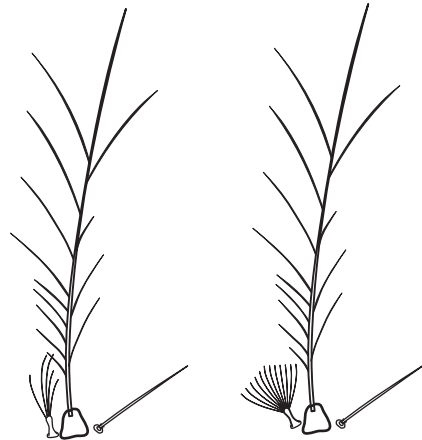


Figura 5.37

- 19(18') Seta 1-P con 6-8 ramas (Figura 5.38)*kompi*
 19' Seta 1-P con 11-14 ramas (Figura 5.39)*nimbus*

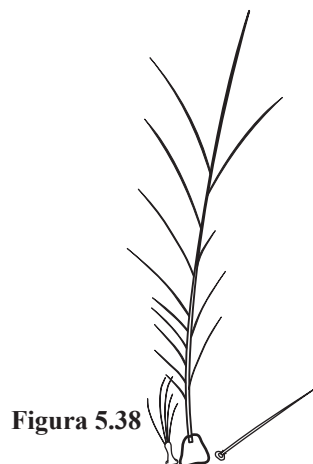


Figura 5.38

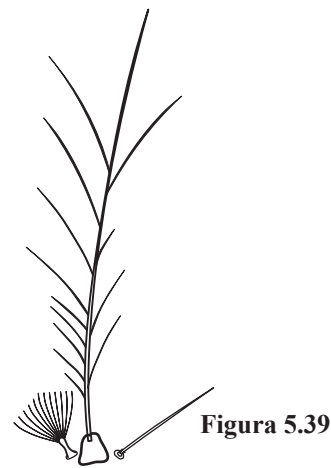


Figura 5.39

- 20(17') Setae 6-IV-V simples (Figura 5.40A), a veces bifurcada después de la base (Figura 5.40B).....21
 20' Setae 6-IV-V ramificadas o ramosa (Figura 5.41).....26

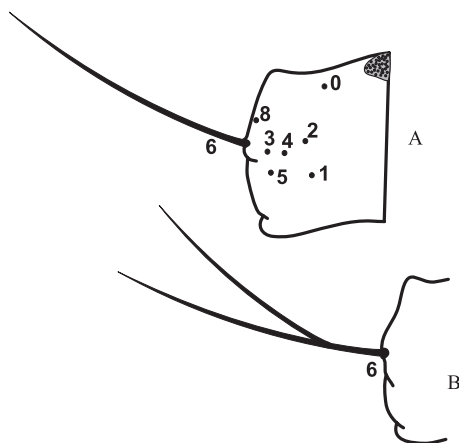


Figura 5.40



Figura 5.41

- 21(20) Seta 3-C simple a trifida (Figura 5.42A); setae 9-12-P simples (Figura 5.43A).....*neomaculipalpus*
 21' Seta 3-C ramificada, con más de 2 ramas (Figura 5.42B); setae 9-12-P variables (Figura 5.43).....22

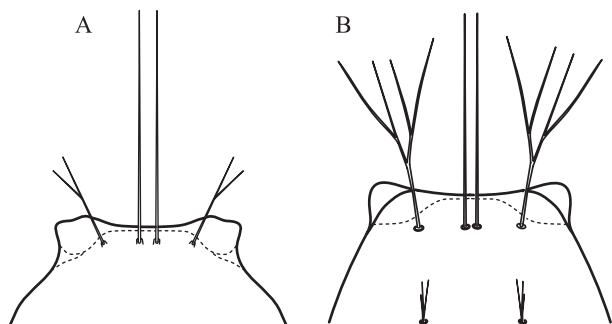


Figura 5.42

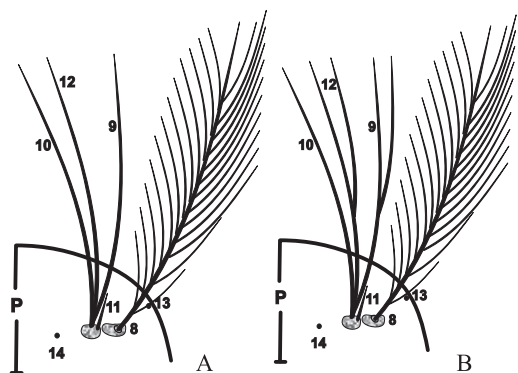


Figura 5.43

- 22(21') Seta 4-A plumosa, más corta que 2-A o 3-A (Figura 5.44), 2-A de ápice aguzado, 3-A de ápice truncado...23
 22' Seta 4-A ramificada, casi tan larga como 2-A o 3-A (Figura 5.45), ápice de 2-A y 3-A variable24

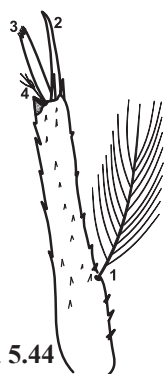


Figura 5.44

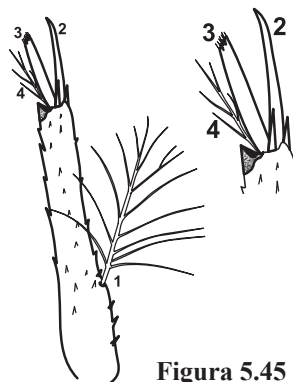
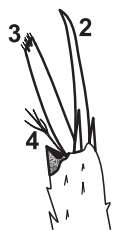


Figura 5.45

- 23(22) 3-C con 14 a 29 ramas; índice clipeal 3.17-4.44 (Figura 5.46) *costai*
 23' 3-C con 5 a 10 ramas; índice clipeal 2.5-3.67 (Figura 5.47) *forattinii*

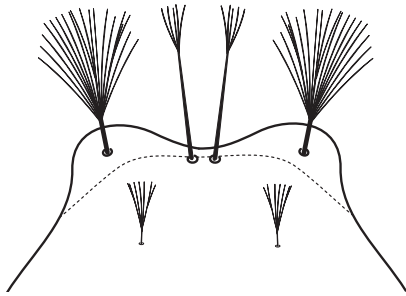


Figura 5.46

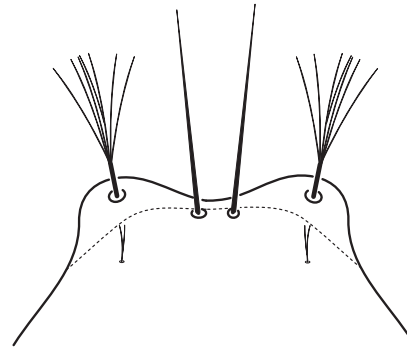


Figura 5.47

- 24(22') Setae 9-12-P simples (Figura 5.48) 25
 24' Por lo menos 2 de las setae 9-12-P no ramificadas (Figura 5.49) *fluminensis*

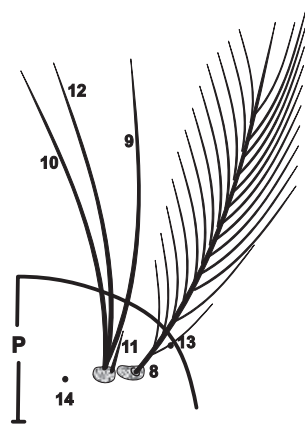


Figura 5.48

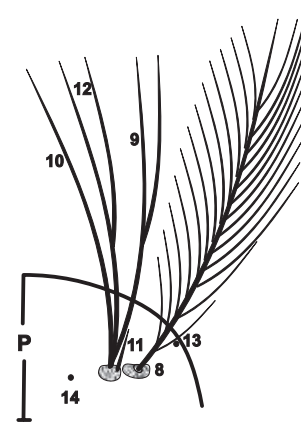


Figura 5.49

- 25(24) Seta 3-C con 1-11 ramas (Figura 5.50A); seta 1-X insertada en un lado de la silla de montar (Figura 5.51A) *punctimacula & calderoni*
 25' Seta 3-C con 7-16 ramas (Figura 5.50B); seta 1-X encerrada por un proceso de esclerotización de la silla de montar (Figura 5.51B) *malefactor*

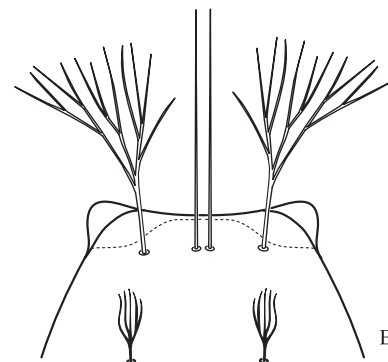
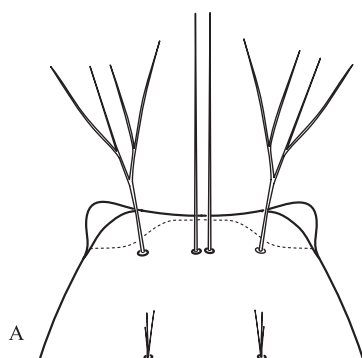
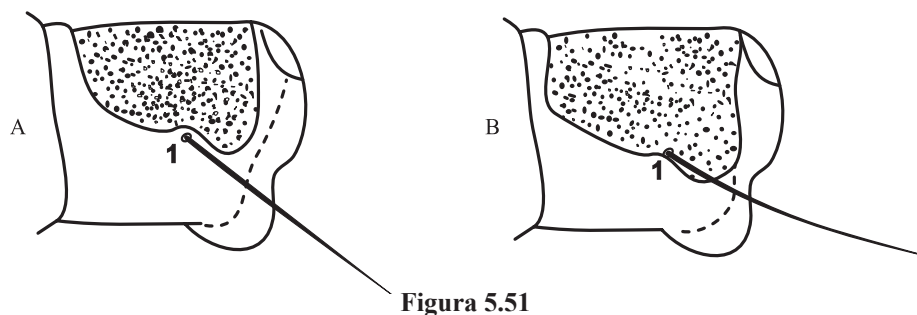


Figura 5.50



- 26(20') Seta 2-A o 3-A truncada (Figura 5.52)27
 26' Seta 2, 3-A puntiagudas (Figura 5.53).....28

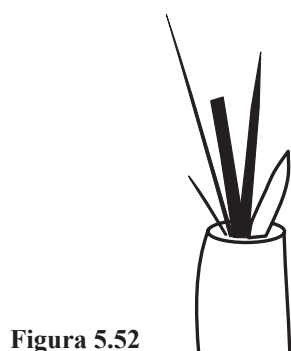


Figura 5.52



Figura 5.53

- 27(26) Seta 3-C con más de 2 ramas (Figura 5.54).....*matogrossensis*
 27' Seta 3-C simple o bifurcada (Figura 5.55)*apicimacula*

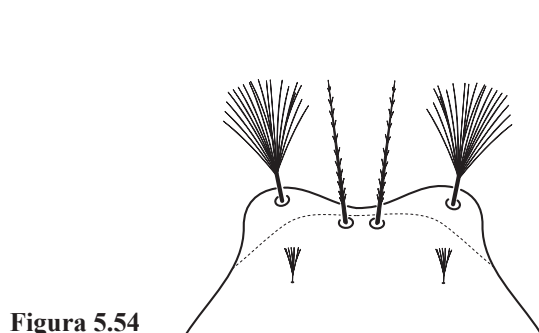


Figura 5.54

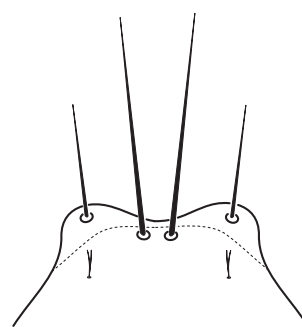


Figura 5.55

- 28(26') Lóbulo posterior de la placa espiracular con espina larga (Figura 5.56).....*pseudopunctipennis*
 28' Lóbulo posterior de la placa espiracular sin espina larga (Figura 5.57).....29

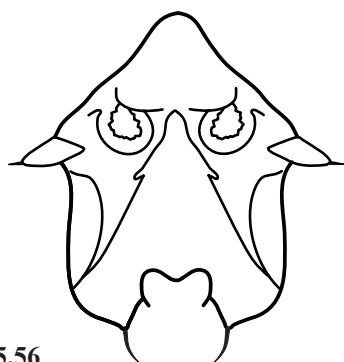


Figura 5.56

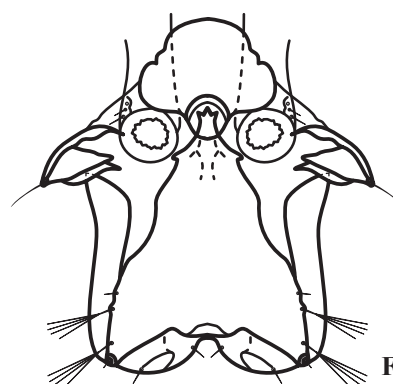


Figura 5.57

- 29(28') Seta 1-I palmeada, con número de hojillas generalmente reducido y ápice corto a filamentosos (Figura 5.58).....**30**
- 29' Seta 1-I no palmeada (Figura 5.59)**35**

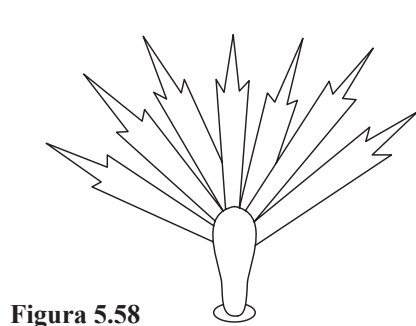


Figura 5.58

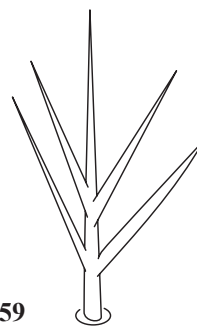


Figura 5.59

- 30(29) Seta 3-C, bi a multirramosa (Figura 5.60A-B); 4-C grande y ramosa**31**
- 30' Seta 3-C simple o con ramas laterales escasas (Figura 5.61); 4-C variable.....**33**

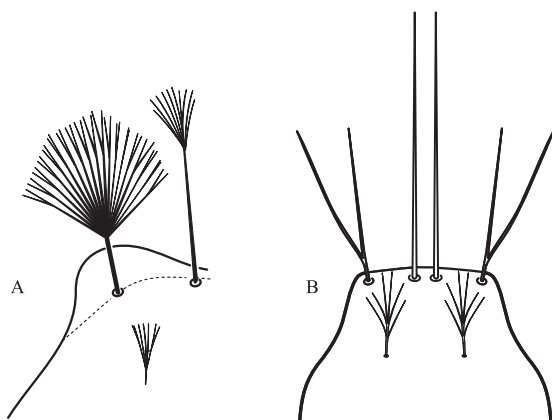


Figura 5.60

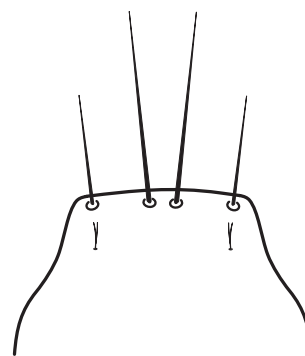


Figura 5.61

- 31(30) Seta 3-C biramosa desde cerca de la base; seta 4-C grande, con 6-10 ramas (Figura 5.62); setae 6-IV-V ramosa.....***vargasi***
- 31' Seta 3-C con 6-24 ramas; seta 4-C variable; setae 6-IV-V bifidas o trifidas desde la base (Figura 5.63).....**32**

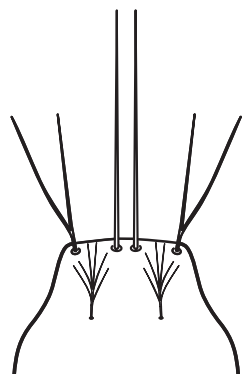


Figura 5.62

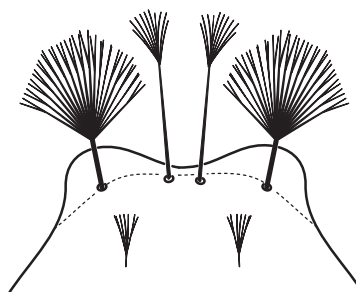


Figura 5.63

- 32(31') Seta 3-C con 6 a 10 ramas producto de ramificaciones dicotómicas; 2-C generalmente simples, a veces con pocas ramitas apicalmente (Figura 5.64) *vestitipennis*
- 32' Seta 3-C con 18-24 ramas no ramificadas como el anterior; seta 2-C simple y aciculada o con más de nueve ramas en el tercio apical (Figura 5.65)..... *shannoni*

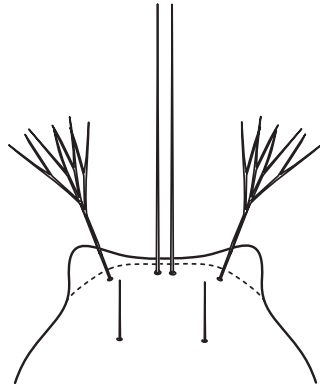


Figura 5.64

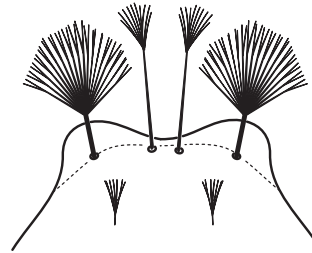


Figura 5.65

- 33(30') Seta 3-C simple o bífida (Figura 5.66A,B); 4-C pequeña, simple o con 2-3 ramas **34**
- 33' Setae 2,3-C con ramas laterales escasas (Figura 5.67); 4-C larga, alcanza la base de 2,3-C, con más de 3 ramas..... *oiketorakras*

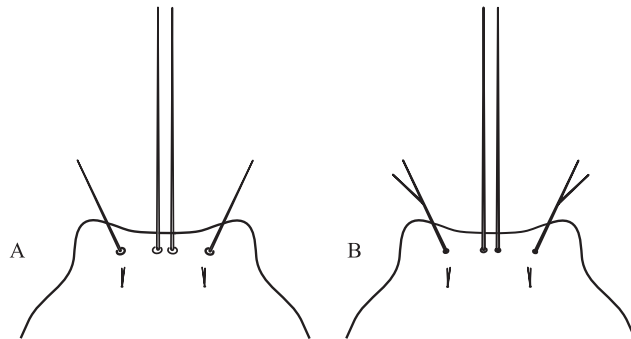


Figura 5.66

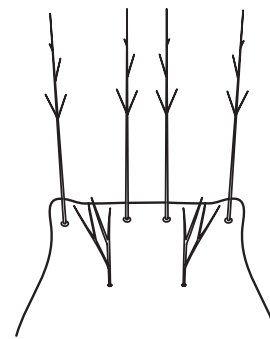


Figura 5.67

- 34(33') Hojillas de las setae 1-II abdominal, en adelante, con filamento apical largo (Figura 5.68)..... *gilesi*
- 34' Hojillas de las setae 1-II abdominal, en adelante, con filamento apical corto (Figura 5.69)..... *squamifemur*



Figura 5.68



Figura 5.69

- 35(29') Seta 3-C simple (Figura 5.70) *eiseni*
 35' Seta 3-C con más de 30 ramas (Figura 5.71)..... *peryassui*

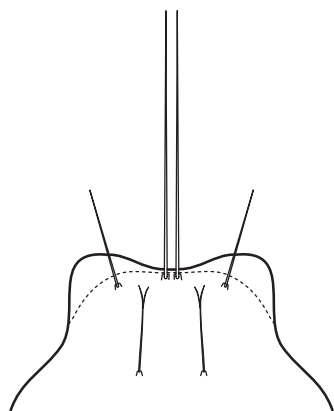


Figura 5.70

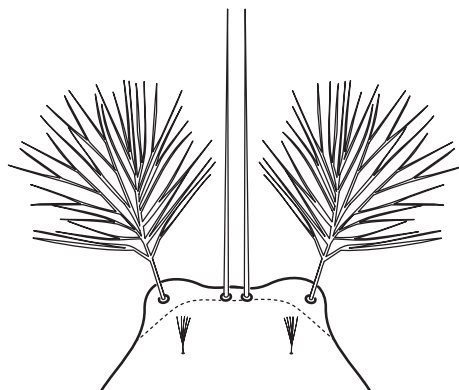


Figura 5.71

- 36(2') Setae 1-III-VII grande, con hojillas lanceoladas moderadamente largas a largas (Figura 5.72)37
 36' Setae 1-III-VII pequeña, con hojillas puntiagudas o truncadas (Figura 5.73).....38

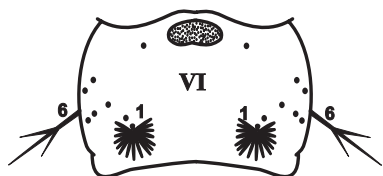


Figura 5.72

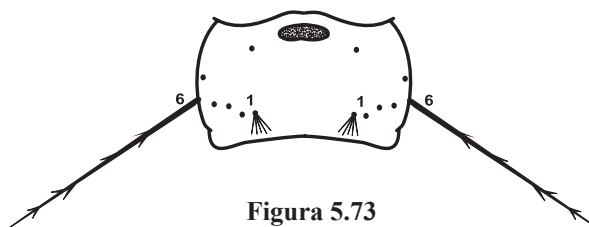


Figura 5.73

- 37(36) Seta 6-VI corta, con una o pocas ramas cerca de la base (Figura 5.74) *bambusicolus*
 37' Seta 6-VI moderadamente larga y ramosa (Figura 5.75)..... *cruzii*

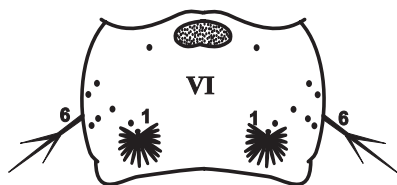


Figura 5.74

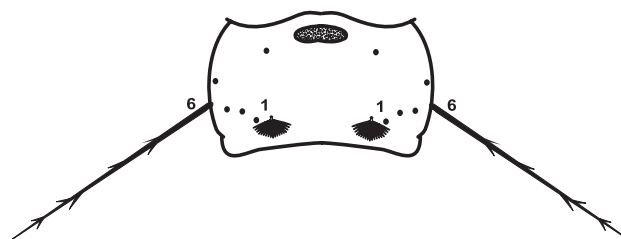


Figura 5.75

- 38(36') Dientes del pecten largos, con espínulas marginales, extendidas hasta el ápice (Figura 5.76).....**39**
 38' Dientes del pecten alternadamente largos y cortos; espínulas restringidas a una de las márgenes (Figura 5.77).....**41**

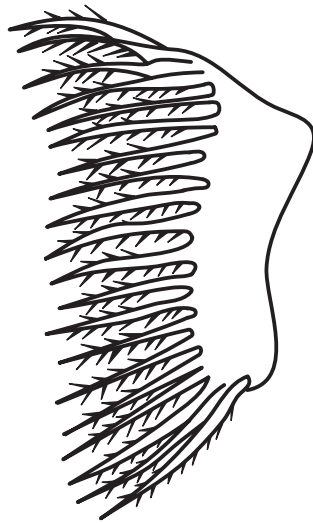


Figura 5.76

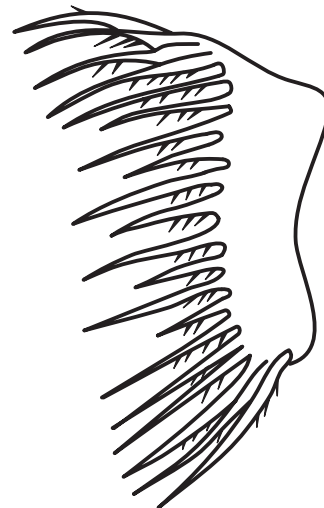


Figura 5.77

- 39(38) Seta 6-VI larga, plumosa, similar a 6-III-V (Figura 5.78A); seta 1-VII palmata (Figura 5.79A).....
*neivai*
 39' Seta 6-VI moderadamente larga, con unas pocas ramas largas en la porción basal, diferente a 6-III-V (Figura 5.78B); seta 1-VII no palmata, de ramas filiformes (Figura 5.79B).....**40**

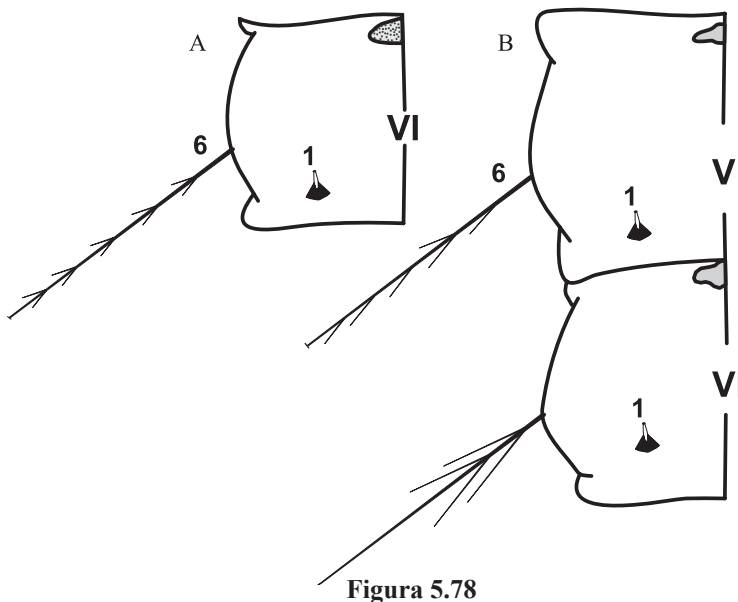


Figura 5.78

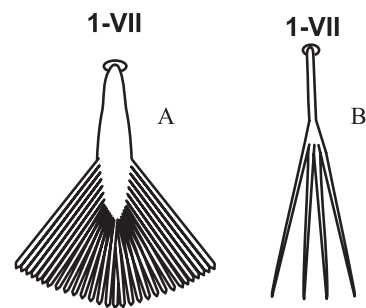


Figura 5.79

- 40(39') Seta 3-C gruesa, moderadamente larga, cerca de 0.5 la longitud de 2-C (Figura 5.80A); 11-P bien desarrollada y larga (Figura 5.81A) *pholidotus*
- 40' Seta 3-C corta y gruesa, fusiforme, menos de 0.5 la longitud de 2-C (Figura 5.80B); 11-P bien desarrollada pero corta (Figura 5.81B)..... *lepidotus*

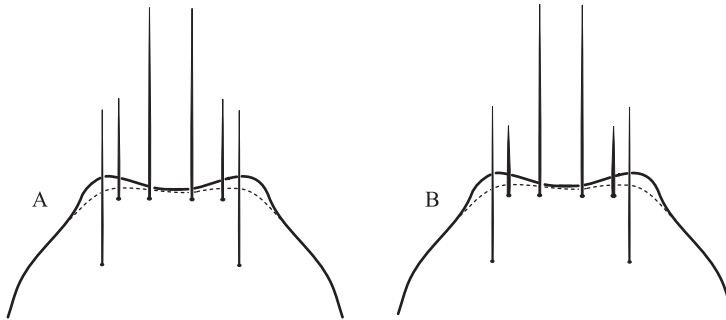


Figura 5.80

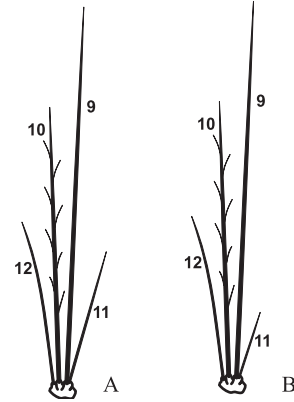


Figura 5.81

- 41(38') Seta 5-II-V con ramas únicamente cerca de la base (Figura 5.82A); 4-A generalmente simple (Figura 5.83A); seta 1-S simple (Figura 5.84A) *homunculus*
- 41' Seta 5-II-V con ramas no restringidas únicamente a su base (Figura 5.82B); 4-A generalmente bifurcada apicalmente (Figura 5.83B); seta 1-S ramificada (Figura 5.84B) *bellator*

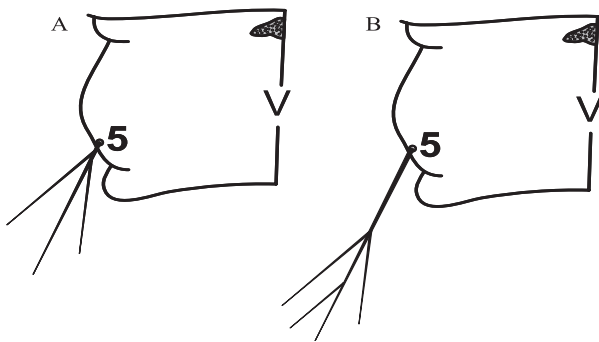


Figura 5.82

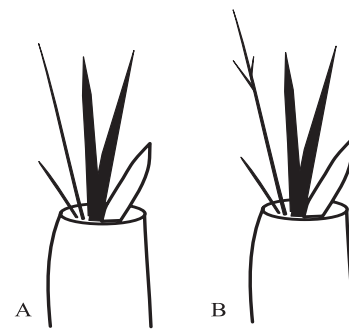


Figura 5.83

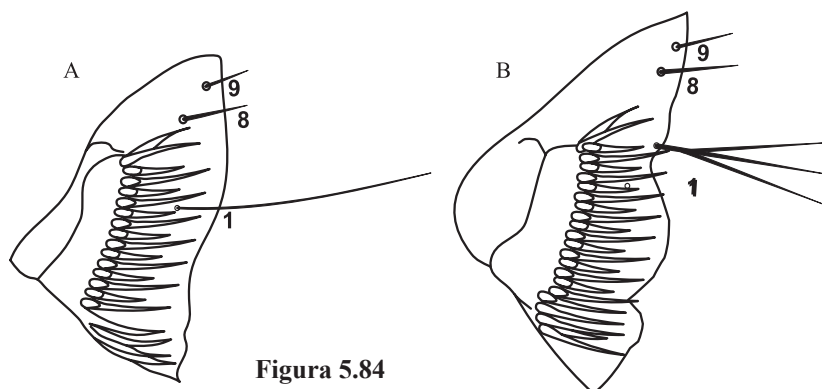


Figura 5.84

42(3) Seta 1 abdominal en los segmentos I-VII; setae 2,3-C con ramas laterales, subiguales (Figura 5.85) ...

42' Seta 1 abdominal en los segmentos II-VII; setae 2,3-C barbata, 3-C más corta que 2-C (Figura 5.86) .

.....*oiketorakras*
.....*parvus*

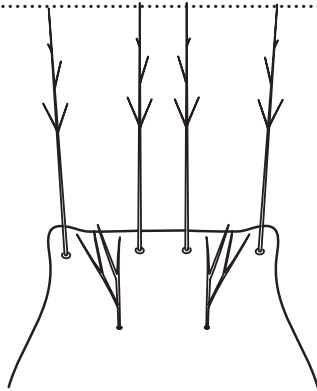


Figura 5.85

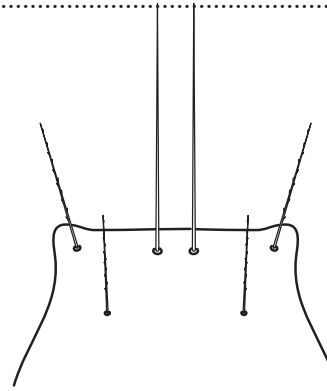


Figura 5.86

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

DESCRIPCIÓN BREVE DE ESPECIES DE *ANOPHELES* DE COLOMBIA (LARVAS)

SUBGÉNERO *KERTESZIA*

Setae 5, 6, 7-C simples o solamente ramificadas en el ápice, cortas a moderadamente largas (Figura 6.1A). Seta 1 abdominal de desarrollo variable (Figura 6.1B). 1-I puede ser, o no, palmeada (Figura 6.1C).

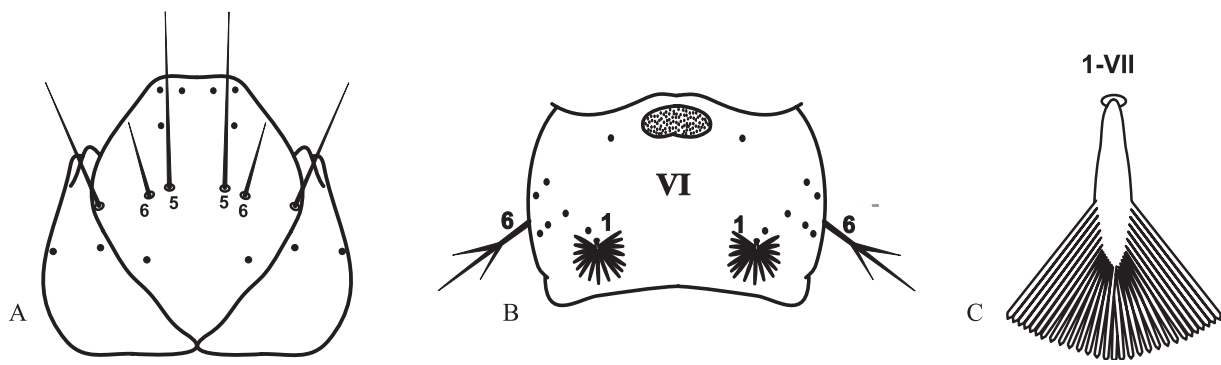


Figura 6.1. Características diagnósticas del subgénero *Kerteszia*. A. Setae frontales, B. VI segmento abdominal, C. Seta 1 del VII segmento abdominal.

ANOPHELES BAMBUSICOLUS

Cabeza

Seta 3-C moderadamente larga, no fusiforme, escasamente o más gruesa que 2-C.

Seta 4-C más débil que 2-C.

Setae 2, 3-A cortas a moderadamente largas, subiguales en longitud.

Tórax

Seta 11-P poco desarrollada, corta.

Abdomen

Setae 1-I, VII con numerosas ramas simples, subpalmeadas, con numerosas hojillas débilmente aplanadas o palmeadas, suavemente marginadas y a veces truncadas.

Setae 1-II-VI grandes, con hojillas lanceoladas largas.

Seta 6-VI corta, con una pocas ramas largas cerca de la base o cortas distalmente, diferentes a las de 6-III-V.

ANOPHELES BOLIVIENSIS

No se conoce descripción de este estado, Komp & Osorno (1936) hicieron una descripción que, de acuerdo con Zavortink (1973), corresponde a *An. lepidotus*.

ANOPHELES HOMUNCULUS

Cabeza

Seta 3-C moderadamente larga, no fusiforme.

Seta 4-C tan fuerte como o más que 2-C.

Setae 5, 6, 7-C simples o bifurcadas.

Setae 2, 3-A moderadamente largas a largas, subiguales en longitud.

Tórax

Seta 11-P fuertemente desarrollada, larga.

Abdomen

Seta 1-I, VII palmeada.

Seta 1-III-VI con hojillas lanceoladas, moderadamente largas, moderadamente anchas, suavemente marginadas, puntudas.

Seta 6-VI moderadamente larga a larga; seta 1-III-VII pequeña, con hojillas puntiagudas o truncadas.

Dientes del pecten alternadamente largos y cortos; espínulas restringidas a una de las márgenes.

Seta 5-II-V con ramas únicamente cerca de la base; 4-A generalmente simple; seta 1-S simple.

ANOPHELES BELLATOR

Cabeza

Seta 3-C moderadamente larga no fusiforme, débilmente más fuerte que 2-C.

Seta 4-C tan fuerte como o más que 2-C.

Setae 5, 6, 7-C simples.

Seta 2, 3-A largas, subiguales en longitud.

4-A generalmente bifurcada apicalmente.

Tórax

Seta 11-P moderada a fuertemente desarrollada, moderadamente larga a larga.

Abdomen

Setae 1-I, VII, palmeadas, con hojillas setosas pequeñas.

Setae 1-III-VI palmeadas, con hojillas lanceoladas, suavemente marginadas y puntiagudas.

Seta 6-VI larga, plumosa, similar a 6-III-V.

Dientes del pecten alternadamente largos y cortos; espínulas restringidas basalmente a una de las márgenes.

Setae 5-II-V plumosas, con ramas no restringidas únicamente a su base.

Seta 1-S generalmente ramificada.

ANOPHELES NEIVAI

Cabeza

Seta 3-C moderadamente larga, no fusiforme, tan fuerte como o débilmente más fuerte que 2-C.

Seta 4-C escasamente menos desarrollada que 2-C.

Setae 5, 6, 7-C simples, moderadamente largas a largas.

Setae 2, 3-A subiguales en longitud, 4-A generalmente simples.

Tórax

Seta 11-P fuertemente desarrollada, larga.

Abdomen

Seta 1-I no palmeada.

Seta 1-III-VII palmeadas, pequeñas, puntiagudas o romas.

Seta 5-II-V generalmente ramificada cerca de la base.

Seta 5-VII corta a moderadamente larga.

Seta 6-VI larga, plumosa, similar a 6-III-V.

Dientes del pecten largos, generalmente con espínulas marginales en ambos lados, extendidas hasta el ápice.

ANOPHELES PHOLIDOTUS**Cabeza**

Seta 3-C gruesa, moderadamente larga, cerca de 0.5 la longitud de 2-C.

Seta 4-C más débil que 2-C.

Setae 5, 6, 7-C simples, moderadamente largas a largas.

Seta 2-A moderadamente larga, 3-A larga, 4-A generalmente simple.

Tórax

Seta 11-P fuertemente desarrollada y larga.

Abdomen

Setae 1-III-VII pequeña, con hojillas cortas, estrechas a moderadamente anchas, puntudas o truncadas.

Seta 1-VII no palmata, de ramas filiformes.

Setae 5-II-V generalmente ramosas cerca de la base, 5-VII corta a moderadamente larga.

Seta 6-VI moderadamente larga, con unas pocas ramas largas en la porción basal, diferente a 6-III-V.

Dientes del pecten largos, con espínulas marginales en ambos lados, generalmente extendidas hasta cerca del ápice.

ANOPHELES LEPIDOTUS

En términos generales, es similar a *An. pholidotus* (Zavortink, 1973).

Cabeza

Seta 2-C simple y larga.

Seta 3-C corta, fuertemente desarrollada, menor que 0.5 la longitud de 2-C.

Setae 5, 6, 7-C simples.

Tórax

Seta 11-P poco desarrollada.

Abdomen

Seta 1-II-VII palmeada, con elementos lanceolados de extremo agudo.

Seta 5-II-V claramente plumosa, 5-VII corta.

Seta 6-VI moderadamente larga, con unas pocas ramas largas en la porción basal, diferente a 6-III-V.

Aparato espiracular con pecten simple, con dientes largos, aguzados uniformes, con espínulas en ambos lados, extendidas hasta el ápice.

ANOPHELES CRUZII

Wilkerson & Peyton (1991) realizaron la descripción de larvas y pupas; de ellos los siguientes caracteres:

Cabeza

Seta 2-C, 0.90-1.31 la longitud de la antena, algunas veces con acicalas esparcidas.

Seta 3-C, 0.52-0.68 la longitud de 2-C.

Seta 4-C casi tan larga como 2-C.

Setae 5, 7-C aciculatas.

Tórax

Setae 9, 10-P, M, T aciculatas o dispersamente aciculatas.

Abdomen

Setae 1-I-VII palmeadas, relativamente pequeñas y escasamente desarrolladas en I, hojillas moderadamente anchas.

Seta 5-II-VI bien desarrollada, multiramosa.

Seta 6-III-VI aciculada, de casi igual desarrollo.

Dientes del pecten subiguales en longitud, basalmente con espínulas finas.

Seta 1-S simple.

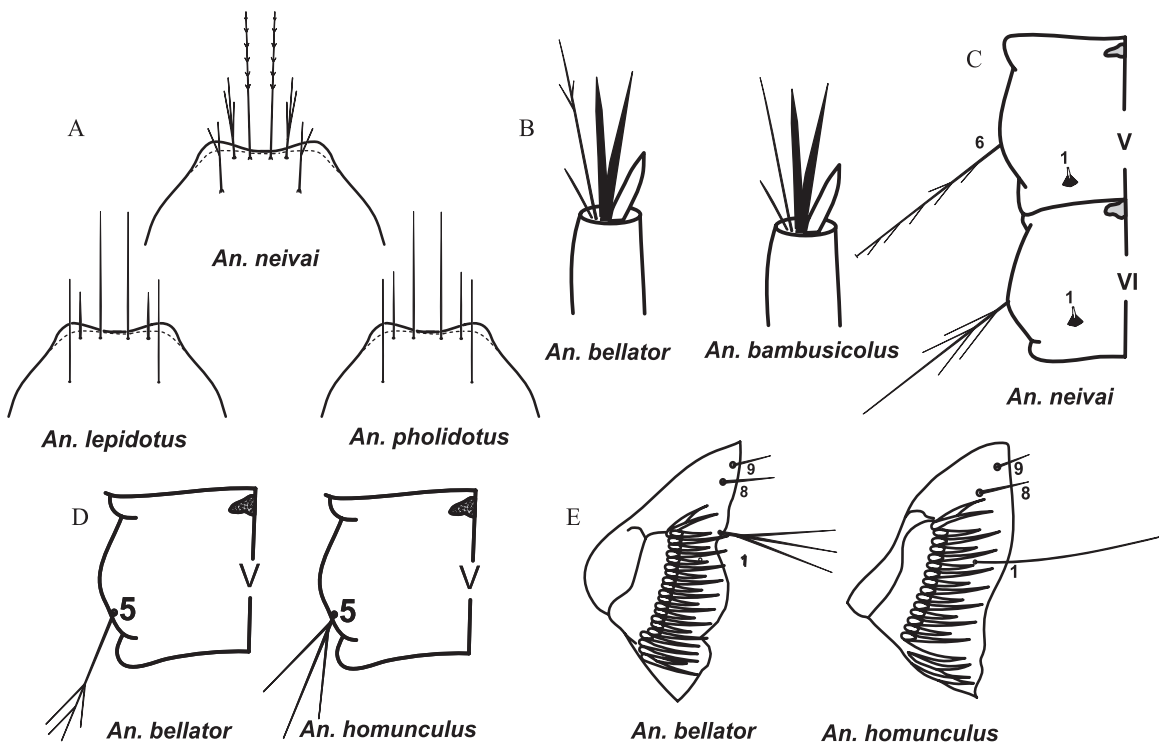


Figura 6.2. Especies del subgénero *Kerteszia*. A. Setae clipeales, B. Antenas, C. Seta 6 del V y VI segmento abdominal, D. Seta 5 del V segmento abdominal, E. Pecten.

SUBGÉNERO *LOPHOPODOMYIA*

Setae 5, 6, 7-C plumosas (ramosas).

Seta 6-VI presente.

Seta 6-IV-VI ramosa.

Seta 1 palmeada, generalmente presente en los segmentos I-VII.

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas muescadas.

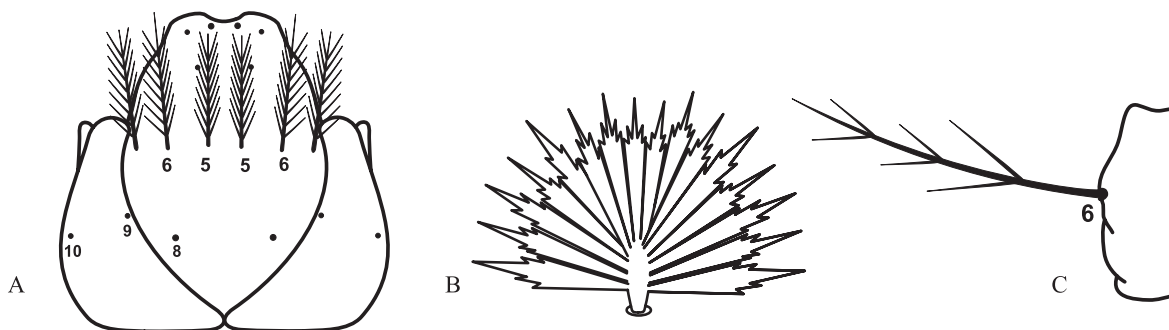


Figura 6.3. Caracteres diagnósticos de *An. (Lophopodomyia)*.
A. Setae frontales, B. Seta 1-III-VII, C. Seta 6-VI.

ANOPHELES GILES

Cabeza

Seta 2-C larga y simple.

Seta 3-C corta, menor que 0.3 la longitud de 2-C, generalmente apicalmente bífida.

Índice clipeal varía de 3.0 a 4.0.

Seta 4-C muy pequeña, generalmente bífida, a veces simple o trífida.

Seta 2, 3-A puntiaguda.

Abdomen

Seta 1 presente en los segmentos I-VII.

Seta 1-I, VII más pequeñas.

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas muescadas, III y IV más grandes con hojillas anchas, serradas cerca al ápice, ápice filamentosos.

Hojillas de las seta 1-II abdominal en adelante con filamento apical largo.

ANOPHELES SQUAMIFEMUR

Cabeza

Setae 2, 3-C simples.

Seta 2-C aproximadamente dos veces la longitud de 3-C.

Seta 4-C corta, inconspicua.

Setae 2, 3-A claramente puntiagudas.

Seta 4-A simple.

Tórax

Únicamente 2-P con tubérculo basal diferenciable.

Seta 1-P con 10-11 ramas.

Seta 3-P simple, aproximadamente 0.5 la longitud de 1-P.

Setae 9-12 en tubérculo común, 9, 11-P ramosas, 10, 12-P simples, subiguales en longitud.

Abdomen

Seta 1-I palmeada, con 9-12 hojillas.

Seta 1-II-VII con hojillas bien desarrolladas, lanceoladas muescadas, con filamento apical corto y puntiagudo.

Lóbulo posterior de la placa espiracular sin aletas laterales.

ANOPHELES OIKETORAKRAS**Cabeza**

Setae 2, 3-C largas y subiguales, con ramas laterales.

Seta 4-C larga, con ramas laterales esparcidas, alcanza o sobrepasa la base de 2-C o 3-C.

Abdomen

Seta 1 en los segmentos I-VII, seta 1-I rudimentaria y con tres hojillas insertadas en su tallo.

Seta 1-III-VII con hojillas anchas, lanceoladas, subapicalmente dentadas.

ANOPHELES VARGASI**Cabeza**

Seta 2-C simple, larga.

Seta 3-C biramosa, mucho más corta que 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 2.5.

Seta 4-C grande, con 6-10 ramas.

Setae 2, 3-A puntiagudas.

Tórax

Seta 1-P con 10 a 17 ramas.

Seta 2-P larga, aproximadamente dos veces el largo de 1-P.

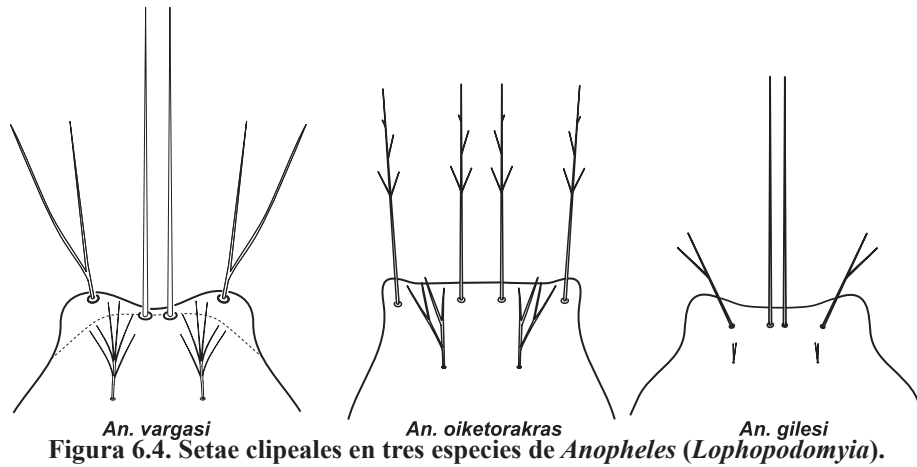
Seta 3-P simple.

Abdomen

Seta 1-I muy pequeña, palmeada, con 4 a 7 ramas pequeñas.

Seta 1-III-VII grande, como roseta, con hojillas lanceoladas muescadas.

Lóbulo posterior de la placa espiracular sin aletas laterales.



SUBGÉNERO *STETHOMYIA*

Lóbulo espiracular anterolateral con proceso elongado anillado (Figura 6.5).

Espiráculos ampliamente separados, en la base del proceso elongado.

Seta 1 abdominal vestigial o ausente.

Setae 5, 6, 7-C largas, escasamente plumosas.

Seta 6-IV-V con desarrollo variable, generalmente simple con pocas ramas laterales.



Figura 6.5. Placa espiracular de *An. (Stethomyia) kompi* (Redibujado de Komp, 1942).

ANOPHELES KOMPI

Cabeza

Seta 2-C mucho más gruesa y larga que 3-C, débilmente ramificada.

Seta 3-C simple a escasamente ramificada, aproximadamente 0.6 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 0.5.

Seta 4-C simple a bífida, alcanza la base de 3-C, fuertemente separadas, casi en línea con 3-C.

Setae 2, 3-A puntiagudas, largas.

Seta 4-A pequeña, con 2-3 ramas.

Tórax

Setae 1-3-P no originadas en un área esclerotizada común.

Seta 1-P muy corta, con base gruesa y aproximadamente 6-8 ramas terminales.

Seta 2-P muy alargada, sobrepasa la base de la antena, delgada, ramosa.

Seta 3-P simple, corta.

Abdomen

Seta 1-III-VII con ramas filiformes poco desarrolladas.

Seta 6-IV-V simple, con pocas ramas laterales.

ANOPHELES THOMASI

Cabeza

Seta 2-C mucho más gruesa y larga que 3-C, débilmente ramificada.

Seta 3-C simple a escasamente ramificada, aproximadamente 0.6 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 0.5.

Tórax

Setae 1-3-P no originadas en un área esclerotizada común.

Seta 1-P muy corta, con base gruesa y 3 ramas terminales.

Seta 2-P muy alargada, sobrepasa la base de la antena, delgada, ramosa.

Seta 3-P simple, corta.

Abdomen

Seta 1-III-VII con ramas filiformes poco desarrolladas.

ANOPHELES NIMBUS

Cabeza

Seta 2-C mucho más gruesa y larga que 3-C, débilmente ramificada.

Seta 3-C simple a escasamente ramificada, aproximadamente 0.6 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 0.5.

Setae 2, 3-A puntiagudas, largas.

Seta 4-A pequeña, con cuatro ramas.

Tórax

Setae 1-3-P no originadas en un área esclerotizada común.

Seta 1-P muy corta, con base gruesa y 11-14 ramas terminales.

Seta 2-P muy alargada, sobrepasa la base de la antena, delgada, ramosa.

Seta 3-P simple, corta.

Abdomen

Seta 1-III-VII con ramas filiformes poco desarrolladas.

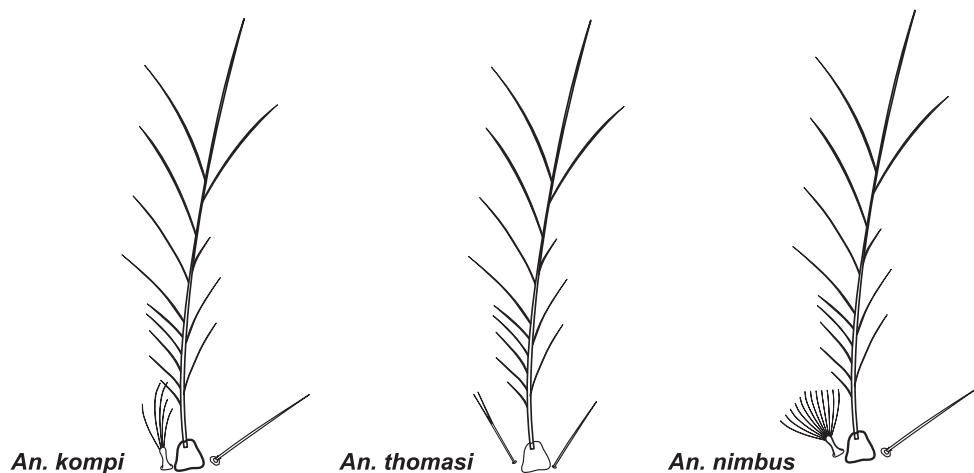


Figura 6.6. Seta 1-2-3-P de *Anopheles (Stethomyia)* (Redibujadas de Komp, 1942).

SUBGÉNERO ANOPHELES

Seta 6-VI generalmente ausente; si están presentes, son simples, bífidas o trifidas.

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas dentadas o muescadas cerca del ápice.

Setae 5-7-C largas y ramosas.

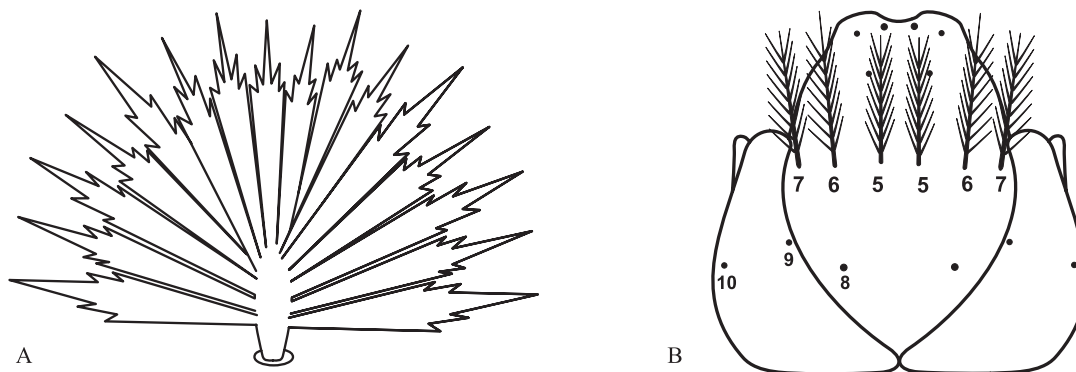


Figura 6.7. Caracteres diagnósticos de *Anopheles (Anopheles)*,
A. Seta 1-III-VII, B. Seta 5-7-C.

SERIE ARRIBALZAGIA

Seta 6-IV-V generalmente simples, bífidas, trifidas o ramificadas,

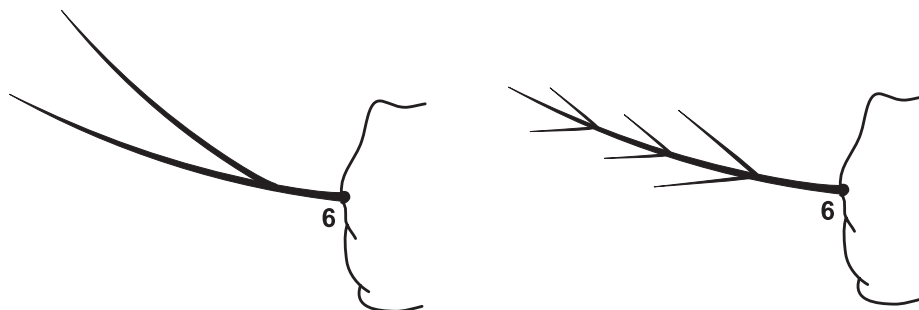


Figura 6.8. Seta 6-IV-V de *Anopheles* (*Anopheles*), serie Arribalzagia.

ANOPHELES PUNCTIMACULA

Cabeza

Seta 2-C generalmente aciculada a lo largo de su parte media.

Seta 3-C generalmente 0.5 la longitud de 2-C, ramificada, con 3-8 ramas.

Seta 4-C simple a trifida.

Seta 1-A larga, con 4 a 16 ramas.

Seta 4-A con 3 a 6 ramas, casi tan larga como 2-A o 3-A.

Seta 3-A puntuda, 2-A truncada en forma angulada y fimbriada.

Tórax

Seta 1-P no palmeada, con 4 a 7 ramas.

Seta 3-P simple.

Setae 9-12-P simples.

Abdomen

Seta 1-I, II reducidas y menos esclerotizadas que 1-III-VII.

Seta 6-IV-V simple.

Seta 6-VI con 2 a 4 ramas.

Seta 1-X insertada por fuera de la silla de montar.

Porción posterior de la silla de montar con numerosas espículas largas.

ANOPHELES MALEFACTOR

Cabeza

Seta 2-C generalmente aciculada a lo largo de su parte media.

Seta 3-C casi tan larga como 2-C, ramificada, con 7-16 ramas.

Seta 4-C con 2 a 4 ramas.

Seta 1-A larga, con 6 a 16 ramas.

Seta 4-A con 3 a 5 ramas, casi tan larga como 2-A o 3-A.

Seta 2-A puntuda, 3-A truncada en forma angulada y fimbriada.

Tórax

Seta 1-P no palmeada, con 3 a 6 ramas.

Seta 3-P simple.
Setae 9-12-P simples.

Abdomen

Seta 1-I, II reducidas y menos esclerotizadas que 1-III-VII.
Seta 6-IV-V simple.
Seta 6-VI con 3 a 7 ramas.
Seta 1-X encerrada por un proceso de esclerotización de la silla de montar.

ANOPHELES CALDERONI

Cabeza

Seta 2-C simple, a veces con aciculae cerca de la parte media.
Seta 3-C con 1 a 11 ramas, casi tan larga o 0.5 la longitud de 2-C.
Seta 4-C con 1 a 4 ramas.
Seta 1-A con 6 a 13 ramas.
Seta 3-A truncada en forma angulada y fimbriada.

Tórax

Seta 1-P no palmeada, con 5 a 10 ramas.
Seta 3-P simple.
Setae 9, 10, 12-P simples.
Seta 11-P con 1 a 4 ramas, usualmente doble.

Abdomen

Seta 1-I, II más pequeña que 1-III-VII.
Seta 6-IV-V con 1 a 3 ramas.
Seta 6-VI con 4 a 9 ramas.
Seta 1-X no encerrada por un proceso de esclerotización de la silla de montar.

ANOPHELES FLUMINENSIS

Cabeza

Seta 3-C ramificada, con más de 2 ramas.
Seta 4-A ramificada, casi tan larga como 2-A o 3-A.

Tórax

Por lo menos 2 de las setae 9-12-P no ramificadas.

Abdomen

Seta 6-IV-V simple.

ANOPHELES MATTOGROSSENSIS

Cabeza

Seta 2-C simple o barbata.
Seta 3-C con más de 2 ramas, como tufo de pelos. Índice clipeal de 2.5.

Seta 4-C ramificada, corta.

Seta 2-A o 3-A truncada.

Tórax

Seta 1-P como tufo palmeado.

Seta 2-P larga y ramificada.

3-C muy corta y simple.

Abdomen

Seta 6-IV-V bífida a trifida.

ANOPHELES PERYASSUI

Cabeza

Seta 2-C simple, bien cerca entre sí.

Seta 3-C como tufo grueso, con más de 50 ramas.

Seta 4-C pequeña, con cinco ramas.

Seta 2, 3-A puntiagudas.

Abdomen

Seta 1-I no palmeada.

Seta 6-IV-V bífida a trifida.

ANOPHELES APICIMACULA

Cabeza

Seta 2-C larga, delgada, simple, próximos entre sí.

Seta 3-C simple, aproximadamente 0.5 la longitud de 2-C, ampliamente separadas de 2-C.

Seta 4-C corta, generalmente simple, a veces ramificada.

Seta 2, 3-A largas, 2-A puntiaguda, 3-A oblicuamente truncada, con extremo fimbriado.

Tórax

Seta 1-3-P no se originan en un área esclerotizada común.

Seta 1-P ramoso, aproximadamente 0.5 la longitud de 2-P.

Seta 2-P larga, fuertemente ramosa.

Seta 3-P simple y corta.

Abdomen

Seta 1-I-VII palmeada, 1-I-II más pequeña, inconspicuas.

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas muescadas, cortas, anchas, con extremo transparente, puntudo.

Seta 6-IV-V, varía de bífida a trifida.

ANOPHELES FORATTINII

Cabeza

Seta 2-C simple o con 2 a 7 ramas en el tercio apical.

Seta 3-C con 5 a 10 ramas; índice clipeal varía de 2.50 a 3.67.

Seta 2-A puntiaguda, 3-A truncada.

Seta 4-A plumosa en cerca de 0.8 apical, más corta que 2-A o 3-A.

Tórax

Seta 1-P simple.

Setae 9, 10, 12-P simples; 11-P simple o doble.

Abdomen

Seta 1-I-II poco desarrollada.

Setae 6-IV-V simples.

Seta 1-X no insertada en la silla de montar.

ANOPHELES COSTAI

Cabeza

Seta 2-C simple o con 2 a 6 ramas en el tercio apical.

Seta 3-C con 14 a 29 ramas.

Índice clipeal varía de 3.17 a 4.44.

Seta 2-A puntiaguda, 3-A truncada.

Seta 4-A plumosa, más corta que 2-A o 3-A.

Tórax

Seta 1-P con 4-6 ramas.

Setae 9, 10, 12-P simples; 11-P simple, a veces doble.

Abdomen

Setae poco desarrollada.

Setae 6-IV-V simples.

Seta 1-X no insertada en la silla de montar.

ANOPHELES VESTITIPENNIS

Cabeza

Seta 2-C simple o con pocas ramitas apicalmente muy juntas.

Seta 3-C con 6 a 10 ramas producto de ramificaciones dicotómicas.

Seta 4-C muy corta, con dos a tres ramas.

Setae 2, 3-A puntudas, largas.

Seta 4-A larga, sobrepasa el ápice de 2, 3-A, generalmente bífida o trifida antes de la parte media.

Tórax

Seta 1-P con pocas ramas laterales.

Seta 2-P ramosa.

Setae 9-12-P simples.

Abdomen

Seta 1-I-VII palmeada, 1-I-II rudimentaria, 1-III-VII bien desarrollada.

Seta 6-IV-V generalmente bífidas o trifidas.

ANOPHELES SHANNONI

Cabeza

Seta 2-C simple y aciculada o con más de nueve ramas en el tercio apical.

Seta 3-C con 18 a 24 ramas.

Índice clipeal varía de 1.67 a 2.79.

Seta 1-A con 7-13 ramas.

Seta 2-A puntiaguda.

Seta 4-A plumosa.

Tórax

Seta 1-P con 2-5 ramas.

Setae 9-12-P simples.

Abdomen

Seta 1-I, II poco desarrollada.

Seta 6-IV-V bífida o trifida.

Seta 1-X no insertada en la silla de montar.

ANOPHELES NEOMACULIPALPUS

Cabeza

Seta 2-C larga y simple

Seta 3-C menor que 0.5 la longitud de 2-C, dividida en el ápice en dos o tres ramas.

Seta 4-C pequeña y simple.

Tórax

Grupo torácico submediano no originado en una base esclerotizada común.

Seta 1-P corta, delgada, aproximadamente 0.5 la longitud de 2-P, con aproximadamente 5 ramitas.

Seta 2-P ramosa.

Seta 3-P simple, un poco más corta que 1-P.

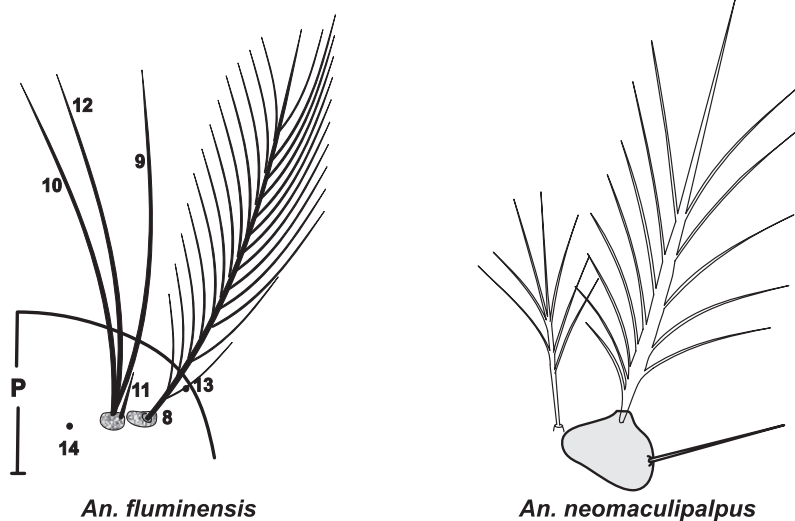


Figura 6.9. *Anopheles* (*Anopheles*), serie Arribalzagia. A. setae 9-12-P, B. setae 1-3-P.

Abdomen

Setae 1-I-II con hojillas lanceoladas suaves, de desarrollo variable, a veces pequeñas y transparentes. Seta 6-IV-V simples, ocasionalmente bífida, 6-VI ausente.

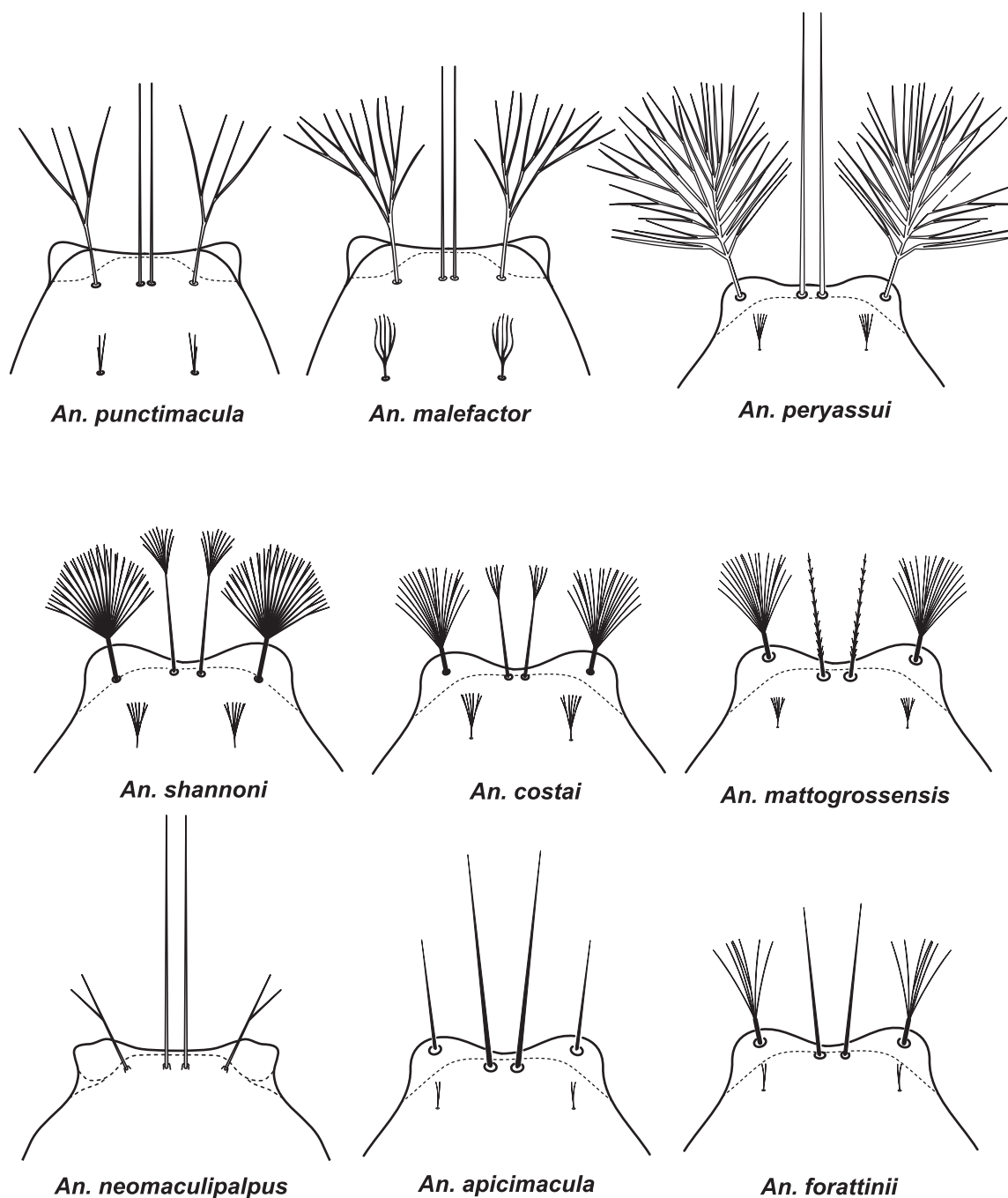


Figura 6.10. Setae clipeales de *Anopheles* (*Anopheles*), serie Arribalzagia.

SERIE ANOPHELES

GRUPO PSEUDOPUNCTIPENNIS

ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS

Cabeza

Seta 2-C larga, simple.

Seta 3-C larga, simple, casi tan larga como 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 2.0.

Seta 4-C larga, simple, llega hasta el tercio apical de 2-C.

Setae 2, 3-A muy largas, puntiagudas.

Seta 4-A larga, excede el ápice de 2, 3-C, generalmente bífida o trifida.

Tórax

Grupo de setae protorácico submediano no se origina en un área esclerotizada común.

Seta 1-P corta, variable, a veces con extremo bífido o claramente bífido o trifido.

Seta 2-P ramosa, más gruesa y larga que 1, 3-P.

Seta 3-P simple, más larga que 1-P.

Abdomen

Seta 1-I, II no palmeada, corta.

Setae 6-IV-V ramificadas.

Lóbulo posterior de la placa espiracular con proceso caudal alargado.

ANOPHELES EISENI

Cabeza

Seta 2-C larga, simple, muy delgada, muy próximos entre sí.

Seta 3-C simple, aproximadamente 0.5 la longitud de 2-C.

Índice clipeal mayor que 2.

Seta 4-C de extremo bífido, larga, alcanza la base de 3-C o 2-C.

Seta 2, 3-A puntiagudas.

Seta 4-A más larga que 2, 3-C, bífida.

Tórax

Grupo de setae protorácico submediano no se origina en un área esclerotizada común.

Seta 1-P ramosa, aproximadamente 0.6 la longitud de 2-P.

Seta 2-P ramosa, más gruesa y larga que 1, 3-P.

Seta 3-P simple, corta.

Abdomen

Seta 1-I no palmeada, rudimentaria y muy pequeña.

Seta 6-IV-V ramificada.

Lóbulo posterior de la placa espiracular sin proceso caudal alargado.

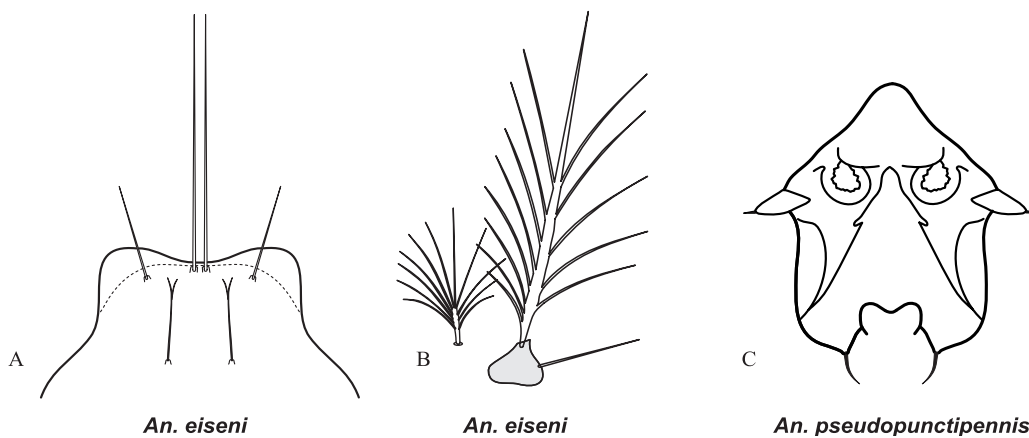


Figura 6.11. *Anopheles* (*Anopheles*), Grupo *Pseudopunctipennis*,
A. Setae clipeales, B. Setae 1-3-P, C. Placa espiracular.

SUBGÉNERO *NYSSORHYNCHUS*

Setae 5-7-C ramosas.

Seta 6-VI presente.

Seta 6-IV-VI, varía de simple (Sección *Albimanus* y *Argyritarsis*) a ramosa (Sección *Myzorhynchella*).

Seta 1 palmeada, generalmente presente en los segmentos I-VII.

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas, suavemente marginadas.

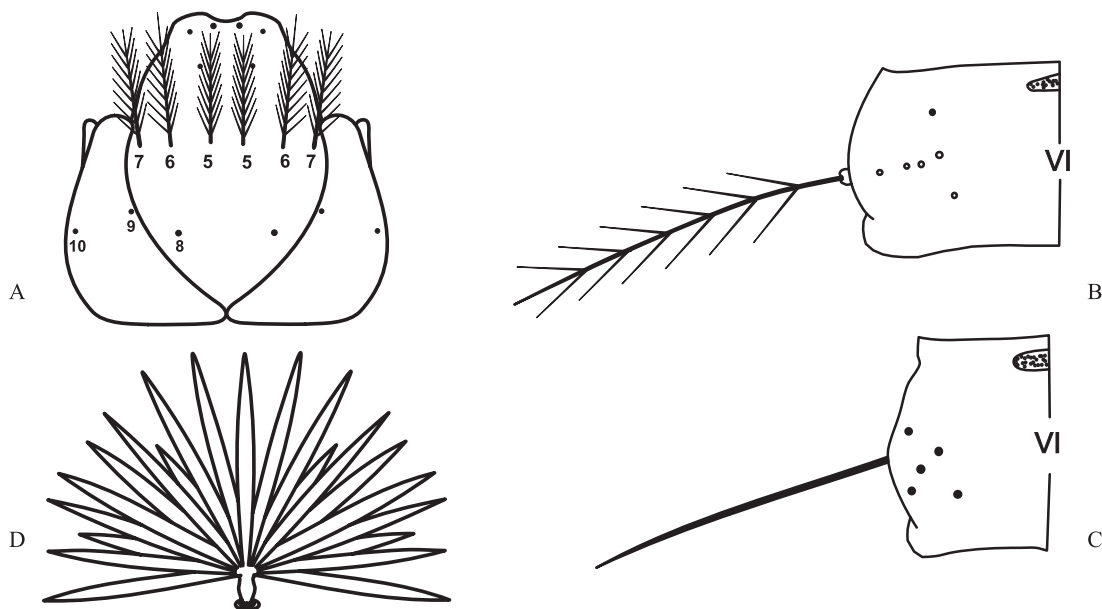


Figura 6.12. Características diagnósticas de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*).
A. Setae 5-7-C, B y C. Setae 6-IV-VI, D. Seta 1-III.

SECCIÓN MYZORHYNCHELLA

Seta 6-IV-VI ramosa.

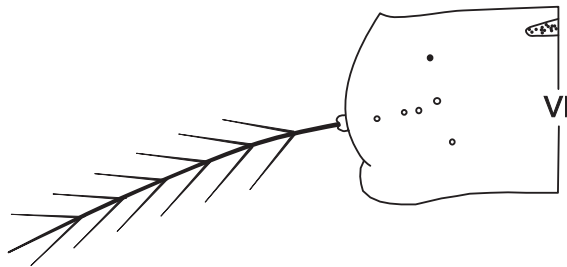


Figura 6.13. Seta 6 del VI segmento abdominal de *Anopheles (Nyssorhynchus)*, Sección Myzorhynchella.

ANOPHELES PARVUS

Cabeza

Setae 2, 3-C simples a barbatas.

Seta 3-C un poco más corta que 2-C.

Seta 4-C larga, algo barbata.

Tórax

Seta 1-P plumoso, con base relativamente ancha.

Seta 2-P ramosa, 3-P simple.

Abdomen

Seta 1 abdominal palmeada, bien desarrollada en los segmentos II-VII, con hojillas anchas de borde liso.

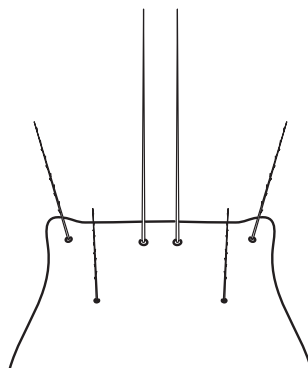


Figura 6.14. Setae clipeales de *Anopheles (Nyssorhynchus) parvus*.

SECCIÓN ALBIMANUS

Seta 6-IV-VI simple.

Seta 4-C generalmente ramificada, con 1 a 5 ramas

ANOPHELES ALBIMANUS

Cabeza

Seta 2-C con aproximadamente 8-10 pelitos.

Seta 3-C plumosa, con 8-10 ramas cortas a moderadamente largas.

Índice clipeal de aproximadamente 1.25.

Seta 4-C simple o apicalmente bifurcada, generalmente proyectada hasta la margen anterior de la cápsula cefálica.

Tórax

Seta 1-P plumosa, eje aplanado corto a elongado, con 12 a 27 ramas filiformes.

Setae 1, 2-P insertadas en un tubérculo esclerotizado común, 2-P similar a 1-P pero más larga, con 19-29 ramas.

Abdomen

Seta 1-I con 11-17 hojillas semitransparentes.

Seta 1-II-VII palmeada, con hojillas lanceoladas, largas, anchas, no dentadas; 1-II, VII más pequeñas que 1-III-VI.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular varía de muy corto a corto, extendiéndose una corta distancia por debajo de la abertura espiracular.

Seta 1-X simple, aproximadamente 2 veces la longitud de la silla de montar, casi siempre insertada en la silla de montar.

ANOPHELES AQUASALIS

Cabeza

Seta 3-C y generalmente 2-C plumosa en aproximadamente la mitad apical, con ramas evidentes, moderadamente largas a largas.

Índice clipeal de 1.67.

Seta 4-C con 1-3 ramas cortas a moderadamente cortas, ápice sobrepasa la base 2,3-C.

Seta 1-A de longitud menor que dos veces el ancho de la antena en su punto de inserción, con 3-10 ramas.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 10-18 hojillas lanceoladas moderadamente estrechas.

Seta 2-P con 13-23 ramas, aproximadamente 4 veces la longitud de las hojillas de 1-P.

Abdomen

Seta 1-I con 10-17 hojillas semitransparentes, moderadamente estrechas.

Seta 1-II, VII con 18-26 hojillas lanceoladas, anchas, más pequeñas que 1-III-VI.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular muy corta.

Seta 1-X más larga que la silla de montar, insertada en una indentación de la silla de montar, en o cerca de la margen ventral.

ANOPHELES OSWALDOI

Cabeza

Setae 2, 3-C variables en longitud, a veces subiguales, plumosas en aproximadamente la mitad apical, con ramas evidentes, moderadamente largas a largas.

Índice clipeal varía de 1.1 a 1.63

Seta 4-C con 2-8 ramas, moderadamente corta.

Seta 1-A con 4-9 ramas, corta, su longitud es aproximadamente el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas en placas esclerotizadas separadas.

Seta 1-P palmeada, con 9-15 hojillas lanceoladas moderadamente estrechas

Seta 2-P con 11-21 ramas.

Abdomen

Setae 1-I-VII palmeadas.

Seta 1-I con 8-16 hojillas moderadamente estrechas, de ápice lanceolado a truncado.

Seta 1-X tan larga como la silla de montar, no insertada en la silla de montar.

ANOPHELES KONDERI**Cabeza**

Setae 2, 3-C subiguales en longitud, plumosas.

Índice clipeal de 0.8-1.9.

Seta 1-A con 3-10 ramas, longitud 0.7-1.5 el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1-3-P originadas de tubérculos distintos.

Seta 1-P palmeada

Seta 2-P con 9-21 ramas.

Abdomen

Setae 1-II-VII palmeadas, hojillas usualmente anchas, bien desarrolladas, fuertemente pigmentadas.

Seta 1-I palmeada, con 9-24 hojillas, moderadamente desarrolladas, poco pigmentadas.

Seta 1-X no insertada en la silla de montar.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular desarrollado, alargado, proyectado hacia las aberturas espiraculares.

ANOPHELES EVANSAE**Cabeza**

Seta 2, 3-C simples y barbatas en aproximadamente 0.5 apical.

Seta 3-C aproximadamente 0.8-0.9 la longitud de 2-C.

Índice clipeal varía de 1.0 a 2.0 (1.7).

Seta 4-C con 2-5 ramas, moderadamente corta a larga, 0.30-0.45 la longitud de 3-C, generalmente no se extiende hasta la base de 2-C.

Seta 1-A con 4-5 ramas, aproximadamente tan larga como el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada con 10-14 hojillas lanceoladas, moderadamente estrechas.

Seta 2-P con 12-18 ramas.

Abdomen

Seta 1-II-VII con hojillas lanceoladas, moderadamente estrechas.

Seta 1-I con 13-18 hojillas puntudas semitransparentes, estrechas, 1-II, VII con 21-30 hojillas, 1-II, VII débilmente más pequeñas que 1-III-VI.

Seta 2-III con 2-6 ramas, más larga que 2.0 la longitud de las hojillas de 1-III.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular corta a moderadamente corta, dirigida caudolateralmente; si algo larga, no alcanza la abertura del espiráculo.

ANOPHELES RANGELI

Cabeza

Seta 2, 3-C simples, y simples y barbatas.

Seta 3-C débilmente más corta que 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 1.67.

Seta 4-C simple o con 2-4 ramas, corta, generalmente no se extiende hasta la base de 2-C.

Seta 1-A con 4-6 ramas, débilmente más larga que el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 8-14 hojillas lanceoladas anchas.

Seta 2-P con 10-19 ramas, aproximadamente 4.0 la longitud de las hojillas de 1-P.

Abdomen

Seta 1-I-VII con hojillas lanceoladas moderadamente estrechas a anchas.

Seta 2-III con 3-6 ramas, 1.5-2.0 la longitud de las hojillas de 1-III.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular corta a moderadamente larga; si algo larga, no alcanza la abertura del espiráculo.

Seta 1-P generalmente con 9-16 hojillas lanceoladas angostas o anchas.

ANOPHELES NUNEZTOVARI

Cabeza

Setae 2, 3-C simples y barbatas en aproximadamente 0.5-0.7 apical.

Índice clipeal 1.0-1.3.

Seta 4-C simple o con 2-4 ramas, 0.3-0.6 la longitud de 2,3-C.

Seta 1-A con 5-8 ramas, aproximadamente tan larga como el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 9-15 ramas lanceoladas, moderadamente anchas.

Seta 2-P con 11-20 ramas.

Seta 3-P no comparte tubérculo común con 2-P.

Abdomen

Seta 1-III-VII con hojillas lanceoladas, 1-I con 13-16 hojillas semitransparentes, estrechas, puntudas.

Seta 0-II subigual o más larga que la longitud de las hojillas de 1-II, con 5 a 8 ramas.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular corta a moderadamente larga, dirigidos caudolateralmente; si algo larga, no alcanza la abertura del espiráculo.

ANOPHELES TRINKAE

Cabeza

Seta 2, 3-C simples y simples o barbatas con pequeños pelitos.

Seta 3-C es 0.5-0.8 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 1.25.

Seta 4-C simple o bifurcada, 0.7-1.0 la longitud de 3-C, generalmente se extiende hasta más allá de la base de 2-C.

Seta 1-A corta, con 4-6 ramas.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 10-18 ramas lanceoladas, moderadamente estrechas a estrechas.

Seta 2-P con 12-19 ramas, 3.0-4.0 la longitud de 1-P.

Abdomen

Seta 1-II-VII con hojillas lanceoladas, moderadamente estrechas.

Seta 0-II corta, aproximadamente 0.5 o menos la longitud de las hojillas de 1-II, simple a triple.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular corto.

Seta 1-X más larga que la silla de montar, insertada sobre ésta cerca de la margen ventral, a veces en una indentación.

ANOPHELES STRODEI

Cabeza

Seta 2, 3-C simples y barbatas en aproximadamente 0.5 apical.

Seta 3-C es aproximadamente 0.6 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 3.0-4.0.

Seta 4-C simple o con 2-4 ramas, generalmente no alcanza la base de 2-C.

Seta 1-A corta, con 4-6 ramas.

Tórax

Seta 1, 2-P a veces compartiendo una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 13-17 hojillas lanceoladas, estrechas.

Seta 2-P con 16-24 ramas, rama apical subigual a las laterales.

Abdomen

Seta 1-II-VII con hojillas lanceoladas puntudas, moderadamente estrechas a moderadamente anchas.

Seta 0-II corta con 4-9 ramas, moderadamente larga a larga.

Brazo lateral del aparato espiracular corto a moderadamente corto.

Seta 1-X larga, insertada en la silla de montar, cerca de la margen ventral, a veces en indentación.

ANOPHELES BENARROCHI

Cabeza

Seta 2-C simples y barbata en aproximadamente 0.5 apical.

Seta 3-C plumoso, subigual a 2-C, con ramas moderadamente largas en aproximadamente 0.5 apical.

Índice clipeal de aproximadamente 1.4.

Seta 4-C simple o con 2-4 ramas, ocasionalmente alcanzando la base de 2-C.

Seta 1-A larga, por lo menos dos veces el ancho de la antena en su punto de inserción, con 5-9 ramas.

Tórax

Setae 1, 2-P originadas o no en una placa esclerotizada común.

Seta 1-P palmeada, con 12-16 hojillas puntudas, moderadamente anchas.

Seta 2-P con 11-16 ramas.

Abdomen

Seta 1-II-VII con hojillas lanceoladas, moderadamente anchas; en general, apicalmente truncadas.

Seta 1-I palmeada con 8-14 hojillas semitransparente, moderadamente largas, anchas, puntudas.

Seta 0-II con 3 a 5 ramas.

Seta 1-X tan o ligeramente más larga que la silla de montar, insertada sobre la silla, sobre o muy cerca de la margen ventral.

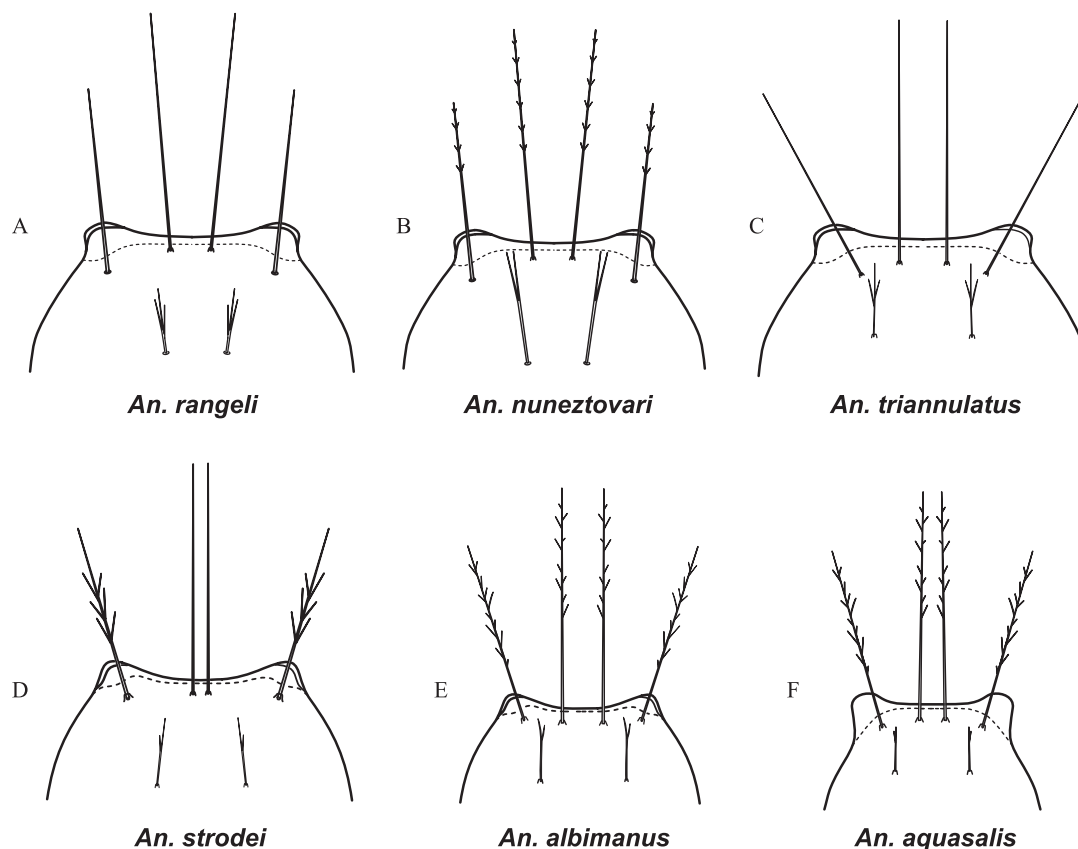


Figura 6.15. Setae clipeales de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección *Albimanus*.

ANOPHELES TRIANNULATUS

Cabeza

Seta 2, 3-C simples y barbatas en aproximadamente 0.5 apical.

Seta 3-C más corta que 2-C.

Índice clipeal de aproximadamente 1.3.

Seta 4-C pequeña, no alcanza la base de 2-C, con 2-4 ramas.

Seta 1-A corta, con 3-6 ramas.

Tórax

Setae 1, 2-P no originadas en una placa esclerotizada común.

Setae 1-P palmeada, con 13-20 hojillas lanceoladas puntudas, muy estrechas a estrechas.

Seta 2-P con 16-23 ramas, aproximadamente 3 veces la longitud de 1-P.

Abdomen

Setae 1-II-VII con hojillas lanceoladas estrechas.

Seta 1-I palmeada con 12-18 hojillas semitransparente, estrechas, puntudas

Seta 0-II con 5 a 12 ramas.

Brazo lateral de la placa mediana espiracular largo, dirigido lateralmente hasta la abertura del espiráculo.

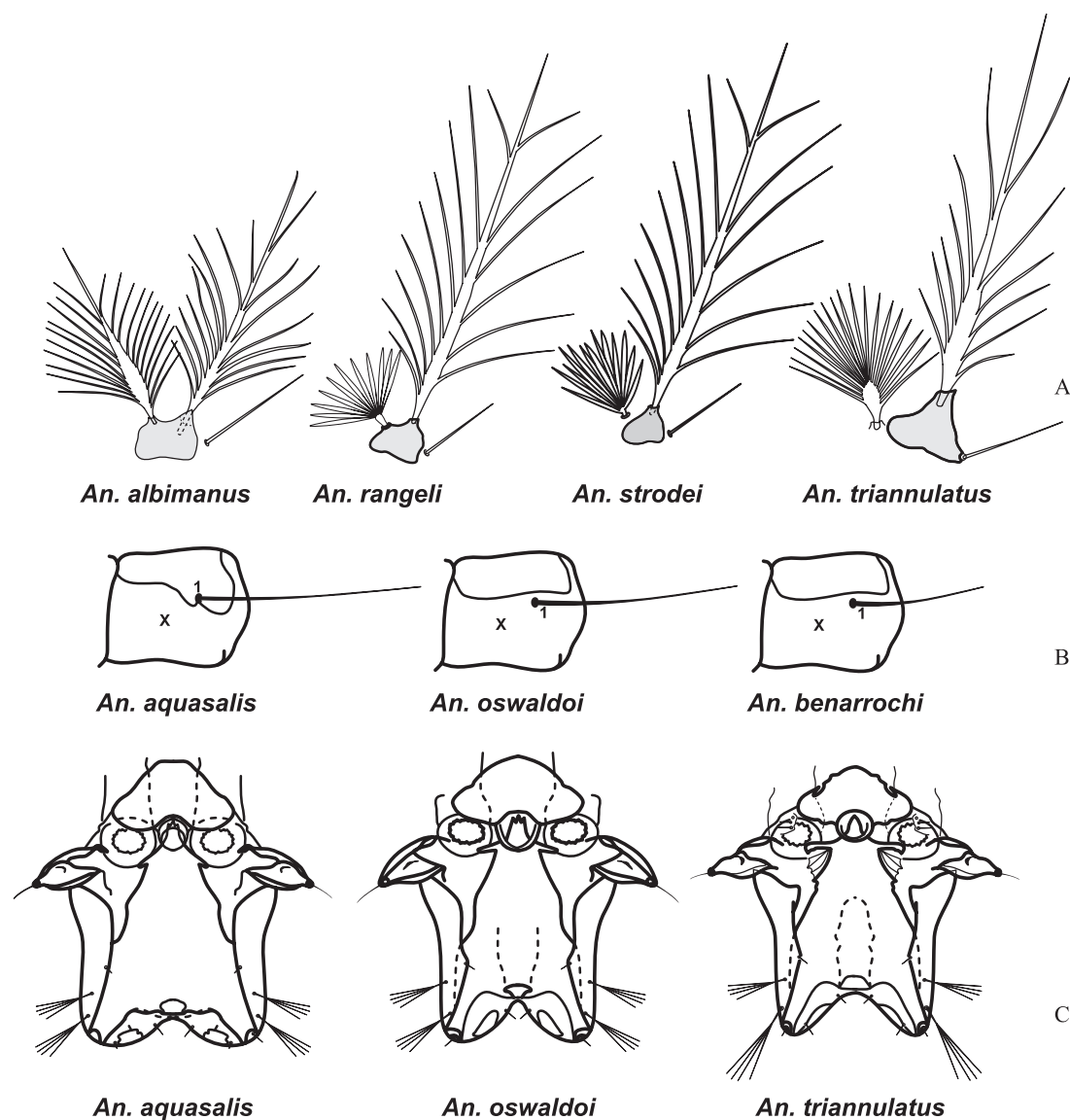


Figura 6.16. *Anopheles* (Nyssorhynchus), Sección Albimanus, A. Grupo protorácico submediano (setae 1-3-P), B. Seta 1-X, C. Placa espiracular.

SECCIÓN ARGYRITARSIS

Seta 6-IV-VI simple.

Seta 4-C generalmente simple.

ANOPHELES MARAJOARA

Cabeza

Seta 2-C simple o con pelitos cortos.

Seta 3-C con 5-12 ramas cortas a moderadamente largas, tan larga como 0.65-0.75 la longitud de 2-C.

Índice clipeal varía de 1.0-1.4.

Seta 4-C con 1-4 ramas, se extienden hasta la base de 2-C.

Seta 1-A dendrítica, con 2-7 ramas cortas.

Tórax

Setae 1-3-P generalmente insertadas en un área esclerotizada común, ocasionalmente 3-P en un tubérculo separado.

Setae 1-P palmeada, con 14-22 ramas lanceoladas moderadamente estrechas.

Seta 2-P plumosa, con 16-24 ramas.

Seta 3-P simple.

Abdomen

Seta 1-I palmeada, con 10-26 ramas lanceoladas.

Seta 1-II-VII palmeada, con 20-32 ramas lanceoladas.

Brazos laterales de la placa mediana espiracular se extiende caudolateralmente hasta la margen del espiráculo.

Seta 1-X aproximadamente 1.25 veces la longitud de la silla de montar.

ANOPHELES BRAZILIENSIS

Cabeza

Seta 2-C simple, muy juntas entre sí.

Seta 3-C con 8-10 ramitas cortas, tan larga como 0.6 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de 2.7.

Seta 4-C simple, larga, se extiende hasta la margen anterior de la cabeza.

Seta 1-A con 2-6 ramas, corta, menor que la longitud del ancho de la antena.

Tórax

Setae 1-3-P frecuentemente insertadas en una placa esclerotizada común.

Seta 1, 2-P insertadas en un tubérculo común.

Seta 1-P con 14-19 ramas moderadamente estrechas y truncadas.

Seta 2-P plumosa, con 19-22 ramas.

Seta 3-P simple.

Abdomen

Seta 1-I con 8-20 ramas lanceoladas, anchas.

Seta 1-II-VII con 13-29 ramas lanceoladas. 1-III-VI largas, II, VII moderadamente largas.

Placa mediana espiracular con brazos laterales muy cortos.

Seta 1-X aproximadamente 1.45 la longitud de la silla de montar.

ANOPHELES ARGYRITARSIS

Cabeza

Seta 2-C simple, muy juntas entre sí.

Seta 3-C con 5-10 ramas cortas a moderadamente largas, tan largas como 0.65 la longitud de 2-C.

Índice clipeal varía de 4.50-6.25.

Seta 4-C simple, muy larga, se extiende hasta la base de 2-C.

Seta 1-A con 2-7 ramas.

Tórax

Setae 1-3-P insertadas separadamente.

Seta 1-P como abanico, con 8-15 hojillas delgadas

Seta 2-P plumosa, con 14-25 ramas, 2.5 la longitud de 1-P

Seta 3-P simple, aproximadamente 0.75 la longitud de 1-P

Abdomen

Seta 1-I como abanico de hojillas delgadas, no palmeada.

Seta 1-II-VII palmeada, con 17-28 ramas lanceoladas bien desarrolladas.

Placa mediana espiracular sin brazos laterales.

Seta 13-S pequeña.

Seta 1-X, aproximadamente 2 veces la longitud de la silla de montar, insertada en la silla, cerca de la margen ventrolateral.

ANOPHELES DARLINGI

Cabeza

Seta 2-C generalmente simple.

Seta 3-C con ramitas cortas a moderadamente largas, tan larga como 0.85 la longitud de 2-C.

Índice clipeal de 1.5.

Seta 4-C larga, generalmente se extiende hasta más allá de la base de 2-C.

Seta 1-A con 3-6 ramas, tan o más larga que el ancho de la antena en su punto de inserción.

Tórax

Setae 1-3-P no insertadas en un área esclerotizada común.

Seta 1-P como abanico, con ramas delgadas.

Seta 2-P plumosa, con 12-20 ramas, 2.4 la longitud de 1-P.

Setae 3-P simple, aproximadamente 0.4 la longitud de 1-P.

Abdomen

Seta 1-I palmeada, con 8-29 ramas lanceoladas moderadamente anchas.

Seta 1-II-VII con 10-28 ramas lanceoladas estrecha a moderadamente anchas, 1-II, VII pequeña.

Placa mediana espiracular sin brazos laterales.

Seta 13-S fuertemente desarrollada, larga, aproximadamente 2.2 a 2.5 la longitud de la silla de montar.

Seta 1-X aproximadamente 2 veces la longitud de la silla de montar.

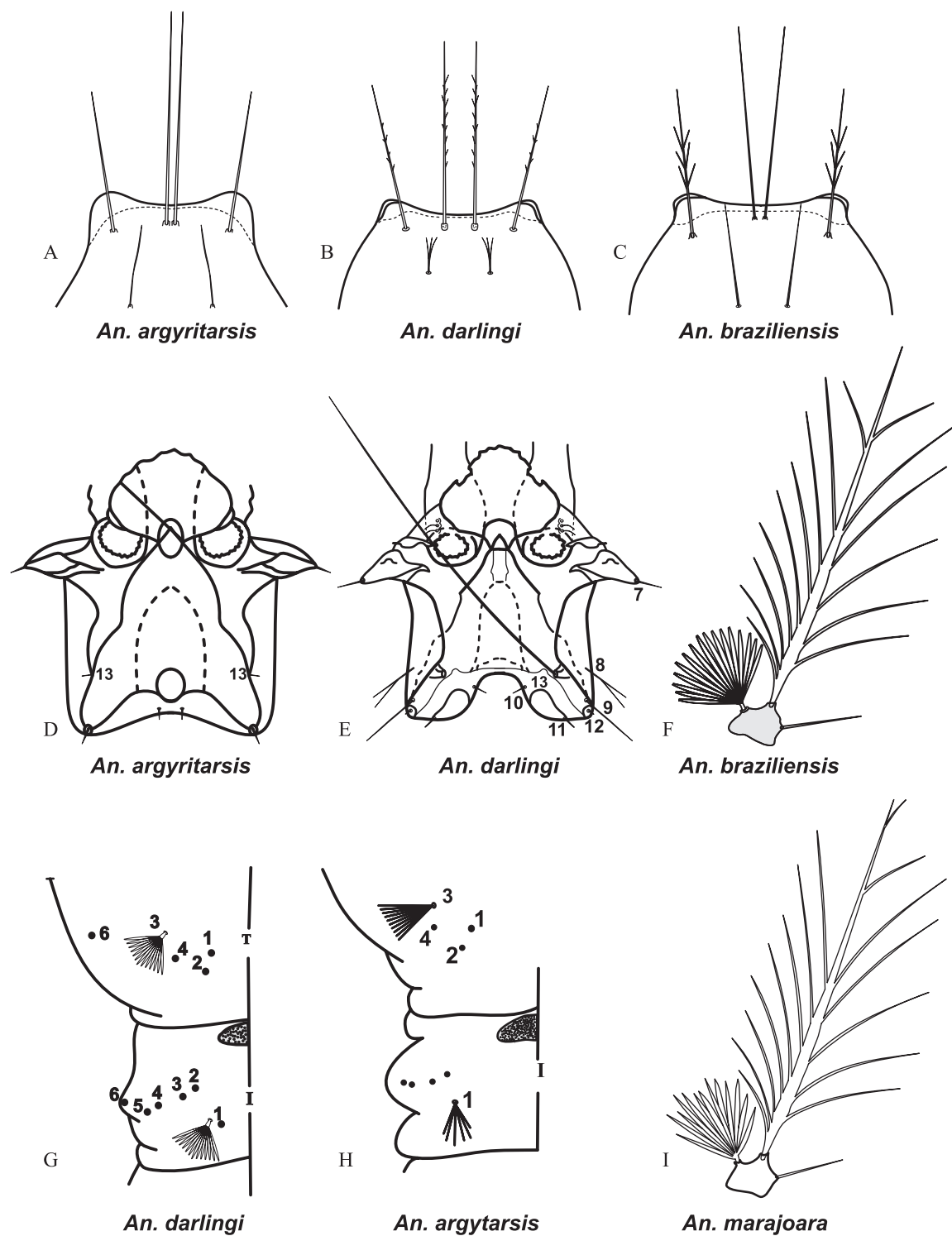


Figura 6.17. *Anopheles* (Nyssorhynchus), Sección Argyritarsis. A y C. Setae clipeales, D y E. Placa espiracular, F y I. Grupo protorácico submediano (setae 1-3-P), G y H. Setae 3-T y 1-I.

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

ADULTOS - HEMBRAS

CABEZA

Además de los caracteres propios de la familia, presentan otros generales, propios de la subfamilia o el género; éstos son: antenas con 13 flagelómeros alargados con pelos dispersos y menos abundantes que en los machos; palpos maxilares casi tan largos como la proboscis, de cinco segmentos, el primero corto y los otros alargados. Las escamas que cubren este apéndice pueden ser claras y oscuras y en algunos casos sus patrones de coloración contribuyen a la diferenciación específica.

TÓRAX

El scutum de grupos de especies puede presentar algunos patrones de coloración, independiente de la coloración de las escamas. *Kerteszia*, por ejemplo, presenta cuatro líneas longitudinales oscuras (Figura 7.1A). Otros como *An. kompi* y *An. nimbus* presentan tres manchas claras longitudinales, dos laterales y una dorsal (Figura 7.1B). Algunas especies del subgénero *Anopheles* presentan tres manchas oscuras polinosas, dos en posición anterolateral con respecto a la base de las alas y otra mediana en el área prescutelar (PrA) (Figura 7.1D). Algunos *Nyssorhynchus* presentan patrones como en la Figura 7.1C. En el pleurón torácico (Figura 7.2), lo más característico es la presencia o ausencia de grupos de escamas claras mesanepimerales.

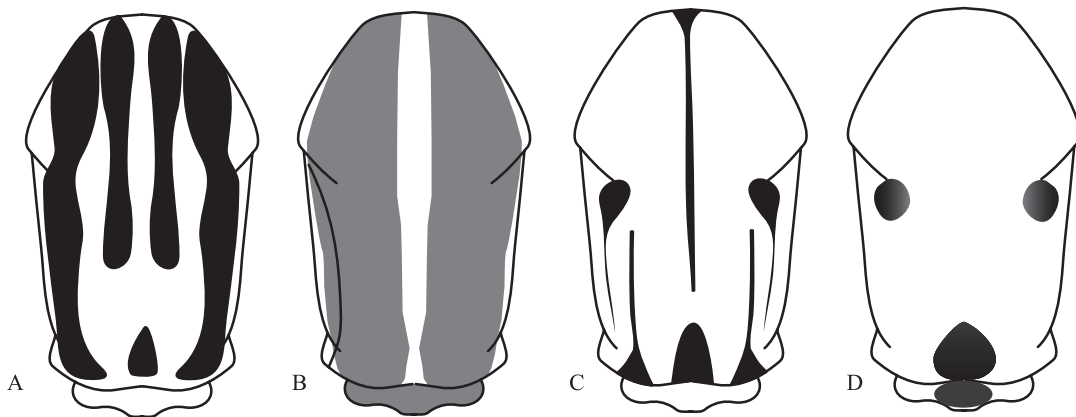


Figura 7.1. Tórax de *Anopheles* en vista dorsal. A. *An. neivai*, B. *An. nimbus*, C. *An. albimanus*, D. *An. (Anopheles)*, serie Arribalzagia.

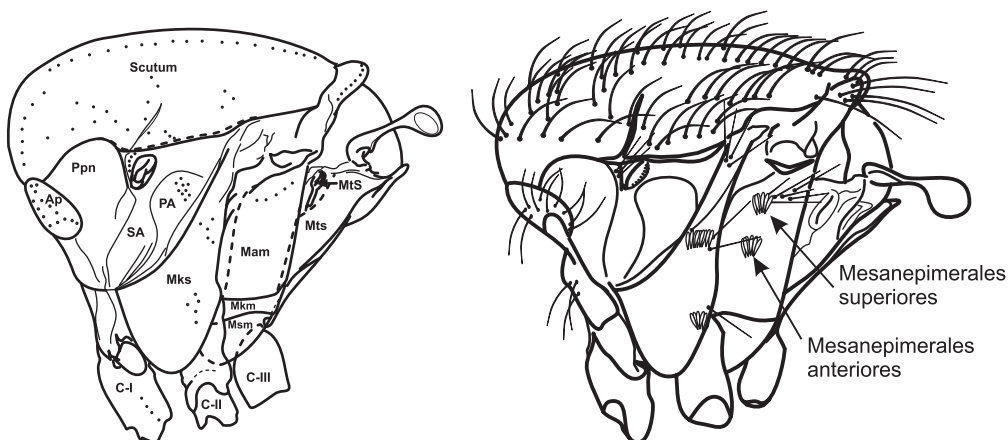


Figura 7.2. Tórax de *Anopheles* en vista lateral.

ALAS

Las alas de las especies de *Anopheles*, de acuerdo con los patrones de coloración de las escamas, especialmente de las que cubren la vena Costa, varían desde muy oscuras a proporcionalmente claras; la nomenclatura de las venas y del resto de caracteres son nombradas de acuerdo con Harbach & Knight (1980) descrito anteriormente en Culicidae.

Los nombres de las manchas costales del ala son usados según la conversión al sistema propuesto por Wilkerson & Peyton (1990); según estos autores, las áreas principales que se pueden identificar, de acuerdo con puntos claros de referencia utilizando como modelos a *An. (Cellia) kochi* y *An. (Anopheles)* de la serie Arribalzagia, son los siguientes:

Subcostal clara (SCP). Exceptuando algunas especies del subgénero *Kerteszia*, es definida en posición por la terminación de la vena subcosta en la C; también puede estar en la vena R debajo de la terminación de la vena Sc (Figura 7.3). En el subgénero *Anopheles* de la serie Arribalzagia esta área es grande nombrada por Wilkerson & Peyton (op. cit.) como **área subcostal** (Figura 7.4).

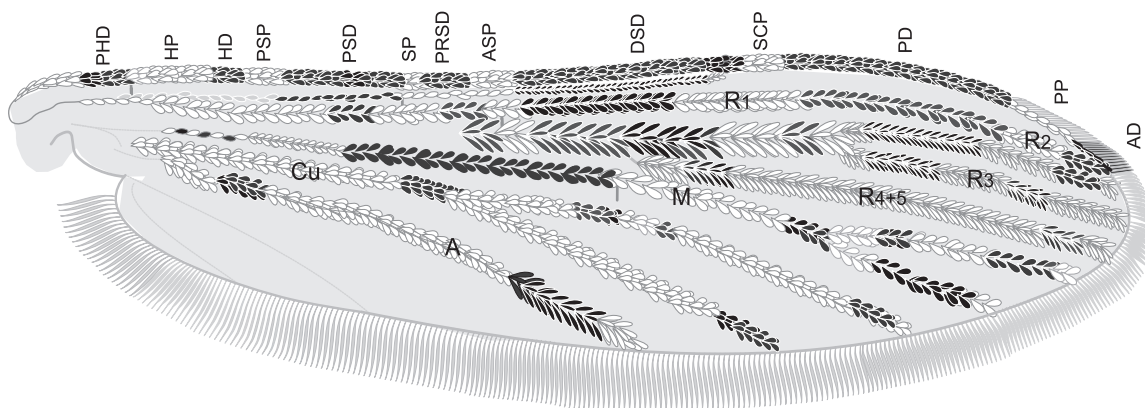
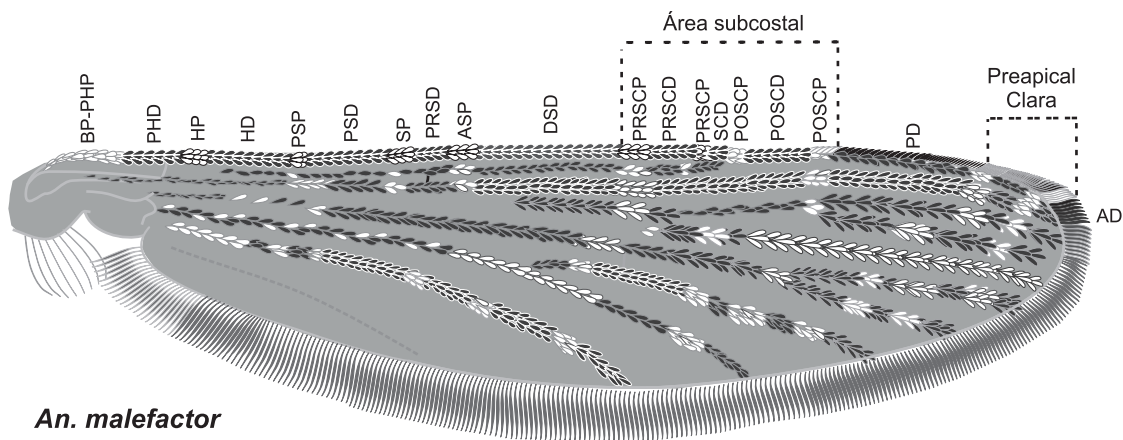


Figura 7.3. Ala de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*).
Explicación de la nomenclatura en el texto.



An. malefactor

Figura 7.4. Ala de *Anopheles* (*Anopheles*) de la serie Arribalzagia.
Explicación de la nomenclatura en el texto (Redibujada de Wilkerson & Peyton, 1990).

Sector claro (SP). Es un grupo de escamas claras que se presentan en la C, Sc, y/o R asociada con la ubicación de la vena transversal sc-r.

Sector claro accesorio (ASP). Grupo de escamas claras asociadas con la vena transversal r1-rs sobre la vena R, algunas veces sobre la Sc y C, generalmente separada por una mancha oscura del sector claro (SP), pero otras veces está fusionada con el SP.

Sector oscuro (SD). Es un área grande de escamas oscuras, ubicada entre el área subcostal o SCP y el sector claro (SP). Cuando se presenta el ASP ésta queda dividida y en este caso el área que queda hacia la base del ala es denominada sector oscuro proximal (PRSD), mientras que la que la limita con la SCP es denominada sector oscuro distal DSD.

Humeral clara (HP). Ubicada en la parte basal de la Costa, en la intercepción de la vena transversal humeral (h).

Humeral oscura (HD). A continuación de la anterior hasta el presector claro (PSP).

Presector claro (PSP). A continuación de la anterior y el sector oscuro (SD).

Presector oscuro (PSD). A continuación de la anterior y el sector claro (SP).

Preapical oscura (PD). Ubicada a continuación de la SCP o área subcostal hasta la PP.

Preapical clara (PP). Ubicada a continuación de la anterior hasta la AD.

Apical oscura (AD). Ubicada a continuación de la anterior hasta la AD.

Apical clara (AP). Ubicada a continuación de la anterior hasta el ápice del ala.

En su orden, en el área costal son las siguientes: **Basal clara (BP)**, **Basal oscura (BD)** **Prehumeral clara (PHP)**, **Prehumeral oscura (PHD)**; **Humeral clara (HP)**; **Humeral oscura (HD)**; **Presectorial clara (PSP)**; **Presectorial oscura (PSD)**; **Sectorial clara (SP)**; **Sectorial oscura (SD)**, que en presencia de ASP forma la **Sectorial oscura proximal (PRSD)** y la **Sectorial oscura distal (DSD)**; **Subcostal clara (SCP)** o **Área subcostal** de los Arribalzagia; **Preapical clara (PP)**; **Preapical oscura (PD)**; **Apical clara (AP)** y **Apical oscura (AD)** (Figuras 7.3 y 7.4). En el **Área subcostal** de los Arribalzagia se diferencian subáreas: la **Subcostal oscura (SCD)** que se ubica en el ápice de la vena subcosta y separa áreas anteriores nombradas como: **Presubcostal clara (PRSCP)** y **oscura (PRSCD)** y otras posteriores nombradas como: **Postsubcostal clara (POSCP)** y **oscura (POSCD)**. Tanto la **Presubcostal clara** como la **Postsubcostal clara**, pueden incluir un área proximal y otra distal.

PATAS

Presentan gran variación respecto a la coloración de las escamas que la recubren, algunas especies son completamente oscuras o salpicadas con escamas claras, mientras que otras poseen una extensión variable de escamas claras, especialmente en los tarsómeros. En las figuras 7.5A y B se ilustran variaciones que pueden ser observadas en especies de Colombia pertenecientes a diferentes subgéneros. En los subgéneros *Nyssorhynchus* y *Anopheles* estas variaciones son de utilidad taxonómica, ya que pueden servir como ayuda diagnóstica de especies o grupos de especies (ver clave de hembras).

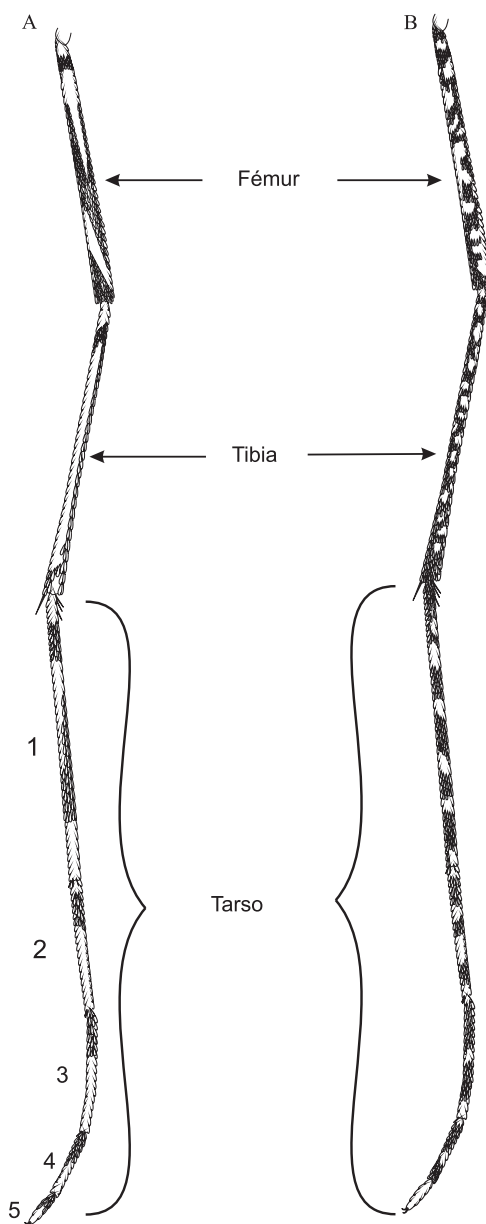


Figura 7.5. Pata posterior (III) de dos subgéneros de *Anopheles*.
A. *Kerteszia*, B. *Anopheles* (Redibujadas a partir de Zavortink, 1973 y Wilkerson, 1990).

ABDOMEN

El abdomen de las especies del género *Anopheles* puede estar cubierto de pelos y/o escamas claras y oscuras, formando a veces patrones de interés taxonómico. En especies de los subgéneros *Nyssorhynchus* y de algunos *Anopheles* hay tufos de escamas oscuras caudolaterales pero variable en cuanto a su presencia en los tergitos (Figura 7.6). Puede estar cubierto de escamas claras y oscuras, pero a veces carecen de ellas y sólo se observan setae. Los cerci son relativamente cortos.

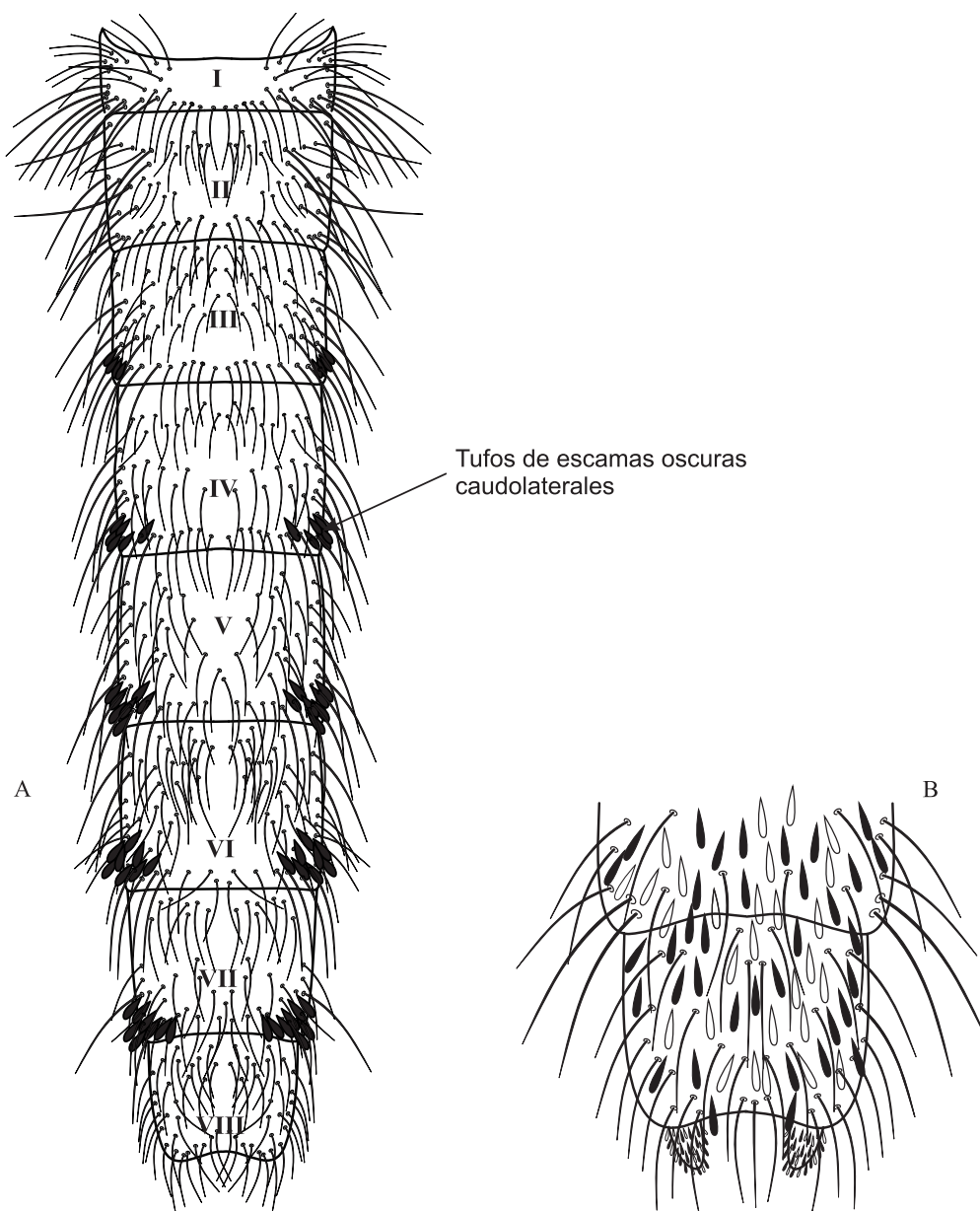


Figura 7.6. Abdomen de *Anopheles*. A. *Nyssorhynchus* (sin incluir escamas, excepto las caudolaterales), B. últimos tergitos abdominales de *An. peryassui*.

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE HEMBRAS DE ANOPHELES DE COLOMBIA

Basada en caracteres diagnósticos presentados en Wilkerson et al. (1990), Faran (1980), Faran & Linthicum (1981) y Zavortink (1973). Algunas de las ilustraciones son redibujadas de Faran & Linthicum (1981), Osorno-Mesa (1947), Wilkerson & Peyton (1990), Wilkerson (1990), Wilkerson et al. (1997), Sallum et al. (1999) y Zavortink (1973).

- 1 Tarsómero posterior 3 y 4 (Ta-III₃₋₄) con bandas de escamas claras y oscuras (Figura 8.1A-B), o casi completamente oscuras (Figura 8.1C) (*Anopheles*, *Kerteszia*, *Lophopodomyia* y *Stethomyia*).....2
- 1' Tarsómero posterior 3 y 4 (Ta-III₃₋₄) completamente claro (Figura 8.1D-E). (*Nyssorhynchus*).....28



Figura 8.1

- 2(1) Fémur posterior con grupo distal de escamas oscuras erectas (Figura 8.2) (*Lophopodomyia*).....
.....
.....*squamifemur*
- 2' Fémur posterior sin grupo distal de escamas erectas (Figura 8.3)3



Figura 8.2



Figura 8.3

- 3(2') Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes (Figura 8.4A); con área subcostal bien definida, con varias áreas oscuras y claras, área oscura subcostal (SCD) de tamaño variable, generalmente en fusión con el ápice de la subcosta (Figura 8.5). (*Anopheles*, serie Arribalzagia).....4
- 3' Fémur y tibia diferente, completamente oscuras o con áreas no como manchas (Figura 8.4B); con o sin área subcostal definida (Figura 8.6).....14

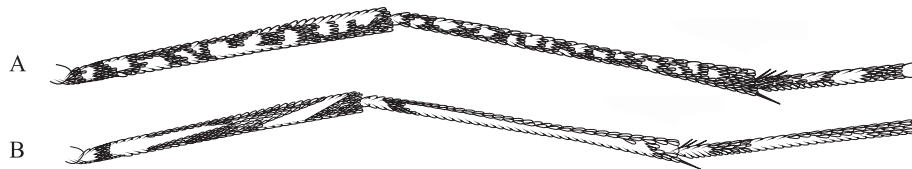
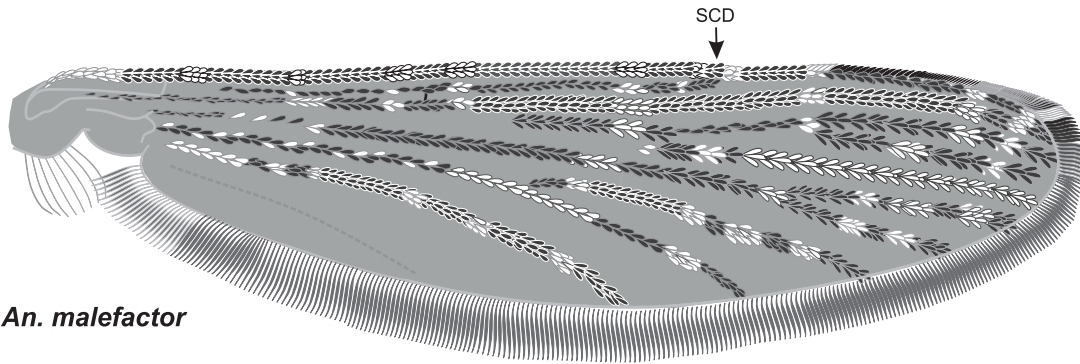
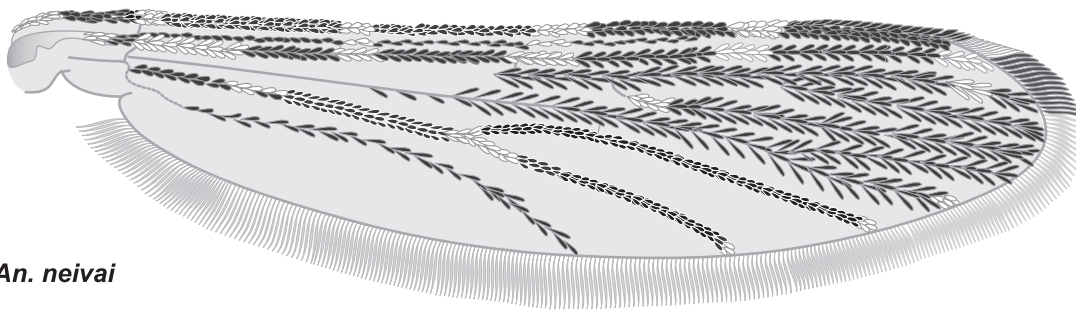


Figura 8.4



An. malefactor

Figura 8.5



An. neivai

Figura 8.6

- 4(3) Mesoscutum y scutellum sin manchas oscuras polinosas diferenciiables (Figura 8.7); ala con predominio de escamas oscuras; vena R_{4+5} frecuentemente con predominio de escamas oscuras (Figura 8.9); abdomen sin tufos caudolaterales de escamas oscuras..... *vestitipennis*
- 4' Mesoscutum con tres manchas oscuras bien definidas, dos anteriores en el área dorsocentral, posterior al extremo de la sutura prescutal (transcutal) y otra en el área prescutelar, que se continúa sobre el scutellum (Figura 8.8); vena R_{4+5} con área claras y oscuras variables (Figura 8.10); abdomen generalmente con tufos caudolaterales de escamas oscuras5



Figura 8.7

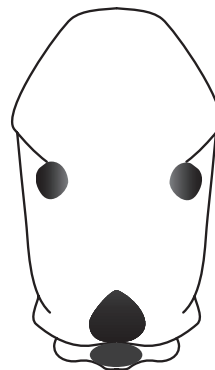
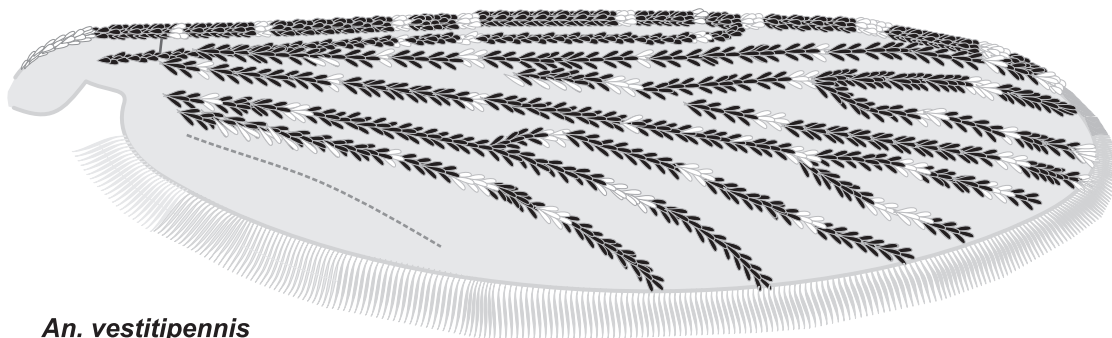
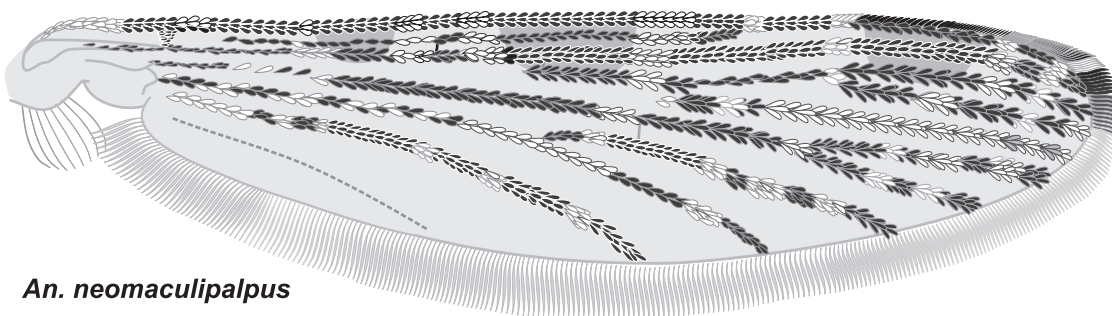


Figura 8.8



An. vestitipennis

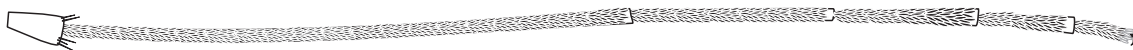
Figura 8.9



An. neomaculipalpus

Figura 8.10

- 5(4) Tarsómeros posteriores 1 a 4 casi completamente oscuros, con anillo de escamas claras solamente en su ápice (Figura 8.11); abdomen con tufos posterolaterales de escamas oscuras erectas bien definidas; R_{4+5} generalmente oscura, salpicada de escamas claras, con una pequeña mancha clara y otra oscura proximal (Figura 8.14)..... *shannoni*
- 5' Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas (Figura 8.12 y 8.13); demás caracteres variables.....6



An. shannoni

Figura 8.11



An. malefactor

Figura 8.12



An. costai - An. forattinii

Figura 8.13

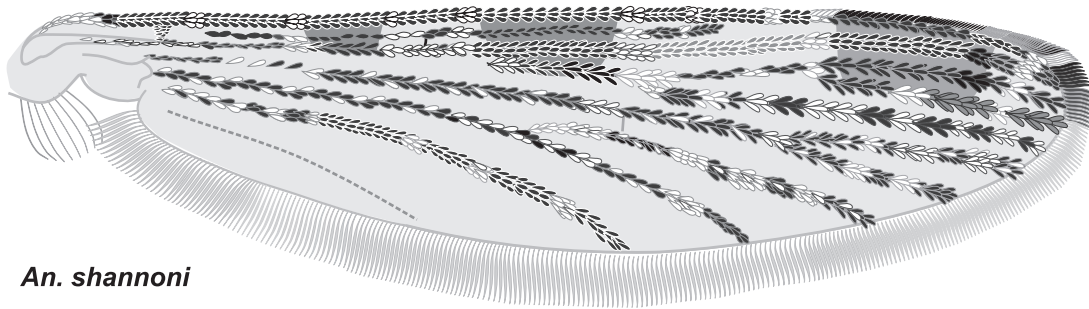


Figura 8.14

- 6(5') Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) completamente claro (Figura 8.15 y 8.16).....7
 6' Tarsómero posterior 5 con banda o área oscura, a veces de color grisáceo o difuso pero no tan clara como el resto de escamas (Figura 8.17 y 8.18)..... 11



Figura 8.15



Figura 8.16



Figura 8.17

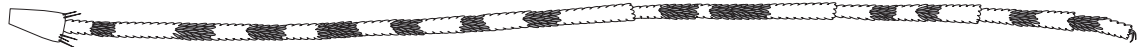
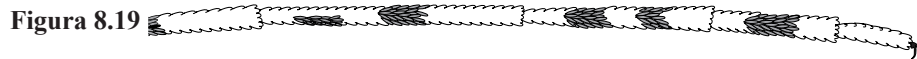


Figura 8.18

- 7(6) Tarsómero posterior 4 (Ta-III₄) con una sola área oscura, entre un área clara basal y otra distal (Figura 8.19); cercus elípticos *costai & forattinii*
 7' Tarsómero posterior 4 con dos áreas oscuras y tres claras, la clara de la parte media a veces restringida al lado dorsal y/o poco desarrollada (Figura 8.20)8



- 8(7') Área oscura preapical (PD) mayor que 1.2 la longitud de DSD; áreas oscuras del área subcostal generalmente pequeñas, a veces las oscuras presubcostal y postsubcostal divididos por áreas claras (Figura 8.21).....*fluminensis*
 8' Área oscura preapical (PD) frecuentemente menor que 1.2 la longitud de DSD; áreas oscuras del área subcostal relativamente grandes, frecuentemente con solamente tres áreas oscuras (presubcostal, subcostal y postsubcostal) (Figura 8.22).....9

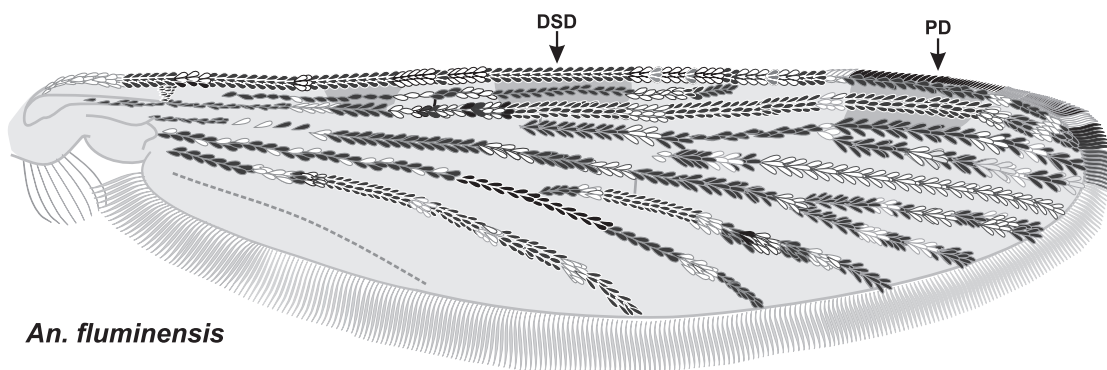


Figura 8.21

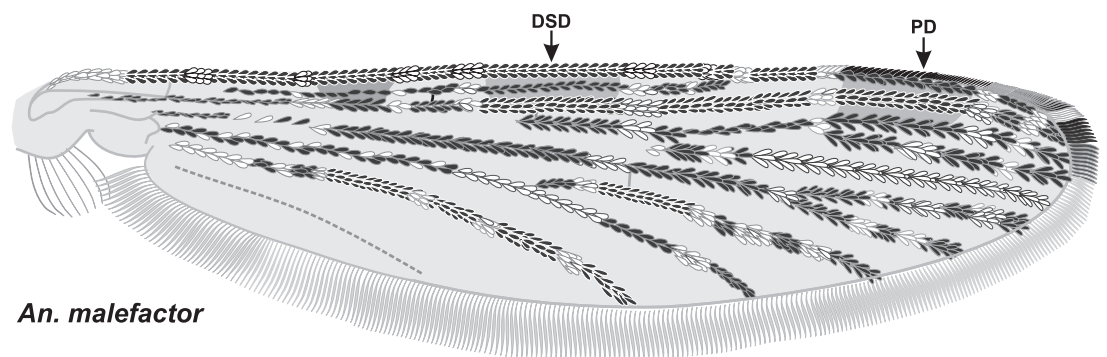


Figura 8.22

- 9(8') Mesanepimeron superior sin escamas claras (Figura 8.23).....*punctimacula*
 9' Mesanepimeron superior generalmente con varias escamas claras (Figura 8.24).....10

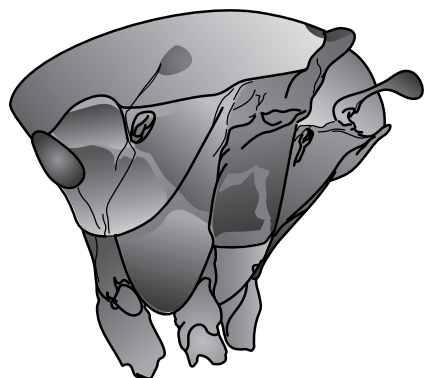


Figura 8.23

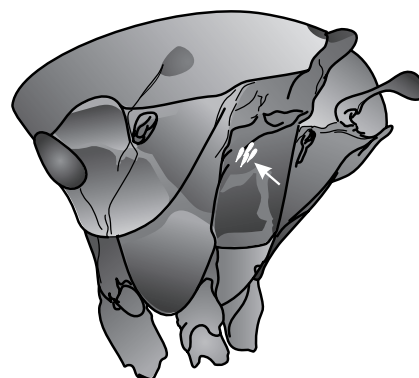
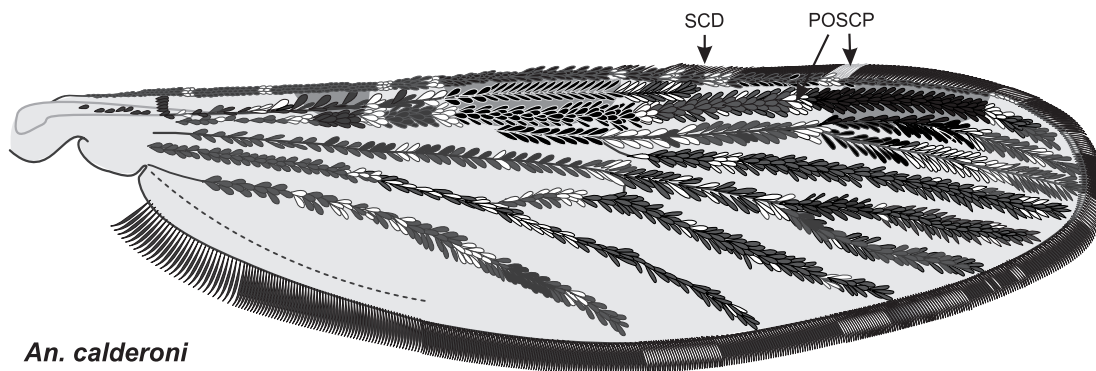


Figura 8.24

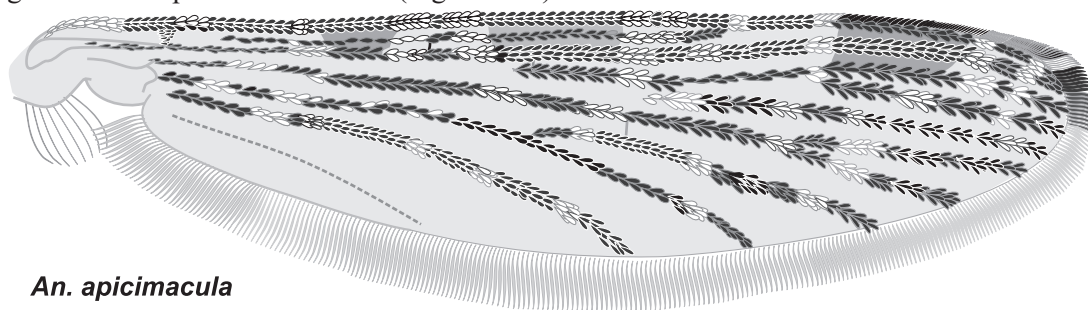
- 10(9') Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C no contigua con las correspondientes escamas claras de R_1 , generalmente separadas por algunas escamas oscuras de la postsubcostal oscura (Figura 8.25); escamas claras de las venas posteriores predominantemente amarillo claro, salpicadas con algunas blancas *calderoni*
 10' Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C contigua con las correspondientes escamas claras de R_1 , no separadas por escamas oscuras de la postsubcostal oscura (Figura 8.22); escamas claras de las venas posteriores predominantemente blancas, salpicadas con algunas amarillo claro.....
 *malefactor*



An. calderoni

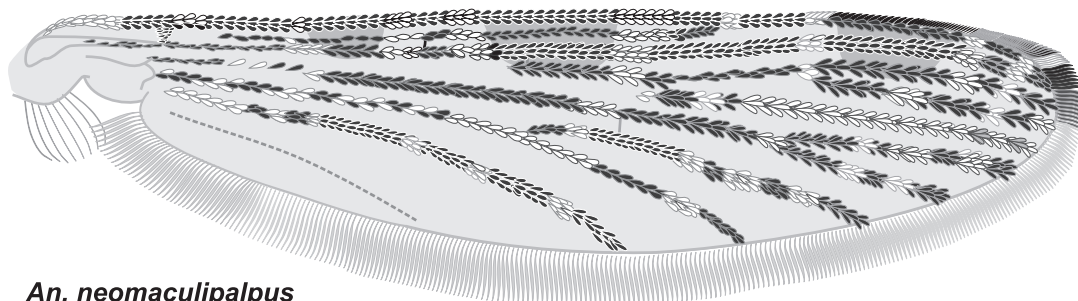
Figura 8.25

- 11(6') Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C no contigua con las correspondientes escamas claras de R_1 , generalmente separadas por algunas escamas oscuras de la postsubcostal oscura (Figura 8.25); escamas claras de las venas posteriores predominantemente amarillo claro, salpicadas con algunas blancas *calderoni*
- 11' Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C más o menos contigua con las correspondientes escamas claras de R_1 , a veces en forma oblicua pero no separadas por escamas oscuras de la postsubcostal oscura (Figura 8.26) 12
- 12(11') Escamas de la parte media longitudinal de la cubitus (Cu) con escamas oscuras, más pequeñas que las que se observan en las venas cercanas; área apical oscura (AD) tan diferenciable como PSD, SD y PD (Figura 8.26).....*apicimacula*
- 12' Escamas de la parte media longitudinal de la cubitus (Cu) principalmente claras o una mezcla de claras y oscuras, generalmente del mismo tamaño que las de las venas vecinas; área apical oscura (AD) generalmente poco diferenciable (Figura 8.27)..... 13



An. apicimacula

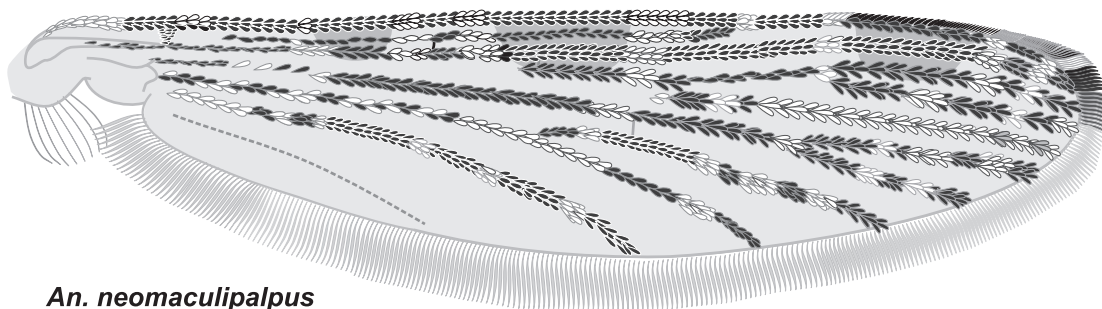
Figura 8.26



An. neomaculipalpus

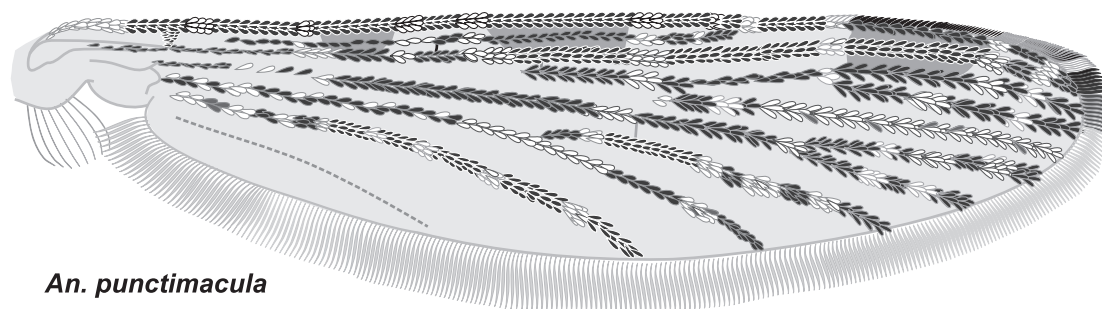
Figura 8.27

- 13(12') Tarsómero posterior 4 (Ta-III₄) con una sola área oscura, entre un área clara basal y otra distal (Figura 8.30); área oscura preapical (PD) 0.06-0.12 la longitud del ala (Figura 8.28)*neomaculipalpus*
- 13' Tarsómero posterior 4 (Ta-III₄) con 2 áreas oscuras y 3 claras (Figura 8.31); área oscura preapical (PD) 0.11-0.23 la longitud del ala (Figura 8.29)*punctimacula*



An. neomaculipalpus

Figura 8.28



An. punctimacula

Figura 8.29



An. neomaculipalpus

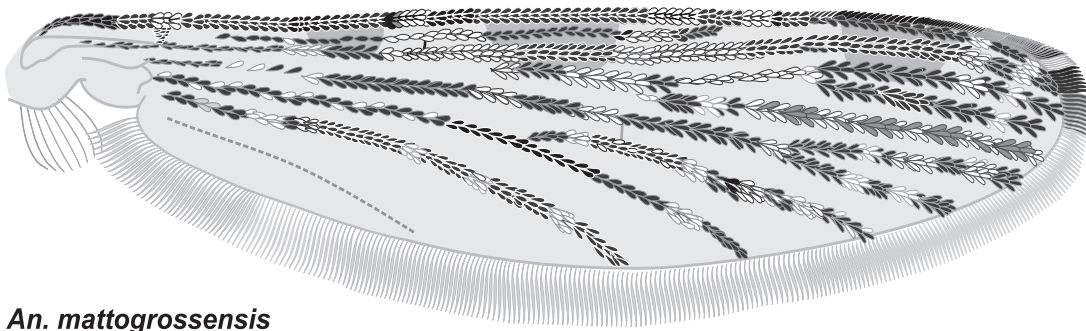
Figura 8.30



An. punctimacula

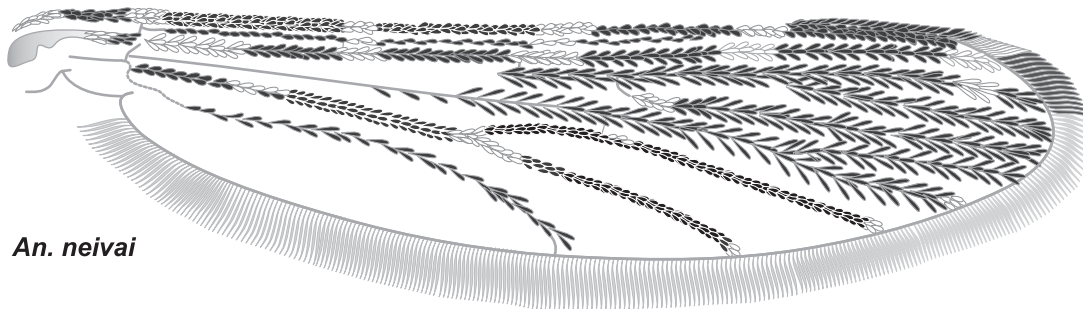
Figura 8.31

- 14(3') Con área subcostal grande bien definida (Figura 8.32)15
 14' Con área subcostal definida únicamente por la SCP, o completamente oscura (Figura 8.33).....16



An. mattogrossensis

Figura 8.32



An. neivai

Figura 8.33

- 15(14) Último tergum abdominal y cerci con escamas claras y oscuras (Figura 8.34); sternitos abdominales I-VII sin escamas claras..... *peryassui*
 15' Último tergum abdominal y cerci sin escamas, con setae (Figura 8.35); sternitos I-VII con tufos de escamas claras mesales.....*mattogrossensis*

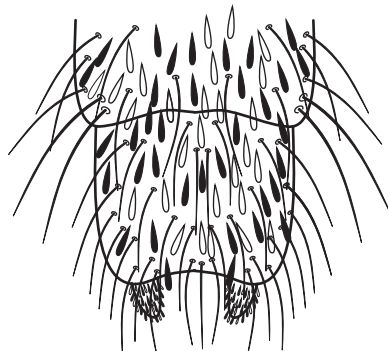


Figura 8.34

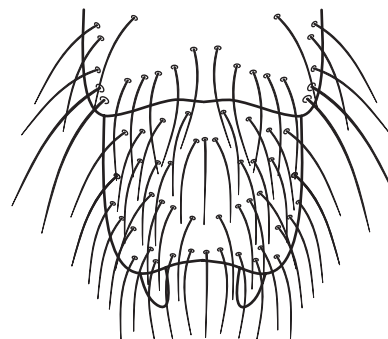


Figura 8.35

- 16(14') Tarsómeros posteriores sin bandas conspicuas de escamas claras o con pequeños anillos claros en su ápice (Figura 8.36); costa de cinco o menos áreas de escamas claras (Figura 8.38); scutum variable (*Anopheles*, en parte) 17
- 16' Tarsómeros posteriores con bandas grandes apicales de escamas claras (Figura 8.37); costa generalmente de seis o más áreas de escamas claras (excepto *An. bambusicolus*), (Figura 8.39); scutum con cuatro líneas oscuras longitudinales (Figura 8.40) (*Kerteszia*) 22



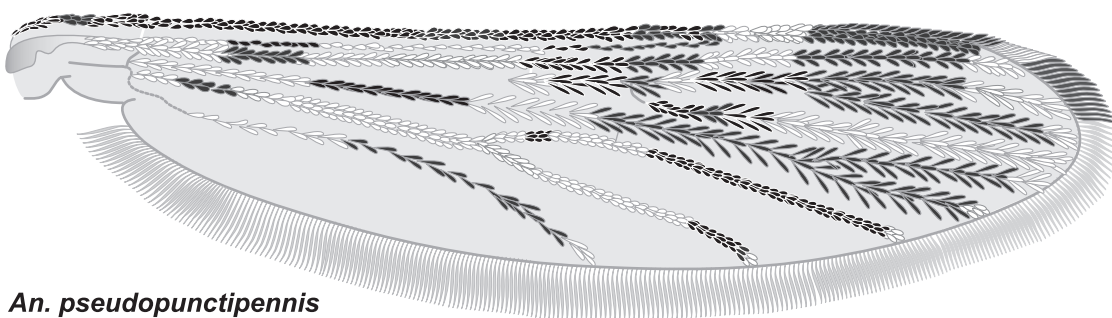
An. eiseni

Figura 8.36



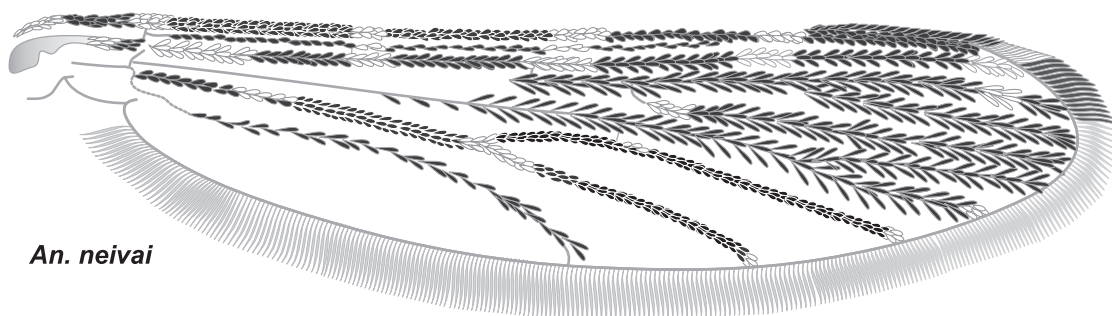
An. neivai

Figura 8.37



An. pseudopunctipennis

Figura 8.38



An. neivai

Figura 8.39

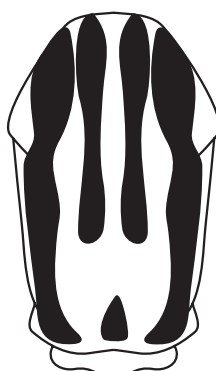


Figura 8.40

- 17(16) Tibia posterior con área clara apical grande (Figura 8.41).....18
 17' Tibia posterior sin área clara apical grande, o con anillo claro en su mitad posterior (Figura 8.42) ..19

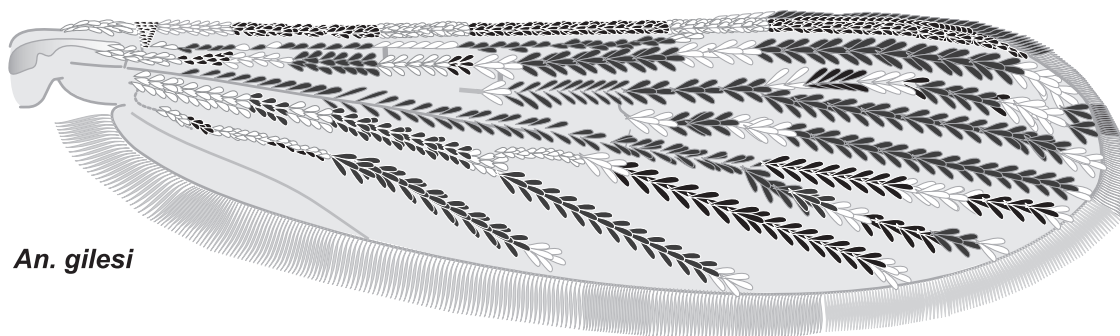


Figura 8.41



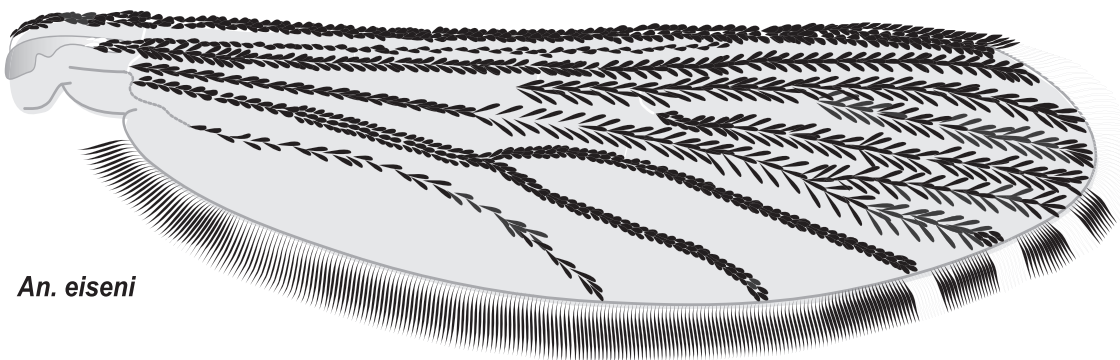
Figura 8.42

- 18(17) Vena anal con más del 0.5 clara, con áreas claras subterminales; vena Costa con seis áreas claras (Figura 8.43).....*gilesi*
 18' Vena anal oscura; costa con escamas claras únicamente en área del ápice (Preapical) (=PP) y ápice de R_1 (Figura 8.44).....*eiseni*



An. gilesi

Figura 8.43



An. eiseni

Figura 8.44

- 19 (17') Scutum con línea mesal clara angosta, lateral clara tan conspicua como la línea mesal clara (Figura 8.45)..... *nimbus & thomasi**
- 19' Scutum variable, generalmente con línea mesal clara amplia; si presenta línea lateral clara, entonces no tan conspicua como la línea mesal clara (Figura 8.46)..... **20**

* *An. kompi* corre también hasta este ítem, sin embargo, se diferencia de estas dos en que la línea mesal clara es más estrecha, y la línea lateral clara es más difusa.

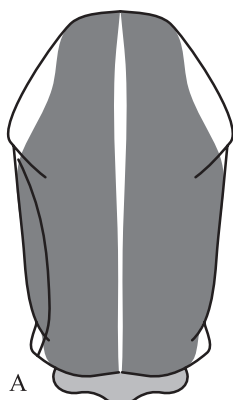


Figura 8.45

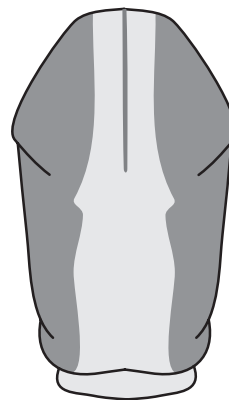
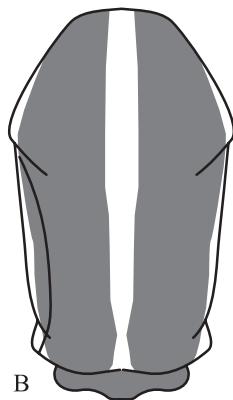


Figura 8.46

- 20(19') Costa con áreas claras apical (AP) y subcostal (SCP); radius y R_1 con escamas claras, excepto a nivel de las áreas PSD, SD y oscura subapical (SAD = PD + AD) (Figura 8.47); palpos maxilares con escamas pálidas en las articulaciones y ápice..... *pseudopunctipennis*
- 20' Costa con áreas claras adicionales a la apical y subcostal (Figura 8.48)..... **21**

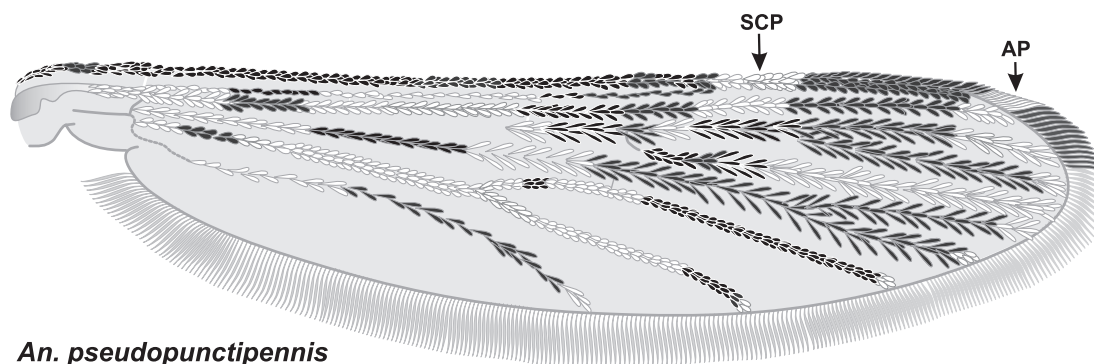


Figura 8.47

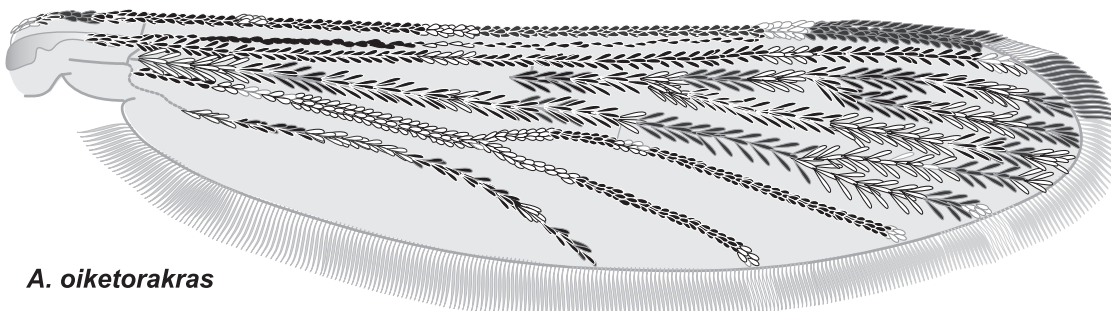


Figura 8.48

- 21(20') Vena 1A completamente oscura o con sólo una pequeña área clara en su parte media (Figura 8.49); vena media (incluyendo M_1 y M_2) completamente oscura; tibia posterior completamente oscura ***vargasi***
- 21' Vena 1A generalmente con tres áreas claras (Figura 8.50); vena media con áreas claras, M_1 y M_2 con área basal clara, M_2 con áreas claras basal y apical; tibia posterior con anillo claro en su mitad posterior ...
..... ***oiketorakras***

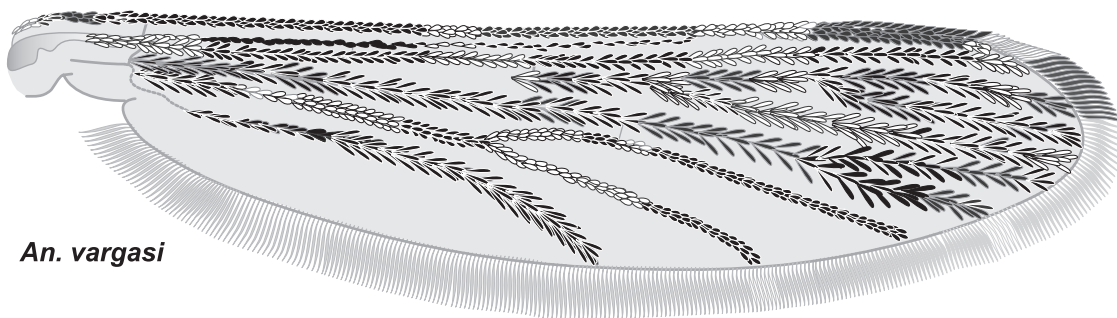


Figura 8.49

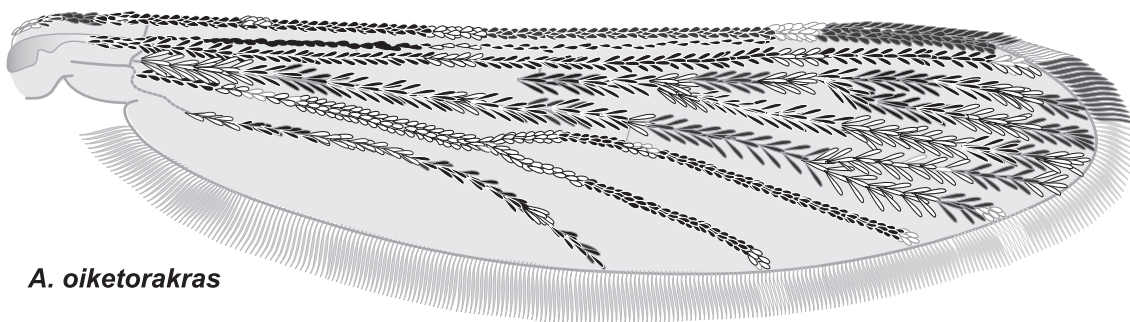


Figura 8.50

- 22(16') Tergito y sternito II-VII con numerosas escamas **23**
- 22' Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias..... **25**
- 23(22) Tarsómero posterior 2 con área clara apical, 0.5 a 0.7 el largo del tarsómero (Figura 8.51) ***boliviensis***
- 23' Tarsómero posterior 2 con área clara apical, 0.1 a 0.2 el largo del tarsómero (Figura 8.52) **24**



Figura 8.51



Figura 8.52

- 24(23') Escamas de los tergitos proximales predominantemente moderadamente anchas a anchas (Figura 8.53).....*lepidotus*
- 24' Escamas de los tergum proximales predominantemente angosta a moderadamente anchas (Figura 8.54).....*pholidotus*

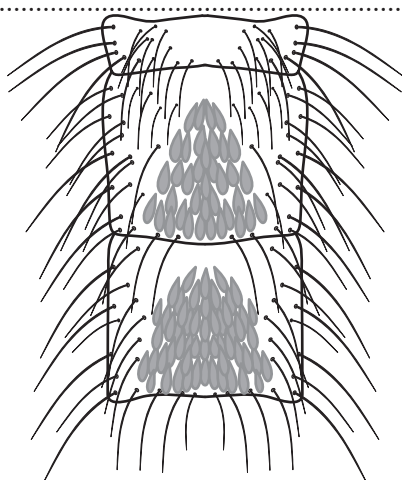


Figura 8.53

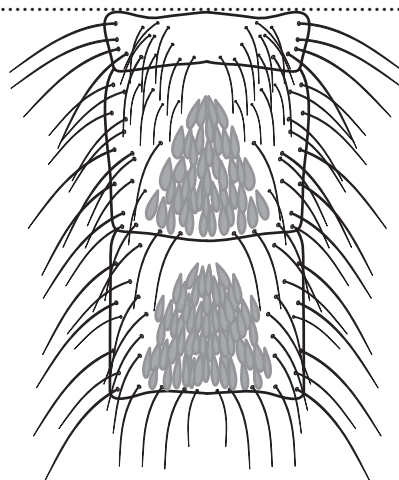


Figura 8.54

- 25(22') Mesanepimeron con únicamente un grupo de escamas superiores (Figura 8.55); vena R_{4+5} sin escamas claras o restringidas a una pequeña mancha basal (Figura 8.57).....26
- 25' Mesanepimeron con dos grupos de escamas, superior y mediano (Figura 8.56); vena R_{4+5} con escamas claras en la parte basal y en un área corta a larga de la parte media o submediana (Figura 8.58)27

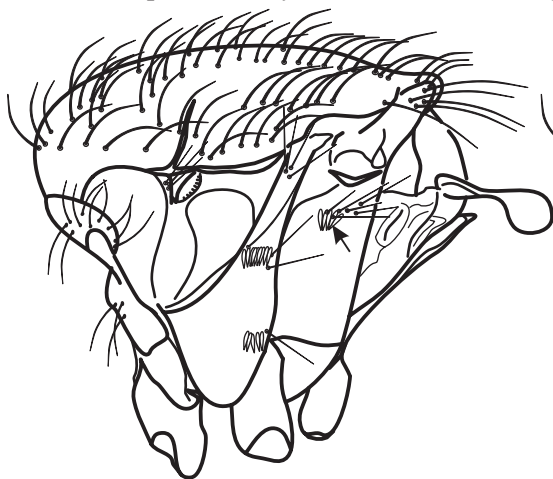


Figura 8.55

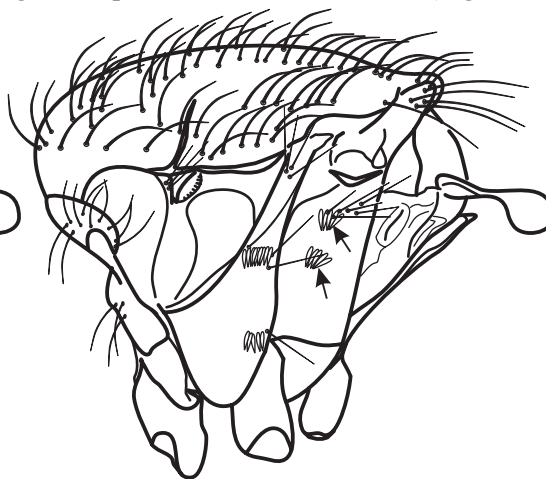
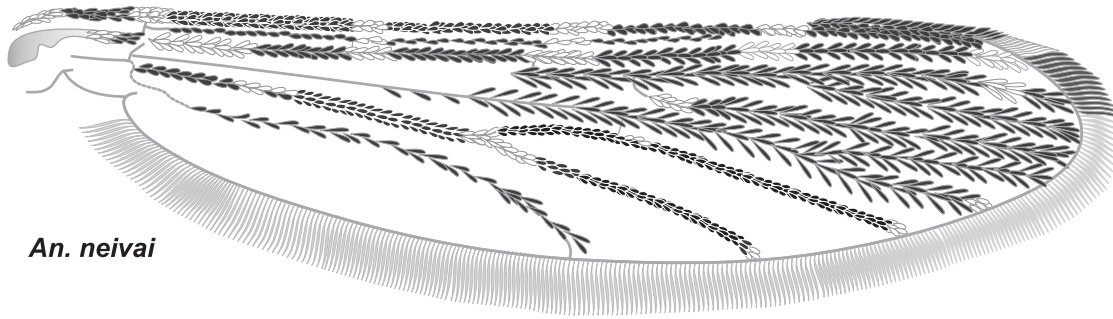
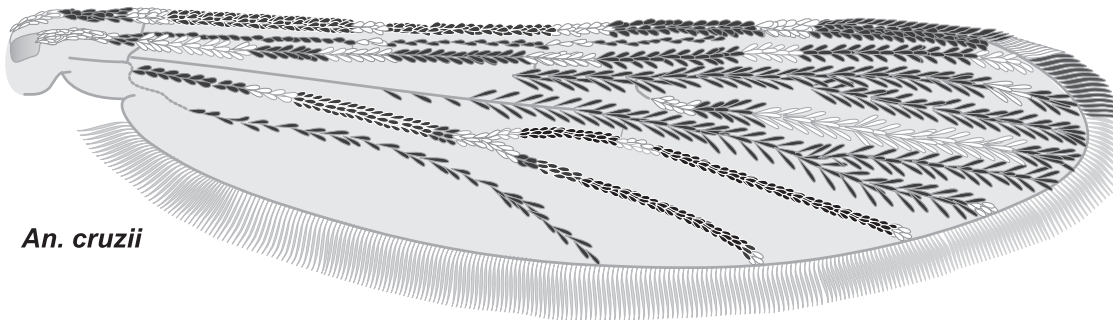


Figura 8.56



An. neivai

Figura 8.57



An. cruzii

Figura 8.58

26(25) Tarsómero posterior 5 (Ta- II₅) con área clara apical, 0.4-0.6 la longitud del tarsómero (Figura 8.59)

.....*neivai*

26' Tarsómero posterior 5 completamente claro (Figura 8.60)*bambusicolus*



An. neivai

Figura 8.59



An. bambusicolus

Figura 8.60

27(25') Palpos con parches de escamas pequeñas, moderadamente blancas en el ápice de los segmentos 3-5, los parches de los segmentos 4 y 5 o sólo 4 (cuando los parches están en más de un segmento) es más grande en el 4; palpos con escamas ligeramente a moderadamente sobresalientes en los segmentos 3 y ligeramente sobresaliente a decumbente en el segmento 4 (Figura 8.61); tergitos abdominales marrón oscuro a negruzcos*homunculus*

- 27' Palpos con parches de escamas pequeñas, moderadamente blancas en el ápice de los segmentos 3-5, los parches del segmento 3 subiguales en tamaño o más grandes que el parche del segmento 4; escamas de los segmentos 3 y 4 completamente o predominantemente decumbentes, escamas de la base del segmento 3 algunas veces ligeramente sobresalientes (Figura 8.62); tergitos abdominales de ligera a conspicuamente rojizos ***cruzii***

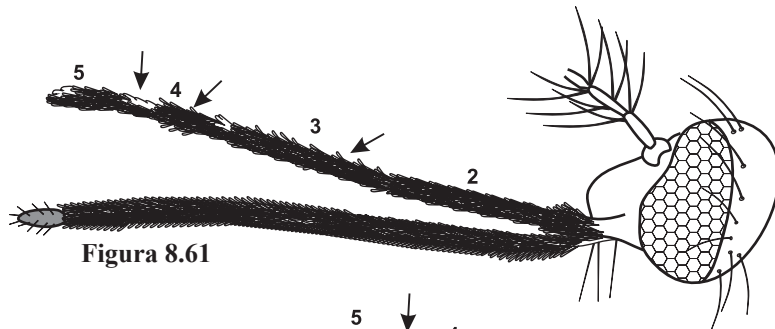


Figura 8.61

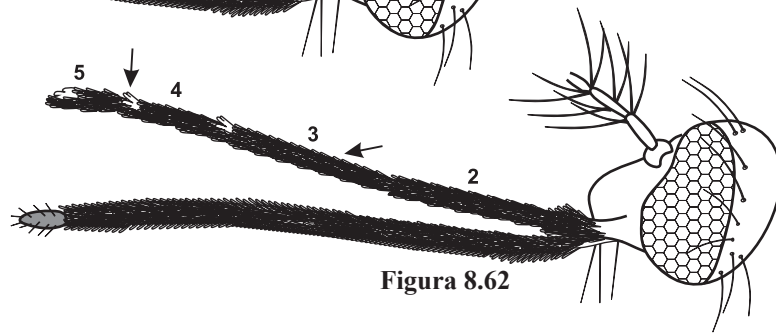


Figura 8.62

- 28(1') Tergitos abdominales sin tufos caudolaterales de escamas oscuras (Sección *Myzorhynchella*)
***parvus***
 28' Tergitos abdominales con tufos caudolaterales de escamas oscuras, generalmente presentes a partir del tergum II o III (Figuras 8.65 y 8.66).....**29**
 29(28') Tarsómero posterior 5 con una banda oscura basal (Sección *Albimanus*) (Figura 8.63)**30**
 29' Tarsómero posterior 5 completamente claro (Sección *Argyritarsis*) (Figura 8.64)**46**



An. albimanus

Figura 8.63



An. darlingi

Figura 8.64

- 30(29) Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum III (Figura 8.65) *albimanus*
 30' Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II (Figura 8.66).....31

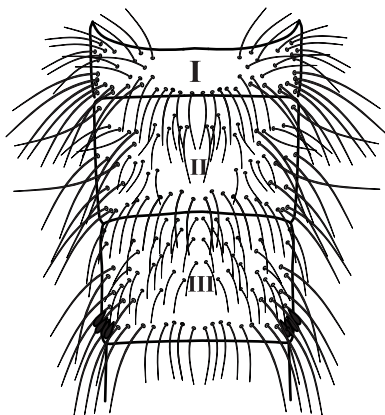


Figura 8.65

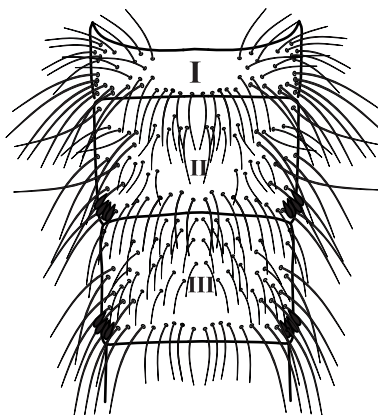


Figura 8.66

- 31(30') Mesanepimeron con un grupo de escamas claras anteriores (Figura 8.67); área clara humeral (HP) 0.5-1.3 la longitud de la mancha oscura prehumeral (PHD) (Figura 8.69); tarsómero frontal 4 (Ta-I₄) con área clara apical 0.4-0.65; tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área basal oscura 0.21-0.49 (Figura 8.71).....
 *triannulatus*
 31' Mesanepimeron sin un grupo de escamas claras anterior (Figura 8.68); área clara humeral (HP), 0.6-4.5 la longitud de la mancha oscura prehumeral (Figura 8.70); demás caracteres variables32

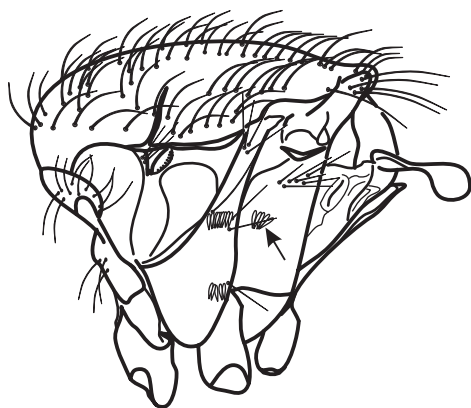


Figura 8.67

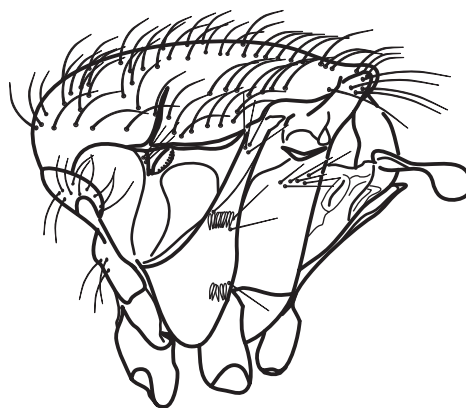
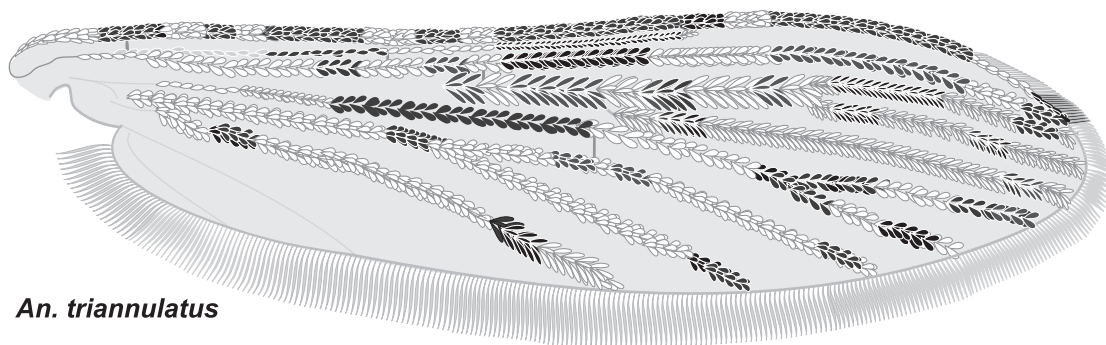
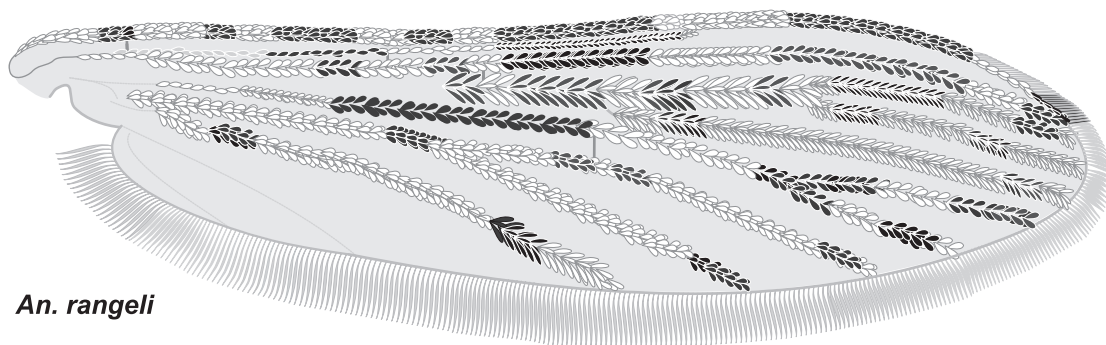


Figura 8.68



An. triannulatus

Figura 8.69



An. rangeli

Figura 8.70



An. triannulatus

Figura 8.71

- 32(31') Ta-III₂ con área basal oscura menor que 0.25 la longitud del tarsómero (Figura 8.72 y 8.73)33
 32' Ta-III₂ con área basal oscura, tan o mayor que 0.25 la longitud del tarsómero (Figura 8.74 y 8.75) .36



An. oswaldoi

Figura 8.72



An. rangeli

Figura 8.73



An. nuneztovari

Figura 8.74



An. benarrochi

Figura 8.75

- 33(32) Ta-I₂, 0.08-0.9 oscuro la longitud del tarsómero; Ta-III₂, 0.08-0.20 oscuro la longitud del tarsómero; HP/PHD mayor que 1.0 (1.0-3.5); SCP/DSD 0.0-0.5 (Figura 8.76)*oswaldoi & konderi*
- 33' Combinación de caracteres anteriores diferente.....34

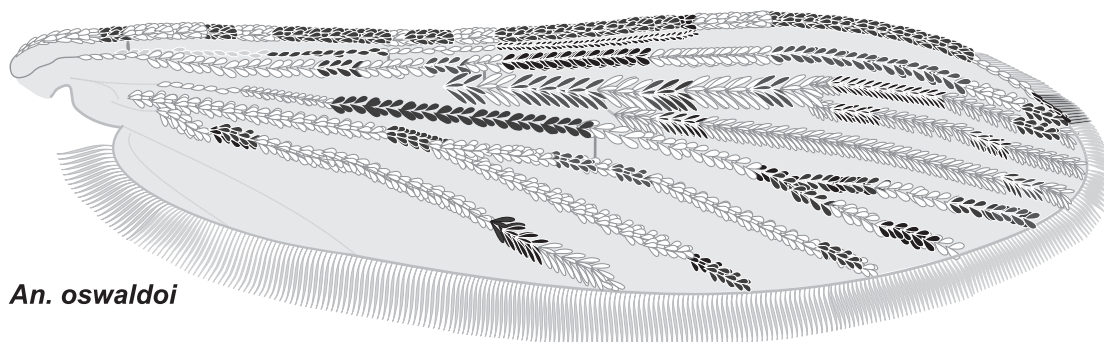


Figura 8.76

- 34(33') SCP/DSD generalmente igual o mayor que 0.55 (0.53-1.40); HP/PHD habitualmente mayor que 2.0 (Figura 8.77); normalmente con escamas claras mesanepimerales superiores*rangeli*
- 34' SCP/DSD generalmente menor que 0.55, si es mayor que 0.55 entonces HP/PHD igual o menor que 2.0 (Figura 8.78); casi siempre sin escamas claras mesanepimerales superiores o sin área costal PRSD (SP+PRSD+ASP)35

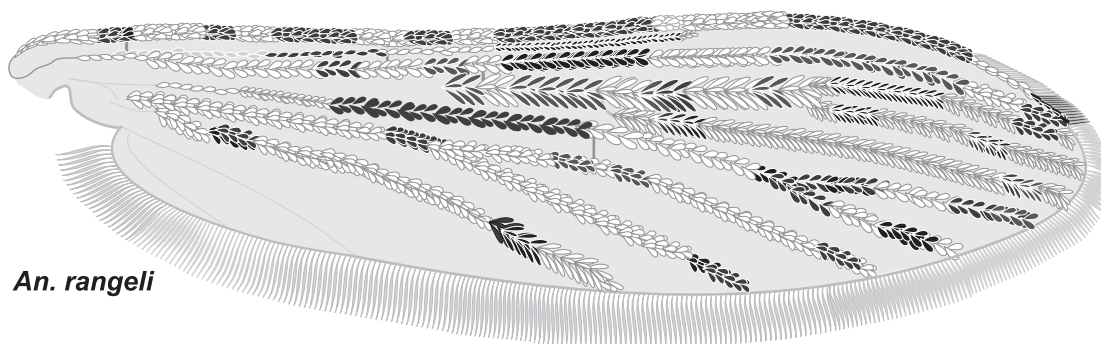


Figura 8.77

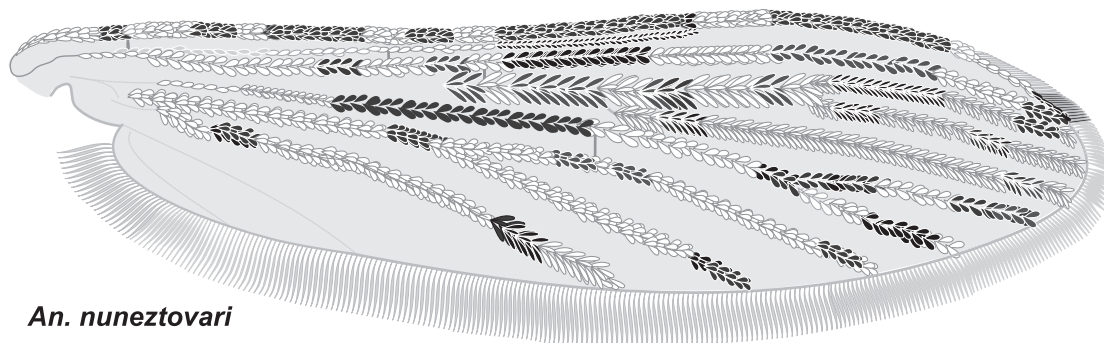


Figura 8.78

- 35(34') Áreas claras del ala, crema a amarillo brillante..... *nuneztovari*
 35' Áreas claras del ala, blancas*strodei*
- 36(32') SCP/DSD generalmente igual o mayor que 0.55 (0.53-1.40); HP/PHD comúnmente mayor que 2.0 (Figura 8.77); usualmente con escamas claras mesanepimerales superiores*rangeli*
 36' SCP/DSD generalmente menor que 0.55, si es mayor que 0.55, entonces HP/PHD habitualmente igual o menor que 2.0; casi isempre sin escamas claras mesanepimerales superiores.....**37**
- 37(36') Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal mayor o igual que 0.44 la longitud del tarsómero**38**
**38**
 37' Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal menor que 0.44 (0.25-0.43) la longitud del tarsómero**40**
- 38 (37) Áreas claras del ala, crema muy claro a blancas*strodei*
 38' Áreas claras del ala, cremosas a amarillentas**39**
- 39(38') Tallo de la vena media completamente, o mayormente, oscura (Figura 8.79)*benarrochi**
 39' Tallo de la vena media completamente, o mayormente, clara (Figura 8.80)..... *aquasalis**

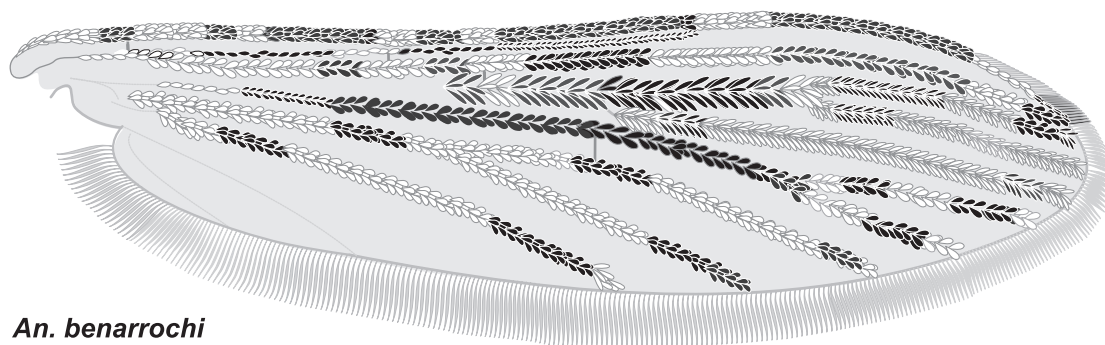


Figura 8.79

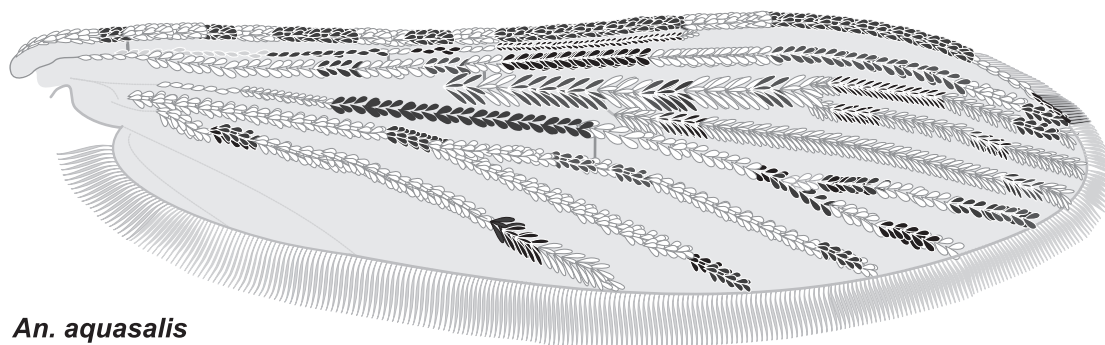


Figura 8.80

* Caracteres diagnósticos seleccionados de Rubio-Palis (2000).

40(37') Área clara humeral (HP) menor que 2.0 la longitud de la oscura prehumeral (PHD) (Figura 8.81)

.....41

40' Área clara humeral (HP) igual o mayor que 2.0 la longitud de la oscura prehumeral (PHD) (Figura 8.82).....43

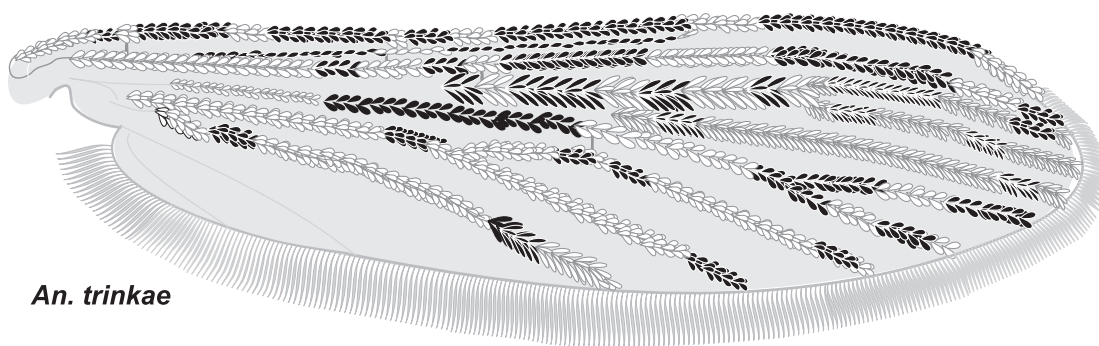


Figura 8.81

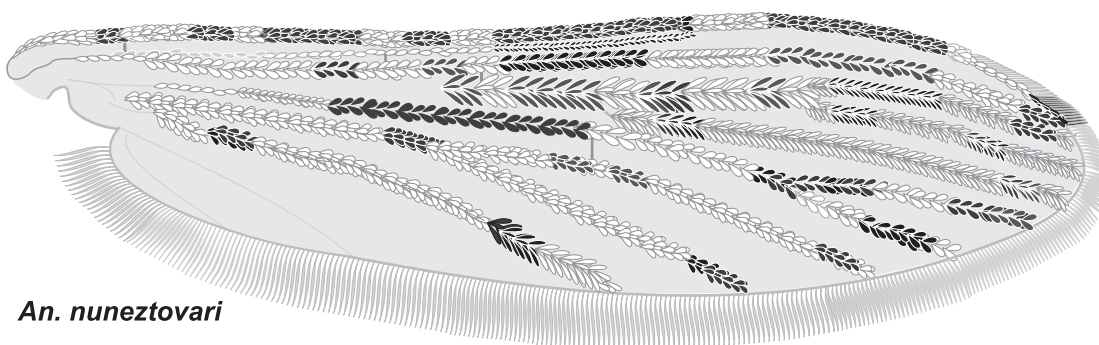


Figura 8.82

41(40) Áreas claras del ala de tonalidad blanca a crema claro *trinkae* y algunos *strodei*

41' Áreas claras del ala de tonalidad amarillenta a crema, no blancas.....42

42(41') Escamas oscuras de la costa, de tonalidad negras; tarsómero anterior 4 (Ta-I₄) 0.28-0.76 oscuro basal

..... *nuneztovari*

42' Escamas oscuras de la costa, marrón oscuro; tarsómero anterior 4 (Ta-I₄) 0.5-1.0 oscuro basal

.....*evansae*

43(40') Áreas claras del ala de tonalidad crema a amarillo brillantes.....44

43' Áreas claras del ala de tonalidad crema claro a blancas.....45

44(43) Escamas oscuras de la costa, negras; tarsómero anterior 4 (Ta-I₄) 0.28-0.76 oscuro basal *nuneztovari*

44' Escamas oscuras de la costa, marrón oscuro; tarsómero anterior 4 (Ta-I₄) 0.5-1.0 oscuro basal*evansae*

- 45(43') Tarsómero anterior 5 (Ta-I₅) generalmente uniforme completo, color dorado a marrón o con unas pocas escamas apicales claras; tarsómero medio 5 (Ta-II₅) 0.3-0.7 cremoso apical*strodei*
- 45' Tarsómero anterior 5 (Ta-I₅) con área clara apical 0.3-0.5 la longitud del tarsómero; tarsómero medio 5, generalmente menor que 0.3 cremoso apical*evansae*
- 46(29') Sternum I sin línea submedial de escamas claras, completamente desnudo; palpómero 4, nunca con escamas claras esparcidas (Figura 8.83) (**grupo Argyritarsis**); palpómero 5 claro47
- 46' Sternum I con dos líneas submediales de escamas claras (Figura 8.84); palpómero 4, generalmente con escamas claras esparcidas (**grupo Albitarsis**)48

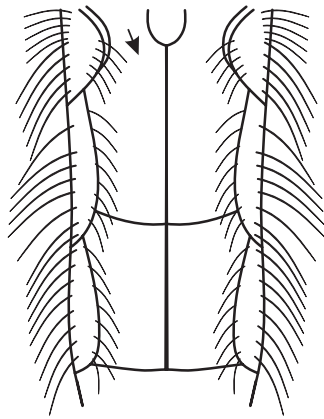


Figura 8.83

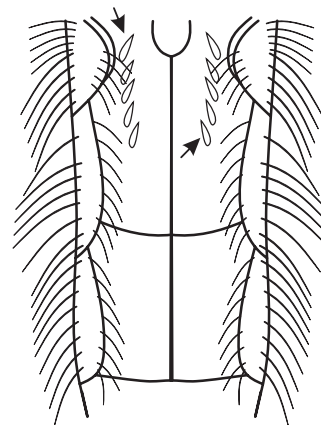


Figura 8.84

- 47(46) Área oscura prehumeral (PHD) 1.5-10.0 (generalmente 3.0-4.0) la longitud de la clara humeral (HP) (Figura 8.87); mesanepimeron (Mm) normalmente con grupo de escamas claras anteriores, sin grupo de escamas claras superiores (Figura 8.85); tergum II-VII con tufos de escamas oscuras caudolaterales ..
darlingi
- 47' Área oscura prehumeral (PHD) menor o igual que la longitud de la clara humeral (HP) (Figura 8.88); mesanepimeron (Mm) sin grupo de escamas claras anteriores, generalmente con grupo de escamas claras superiores (Figura 8.86); tergum II sin tufos de escamas oscuras caudolaterales, presentes en tergum III-VII*argyritarsis*

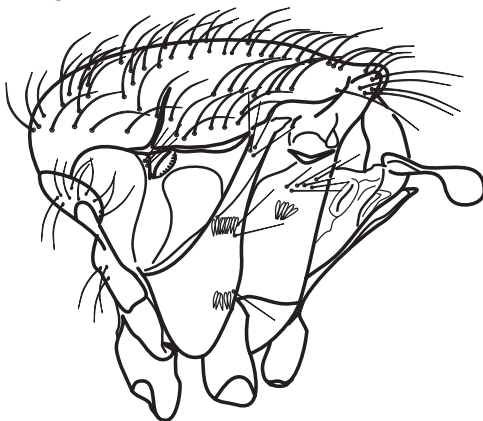


Figura 8.85

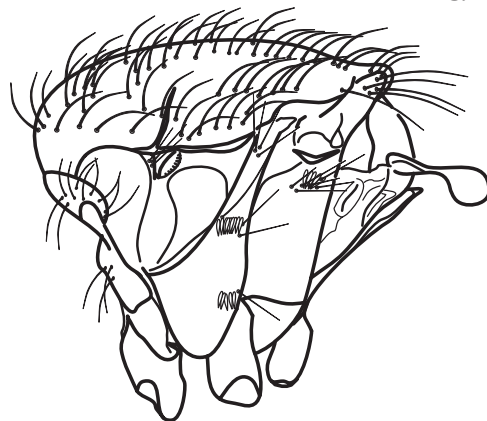
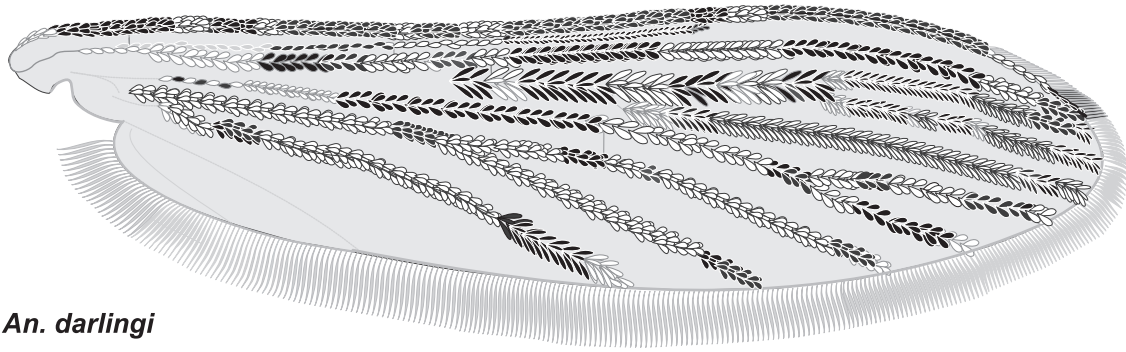
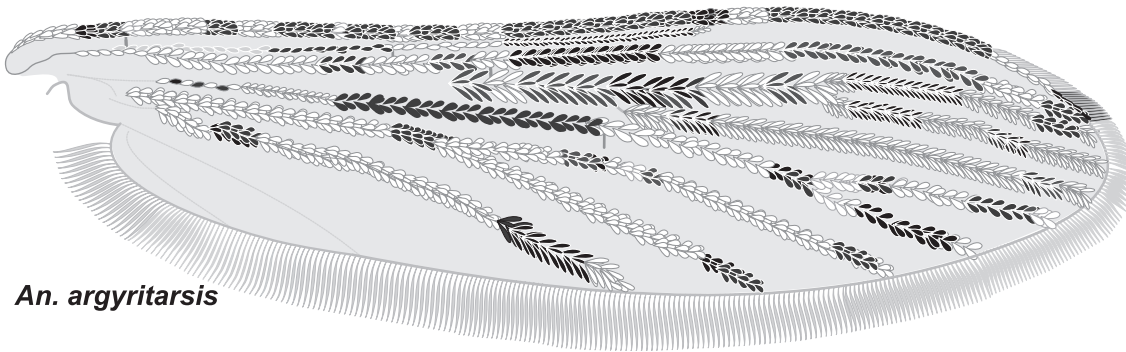


Figura 8.86



An. darlingi

Figura 8.87



An. argyritarsis

Figura 8.88

- 48(46') Tergum II con tufos de escamas oscuras caudolaterales; tarsómero posterior 2 (Ta- III₂) con área basal oscura 0.3-0.6 la longitud del tarsómero (Figura 8.89); SP casi siempre presente pero reducida; R₃ generalmente con tres áreas oscuras (Figura 8.91)..... *braziliensis*
- 48' Tergum II sin tufos de escamas oscuras caudolaterales; tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área basal oscura 0.5-0.7 la longitud del tarsómero (Figura 8.90); SP generalmente ausente; R₃ con 1-3 áreas oscuras (Figura 8.92)..... *marajoara*



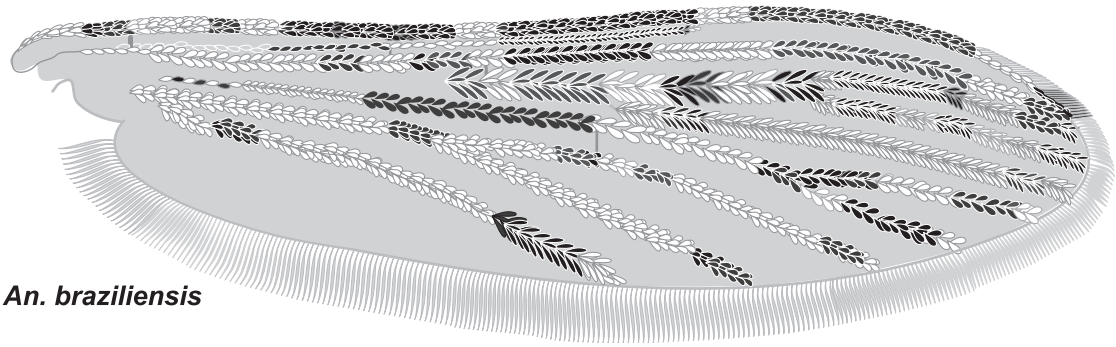
An. braziliensis

Figura 8.89



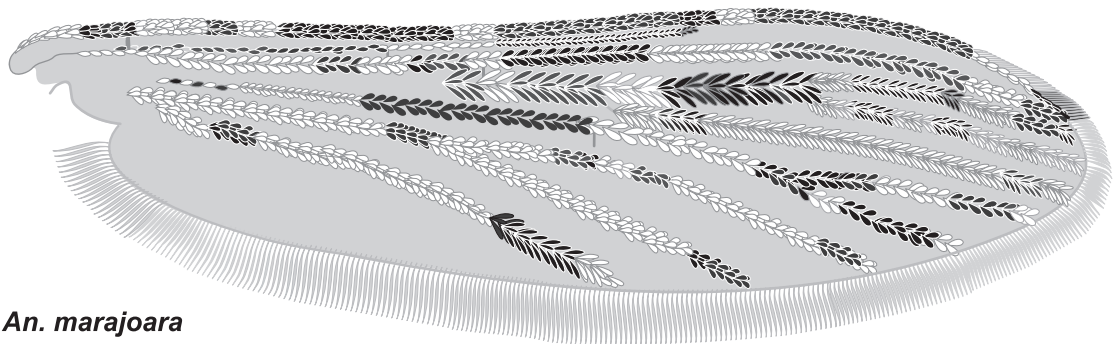
An. marajoara

Figura 8.90



An. braziliensis

Figura 8.91



An. marajoara

Figura 8.92

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

DESCRIPCIÓN BREVE DE ESPECIES DE *ANOPHELES* DE COLOMBIA (HEMBRAS)

SUBGÉNERO *KERTESZIA*

Tarsómeros posteriores (1-4) con bandas grandes apicales de escamas claras.

Scutum con cuatro líneas oscuras longitudinales.

Costa generalmente con más de seis áreas de escamas claras.

ANOPHELES NEIVAI

Mesanepimeron con únicamente un grupo de escamas superiores.

Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) con área clara apical, 0.4-0.6 la longitud del tarsómero.

Vena R₂₊₃ sin mancha clara subcostal.

Vena R₄₊₅ sin escamas claras o restringidas a una pequeña mancha basal.

Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias.

ANOPHELES PHOLIDOTUS

Tarsómero posterior 2 con área clara apical, 0.1 a 0.2 el largo del tarsómero.

Tarsómero posterior 5 con banda clara apical, 0.4 la longitud del tarsómero.

Vena R₂₊₃ con área clara subcostal.

Vena R₄₊₅ con o sin área clara basal, con o sin línea submediana de escamas claras (0.2- 0.4 la longitud de la vena).

Tergito y sternito II-VII con numerosas escamas.

Escamas de los tergum proximales de muy angostas a moderadamente anchas.

ANOPHELES CRUZII

Palpos con escamas completamente o predominantemente decumbentes en los segmentos 3 y 4. Mesanepimeron con dos grupos de escamas, superior y mediano.

Vena R₂₊₃ sin mancha clara subcostal.

Vena R₄₊₅ con escamas claras en la parte basal y en un área corta a larga de la parte media o submediana.

Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias.

ANOPHELES BAMBUSICOLUS

Mesanepimeron con únicamente un grupo de escamas superiores.

Tarsómero posterior 5 completamente claro.

Vena Costa generalmente con menos de seis áreas de escamas claras.

Vena R₂₊₃ sin área clara subcostal.

Vena R₄₊₅ con escamas claras restringidas a una pequeña mancha basal.

Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias.

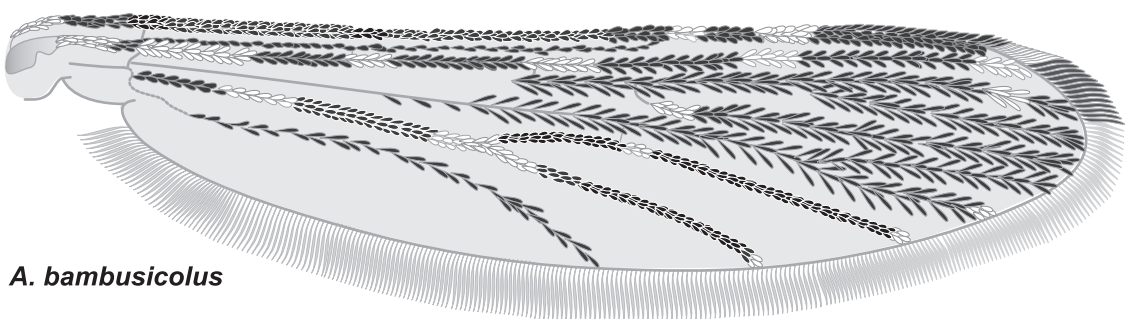
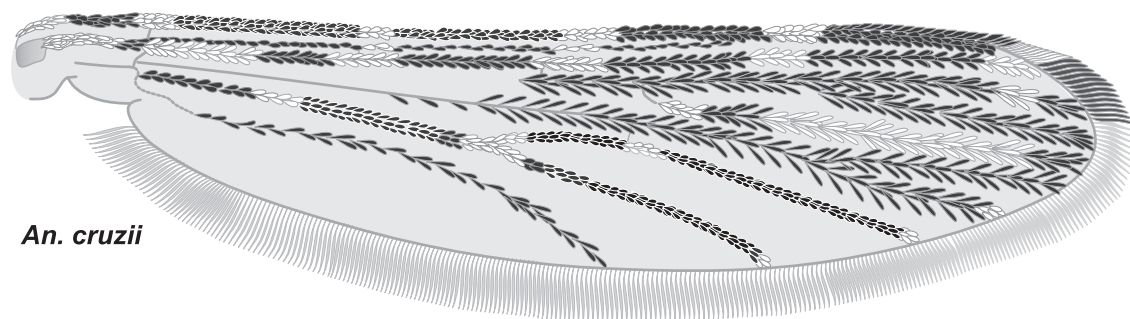
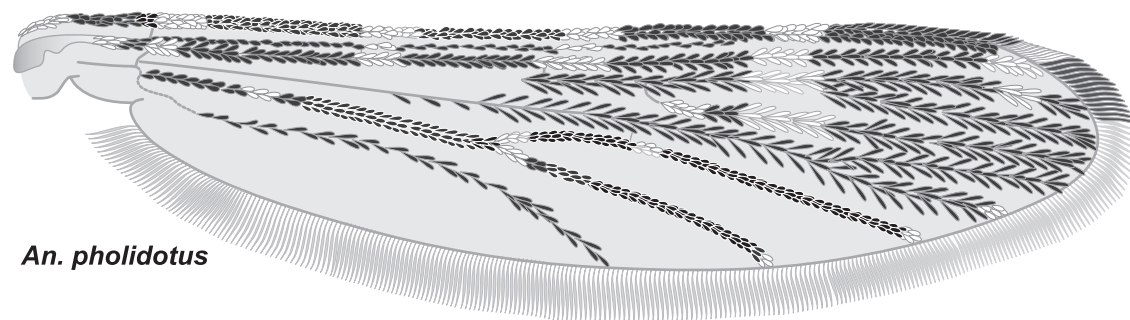
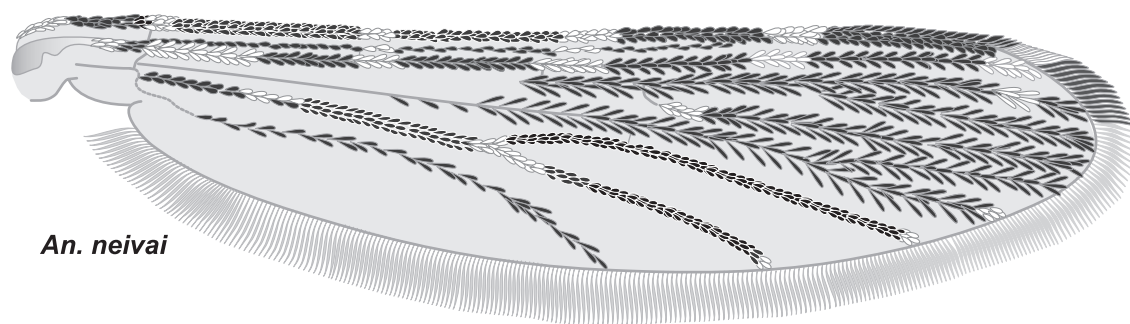


Figura 9.1. Alas representativas de cuatro especies del subgénero *Kerteszia* (Redibujadas a partir de Wilkerson & Peyton, 1990 y Zavortink, 1973).

ANOPHELES BOLIVIENSIS

- Tarsómeros posteriores con bandas grandes apicales de escamas claras.
- Tarsómero posterior 2 con área clara apical, 0.5 a 0.7 el largo del tarsómero.
- Vena R_{2+3} con mancha clara subcostal.
- Vena R_{4+5} con una pequeña área clara basal.
- Tergito y sternito II-VII con numerosas escamas.

ANOPHELES LEPIDOTUS

- Tarsómero posterior 2 con área clara apical, 0.1 a 0.2 el largo del tarsómero.
- Tarsómero posterior 5 con área clara apical, 0.4-0.8 la longitud del tarsómero.
- Vena R_{2+3} generalmente con área clara subcostal.
- Vena R_{4+5} generalmente sin área clara basal o línea submediana de escamas claras.
- Tergito y sternito II-VII con numerosas escamas.
- Escamas de los tergum proximales predominantemente moderadamente anchas a anchas.

ANOPHELES HOMUNCULUS

- Palpos con algunas escamas débilmente a moderadamente sobresalientes en el segmento 3, y débilmente sobresalientes a decumbentes en el segmento 4.
- Mesanepimeron con dos grupos de escamas, superior y mediano.
- Vena R_{2+3} sin mancha clara subcostal.
- Vena R_{4+5} con escamas claras en una pequeña área basal y en un área corta a larga de la parte media o submediana.
- Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias.

ANOPHELES BELLATOR*

- Tarsómero 5 generalmente oscuro.
- Vena R_{2+3} sin mancha clara subcostal.
- Vena R_{4+5} con escamas claras en una pequeña área basal y en un área corta a larga de la parte media o submediana.
- Tergito y sternito II-VII sin escamas obvias.

** No incluida en la clave de hembras (ver comentarios en distribución, página 225).*

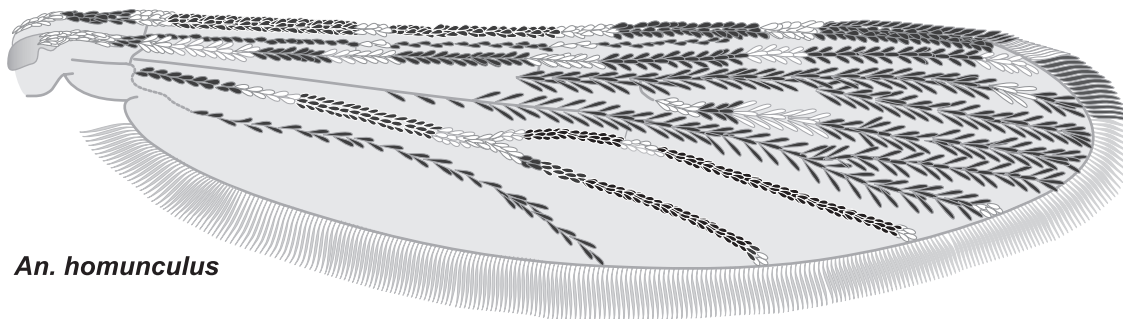
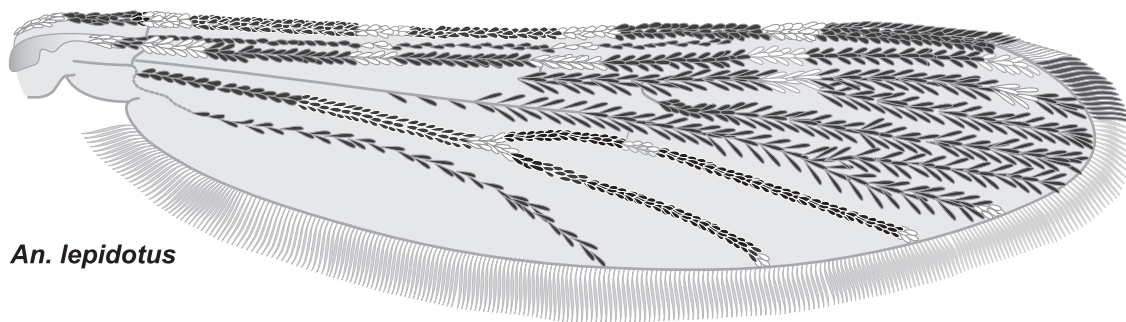
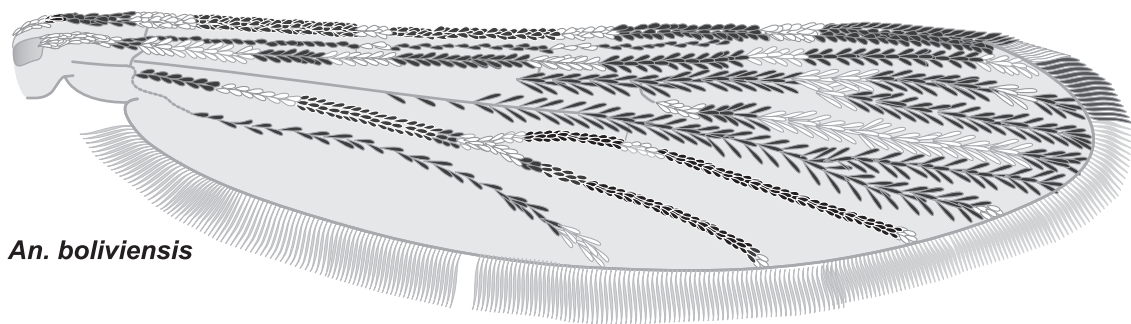


Figura 9.2. Alas representativas de tres especies del subgénero *Kerteszia* (Redibujadas a partir de Zavortink, 1973).

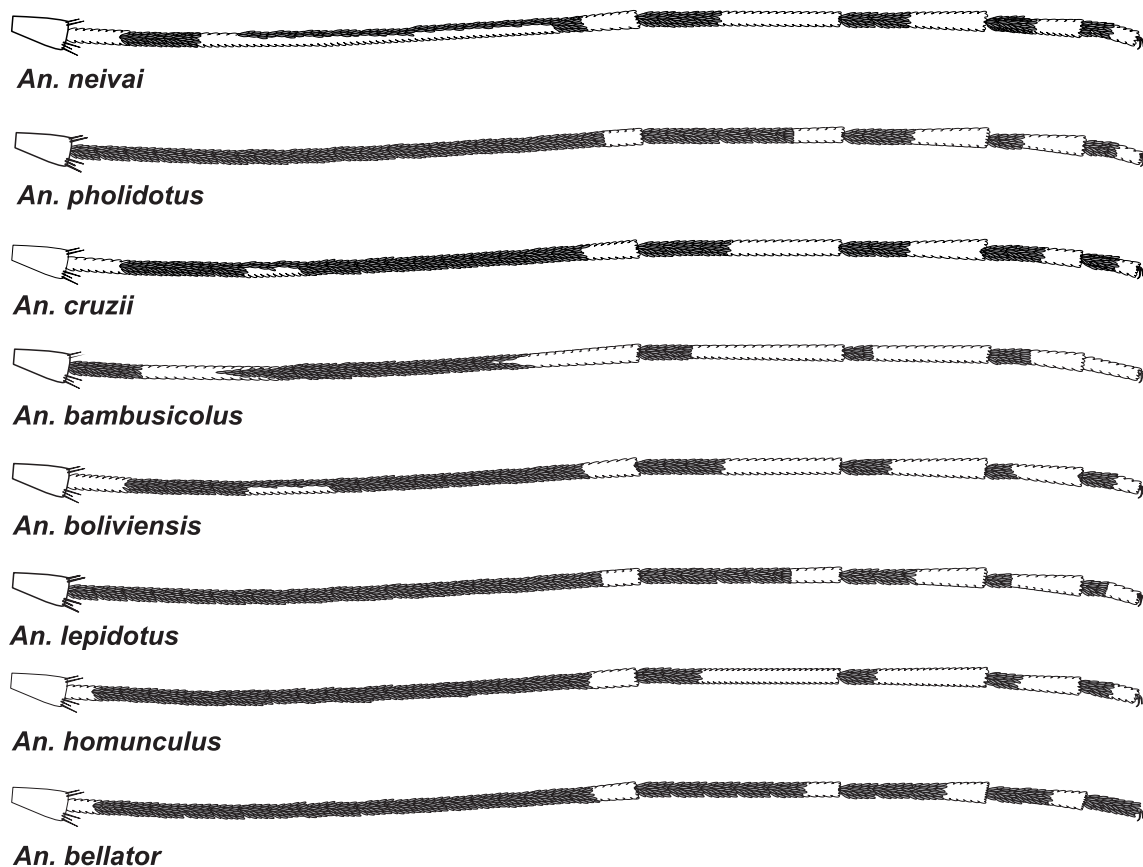


Figura 9.3. Tarsos posteriores de ocho especies del subgénero *Kerteszia* (Redibujadas a partir de Zavortink, 1973).

SUBGÉNERO LOPHOPODOMYIA

Se diferencia fundamentalmente por las características de la genitalia de los machos.

Abdomen sin escamas obvias, con setae.

Alas con el patrón general de los subgéneros *Nyssorhynchus*, *Cellia* y *Kerteszia*.

ANOPHELES OIKETORAKRAS

Patas oscuras, tibia posterior con pequeño anillo claro en la mitad apical.

Tarsómeros posteriores sin bandas conspicuas de escamas claras.

Costa con al menos tres áreas de escamas claras.

Vena anal generalmente con tres áreas oscuras.

Áreas claras del ala, amarillentas.

Abdomen oscuro, con setae doradas.

ANOPHELES GILES

Fémur posterior salpicado lateralmente por escamas amarillentas, ápice con escamas claras.

Tibia posterior negruzca, ápice con escamas claras.

Tarsómeros posteriores sin bandas conspicuas de escamas claras.

Costa con 5-6 áreas de escamas claras.

Vena anal con áreas claras subterminales, con más que 0.5 claras.

Abdomen con setae amarillentas.

ANOPHELES SQUAMIFEMUR

Fémur posterior con grupo distal de escamas oscuras erectas.

Tibia posterior con 0.2 distal con escamas claras.

Tarsómero posterior 1 (Ta-III₁) con área clara en la base.

Tarsómeros posteriores (Ta-III₂₋₅) oscuros, con articulaciones claras.

Abdomen sin escamas, moderadamente cubierto con setae largas.

ANOPHELES VARGASI

Mesonotum con un área amplia clara, delimitada por una margen angosta lateral de color oscuro.

Patas posteriores oscuras, tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) oscuros, con áreas claras cerca del punto de las articulaciones.

Alas con patrones claros como la Figura 9.5.



Figura 9.4. Tarsos posteriores de dos especies del subgénero *Lophopodomyia* y tres especies de *Stethomyia*.

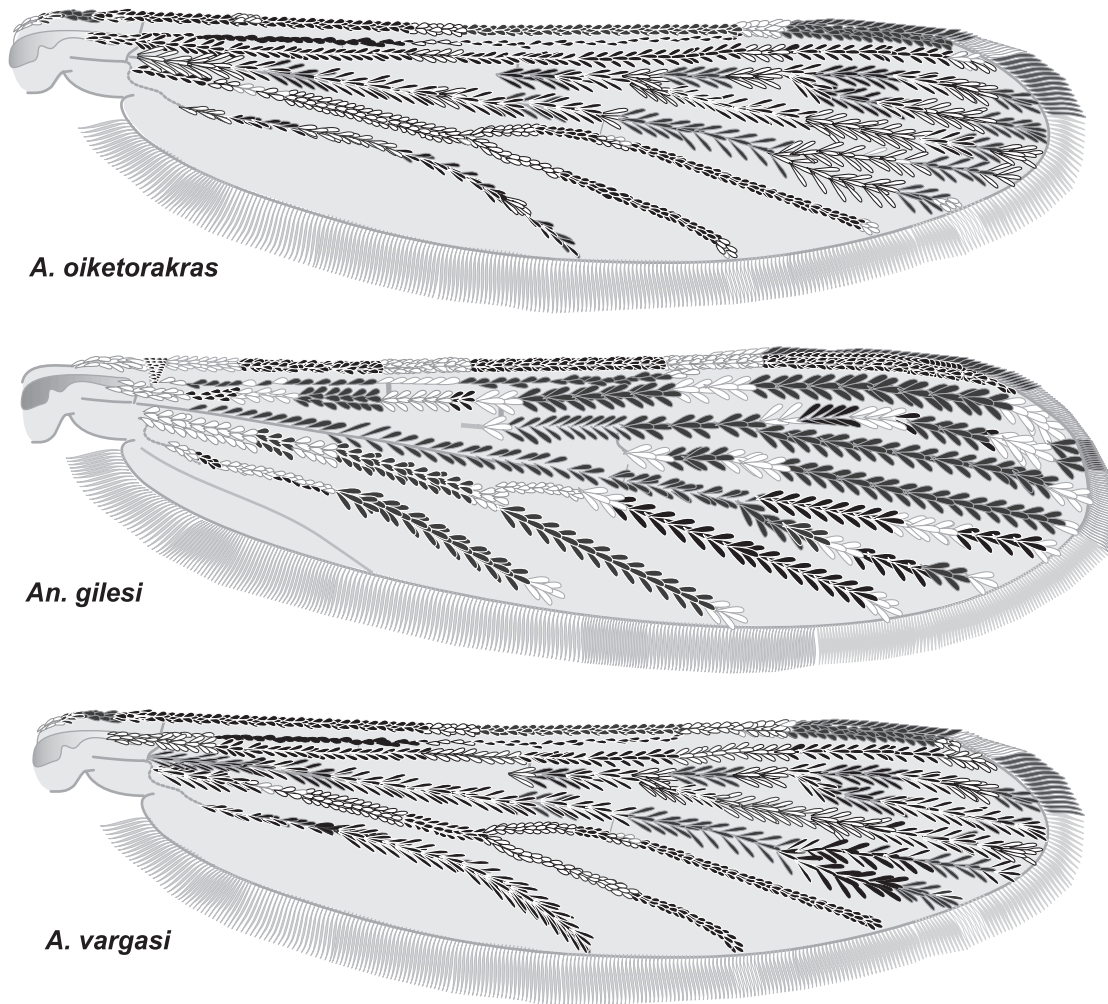


Figura 9.5. Alas representativas de tres especies del subgénero *Lophopodomyia* (Redibujadas a partir de Lane, 1953, Osorno-Mesa, 1947 y Wilkerson & Peyton, 1990).

SUBGÉNERO STETHOMYIA

Mesonotum con un área longitudinal plateada, sobre un integumento marrón oscuro, extendida desde la porción anterior hasta el scutellum, generalmente bien definida.

Scutum sin escamas.

Alas con todas las escamas oscuras.

Tarsómeros de la pata posterior predominantemente oscuros (Figura 9.4).

ANOPHELES KOMPI

Vértex con escamas cortas.

Mesonotum con una línea mesal estrecha grisácea sobre un integumento marrón oscuro.

Línea lateral clara del scutum no tan conspicua como la mesal.

Scutellum marrón.

Patas muy largas y delgadas, fémur y tibia con ápice claro.

Tarsómeros posteriores (Ta-III_{1,5}) completamente oscuros, con anillos claros poco diferenciables.

ANOPHELES THOMASI

Vértex con escamas algo parecidas a las de *An. nimbus*.

Scutum con línea lateral clara tan conspicua como la mesal clara.

Scutellum marrón.

Tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) completamente oscuros, con anillos claros muy pequeños cerca del punto de sus articulaciones.

ANOPHELES NIMBUS

Occipucio con escamas y setae erectas.

Vértex con un tufo de escamas claras angostas, las más largas sobrepasan el ápice del primer flagelómero.

Scutum con línea lateral clara tan conspicua como la mesal clara.

Scutellum marrón.

Tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) oscuros, con anillos claros muy pequeños cerca del punto de sus articulaciones.

Abdomen con tergitos cubiertos por pelos dorados.

SUBGÉNERO ANOPHELES

SERIE ARRIBALZAGIA

Mesoscutum generalmente con tres manchas oscuras polinosas bien definidas, dos anteriores en el área dorsocentral, posterior al extremo de la sutura prescutal (transcutal) y otra en el área prescutelar, que se continúa sobre el scutellum (de las especies registradas en Colombia se exceptúa a *An. vestitipennis*).

Con tufos caudolaterales de escamas oscuras en los tergitos abdominales (excepto *An. vestitipennis*).

Fémur y tibia de las patas posteriores con manchas claras, tarsómeros posteriores con áreas claras y oscuras bien definidas.

Alas con áreas claras y oscuras variables, área subcostal bien desarrollada, con varias áreas de escamas oscuras.

Halterio con un grupo de escamas claras (generalmente blancas) en el capítulo.

ANOPHELES PUNCTIMACULA

Mesanepimeron superior generalmente sin grupo de escamas claras.

Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.

Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas, (Ta-III₄) generalmente con dos áreas oscuras y tres claras, una banda clara central.

Todos los tarsómeros posteriores con bandas claras cortas, cerca del punto de articulación.

Tarsómero posterior 5, generalmente con banda oscura, algunas veces (7%) completamente clara.

Alas con tres áreas de manchas oscuras costales y una apical poco diferenciable.

Áreas claras costales como en la Figura 9.6.

Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C contigua con las correspondientes escamas claras de R₁, no separadas por escamas oscuras de la postsubcostal oscura.

ANOPHELES MALEFACTOR

Mesanepimeron superior generalmente con grupo de escamas claras.

Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.

Todos los tarsómeros posteriores con bandas claras cortas, cerca del punto de articulación.
 Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.
 Tarsómero posterior 4 con dos áreas oscuras y tres claras, la clara de la parte media a veces restringida a lado dorsal o poco desarrollada.
 Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) completamente claro.
 Alas con tres áreas de manchas oscuras costales y una apical poco diferenciable.
 Áreas claras costales como en la Figura 9.7.
 Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C contigua con las correspondientes escamas claras de R₁, no separadas por escamas oscuras de la postsubcostal oscura.

ANOPHELES CALDERONI

Mesanepimeron superior generalmente con grupo de escamas claras.
 Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.
 Todos los tarsómeros posteriores con bandas claras cortas, cerca del punto de articulación.
 Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.
 Tarsómero posterior 4 con dos áreas oscuras y tres claras, la clara de la parte media a veces restringida a lado dorsal o poco desarrollada.
 Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) con o sin una banda oscura, a veces de color grisáceo o difusa, pero no tan clara como el resto de escamas.
 Alas con tres áreas de manchas oscuras costales y una apical poco diferenciable.
 Áreas claras costales como en la Figura 8.25.
 Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C no contigua con las correspondientes escamas claras de R₁, generalmente separadas por algunas escamas oscuras de la postsubcostal oscura.

ANOPHELES FLUMINENSIS

Mesanepimeron superior generalmente con grupo de escamas claras.
 Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.
 Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.
 Tarsómero posterior 4 con dos áreas oscuras y tres claras.
 Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) completamente claro.
 Alas con tres áreas de manchas oscuras costales y una apical poco diferenciable.
 Áreas claras costales como en la Figura 9.6.
 Alas con el área oscura preapical (PD) mayor que 1.2 la longitud de SD; áreas oscuras del área subcostal generalmente pequeñas.

ANOPHELES APICIMACULA

Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.
 Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.
 Tarsómero posterior 5 con una banda o área oscura.
 Áreas claras costales como en la Figura 9.7
 Área apical oscura (AD) tan diferenciable como PSD, SD y PD.
 Venas anteriores (Sc, R) con 4 manchas oscuras.
 Mancha clara postsubcostal distal (POSCP) sobre la vena C contigua con las correspondientes escamas claras de R₁, no separadas por escamas oscuras de la postsubcostal oscura.

Escamas de la parte media longitudinal de la cubitus (Cu) con escamas oscuras, más pequeñas que las que se observan en las venas cercanas.

ANOPHELES SHANNONI

Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.

Tarsómeros posteriores 1 a 4 casi completamente oscuros, con anillo de escamas claras solamente en su ápice.

R₄₊₅ generalmente oscura, salpicada de escamas claras, con una pequeña mancha clara y otra oscura proximal.

Alas con área oscura subcostal (SCD) de tamaño variable, generalmente en fusión con el ápice de la subcosta.

Abdomen con tufos posterolaterales de escamas oscuras erectas bien definidas.

ANOPHELES PERYASSUI

Tarsómeros posteriores sin bandas conspicuas de escamas claras, con bandas claras cortas, cerca del punto de articulación.

Áreas claras costales como en la Figura 9.7.

Vena anal con cuatro o más áreas oscuras.

Último tergum abdominal y cerci con escamas claras y oscuras.

Sternitos abdominales I-VII sin escamas claras.

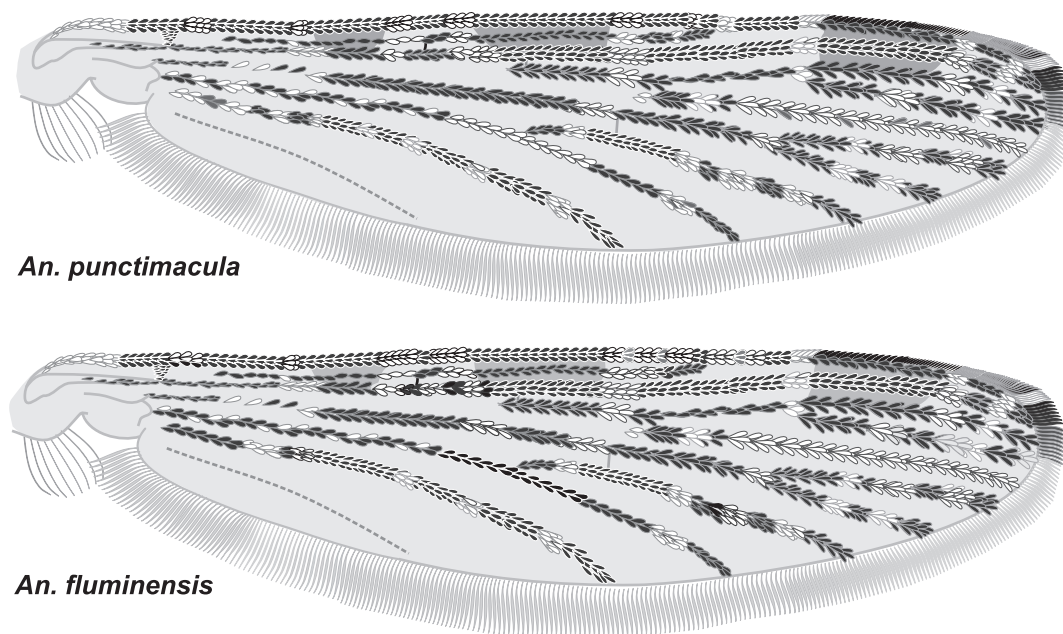


Figura 9.6. Alas representativas de dos especies del subgénero *Anopheles*, Serie Arribalzaga (Redibujadas a partir de Wilkerson & Peyton, 1990 y Wilkerson, 1990).

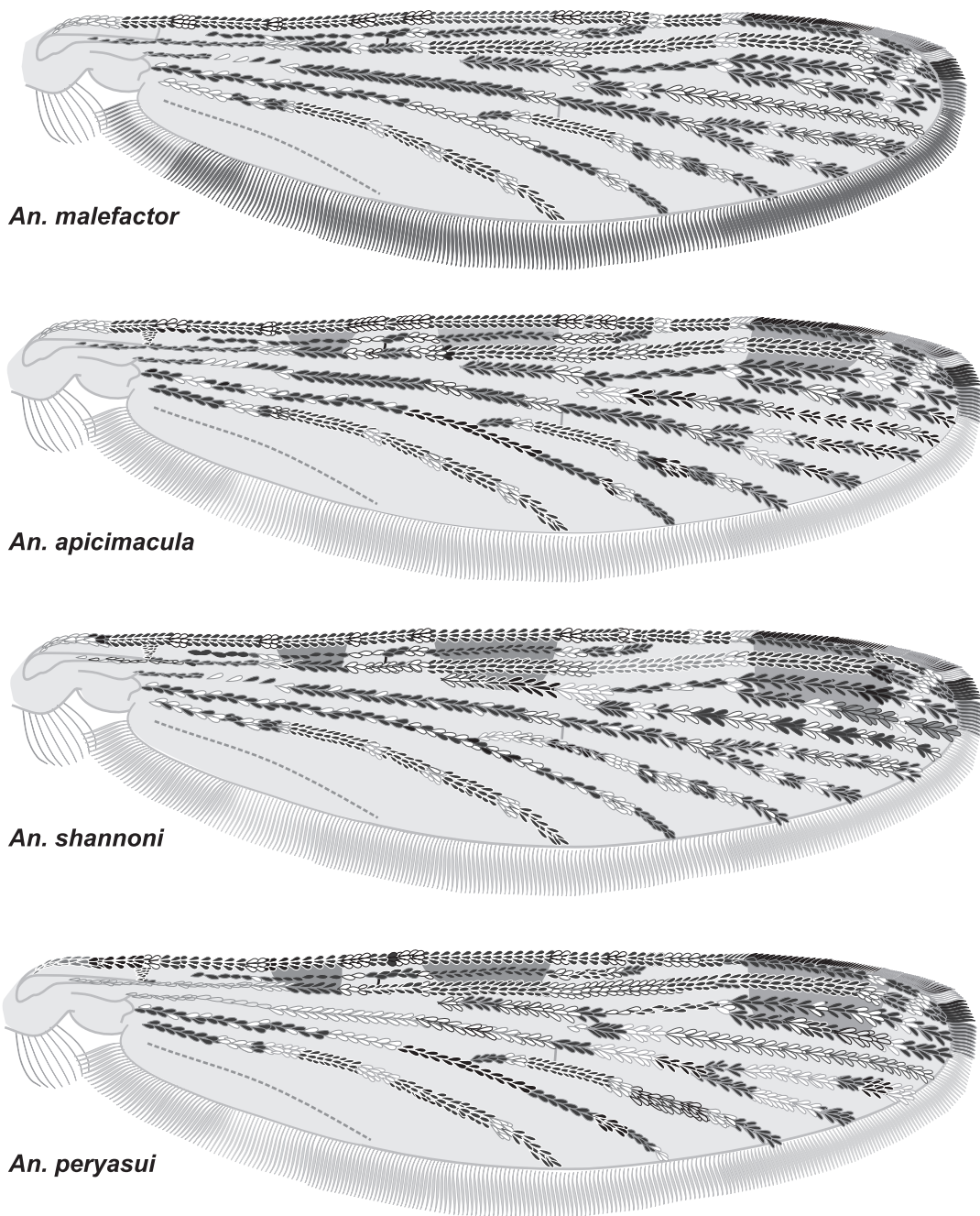


Figura 9.7. Alas representativas de cuatro especies del subgénero *Anopheles*, Serie Arribalzagia (Redibujadas a partir de Wilkerson & Peyton, 1990 y Wilkerson et al., 1997).

ANOPHELES NEOMACULIPALPUS

Fémur y tibia con abundantes manchas claras grandes.

Todos los tarsómeros posteriores con bandas claras cortas, cerca del punto de articulación.

Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas (Ta-III₄), generalmente con una banda clara central.

Tarsómero posterior 5 generalmente con banda oscura.

Áreas claras costales como en la Figura 9.8.

Alas con área oscura subcostal (SCD) de tamaño variable, generalmente en fusión con el ápice de la subcosta.

ANOPHELES COSTAI

Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.

Tarsómero posterior 4 (Ta-III₄) con una sola área oscura, entre un área clara basal y otra distal.

Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) completamente claro (amarillento).

Áreas claras costales como en la Figura 9.8.

Alas con área oscura subcostal (SCD) de tamaño variable, generalmente en fusión con el ápice de la subcosta.

ANOPHELES FORATTINII

Tarsómeros posteriores 1 a 4 con áreas claras bien definidas.

Tarsómero posterior 4 (Ta-III₄) con una sola área oscura, entre un área clara basal y otra distal.

Tarsómero posterior 5 (Ta-III₅) completamente claro (amarillento).

Áreas claras costales como en la Figura 9.8.

Alas con área oscura subcostal (SCD) de tamaño variable, generalmente en fusión con el ápice de la subcosta.

ANOPHELES MATTOGROSSENSIS

Tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) oscuros, con articulaciones claras.

Áreas claras costales como en la Figura 9.8.

Vena anal con cuatro o más áreas oscuras.

Último tergum abdominal y cerci sin escamas, con setae.

Sternitos I-VII con tufos de escamas claras mesales.

ANOPHELES VESTITIPENNIS

Scutum y scutellum sin las manchas oscuras polinosas observadas en las otras especies de la serie Arribalzaga.

Áreas claras costales poco desarrolladas (Figura 9.8).

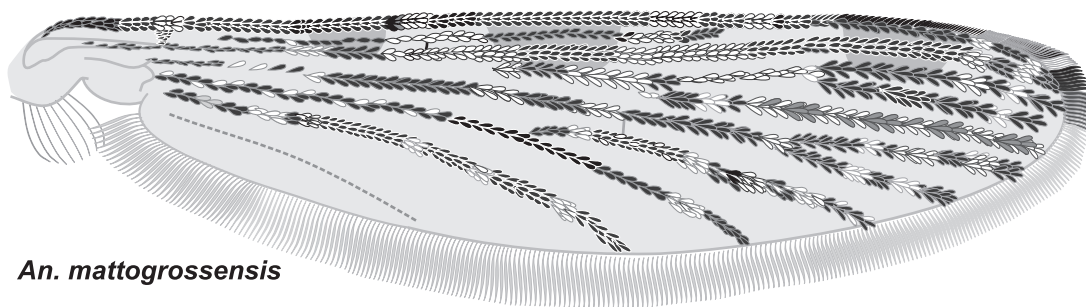
Ala con predominio de escamas oscuras.

Vena R₄₊₅ principalmente oscura.

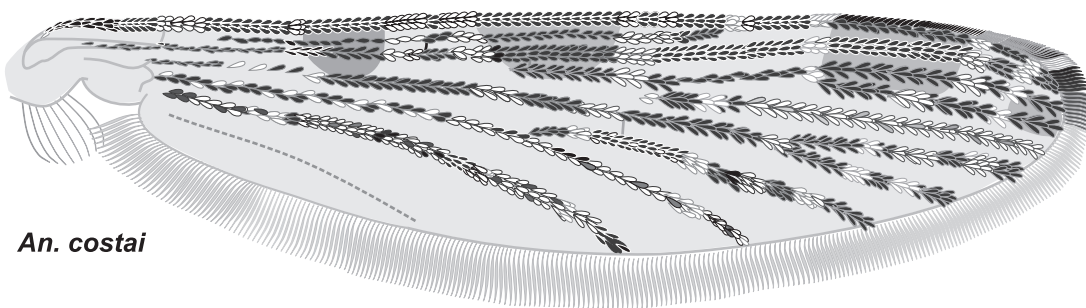
Tarsómero 1 con cinco manchas claras, 2 y 3 con dos en la parte media y en el ápice, 4 con área clara basal y apical, 5 completamente negruzco.

Tergitos abdominales sin tufos caudolaterales de escamas.

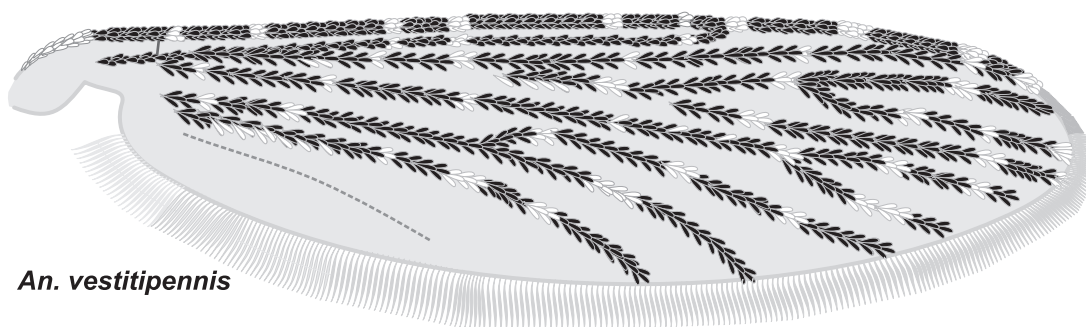
Sternitos abdominales con escamas esparcidas.



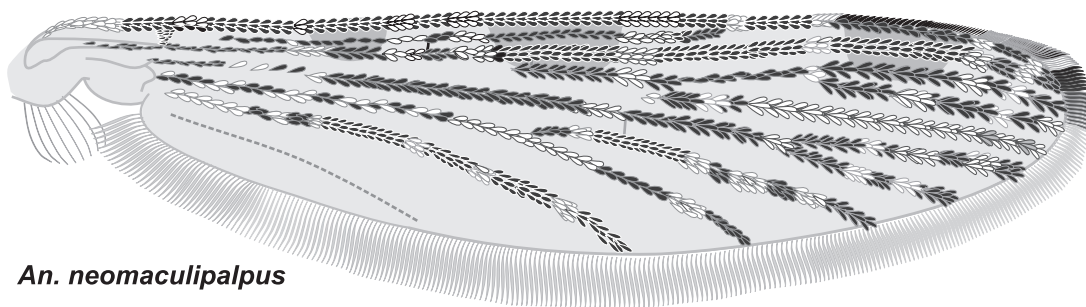
An. mattogrossensis



An. costai



An. vestitipennis



An. neomaculipalpus

Figura 9.8. Alas representativas de cuatro especies del subgénero *Anopheles*, Serie Arribalzagia (Redibujadas a partir de Komp, 1942, Sallum et al., 1999 y Wilkerson & Peyton, 1990).

SERIE ANOPHELES

GRUPO PSEUDOPUNCTIPENNIS

Patas posteriores principalmente oscuras, a veces con anillos pequeños en el ápice de la tibia.
Tarsómeros posteriores oscuros.

ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS

Palpos maxilares con escamas pálidas en las articulaciones y ápice.

Tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) completamente oscuros.

Costa con únicamente las áreas clara apicales (AP) y Subcostal (SCP).

Radius y R₁ con escamas claras, excepto a nivel de las áreas PSD, SD y oscura subapical (SAD=PD+AD).

Vena anal con áreas claras basal y apical, únicamente un área oscura entre estas dos.

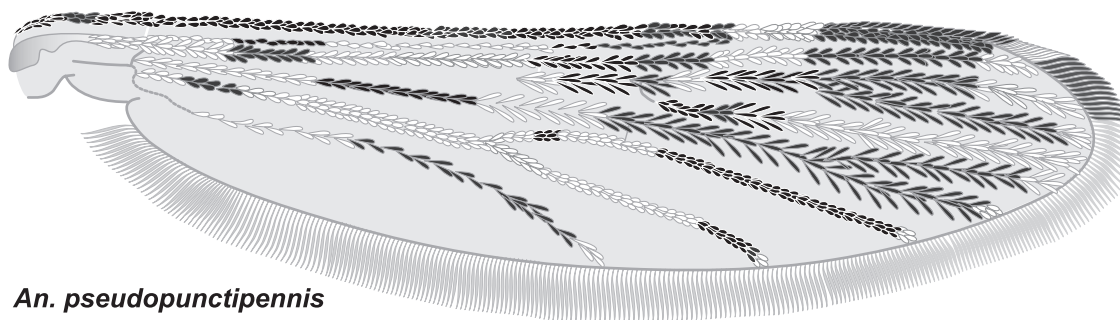
ANOPHELES EISENI

Tibia posterior con área clara apical grande.

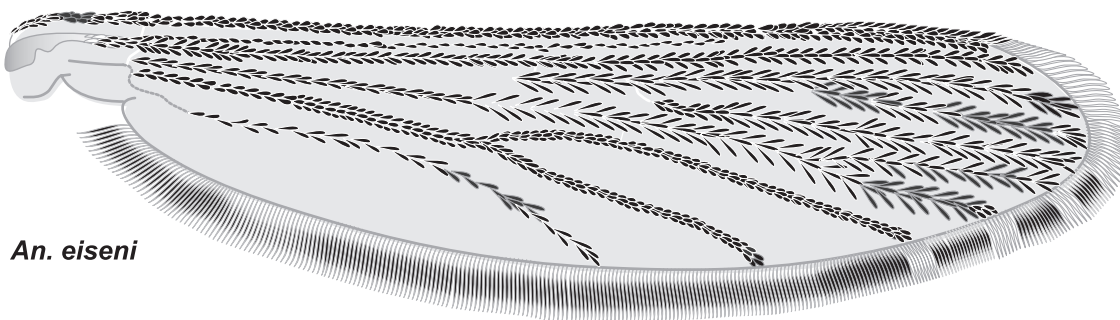
Tarsómeros posteriores (Ta-III₁₋₅) completamente oscuros.

Costa casi completamente oscura; con escamas claras únicamente en área del ápice (Preapical) (=PP) y ápice de R₁.

Vena anal oscura.



An. pseudopunctipennis



An. eiseni

Figura 9.9. Alas representativas de dos especies del subgénero *Anopheles*, serie *Anopheles* (Redibujadas a partir de Wilkerson & Peyton, 1990 y Komp, 1942).

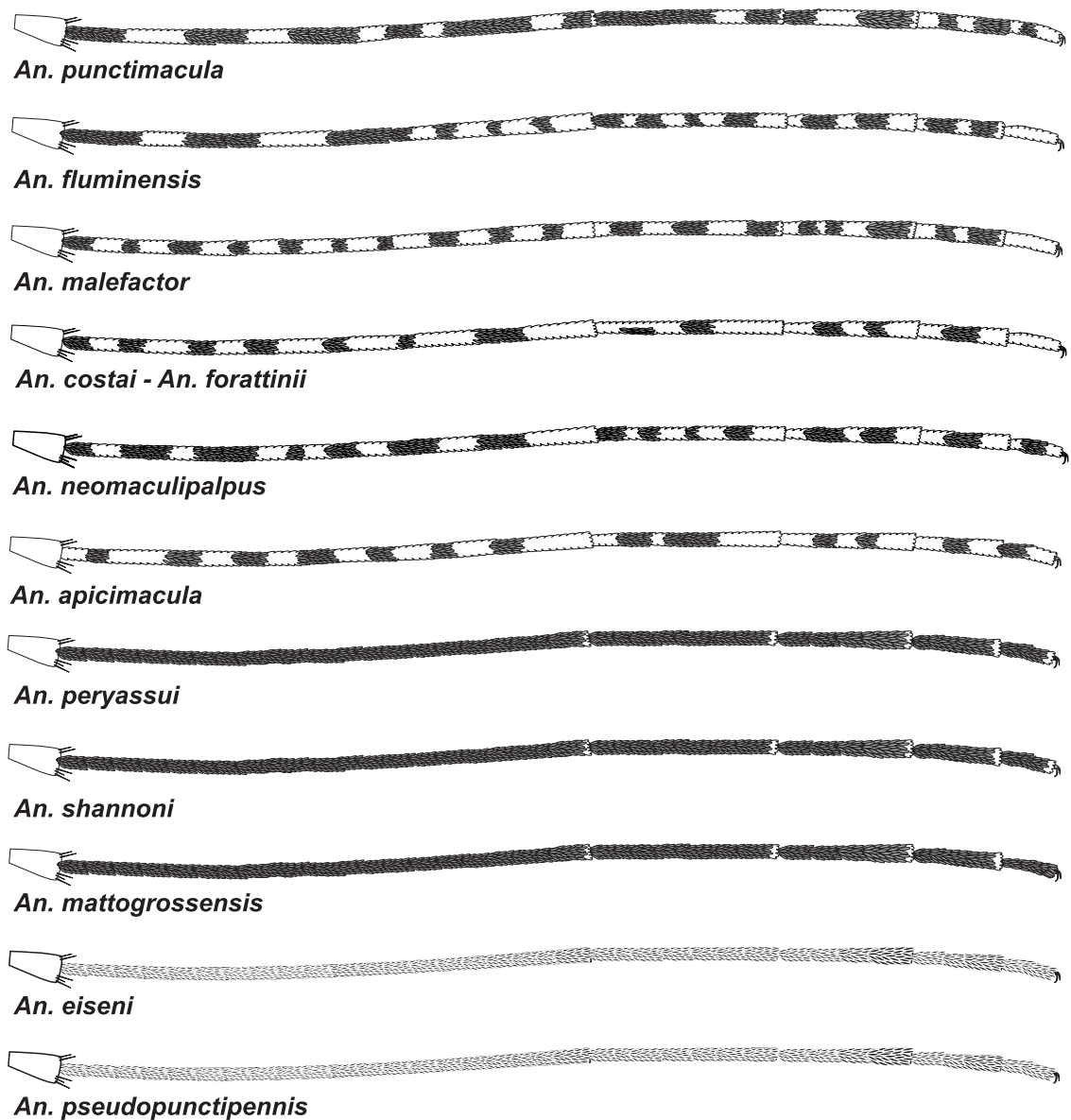


Figura 9.10. Tarsos posteriores de 11 especies del subgénero *Anopheles*
(Redibujadas a partir de Cova-García, 1961, Sallum et al., 1999 y Wilkerson, 1990).

SUBGÉNERO *NYSSORHYNCHUS*

Tarsómeros posteriores 3 y 4 (Ta-III₃₋₄) completamente claros.

SECCIÓN MYZORHYNCHELLA

Abdomen sin escamas, excepto sobre la terminalia.

Alas con la vena 1A más que 0.5 oscura, con dos áreas grandes oscuras.

ANOPHELES PARVUS

Palpos maxilares negruzcos, con escamas lanceoladas angostas y un pequeño anillo blanco en el ápice de los palpómeros 1 a 3 y en la mitad apical del 4.

Tarsómeros posteriores 3 a 5 completamente claros (blancos).

Tarsómero posterior 2 con área basal oscura de aproximadamente 0.5 la longitud del tarsómero.

Alas con R₄₊₅ predominantemente clara (blanca), con tres áreas negras.

Abdomen negruzco, con patrones irregulares claros, cubierto con setae oscuras.

Sin tufos de escamas oscuras caudolaterales.

SECCIÓN ALBIMANUS

Tarsómero posterior 5 con una banda oscura basal.

ANOPHELES RANGELI

Palpómero 4 y 5 predominantemente blanco, base del 4 con una banda oscura moderadamente pequeña y otra pequeña casi inconspicua en el ápice.

Palpómero 5 ocasionalmente con unas pocas escamas oscuras basales.

Tarsómero posterior 2 con área basal oscura igual o mayor que 0.21 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.11.

Tasa HP/PHD mayor que 1.8.

Tasa SCP/DSD varía de 0.53 a 1.00.

Generalmente con escamas claras mesanepimerales superiores.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES TRIANNULATUS

Palpómero 4 de coloración variable, siempre con una banda basal y otra apical oscura, superficie ventral con escamas oscuras, superficie mediolateral casi completamente oscura.

Palpómero 5 blanco, con o sin pocas escamas oscuras en la base.

Mesanepimeron con un grupo de escamas claras anteriores.

Tarsómero frontal 4 (Ta-I₄) con área oscura basal, 0.4-1.0 la longitud del tarsómero.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área basal oscura, 0.28-0.70 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.11.

Tasa HP/PHD varía de 0.3-1.6.

Tasa SCP/DSD varía de 0.13 a 0.30.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES NUNEZTOVARI

Palpómero 4 con base y generalmente ápice, con escamas oscuras, superficie ventral con una hilera de escamas oscuras.

Palpómero 5 generalmente completamente blanco, a veces con unas pocas escamas oscuras en la base.

Tarsómero anterior 4 (Ta-I₄) con área oscura basal que varía de 0.28 a 0.76 la longitud del tarsómero.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura que varía de 0.21 a 0.42 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.11.

Áreas claras del ala, crema a amarillo brillante.

Escamas oscuras de la Costa, de tonalidad negras.

Tasa HP/PHD varía de 0.44 a 4.0.

Tasa SCP/DSD varía de 0.21 a 0.71.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES OSWALDOI

Palpómero 4, con escamas blancas; escamas oscuras en la base, ápice y superficie lateral.

Palpómero 5 con escamas blancas; escamas oscuras en la base.

Ta-III₂ con área basal oscura que varía de 0.08 a 0.24 la longitud del tarsómero.

Ta-I₄ oscuro, con escamas claras en el ápice; Ta-II₄ todo oscuro, algunas veces con unas pocas escamas claras en el ápice.

Áreas claras costales como en la Figura 9.11

Áreas claras de la costal y radial de coloración amarillenta.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES KONDERI

Palpómero 4, con escamas claras (blancas) dorsales, con estrecha banda oscura distal.

Palpómero 5 completamente blanco.

Ta-III₂ con área basal oscura que varía de 0.08 a 0.20 la longitud del tarsómero.

Ta-I₄ 0.3 completamente oscuro, ocasionalmente con escamas claras distales; Ta-II₄ generalmente todo oscuro.

Tasa HP/PHD varía de 1.2 a 9.

Tasa SCP/DSD varía de 0 a 0.4.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES ALBIMANUS

Palpómeros 2 y 3 con una pequeña banda de color crema a blanca en el ápice.

Palpómero 4, oscuro o marrón amarillento a dorado, sobre la superficie media lateral, nunca blanco o crema.

Palpómero 5 blanco.

Ta-III₂/Ta-III₂ con área basal oscura que varía de 0.43-0.99 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.12, SP frecuentemente ausente.

Tasa HP/PHD varía de 0.83-3.67.

Tasa SCP/DSD varía de 0.10-0.47.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum III.

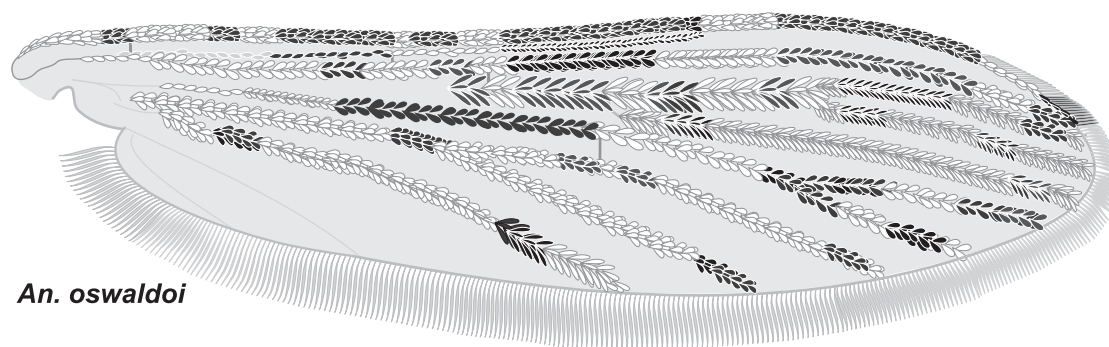
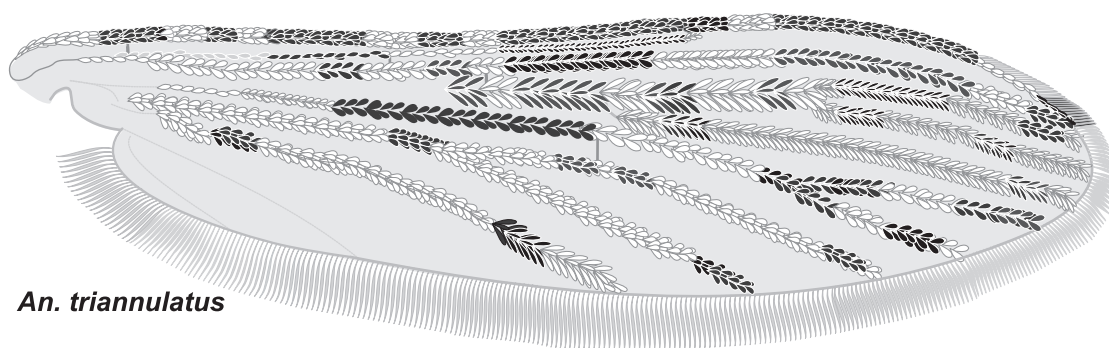
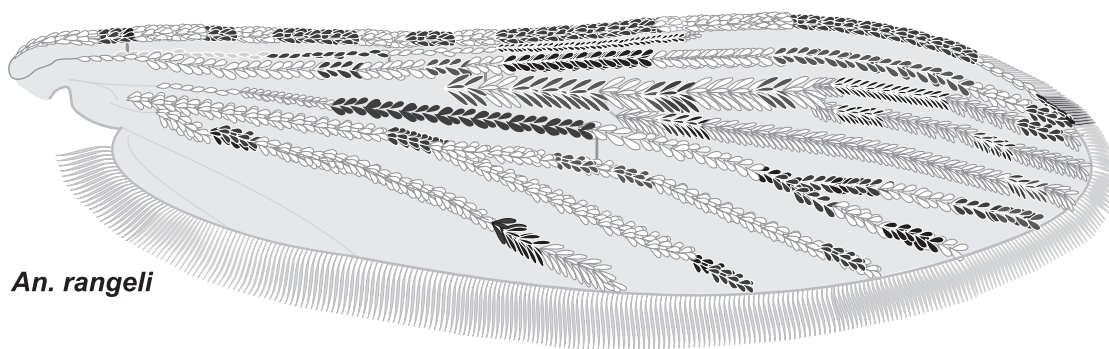


Figura 9.11. Alas representativas de tres especies del subgénero *Nyssorhynchus*, Sección *Albimanus* (Redibujadas a partir de Faran, 1980).

ANOPHELES TRINKAE

Ápice del palpómero 4 con una banda basal grande de escamas oscuras y otra apical generalmente formada por una sola hilera de escamas oscuras sobre la superficie ventral, no siempre visible.

Palpómero 5 blanco, a veces con unas pocas escamas oscuras basales que se extienden desde el ápice del palpómero 4.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal, 0.30-0.40 la longitud del tarsómero.

Tarsómero posterior 5 con una banda oscura basal de aproximadamente 0.5 la longitud del tarsómero, área clara apical de coloración crema a blanca.

Áreas claras costales como en la Figura 9.12.

Tasa HP/PHD varía de 1.3 a 2.5 generalmente de 2.0 o menor.

Tasa SCP/DSD varía de 0.25 a 0.43.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

Problemas taxonómicos

Esta especie fue descrita por Faran (1979), pero posteriormente Peyton (1993) basándose principalmente en la similaridad de la genitalia de machos, lo propuso como un sinónimo junior de *An. (N) dunhami* Causey y resucitó a éste de sinónimo con *An. nuneztovari*. Sin embargo, después de observar diferencias en la morfología de huevos, cromosomas y secuencias ITS2 de *An. trinkae* y *An. dunhami*, Lounibos et al. (1998) lo propusieron como dos especies separadas válidas.

ANOPHELES BENARROCHI

Palpómero 4 con una banda basal y otra apical de color marrón subiguales en longitud, mediolateralmente blanca, generalmente con una hilera de escamas marrón en la superficie ventral.

Palpómero 5 con un pequeño anillo basal marrón que se extiende desde el ápice del palpómero 4.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal, 0.36 a 0.55 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.12.

Tallo de la vena media completamente o mayormente oscura.

Tasa HP/PHD es de aproximadamente 2.5 o mayor.

Tasa SCP/DSD varía de 0.3 a 0.5.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

ANOPHELES AQUASALIS

Palpómero 4, con escamas oscuras en base y ápice, extendiéndose hasta la base del 5, superficie ventral del palpómero 4, generalmente sin una banda de escamas erectas.

Palpómero 5 blanco, excepto en la base.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal, 0.40 a 0.55 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.12, altamente variable.

Tallo de la vena media completamente o mayormente clara.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

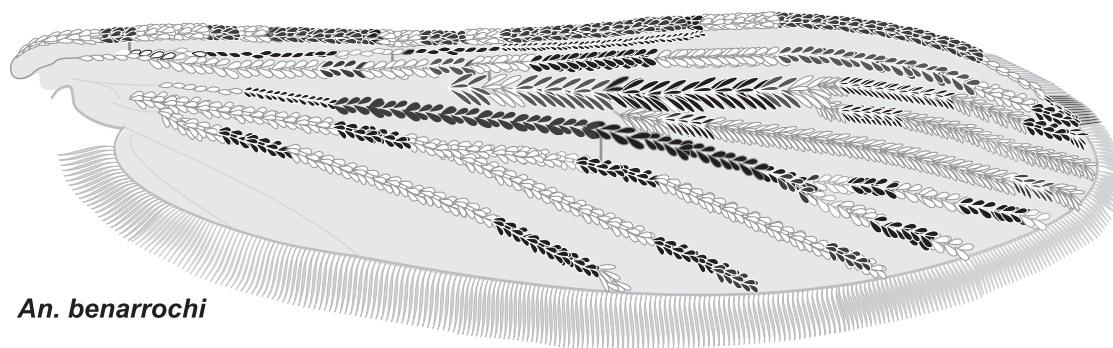
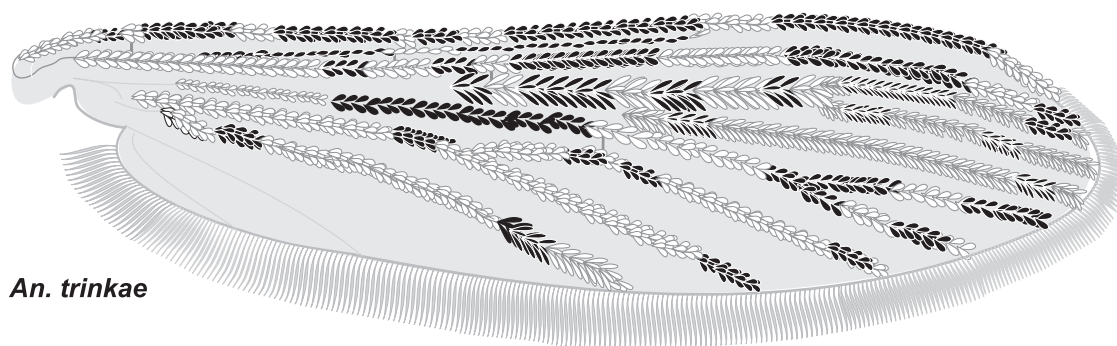
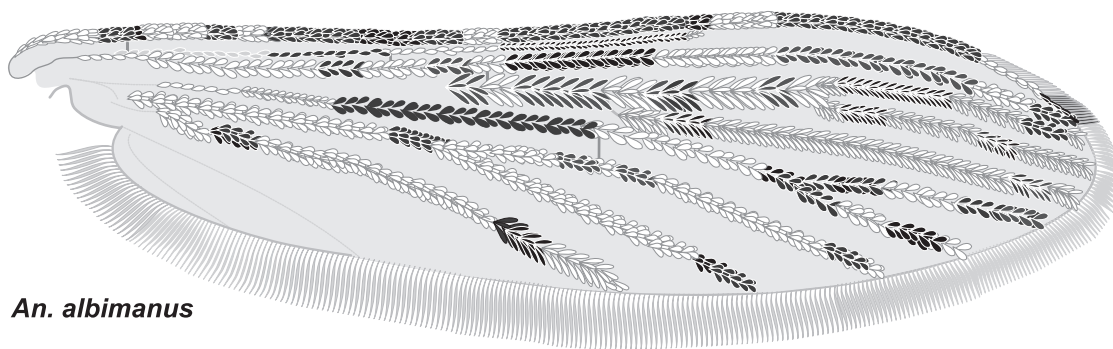


Figura 9.12. Alas representativas de cuatro especies del subgénero *Nyssorhynchus* (Redibujadas a partir de Faran, 1980, Rubio-Palis, 2000 y Wilkerson & Peyton, 1990).

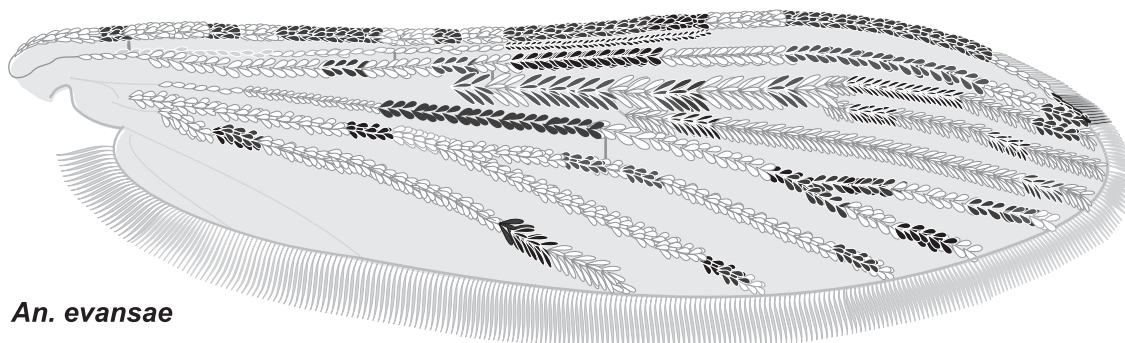
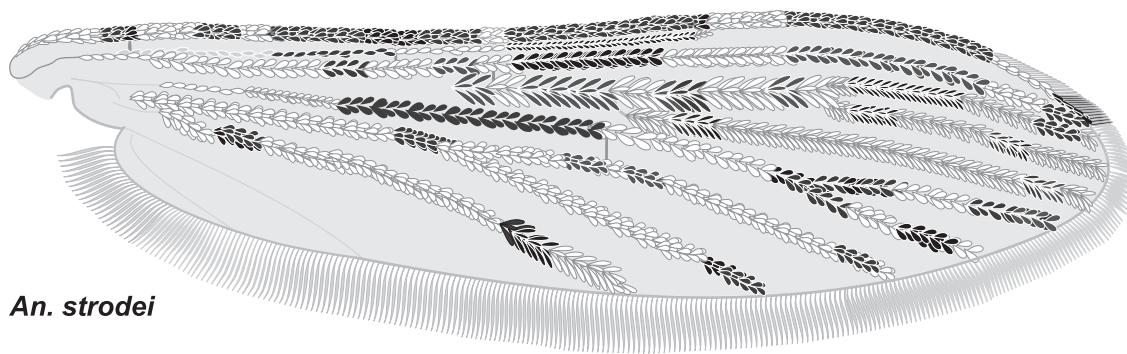


Figura 9.13. Alas representativas de dos especies del subgénero *Nyssorhynchus*, Sección *Albimanus* (Redibujadas a partir de Faran, 1980).

ANOPHELES STRODEI

Palpómero 4 con una banda basal y apical de color marrón y frecuentemente con otra estrecha del mismo color en la superficie ventral.

Escamas claras del mesoscutum y scutellum de color plateado a blanco.

Tarsómero anterior 5 (Ta-I₅) casi siempre completamente uniforme, color dorado a marrón o con unas pocas escamas apicales claras.

Tarsómero medio 5 (Ta-II₅), 0.3-0.7 cremoso apical.

Tarsómero posterior 2 (Ta-III₂) con área oscura basal, 0.18-0.45 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.13.

Áreas claras del ala generalmente blancas.

Tasa SCP/DSD generalmente menor que 0.5 (0.15-0.58), si es mayor que 0.5, entonces HP/PHD igual o menor que 1.8.

Tasa HP/PHD varía de 0.5-4.0. Según Faran (1980), varían de 1.2 a 4.1.

Tufos caudolaterales de escamas oscuras presentes a partir del tergum II.

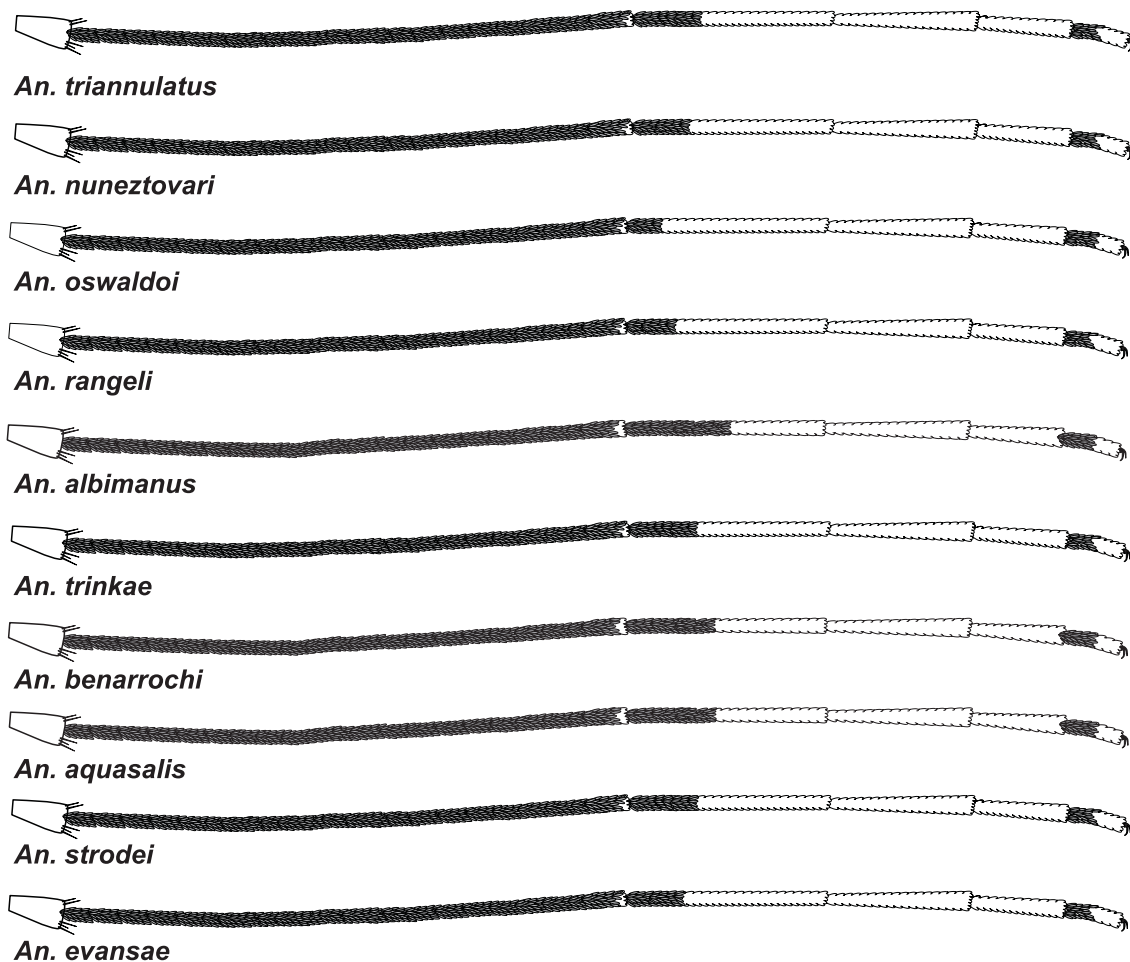


Figura 9.14. Tarsos posteriores de diez especies del subgénero *Nyssorhynchus*, Sección *Albimanus*.

SECCIÓN ARGYRITARSIS

Tarsómero posterior 5 completamente claro.

ANOPHELES ARGYRITARSIS

Palpómero 4 nunca con escamas claras esparcidas.

Palpómero 5 claro.

Mesanepimeron (Mm) sin grupo de escamas claras anteriores, generalmente con grupo de escamas claras superiores.

Tarsómero posterior 2 con área oscura basal menor que 0.4 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.15.

Área oscura prehumeral (PHD) menor o igual (0.4-1.0) que la longitud de la clara humeral (HP)

Tergum II sin tufos de escamas oscuras caudolaterales, presentes en tergum III-VII, pero pequeñas y de coloración clara.

Sternum I sin línea submedial de escamas claras, completamente desnudo.

ANOPHELES BRAZILIENSIS

Palpómero 4 marrón, generalmente con escamas claras esparcidas.

Palpómero 5 blanco.

Mesanepimeron (Mm) con grupo de escamas claras superiores (largas y erectas).

Tarsómero posterior 2 (Ta- III₂) con área basal oscura, 0.3-0.6 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.15, con SP generalmente ausente o reducida.

R₃ generalmente con tres áreas oscuras.

Tasa PHD/ HP varía de 0.17 a 1.2.

Tasa SCP/DSD varía de 0.14 a 0.44.

Tergum II con tufos de escamas oscuras caudolaterales.

Sternum I con dos líneas submediales de escamas claras.

ANOPHELES DARLINGI

Palpómero 4 marrón, apicalmente con parche moderadamente grande de escamas claras, nunca con escamas claras esparcidas.

Palpómero 5 claro, sin banda basal de escamas oscuras.

Mesanepimeron (Mm) generalmente con grupo de escamas claras anteriores, sin grupo de escamas claras superiores.

Tarsómero posterior 2 con área oscura basal de 0.35-0.55 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.15.

Área oscura prehumeral (PHD) 1.5 a mayor que 7.0 (generalmente 2.0-5.0) la longitud de la clara humeral (HP).

Tergum II-VII con tufos de escamas oscuras caudolaterales.

Sternum I sin línea submedial de escamas claras, completamente desnudo.

ANOPHELES MARAJOARA

Escamas claras del palpómero 4 varían de color marrón a blanco, generalmente con escamas claras esparcidas.

Palpómero 5 de color blanco.

Tarsómero posterior 3 y 4 (Ta-III₃₋₄) completamente claro.

Tarsómero posterior 2 (Ta- III₂) con área basal oscura que varía generalmente de 0.5-0.7 la longitud del tarsómero.

Áreas claras costales como en la Figura 9.15, SP generalmente ausente.

Escamas claras varían de crema a blancas.

Vena R₃ con 1-3 áreas oscuras.

Tasa PHD/ HP de aproximadamente 0.2.

Tergum II sin tufos de escamas oscuras caudolaterales, presentes a partir del III.

Sternum I con dos líneas submediales de escamas claras.

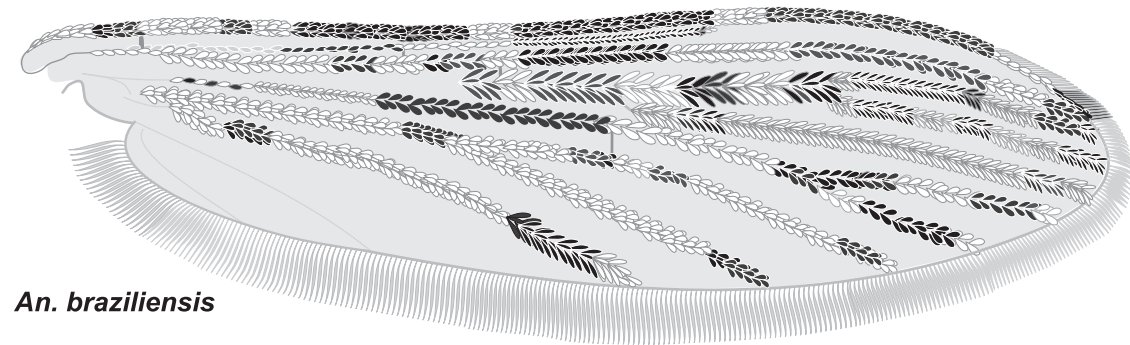
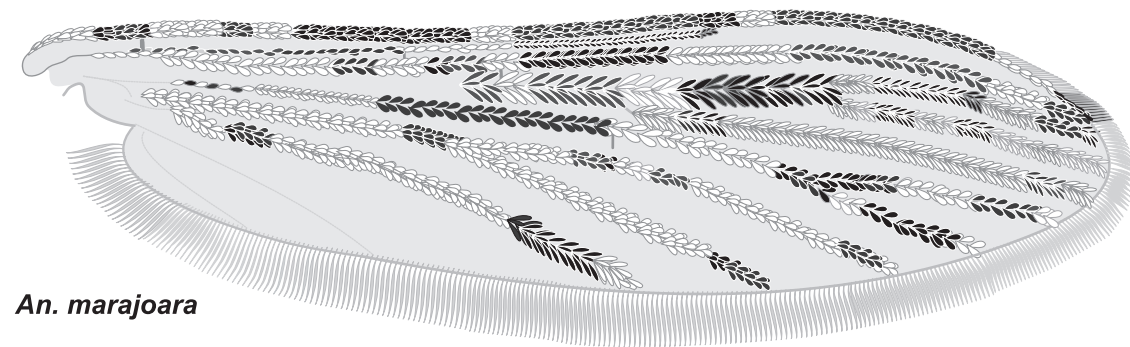
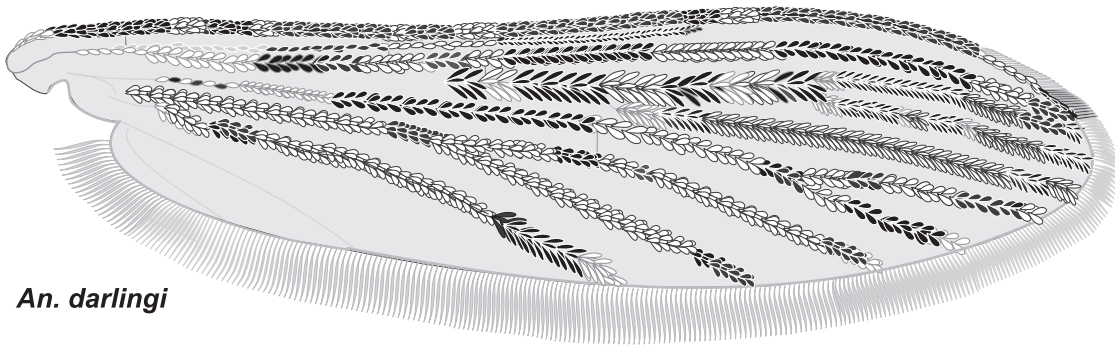
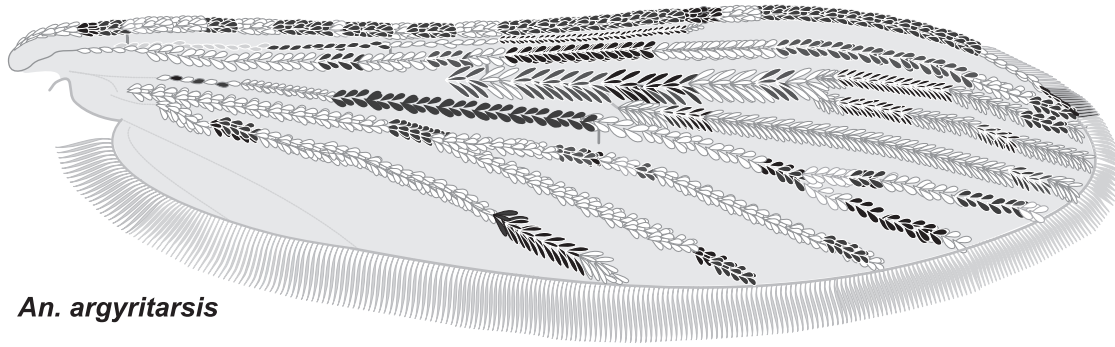


Figura 9.15. Alas representativas de cuatro especies del subgénero *Nyssorhynchus* Sección *Argyritarsis* (Redibujadas a partir de Linthicum, 1988).

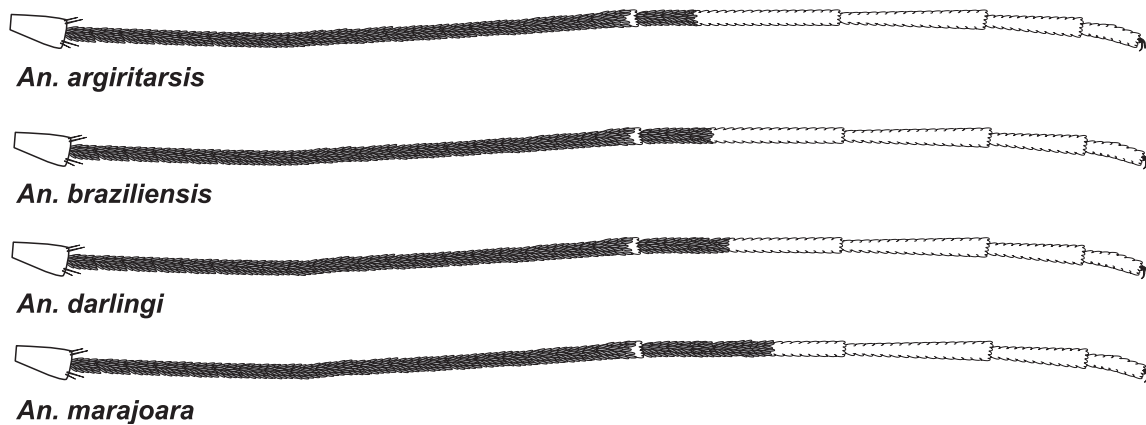


Figura 9.16. Tarsos posteriores de cuatro especies del subgénero *Nyssorhynchus*,
Sección *Argyritarsis*.

PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA

ADULTOS - MACHOS

GENITALIA

Debido a la gran variabilidad interespecífica que presentan los Culicidae a nivel de las estructuras de la terminalia de los machos, éstas tienen gran interés taxonómico. En las figuras 10.1 y 10.2 se ilustran las diferentes partes que la conforman.

Tabla 4. Variaciones en la terminología empleada en el reconocimiento de las diferentes partes de la terminalia de machos de Anophelinae (Las dos primeras columnas adaptadas de Komp, 1942)

Christophers (1915) y Eduards (1932)	Root (1923)	Harbach & Knight (1980)
Procesos del IX tergito	Lóbulos del IX tergito	
Proctiger	Lóbulo anal	Proctiger
Paraprocto		
Coxito	Pieza lateral	Gonocoxito
Stylo	Clasper	Gonostylus
Apéndice del estilo	Espina terminal del clasper	Uña=Uña Gonostylar
Espina parabasal	Espina parabasal	Seta parabasal
Espina accesoria	Espina accesoria	Seta accesoria
Espina interna	Espina interna	Seta interna
Falosoma	Mesosoma (Aedeagus)	Aedeagus
Hojillas del falosoma	Hojillas del mesosoma	Hojillas del aedeagus
Lóbulo dorsal del harpago	Lóbulo de la claspeta	Lóbulo dorsal de la claspeta
Lóbulo ventral del harpago		Lóbulo ventral de la claspeta

El segmento IX es la parte del abdomen de la cual salen las diferentes estructuras que conforman la terminalia y presenta alteraciones considerables con respecto a los otros segmentos. Está conformado por un **sternito** y un **tergito** relativamente angostos que sufren cambios morfológicos importantes. En algunas especies, el IX tergito presenta **procesos esclerotizados** (Figura 11.19). Unido al borde interno del IX tergito se encuentra el **lóbulo anal (proctiger)** (Figura 10.2); es una estructura membranosa, cónica, delimitada ventro-longitudinalmente por dos piezas esclerotizadas denominadas **paraproctos**.

Gonocoxito. Es originado a cada lado del IX segmento (10.1 y 10.2). Es una estructura grande, relativamente larga, truncada y algo cónica. La superficie ventral (externa) es convexa, mientras que la interna, es suavemente cóncava, especialmente donde se originan los lóbulos de la claspeta (Komp, 1942). En la cara interna cerca de la base se origina una o varias setae parabasales, las cuales se insertan en algunos casos (*Nyssorhynchus*) en lóbulos (lóbulos parabasales), pero, en otros, estos son poco desarrollados o ausentes. Por encima de éstas y en la cara interna también se pueden presentar setae accesorias y/o una seta interna. El género presenta gran variación respecto a la presencia de estas setae, *Nyssorhynchus* (Figura 10.3A) presenta una parabasal, dos accesorias y

una interna; *Kerteszia* también presenta una sola parabasal, pero la interna es gruesa y se origina entre ésta y la accesoria (Figura 11.50). El subgénero *Anopheles* (Figura 10.3B) posee dos parabasales y una interna, pero ninguna accesoria. *Stethomyia* (Figura 10.3C) presenta una sola parabasal y otra interna pero tampoco presenta accesoria. Articulado al ápice del gonocoxito se encuentra el gonostylo, el cual es poco grueso y cóncavo convexo, en su ápice se ubica una pequeña espina denominada **uña gonostylar** (Figura 10.1).

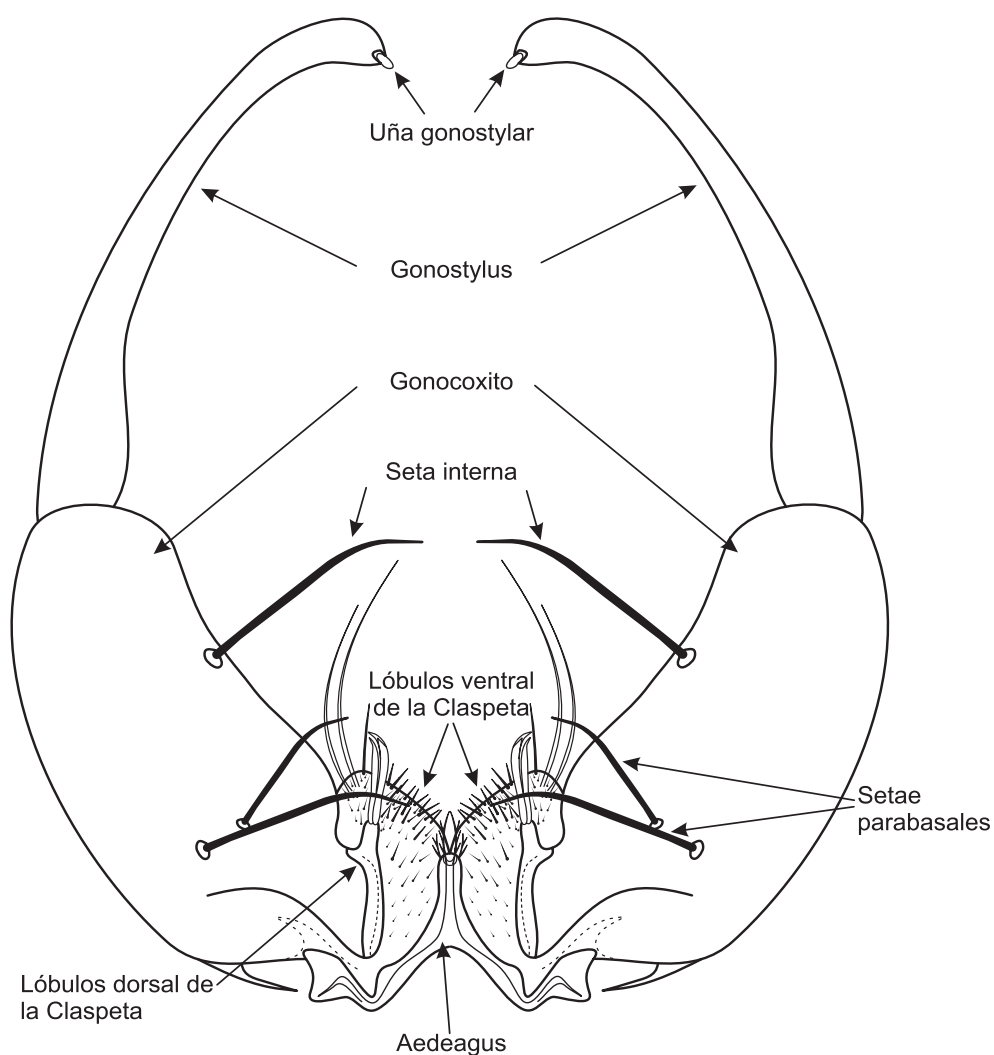


Figura 10.1. Genitalia de un macho de *An. pseudopunctipennis*. Lóbulo anal retirado (proctiger, paraprocto) para mejor observación (Redibujado de Komp, 1942).

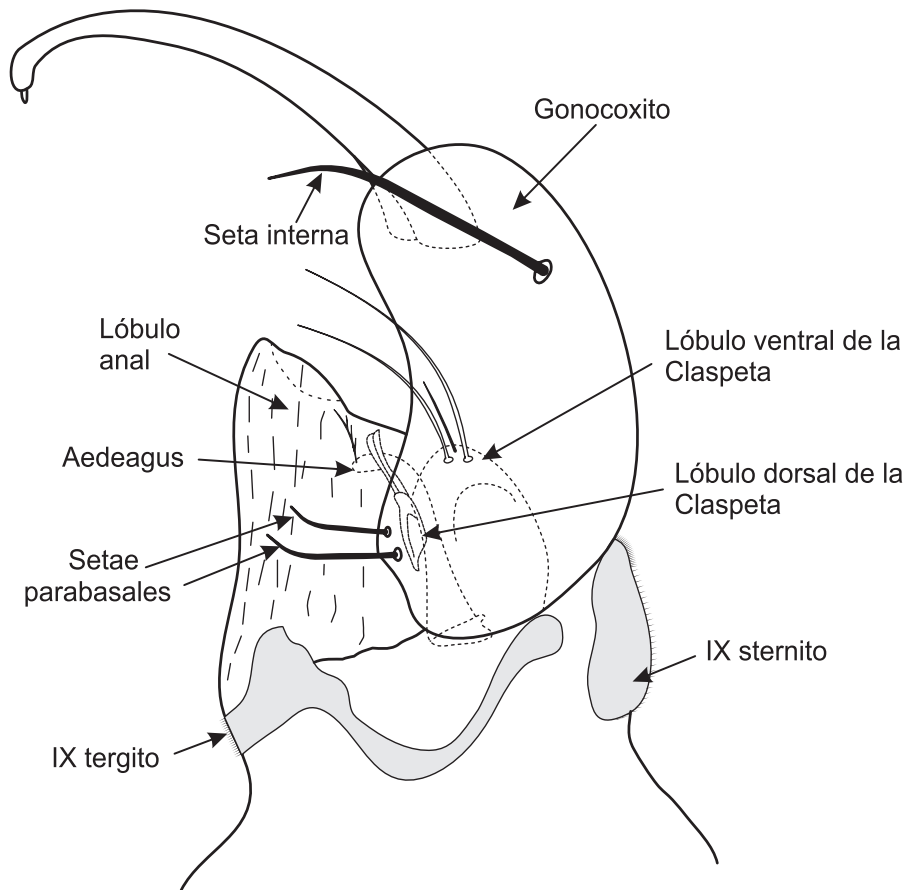


Figura 10.2. Vista lateral de la genitalia de un macho de *An. pseudopunctipennis* (Redibujado de Komp, 1942).

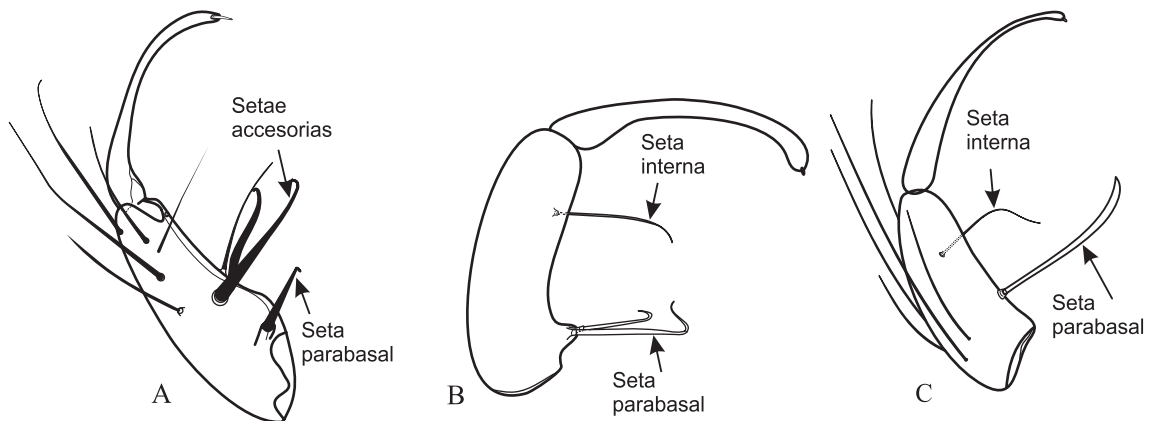


Figura 10.3. Gonocoxitos mostrando setae accesorias, internas y parabasales de los subgéneros: A. *Nyssorhynchus*, B. *Anopheles*, C. *Stethomyia*. (B y C redibujadas de Komp, 1942).

Claspeta. También es denominada **harpago**. Está unida a la superficie interna de la base del gonostylo. Es principalmente una estructura membranosa, algo bilobulada, definiendo un **lóbulo ventral** y otro **dorsal** (Figuras 10.1 y 10.2). Komp (1942) describe esta estructura como compleja en el subgénero *Stethomyia*. En el subgénero *Anopheles* además de observarse los dos lóbulos, el ventral es igualmente bilobulado y presenta variaciones

interespecíficas. En los *Anopheles* de la serie Arribalzagia, esta estructura tiene variaciones que constituyen caracteres de importancia secundaria en taxonomía (Figura 10.4). En *Nyssorhynchus*, el lóbulo ventral de la claspeta es unilobulado y de gran importancia en la diferenciación de las especies (Figura 10.5). En *Kerteszia* es bilobulado y también es importante en la diferenciación de las especies (Figura 12.10). Los lóbulos dorsales de la claspeta, son igualmente variables en los diferentes subgéneros (Figuras 10.4, 10.6 y 12.16).

Aedeagus. Es denominado también **Mesosoma** y **Phalosoma** (=Falosoma). Está articulado basalmente por parameres y está ubicado entre el lóbulo anal y la claspeta. Según Harbach & Knight (1980) es el cuerpo central del falosoma que sirve como órgano intromitente, las partes que lo conforman son ilustrados en la Figura 10.7. Las paredes del Aedeagus pueden ser casi continuas formando un tubo, pero en otros casos, las paredes esclerotizadas son discontinuas; dorsalmente parece recto, pero frecuentemente se curva en una dirección dorsal. El ápice puede ser desnudo o con hojillas de gran variabilidad en un buen número de especies (Figuras 10.1, 10.7, 12.10 y 12.13).

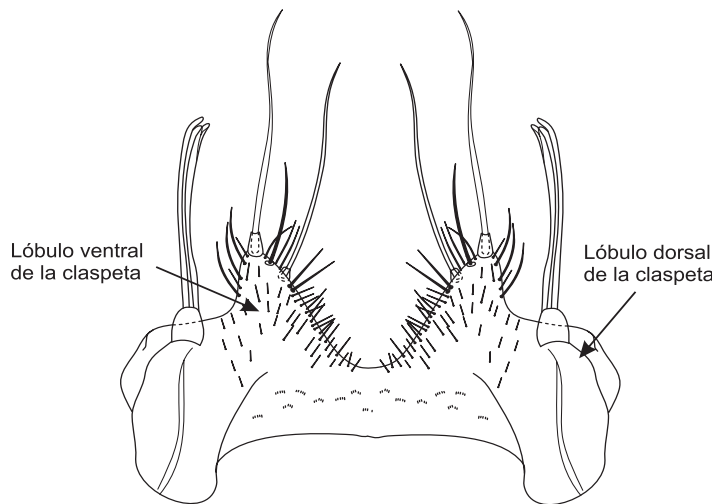


Figura 10.4. Lóbulo ventral y dorsal de la claspeta de *An. (Anopheles) neomaculipalpus* (Redibujada de Komp, 1942).

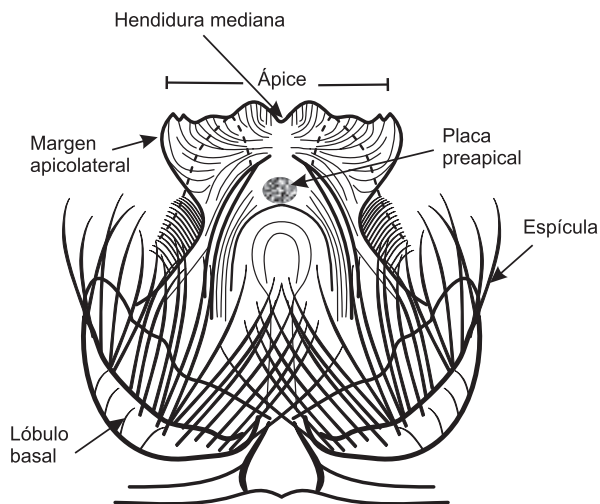


Figura 10.5. Lóbulo ventral de la claspeta de *An. (Nyssorhynchus) strodei* (Redibujada de Faran & Linthicum, 1981).

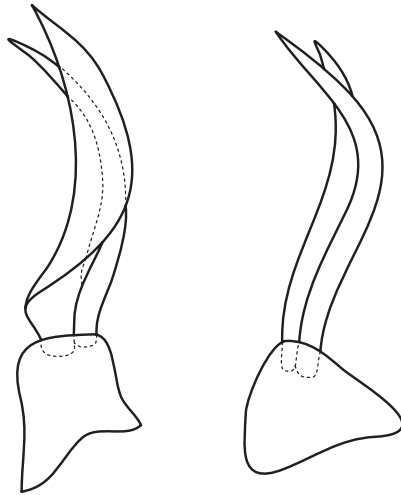


Figura 10.6. Hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*).

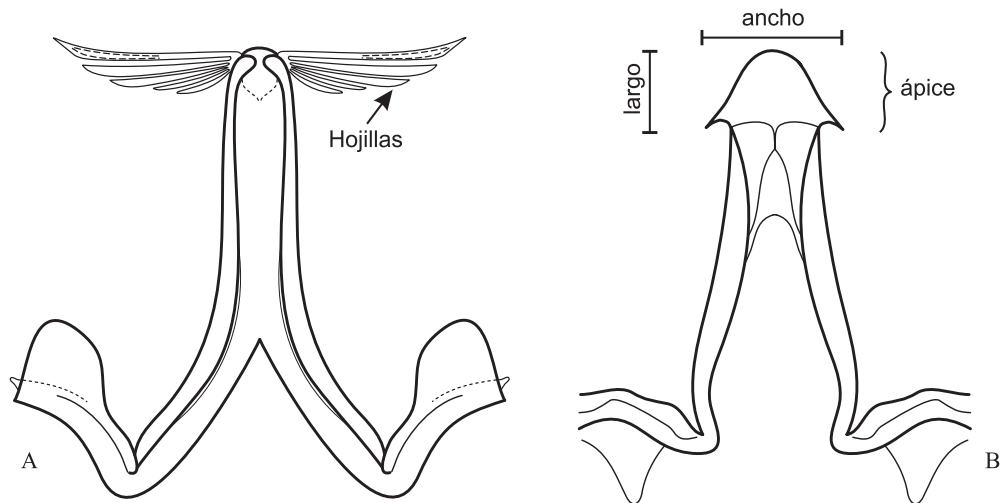


Figura 10.7. Aedeagus de dos subgéneros de *Anopheles*. A. *Anopheles*, B. *Nyssorhynchus*. (A. Redibujado de Komp, 1942).

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

CLAVE PARA LA DETERMINACIÓN DE ESPECIES DE *ANOPHELES* DE COLOMBIA BASADA EN GENITALIA DE MACHOS

Basada en secuencia de caracteres diagnósticos de: Cova-García & Sutil (1977), Faran (1980), Faran & Linthicum (1981), Linthicum (1988), Zavortink (1973). Algunas figuras son redibujadas a partir de descripciones y esquemas de Faran & Linthicum (1981), Komp (1942), Osorno-Mesa (1947), Wilkerson (1990), Wilkerson & Sallum (1999) y Zavortink (1973).

- | | | |
|----|---|---|
| 1 | Gonocoxito con cuatro setae parabasales (<i>Lophopodomyia</i>) (Figura 11.1)..... | 2 |
| 1' | Gonocoxito con menos de cuatro setae parabasales (Figura 11.2 y 11.3)..... | 5 |

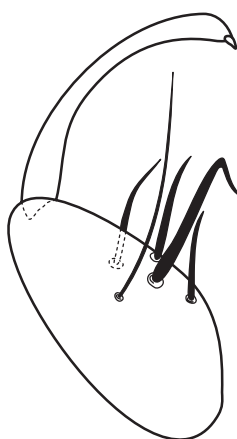


Figura 11.1

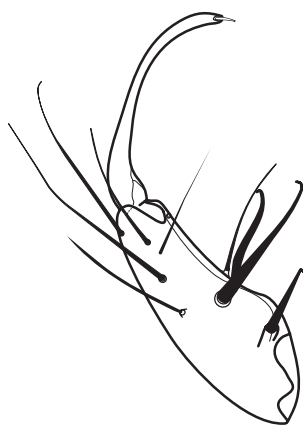


Figura 11.2

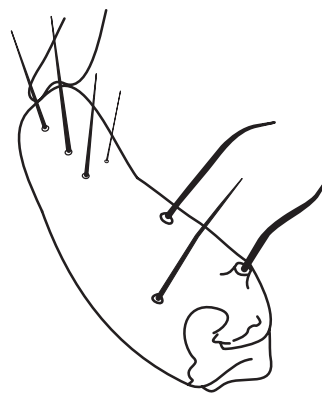


Figura 11.3

- | | | |
|------|--|--------------------|
| 2(1) | Aedeagus sin hojillas (Figura 11.4A-B); lóbulo ventral de la claspeta con hoja terminal débilmente lanceolada y con seta preapical interna muy pequeña | 3 |
| 2' | Aedeagus con hojillas (Figura 11.5)..... | <i>squamifemur</i> |

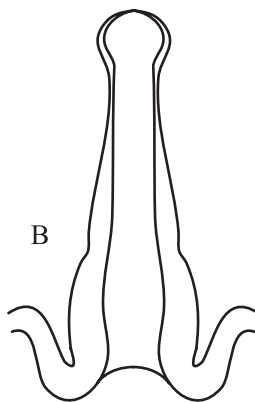
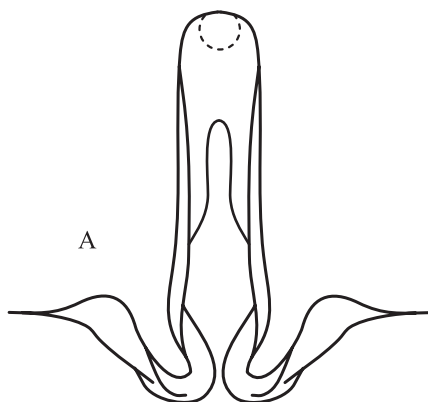


Figura 11.4

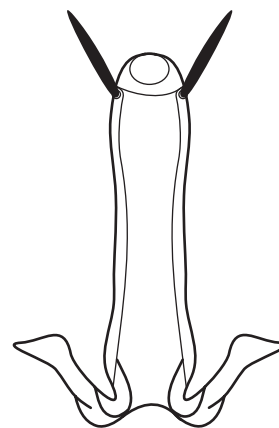


Figura 11.5

- 3(2) Claspeta como un tubérculo cónico, con hojilla apical simple, sin lóbulo dorsal *gilesi*
- 3' Claspeta con lóbulo ventral y dorsal 4
- 4(3') Lóbulo ventral de la claspeta con seta terminal débilmente lanceolada, con seta preapical interna muy pequeña; lóbulo dorsal de la claspeta con una de las dos setae larga, fuerte, con porción apical bífida (Figura 11.6)..... *oiketorakras*
- 4' Lóbulo ventral de la claspeta con una seta algo roma y otra interna aguzada; lóbulo dorsal de la claspeta con dos setae de ápice lanceolado (Figura 11.7) *vargasi*

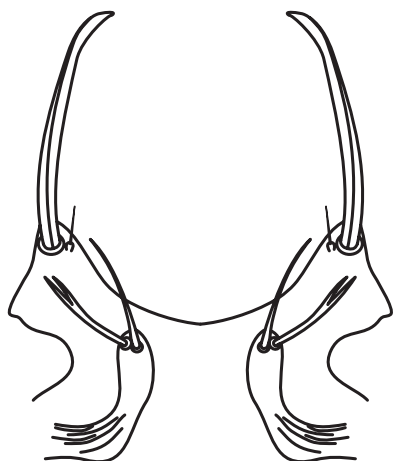


Figura 11.6

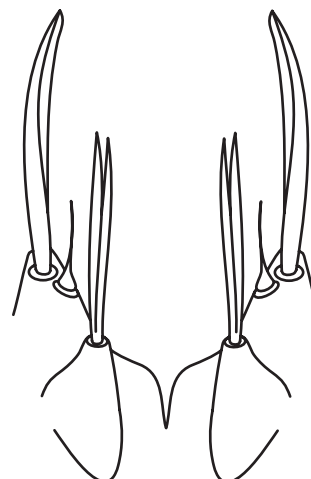


Figura 11.7

- 5(1') Gonocoxito con dos setae parabasales (Figura 11.8 y 11.9)..... 6
- 5' Gonocoxito con una seta parabasal (Figura 11.10) 17

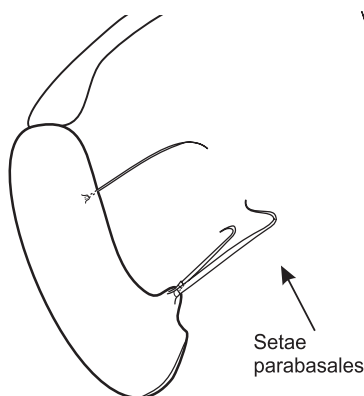


Figura 11.8

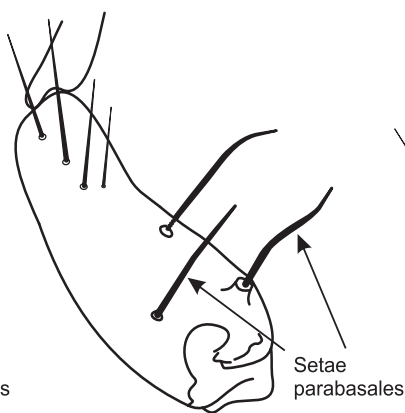


Figura 11.9

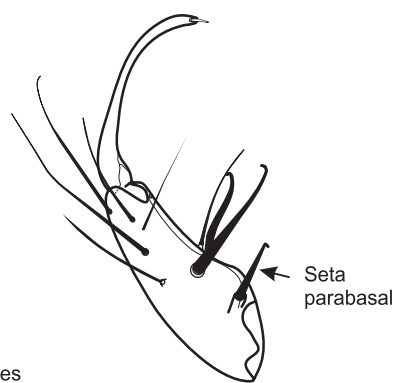


Figura 11.10

- 6(5) Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna (Figura 11.11, 11.12)7
 6' Setae parabasales casi subiguales en forma, ambas gruesas, con ápice curvo, la externa puede ser más larga (Figura 11.13) 15

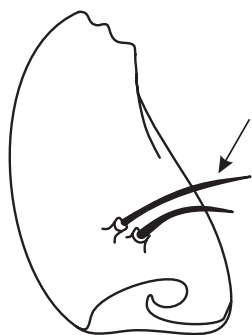


Figura 11.11

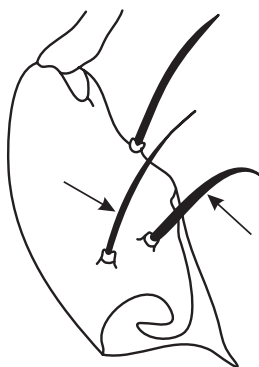


Figura 11.12

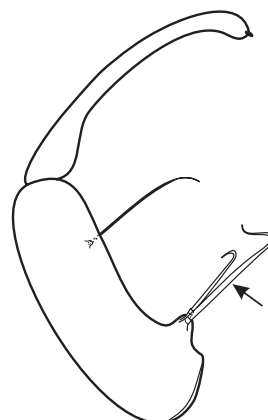


Figura 11.13

- 7(6) Aedeagus con hojillas simples (Figura 11.14).....8
 7' Aedeagus con hojilla multifoliada (Figura 11.15)..... 10

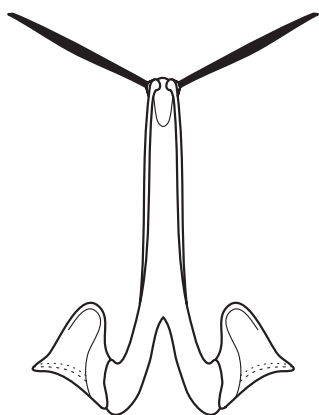


Figura 11.14

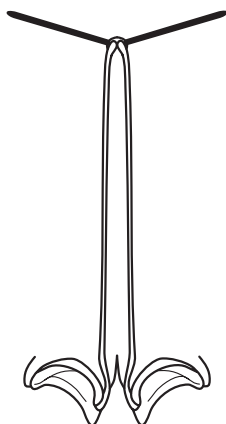


Figura 11.15

- 8(7') Lóbulo ventral de la claspeta redondeado, setoso, con una seta apical gruesa y una a dos más pequeñas accesorias (Figura 11.16); lóbulo dorsal de la claspeta cónico, con dos a tres setae juntas, de ápice un poco parecido a una cachiporra (Figura 11.16); IX tergito con procesos laterales de proyección larga; aedeagus como en la Figura 11.17..... *vestitipennis*
 8' Lóbulo ventral de la claspeta lateralmente comprimida, ápice con una seta con forma de hoz o S, otra más pequeña cerca de la base de ésta y un apéndice aplanado de ápice filamentososo; lóbulo dorsal de la claspeta de forma subtriangular u ovoide, con setae como la Figura 11.18; IX tergito estrecho, con dos procesos filamentosos muy próximos entre sí (Figura 11.19) 9

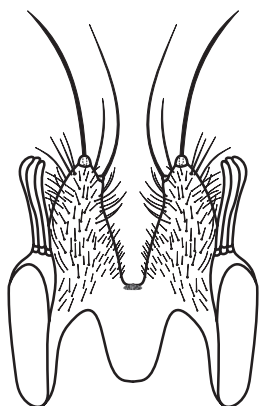


Figura 11.16

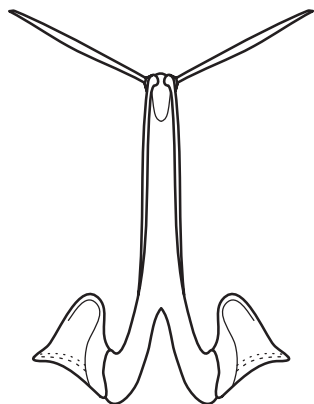


Figura 11.17

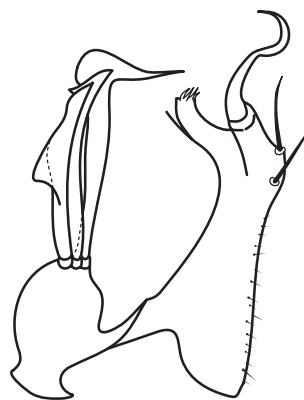


Figura 11.18

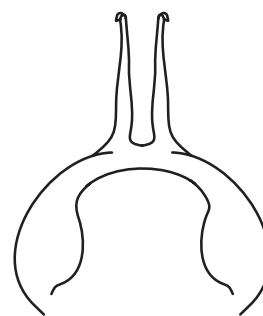


Figura 11.19

- 9(8') Lóbulo dorsal de la claspeta de forma ovoide, casi circular (Figura 11.20); separación de los lóbulos de la claspeta con forma de U..... *costai*
- 9' Lóbulo dorsal de la claspeta de forma subtriangular, no ovoide (Figura 11.21); separación de los lóbulos de la claspeta con forma de V..... *forattinii*



Figura 11.20

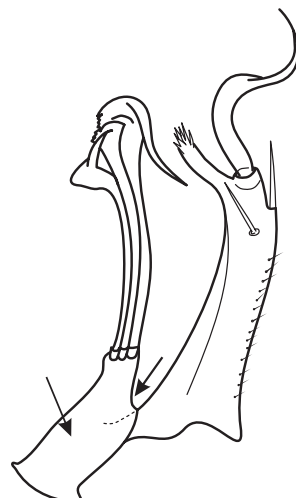


Figura 11.21

- 10(7') Gonocoxito sin seta interna (Figura 11.22); aedeagus largo, de brazos bien desarrollados, con cuatro a cinco pares de hojillas, la terminal con borde interno serrado (Figura 11.24); lóbulos ventral de la claspeta con una seta apical grande (Figura 12.16)..... *peryassui*
- 10' Gonocoxito con seta interna (Figura 11.23); aedeagus de desarrollo variable, con hojillas variables en número y forma (Figuras 11.31, 11.33, 11.36) **11**

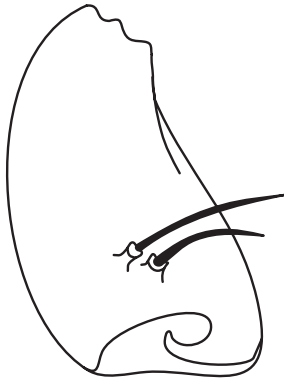


Figura 11.22

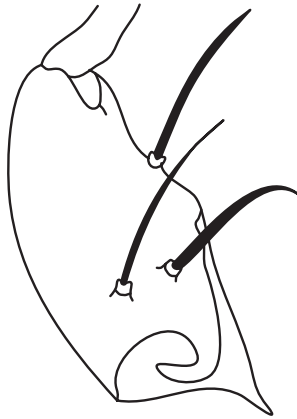


Figura 11.23

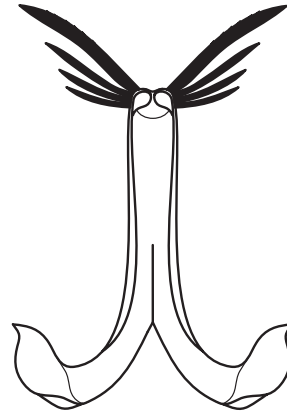


Figura 11.24

- 11(10) Aedeagus largo, el par de hojillas terminales son anchas, con forma de cimitarra (sable), con márgenes serradas o provistas de pequeñas espículas (Figura 11.25); lóbulos ventral de la claspeta con dos setae largas y delgadas (Figura 11.26); lóbulo dorsal de la claspeta con pedúnculo corto, con tres estructuras laminares de ápices ensanchados y parcialmente curvos *neomaculipalpus*
- 11' Aedeagus de longitud variable, con hojillas terminales diferentes, de márgenes lisas y desarrollo variable (Figura 11.27) 12

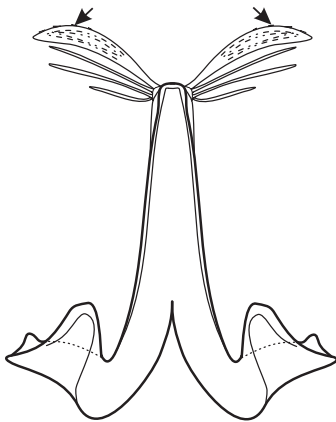


Figura 11.25

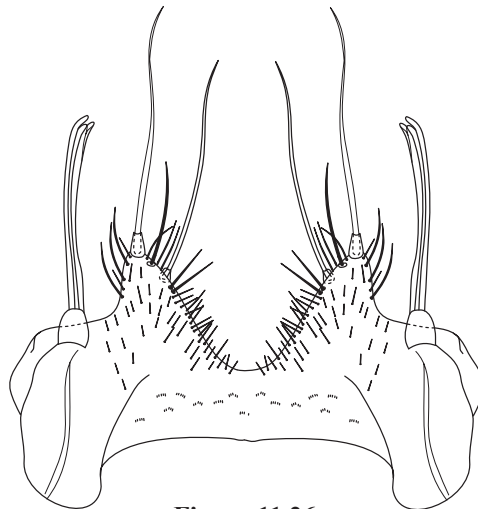


Figura 11.26

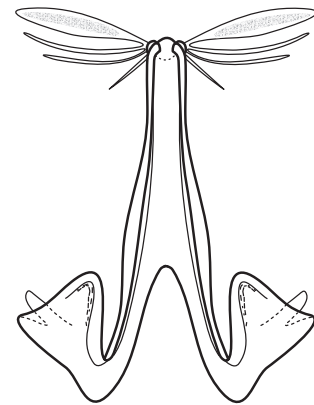


Figura 11.27

- 12(11') Aedeagus relativamente corto, con brazos bien desarrollados, con ápice del par de hojillas terminales con corte recto y oblicuo (Figura 11.28); lóbulo ventral de la claspeta piloso, con tres a cuatro setae, una de ellas más larga (Figura 11.29) *apicimacula*
- 12' Aedeagus largo, con brazos de longitud variable, con el par de hojillas terminales sin corte como el anterior (Figura 11.30) 13

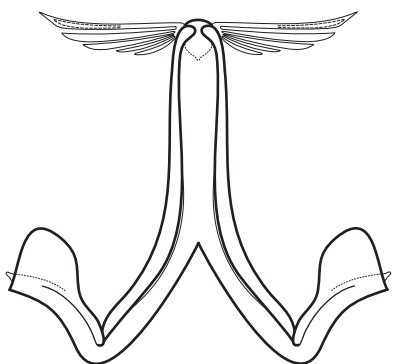


Figura 11.28

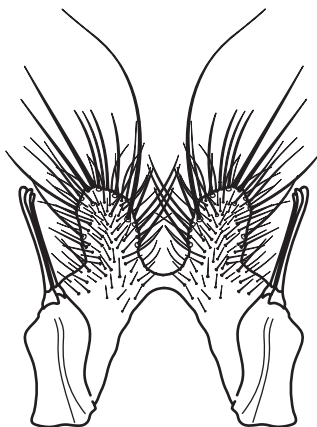


Figura 11.29

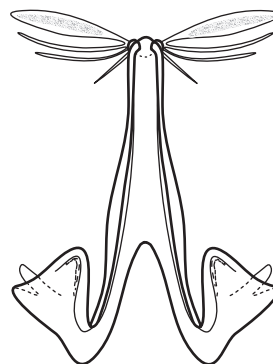


Figura 11.30

- 13(12') Aedeagus con el par de hojillas terminales con la parte central más quitinizada, las márgenes hialinas (Figura 11.31); lóbulo ventral de la claspeta con una seta larga delgada y curva y otra más pequeña delgada (Figura 11.32); lóbulo dorsal de la claspeta con pedúnculo largo, con tres estructuras laminares fuertes, de ápices afilados y curvos *punctimacula, calderoni & malefactor*
- 13' Con el par de hojillas terminales del aedeagus homogéneamente quitinizada, sin márgenes hialinas (Figura 11.33) 14

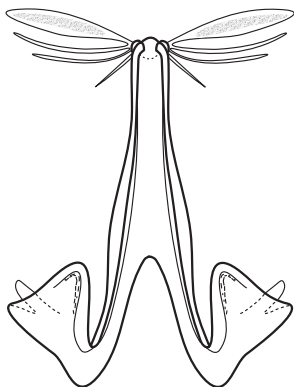


Figura 11.31

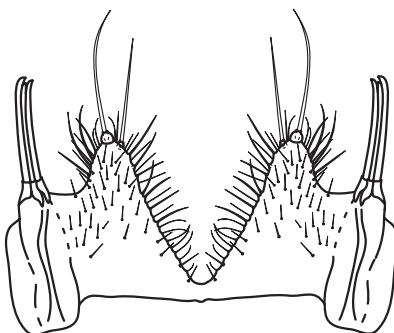


Figura 11.32

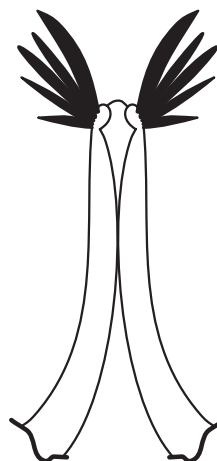


Figura 11.33

- 14(13') Aedeagus con 5 a 8 pares de hojillas (Figura 11.34); lóbulo ventral de la claspeta con una sola seta apical grande (Figura 11.35)..... *shannoni*
- 14' Aedeagus con 5 pares de hojillas, de márgenes suaves, la superior más larga y ancha, las otras disminuyen gradualmente en tamaño (Figura 11.36); lóbulo ventral de la claspeta con, mínimo, dos setae apicales grandes..... *fluminensis*

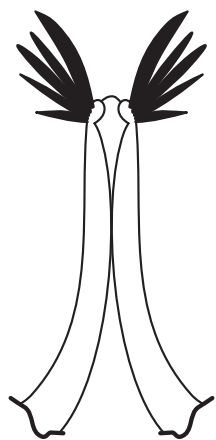


Figura 11.34

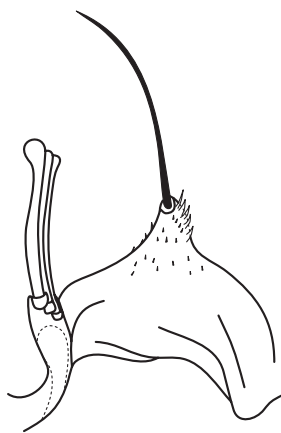


Figura 11.35

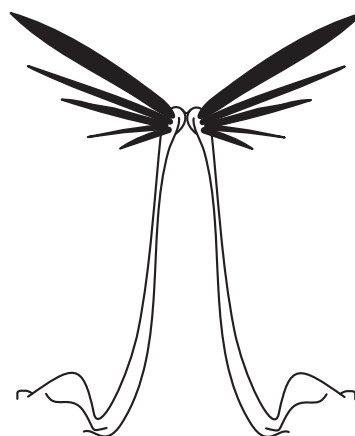


Figura 11.36

- 15(6') Aedeagus relativamente corto, muy curvo dorsalmente y de brazos largos, con más de un par de hojillas pequeñas y delicadas (Figura 11.37); lóbulo ventral de la claspeta con dos setae largas resistentes y curvas (Figura 11.38).....*pseudopunctipennis*
- 15' Aedeagus varía de relativamente corto a largo, con brazos cortos a largos, con un solo par de hojillas (Figura 11.39) 16

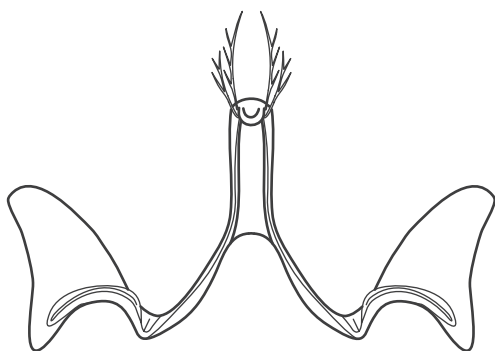


Figura 11.37

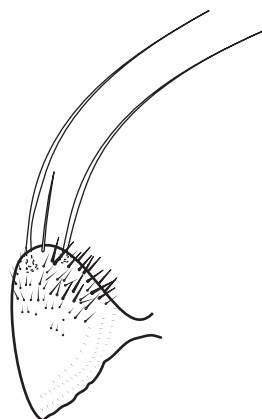


Figura 11.38



Figura 11.39

- 16(15') Aedeagus largo, delgado, de brazos relativamente cortos, con hojillas largas y de márgenes serradas (Figura 11.40); lóbulo ventral de la claspeta con seta larga de ápice agudo; lóbulo dorsal de la claspeta con dos a tres setae, la principal más fuerte (Figura 11.41) *eiseni*
- 16' Aedeagus relativamente corto, con brazos relativamente largos, con hojillas cortas, anchas y de márgenes lisas (Figura 11.42).....*mattogrossensis*

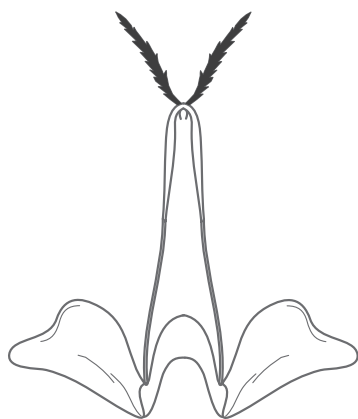


Figura 11.40

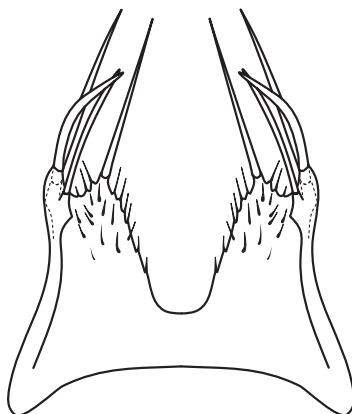


Figura 11.41



Figura 11.42

- 17(5') Gonocoxito sin setae accesorias (Figura 11.43)18
 17' Gonocoxito con setae accesorias (Figura 11.44, 11.45)20

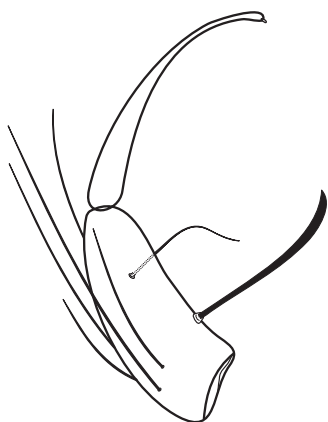


Figura 11.43

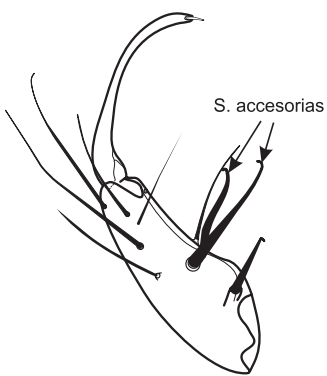


Figura 11.44

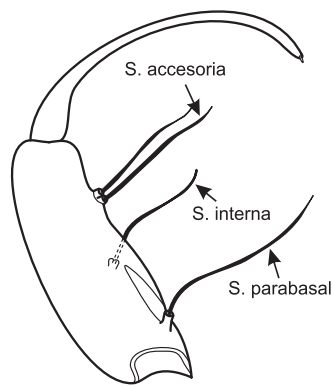


Figura 11.45

- 18(17) Seta parabasal larga, con forma de sable (Figura 11.46).....*komp*
 18' Seta parabasal diferente, situada próxima a la interna (Figura 11.47).....19

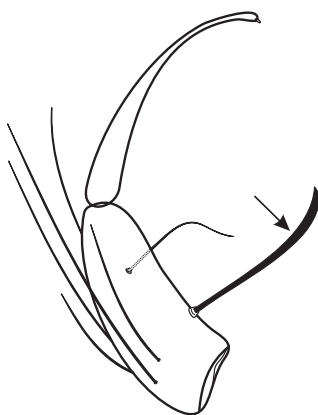


Figura 11.46

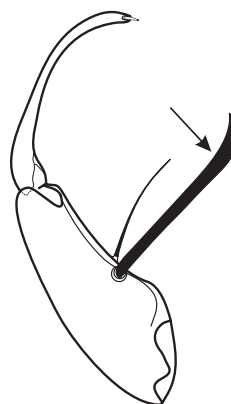


Figura 11.47

- 19(18') Lóbulo ventral de la claspeta separado, un par con ápice de seta fuerte y corta, el otro par con ápice ancho y redondeado (Figura 11.48).....*thomasi*
- 19' Lóbulo ventral de la claspeta separado, un par con ápice de seta fuerte y larga, el otro con ápice de prolongación interna con forma de pico (Figura 11.49).....*nimbus*

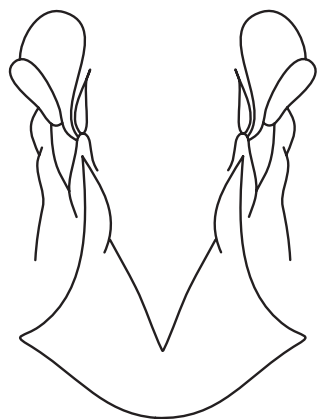


Figura 11.48

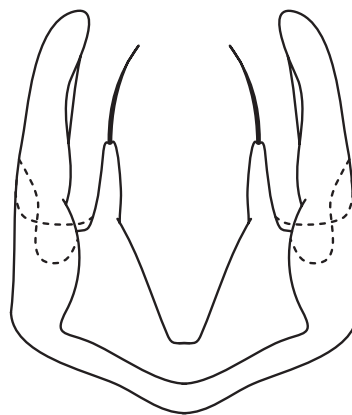


Figura 11.49

- 20(17') Lóbulos ventrales de la claspeta no apicalmente fusionados en una simple estructura (Figura 11.50A); seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito; setae accesorias ubicadas cerca del ápice del gonocoxito; seta interna entre las anteriores (Figura 11.50B) (*Kerteszia*)**21**
- 20' Lóbulos ventrales de la claspeta apicalmente fusionados en una simple estructura (Figura 11.51A); seta parabasal corta y fuerte, menor que 0.3 la longitud del gonocoxito; setae accesorias ubicadas cerca de la base (Figura 11.51B) (*Nyssorhynchus*).....**28**

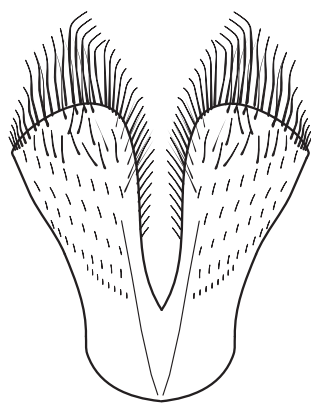


Figura 11.50A

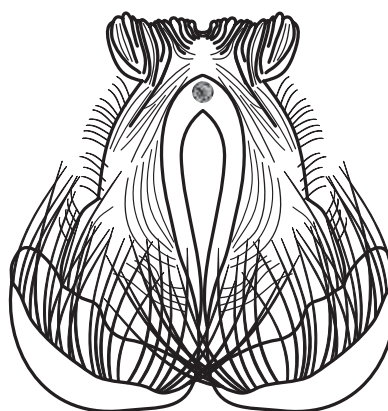


Figura 11.51A

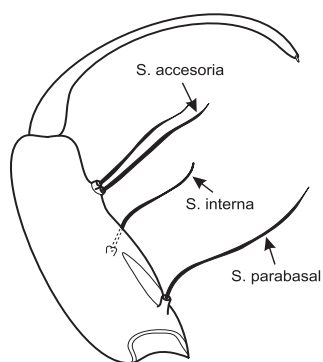


Figura 11.50B

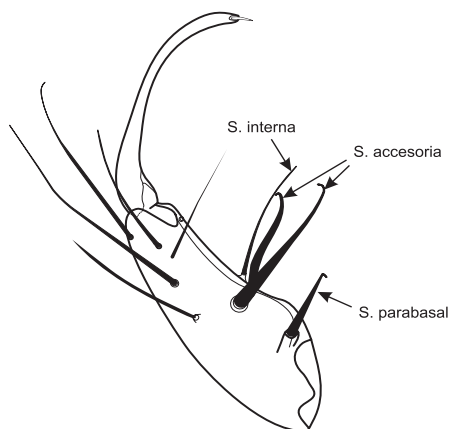


Figura 11.51B

- 21(20) Aedeagus sin hojillas (Figura 11.52)22
 21' Aedeagus con un par de hojillas (Figura 11.53 y 11.54)26

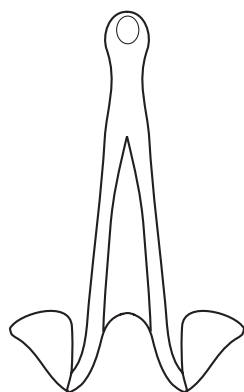


Figura 11.52

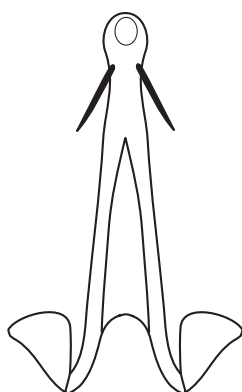


Figura 11.53

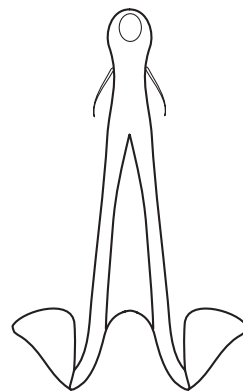


Figura 11.54

- 22(21) Lóbulo ventral de la claspeta glabro, excepto por 4-10 espículas fuertes y unas pocas débiles a lo largo de la margen mesal (Figura 11.55) *bambusicolus*
 22' Lóbulo ventral de la claspeta, moderada a densamente espiculoso, muchas de las espículas originadas en la superficie general (Figura 11.56, 11.57)23



Figura 11.55

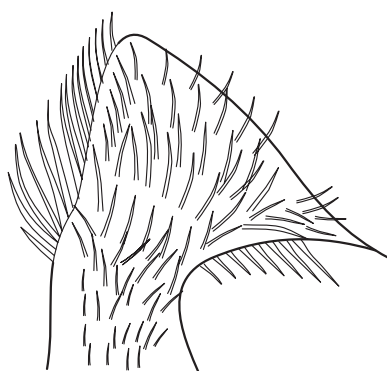


Figura 11.56

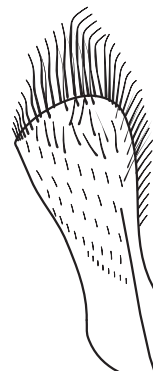


Figura 11.57

- 23(22') Tergum VIII sin numerosas escamas anchas mediales.....24
- 23' Tergum VIII con numerosas escamas anchas mediales.....25
- 24(23) Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta muy estrecha, no curva ventro-posteriormente (Figura 11.58); seta interna del gonocoxito aplanada y más ancha en el ápice*neivai*
- 24' Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta ancho, curvado ventro-posteriormente (Figura 11.59); seta interna aplanada y débilmente ancha en el ápice*homunculus*

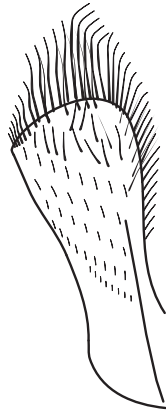


Figura 11.58

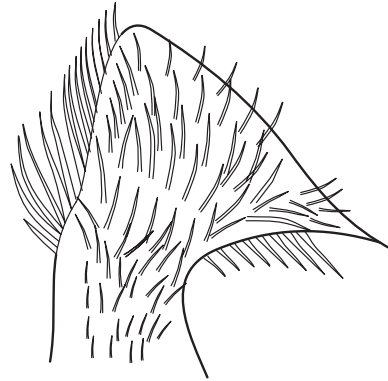


Figura 11.59

- 25(23') Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta redondeada; seta interna con ápice aplanado (Figura 11.60)*pholidotus*
- 25' Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta inflada y anchamente emarginada; seta interna aparentemente no aplanada en el ápice (Figura 11.61)*lepidotus*



Figura 11.60



Figura 11.61

- 26(21') Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta con proyección aguda anteriormente (Figura 11.62); aedeagus con hojillas débiles (Figura 11.63).....*homunculus*
- 26' Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta sin proyección aguda anteriormente (Figura 11.64); aedeagus con hojillas fuertes y largas (Figura 11.65).....27

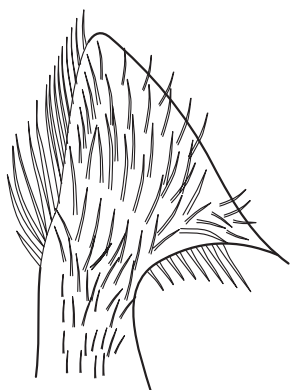


Figura 11.62

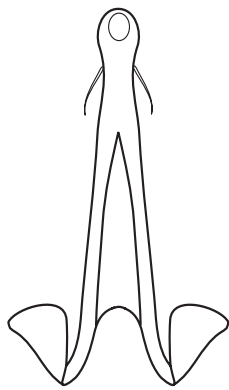


Figura 11.63

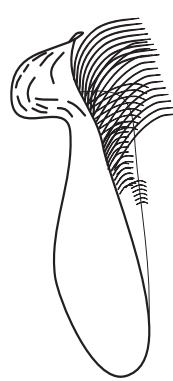


Figura 11.64

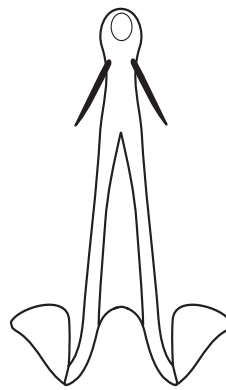


Figura 11.65

- 27(26') Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta más o menos redondeada a sinuoso-marginada, no curvada ventro-posteriormente (Figura 11.66) *cruzii*
- 27' Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta redondeada, curvada ventro-posteriormente, densamente espiculosa mesalmente (Figura 11.67)..... *bellator*

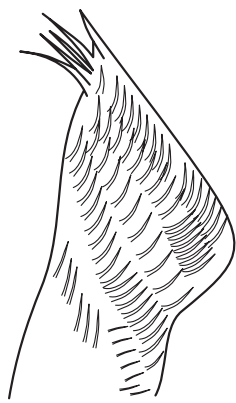


Figura 11.66

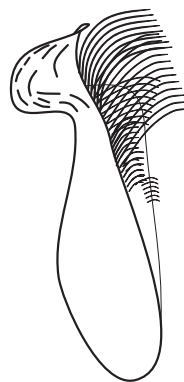


Figura 11.67

- 28(20') Lóbulo ventral de la claspeta con espículas o setae al menos en el lóbulo basal (Figura 11.68 y 11.69)29
- 28' Lóbulo ventral de la claspeta sin espículas o setae (Figura 11.70 y 11.71)37

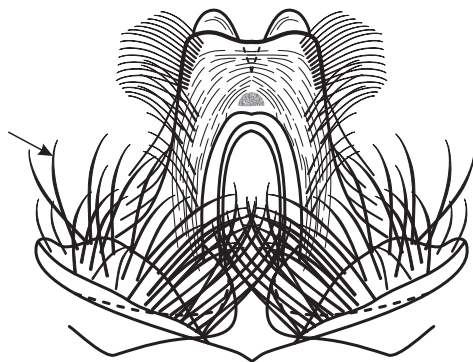


Figura 11.68

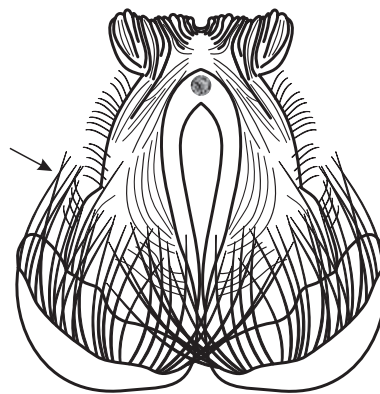


Figura 11.69

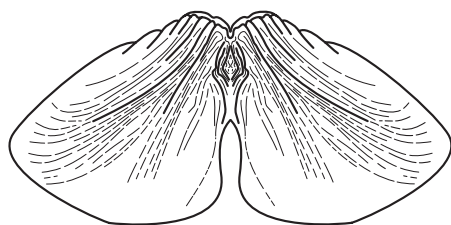


Figura 11.70

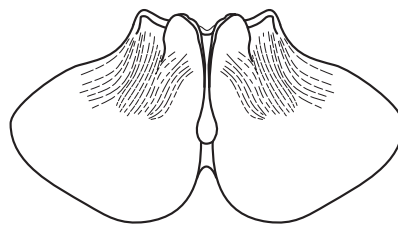


Figura 11.71

- 29(28) Lóbulo ventral de la claspeta con ápice rugoso o marcadamente estriado, moderada a fuertemente expandido lateralmente en un lóbulo apicalmente redondeado o puntudo (Figuras 11.72, 11.73); aedeagus sin hojillas apicales (Figuras 11.76 y 11.77)**30**
- 29' Lóbulo ventral de la claspeta sin ápice rugoso ni estriado, ni lateralmente expandido (Figura 11.74 y 11.75); aedeagus con o sin hojillas apicales (Figura 11.78)**31**

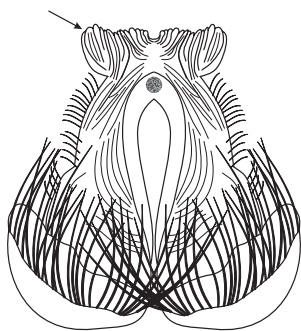


Figura 11.72

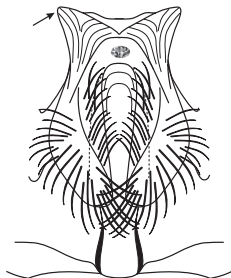


Figura 11.73

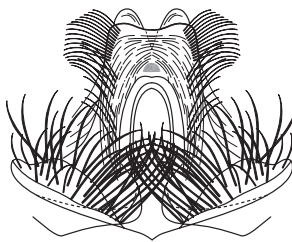


Figura 11.74

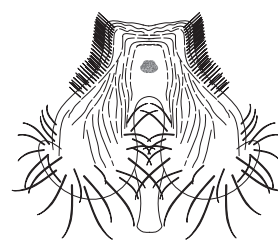


Figura 11.75

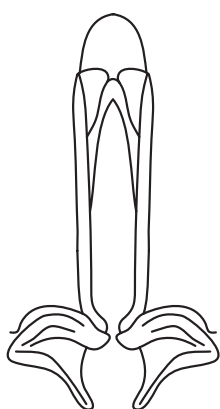


Figura 11.76

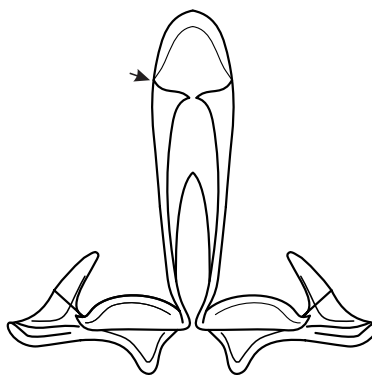


Figura 11.77

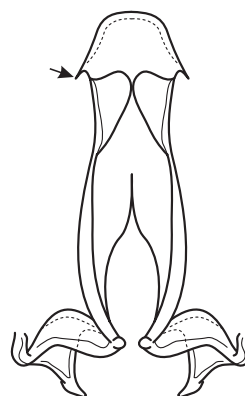


Figura 11.78

30(29) Lóbulo ventral de la claspeta pequeña, aproximadamente 0.33 la longitud del gonocoxito, ápice moderadamente expandido lateralmente, márgenes apicolateral aguda a moderadamente anguladas, lóbulo basal pequeño, estrecho, curvado mesalmente; placa preapical bien esclerotizada (Figura 11.79).....

..... ***benarrochi***

30' Lóbulo ventral de la claspeta aproximadamente 0.5 la longitud del gonocoxito, ápice fuertemente expandido lateralmente, márgenes apicolateral como un gran lóbulo redondeado, márgenes laterales convexas y margen apical suavemente cóncava; lóbulo basal grande, con espículas largas a lo largo de la margen basal; placa preapical suave a moderadamente esclerotizada (Figura 11.80).....***strodei***

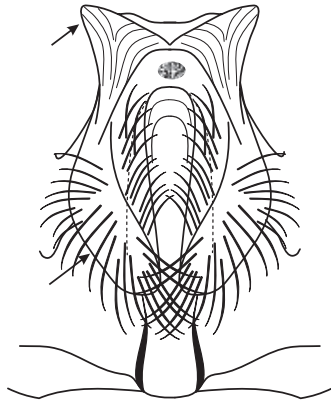


Figura 11.79

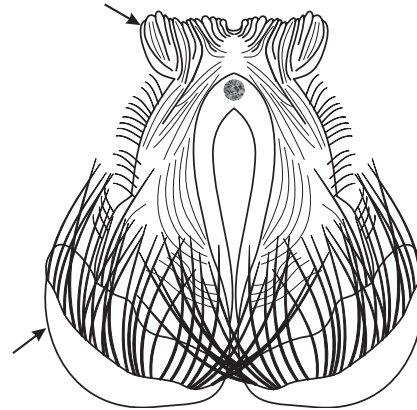


Figura 11.80

31(29') Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales redondeadas, margen basomesal del lóbulo basal con gran número de largas espículas, dirigidas caudalmente y hacia la fisura mesal; placa preapical pequeña oval y bien esclerotizada (Figura 11.81)

..... ***rangeli***

31' Lóbulo ventral de la claspeta sin espículas agrupadas en la margen basomesal del lóbulo basal; márgenes laterales y placa preapical variables (Figura 11.82 y 11.83)

32

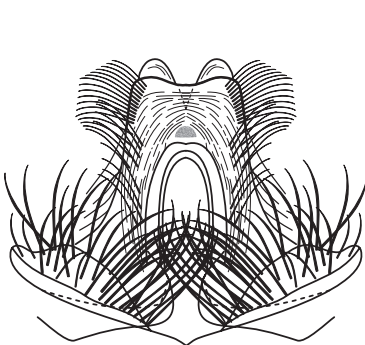


Figura 11.81

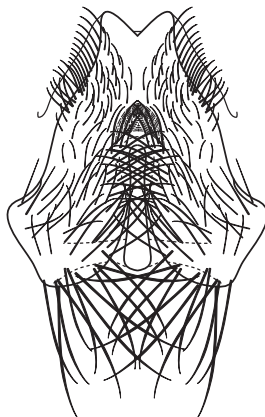


Figura 11.82

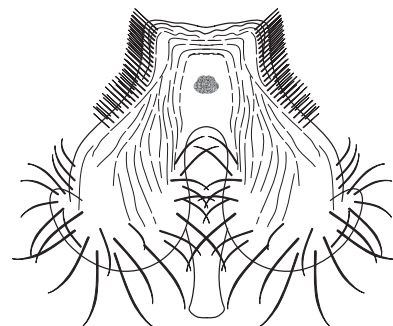


Figura 11.83

- 32(31') Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente ancho a ancho, ancho del ápice 0.5-0.6 la longitud de la claspeta, márgenes laterales del ápice abruptamente anguladas; placa preapical moderadamente pequeña y semicircular a oval (Figura 11.84 y 11.85).....**33**
- 32' Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente estrecho a estrecho, ancho del ápice abrupto a suavemente angulado; placa preapical de desarrollo variable (Figura 11.86 y 11.87)**34**

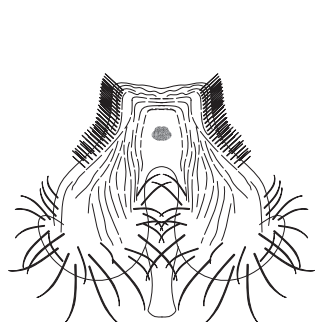


Figura 11.84

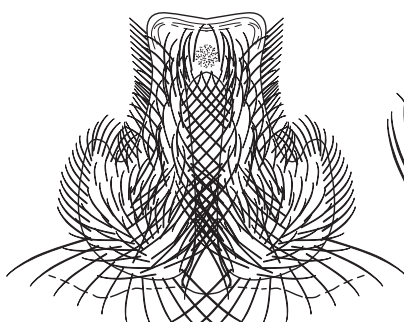


Figura 11.85

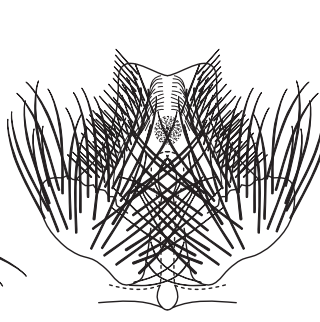


Figura 11.86

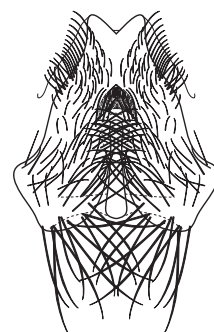


Figura 11.87

- 33(32) Ápice del aedeagus generalmente más ancho que largo, moderadamente redondeado y con hojillas membranosas laterales (Figura 11.88); longitud del aedeagus 1.33-1.60 la longitud del lóbulo ventral de la claspeta ventral *nuneztovari*
- 33' Ápice del aedeagus diferente, sin hojillas membranosas laterales (Figura 11.89); longitud del aedeagus 1.00-1.20 la longitud del lóbulo ventral de la claspeta ventral..... *trinkae*

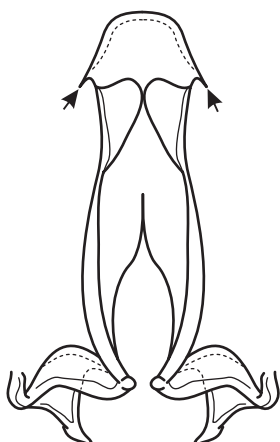


Figura 11.88

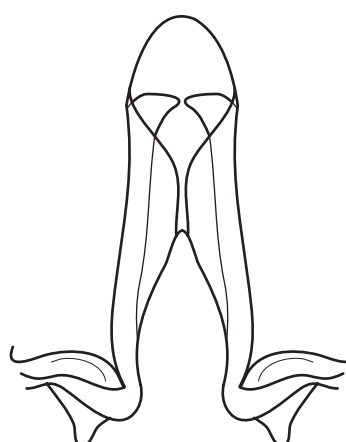


Figura 11.89

- 34(32') Ápice del aedeagus truncado (Figuras 11.90) o algo redondeado (Figura 11.91), si es algo redondeado, entonces su longitud es generalmente menor que 0.7 el ancho del ápice.....**35**
- 34' Ápice del aedeagus bien redondeado (Figura 11.92 y 11.93).....**36**

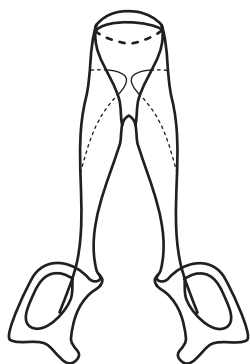


Figura 11.90

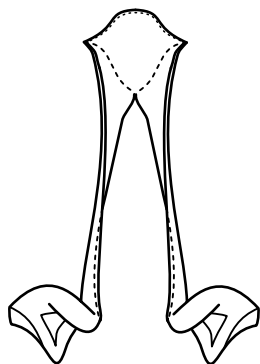


Figura 11.91

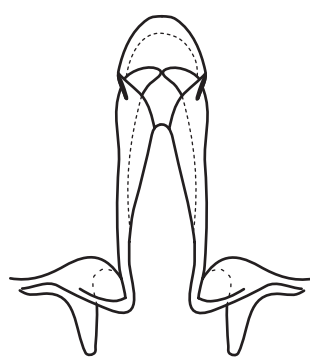


Figura 11.92

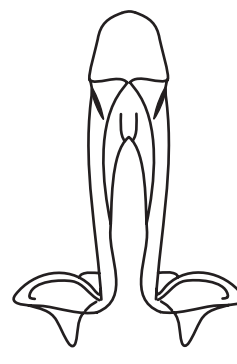


Figura 11.93

- 35(34) Ápice del aedeagus truncado o suavemente redondeado; esclerito aedeagal apical sin proyecciones laterales, no estrecho (Figura 11.90).....*evansae*
- 35' Ápice del aedeagus un poco redondeado, su longitud varía entre 0.3-0.6 el ancho del ápice; esclerito aedeagal apical estrecho, con proyecciones o salientes laterales (Figura 11.91)*konderi*
- 36(34') Lóbulo ventral de la claspeta con espículas a lo largo de la margen basal del lóbulo basal, moderadamente cortas; placa preapical moderadamente pequeña, circular a oval (Figura 11.94).....*aquasalis*
- 36' Lóbulo ventral de la claspeta con espículas a lo largo de la margen basal del lóbulo basal, largas; placa preapical como media luna (Figura 11.95).....*oswaldoi*

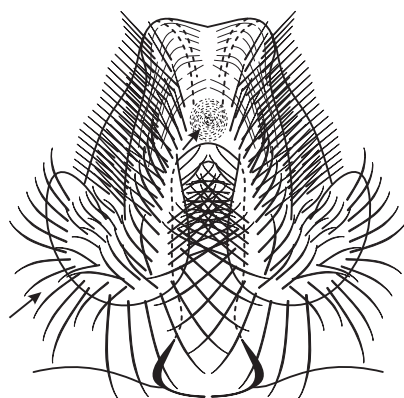


Figura 11.94

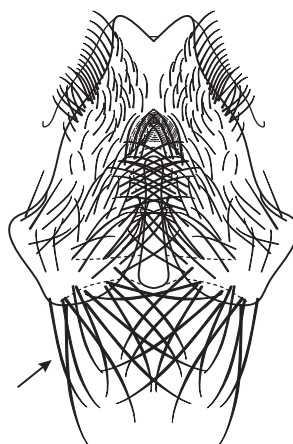


Figura 11.95

- 37(28') Aedeagus con un par de hojillas subapicales bien esclerotizadas (Figura 11.96A,B).....38
 37' Aedeagus sin hojillas subapicales (Figura 11.97).....40

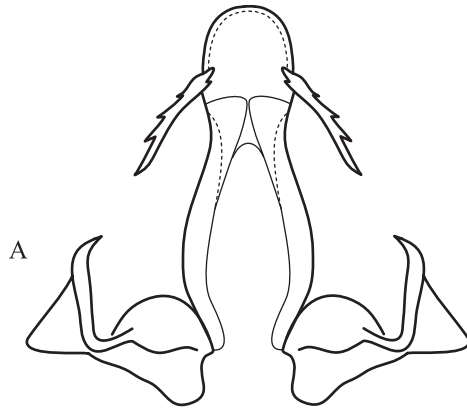


Figura 11.96

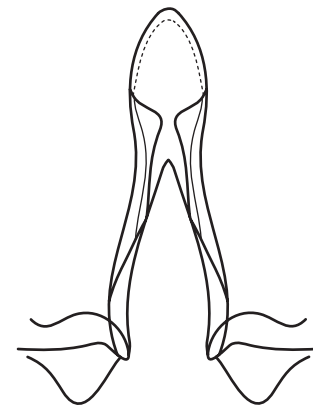
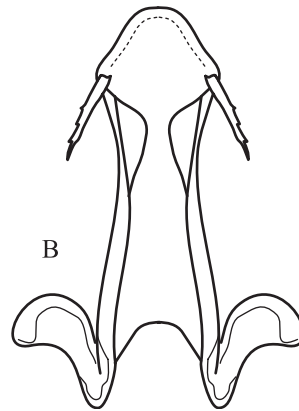


Figura 11.97

- 38(37') Ápice del aedeagus curvado y como gancho (Figura 11.98).....*parvus*
 38' Ápice del aedeagus con forma de huevo o ampliamente redondeado, no curvo ni como gancho (Figura 11.99).....39

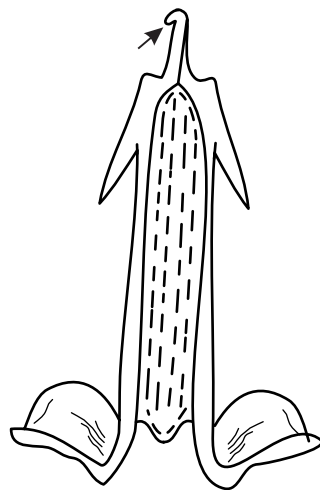


Figura 11.98

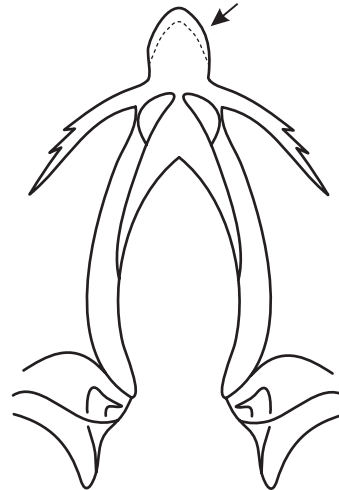


Figura 11.99

- 39(38') Lóbulo ventral de la claspeta con ápice amplio y truncado, sulco mediano pequeño frecuentemente indistinguible (Figura 11.100); ápice del aedeagus con forma de huevo, mas largo que ancho; hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal (Figura 11.101).....*darlingi*
 39' Lóbulo ventral de la claspeta con ápice estrecho, sulco mediano bien desarrollado, ápice del aedeagus ampliamente redondeado (Figura 11.102); hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta sin proyección basomesal (Figura 11.103).....*argyritarsis*

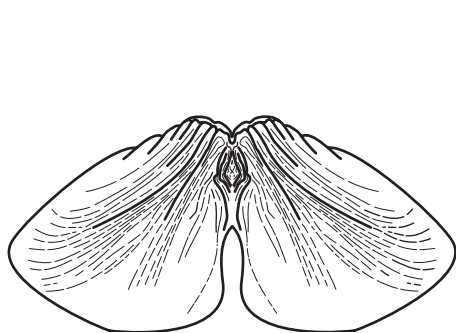


Figura 11.100



Figura 11.101

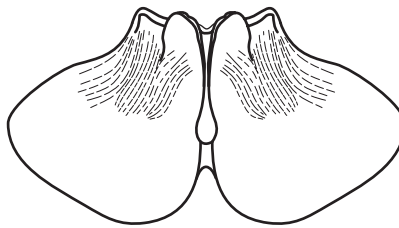


Figura 11.102



Figura 11.103

- 40(37') Lóbulo ventral de la claspeta con ápice expandido lateralmente en forma de lóbulos (Figura 11.104);
 ápice del aedeagus aproximadamente 1.5 tan largo como ancho (Figura 11.105) *triannulatus*
 40' Lóbulo ventral de la claspeta con ápice no expandido lateralmente como el anterior (Figura 11.106);
 ápice del aedeagus 1.3 o menos, tan largo como ancho, generalmente tan o más ancho que largo **41**

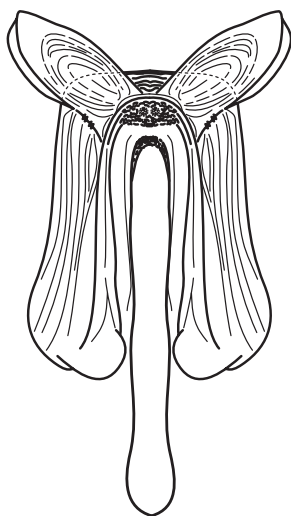


Figura 11.104

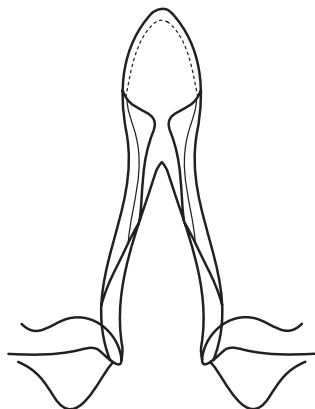


Figura 11.105

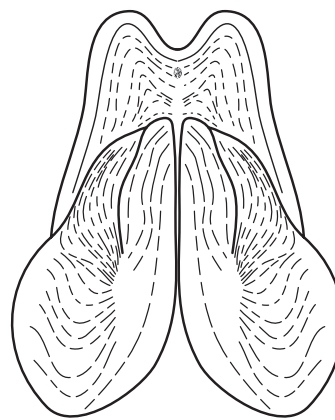


Figura 11.106

- 41(40') Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales fuertemente expandidas lateralmente desde el
 ápice hasta aproximadamente 0.5 de la base, placa preapical ausente (Figura 11.107); hojilla del lóbulo
 dorsal de la claspeta sin proyección basomesal prominente (Figura 11.108) *marajoara*
 41' Lóbulo ventral de la claspeta no expandidas lateralmente, o con márgenes laterales débilmente expan-
 didas (Figura 11.109); hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal definida a bien
 definida (Figura 11.110) **42**



Figura 11.107



Figura 11.108

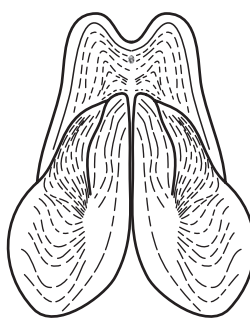


Figura 11.109

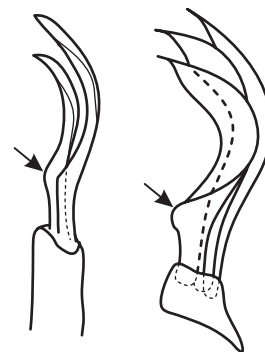


Figura 11.110

- 42(41') Lóbulo basal del lóbulo ventral de la claspeta con proyección lateral (Figura 11.111), hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal bien definida (Figura 11.112)..... *braziliensis*
- 42' Lóbulo basal del lóbulo ventral de la claspeta sin proyección lateral como el anterior (Figura 11.113), hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal no tan sobresaliente como el anterior *albimanus*

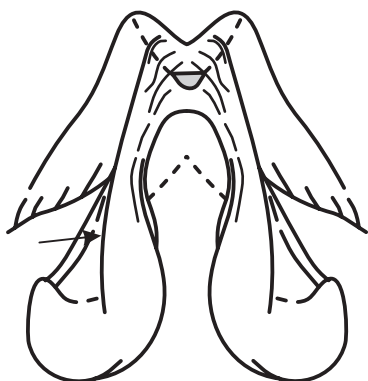


Figura 11.111

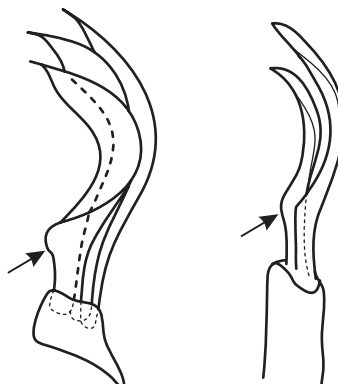


Figura 11.112

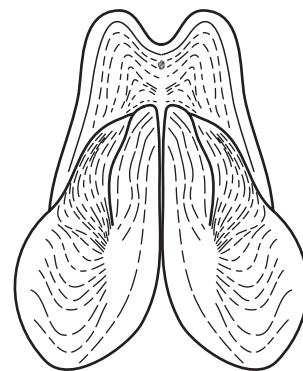


Figura 11.113

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

DESCRIPCIÓN BREVE DE LAS ESPECIES DE *ANOPHELES* (GENITALIA DE MACHOS)

SUBGÉNERO *KERTESZIA*

Lóbulo ventral de la claspeta apicalmente no fusionado en una simple estructura.

Setae accesorias ubicadas cerca del ápice del gonocoxito; seta interna entre las anteriores.

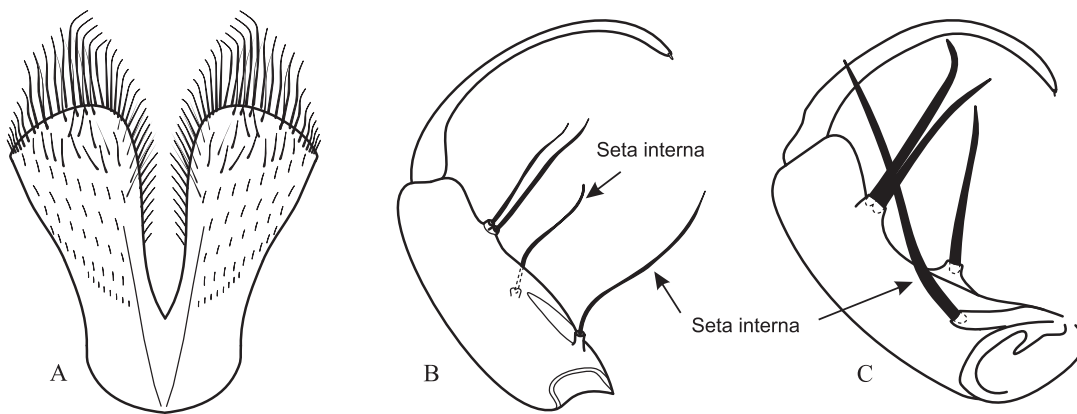


Figura 12.1. *Anopheles* (*Kerteszia*). A. Lóbulo ventral de la claspeta de *An. neivai*, B. Gonocoxito de *An. neivai*, C. Gonocoxito de *An. pholidotus*. (A y B redibujadas de Komp, 1942).

ANOPHELES BAMBUSICOLUS

Lóbulo ventral de la claspeta glabro, excepto por 4-10 espículas fuertes y unas pocas débiles a lo largo de la margen mesal.

Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta amplia, prominente, redondeada, no curvada ventro-posteriormente.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Aedeagus sin hojillas.

ANOPHELES BOLIVIENSIS

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

ANOPHELES HOMUNCULUS

Lóbulo ventral de la claspeta moderada a densamente espiculoso, excepto cerca de la margen lateral.

Expansión lateral del lóbulo ventral de la claspeta ancha, curvada ventro-posteriormente.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Seta interna aplanada y débilmente ancha en el ápice.

Aedeagus con o sin hojillas.

ANOPHELES BELLATOR

Lóbulo ventral de la claspeta, mesalmente, densamente espiculoso; con expansión lateral prominente, redondeada, curvada ventro-posteriormente.

Aedeagus generalmente con un par de hojillas.

ANOPHELES LEPIDOTUS

Lóbulo ventral de la claspeta moderadamente espiculoso, excepto cerca de la margen lateral; con expansión lateral amplia y poco emarginada, no curvada ventro-posteriormente.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Seta interna aparentemente no aplanada en el ápice.

Aedeagus sin hojillas.

ANOPHELES NEIVAI

Lóbulo ventral de la claspeta densamente espiculoso en toda la superficie, muchas de las espículas originadas en la superficie general; con expansión lateral muy estrecha, no curvada ventro-posteriormente.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Seta interna aplanada y más ancha en el ápice.

Aedeagus sin hojillas.

ANOPHELES PHOLIDOTUS

Lóbulo ventral de la claspeta moderadamente espiculoso, excepto lateralmente, con expansión lateral redondeada.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Seta interna con ápice aplanado.

Aedeagus sin hojillas.

ANOPHELES CRUZII

Lóbulo ventral de la claspeta densamente espiculoso, excepto lateralmente, con expansión lateral ancha, más o menos redondeada a sinuosa, no curvada ventro-posteriormente.

Seta parabasal larga y sinuosa, mayor que 0.3 la longitud del gonocoxito.

Aedeagus con un par de hojillas largas y fuertes.

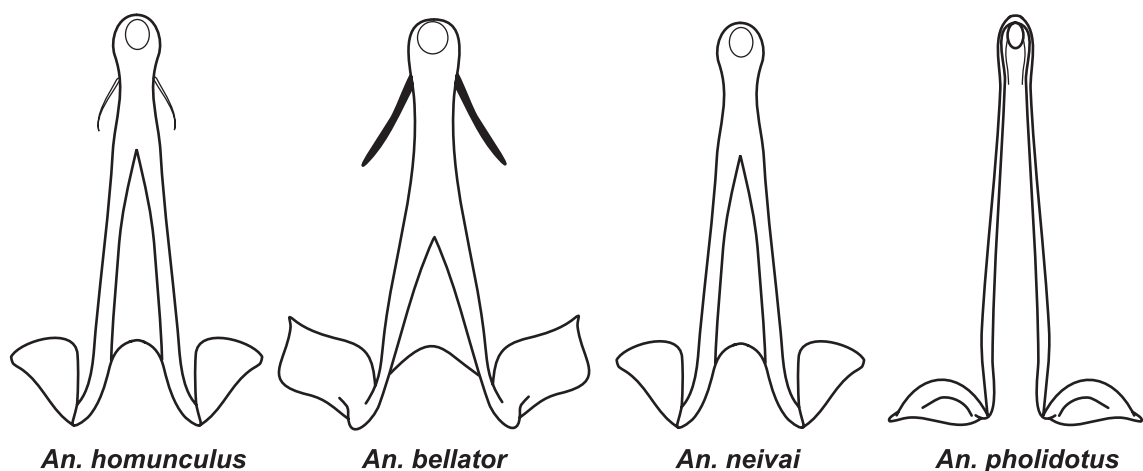


Figura 12.2. Aedeagus de *Anopheles* (Kertessia)
(Redibujadas de Komp, 1942, Zavortink, 1943).

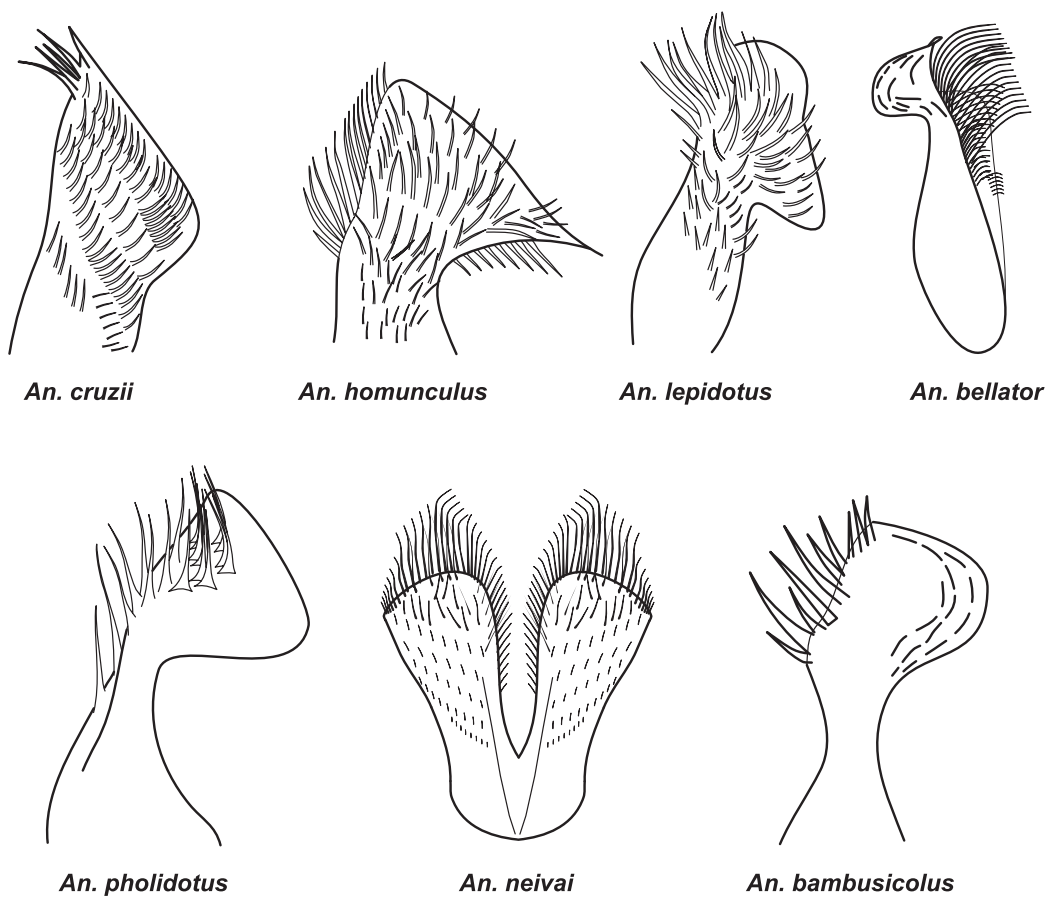


Figura 12.3. Lóbulo ventral de la claspeta de *Anopheles* (Kertessia)
(Redibujadas de Lane, 1953, Komp, 1942, Zavortink, 1973).

SUBGÉNERO *LOPHOPODOMYIA*

Gonocoxito con cuatro setae parabasales, no insertadas en tubérculos.

Claspeta con lóbulos poco desarrollados.

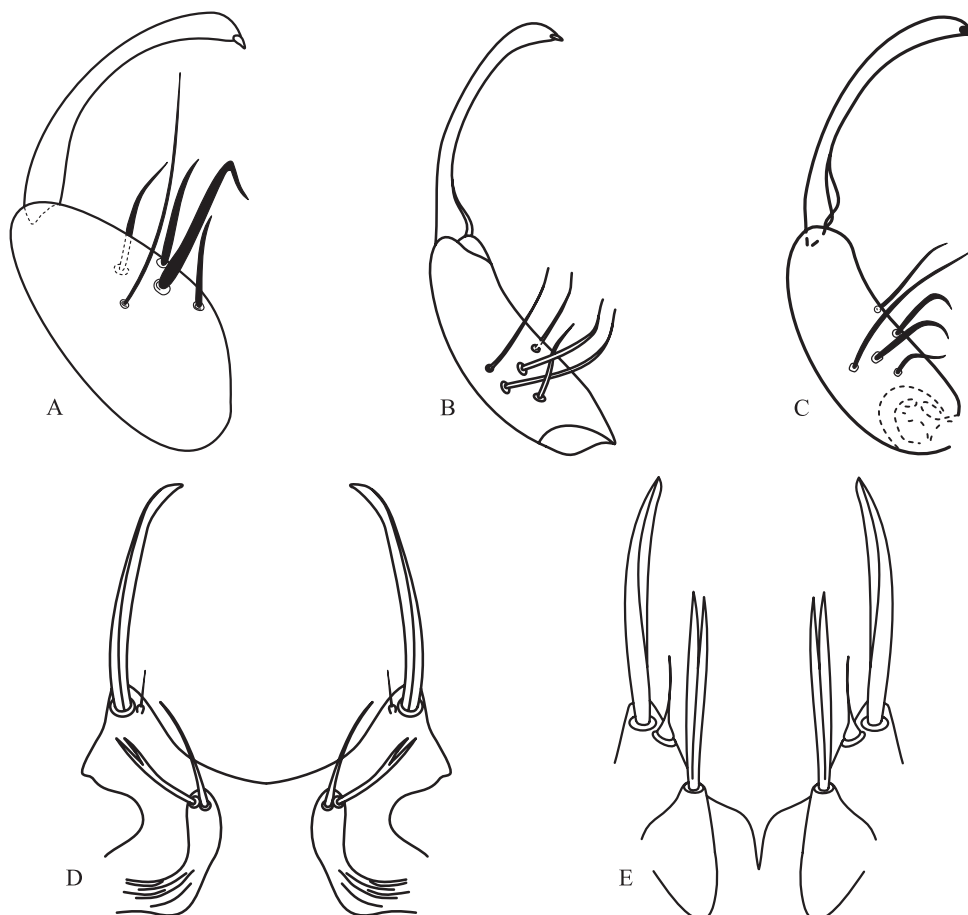


Figura 12.4. Gonocoxito (A-C) y claspeta (D-E) de *Anopheles* (*Lophopodomyia*).

A. *An. squamifemur*, B y D. *An. oiketorakras*. C y E. *An. vargasi*

(Redibujadas de: A. Lane, 1953, B y D. Osorno-Mesa, 1947, C y E. Gabaldón et al., 1941).

ANOPHELES GILES

Seta basal delgada, curvada y puntuda.

Claspeta como un tubérculo cónico, con una simple hojilla apical.

Lóbulo dorsal de la claspeta ausente.

Seta interna débilmente más larga y más delgada que las parabasales.

Aedeagus poco esclerotizado, sin hojillas, fuertemente curvado en su ápice.

ANOPHELES OIKETORAKRAS

Lóbulo ventral de la claspeta con hojilla terminal débilmente lanceolada y con seta preapical interna muy pequeña.

Lóbulo dorsal de la claspeta con una de las dos setae larga, fuerte, con porción apical bífida. Aedeagus sin hojillas.

ANOPHELES SQUAMIFEMUR

Lóbulo ventral de la claspeta entero, con excavación mediana recubierta de microtrichias.

Lóbulo dorsal de la claspeta con una seta folícea en su ápice.

Aedeagus elongado, con dos pares de hojillas, un par más grande y fuerte.

ANOPHELES VARGASI

Gonocoxito con la seta interna más allá de la parte media, larga y puntuda.

Seta parabasal más externa larga, delgada y puntuda.

Lóbulo ventral de la claspeta con seta algo roma y una seta puntuda insertada internamente.

Lóbulo dorsal con dos setae lanceoladas en su ápice.

Aedeagus elongado, ancho, con márgenes esclerotizadas.

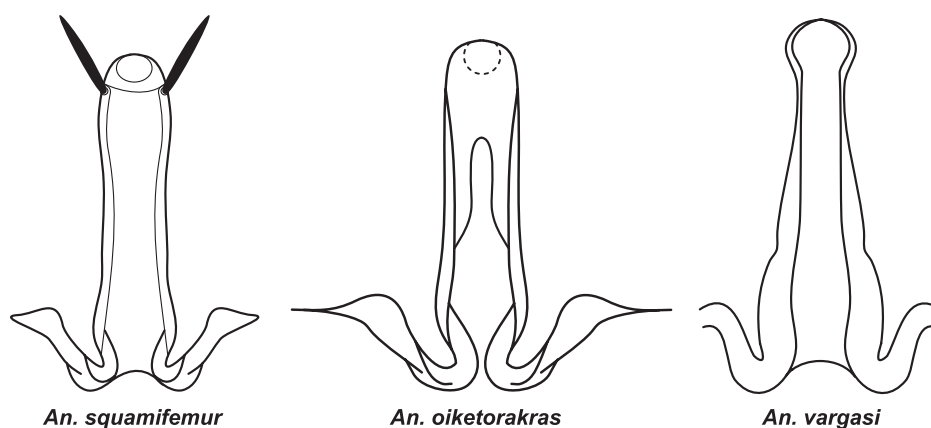


Figura 12.5. Aedeagus de *Anopheles* (*Lophopodomyia*)
(Redibujada de Lane, 1953, Osorno-Mesa, 1947 y Gabaldón et al., 1941b).

SUBGÉNERO *STETHOMYIA*

Gonocoxito con una sola seta parabasal y otra interna.

Lóbulo dorsal y ventral de la claspeta como en la Figura 12.14.

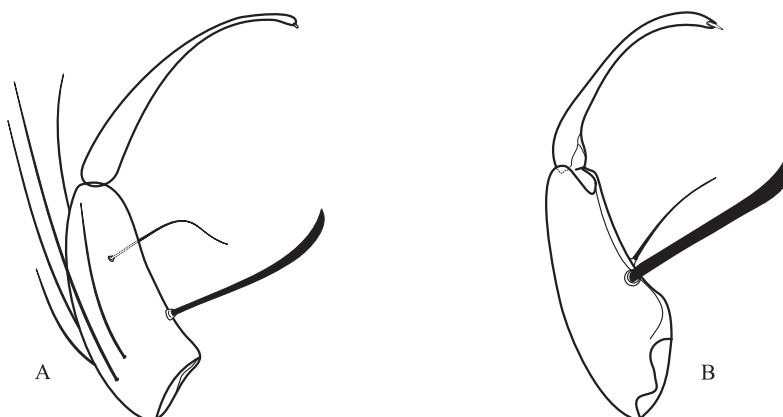


Figura 12.6. Gonocoxito de *Anopheles* (*Stethomyia*). A. *An. kompi*, B. *An. thomasi*
(Redibujadas de: A. Komp, 1942, B. Lane, 1953).

ANOPHELES KOMPI

Seta parabasal larga, expandida distalmente, con forma de sable.

Seta interna delgada y curva.

Claspeta con lóbulo dorsal y ventral, el ventral con dos setae esclerotizadas.

Aedeagus tubular, corto y grueso, curvado dorsalmente hacia el lóbulo anal, con ápice redondeado y brazos laterales cortos.

ANOPHELES THOMASI

Seta parabasal alargada, situada próxima a la interna.

Lóbulo ventral de la claspeta separados, un par con ápice de seta fuerte y corta, el otro par con ápice ancho y redondeado.

ANOPHELES NIMBUS

Seta parabasal alargada, situada próxima a la interna.

Lóbulo ventral de la claspeta separados, un par con ápice de seta fuerte y larga, el otro con ápice de prolongación interna con forma de pico.

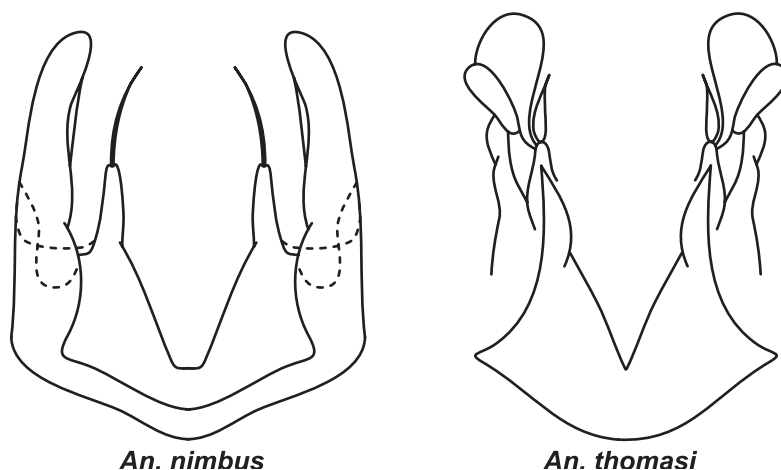


Figura 12.7. Lóbulo ventral y dorsal de la claspeta de *Anopheles* (*Stethomyia*) (Redibujadas de Lane, 1953).

SUBGÉNERO *ANOPHELES*

Con dos setae parabasales y una interna.

Lóbulos ventral y dorsal de la claspeta variables.

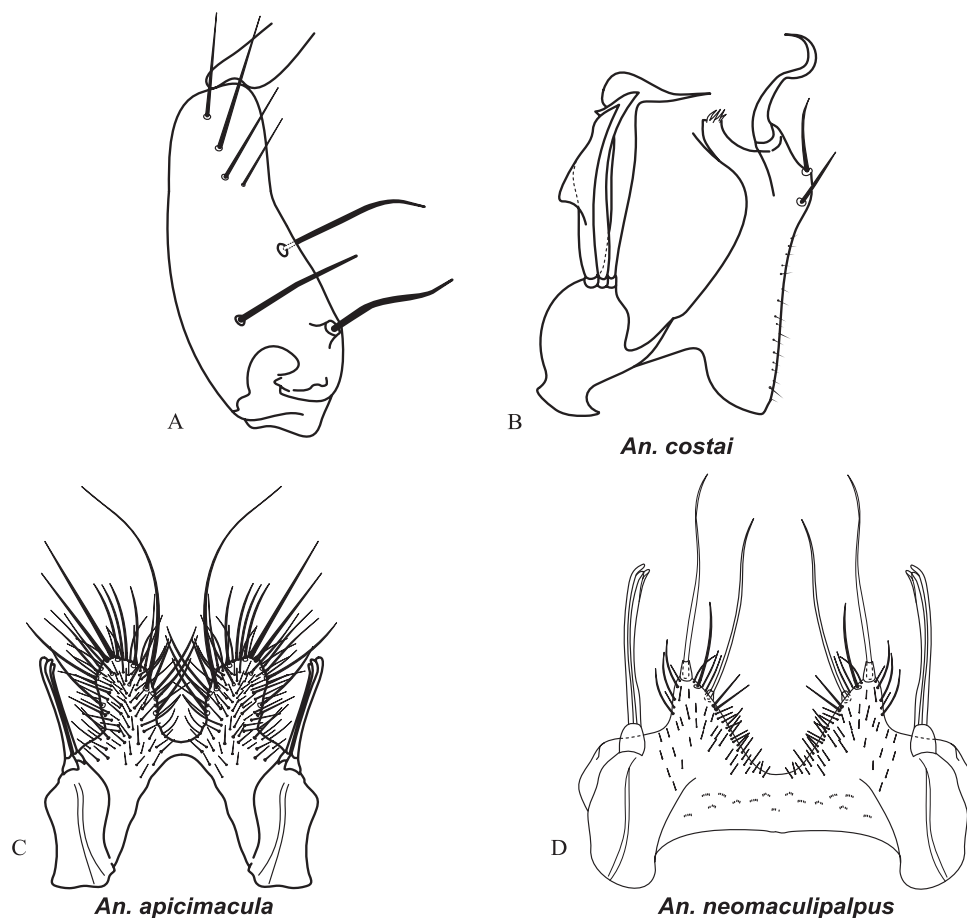


Figura 12.8. *Anopheles* (*Anopheles*), A. Gonocoxito de *An. costai*, B, C y D. Lóbulos ventral y dorsal de la claspeta (Redibujadas de: A y B. Sallum et al., 1999, C y D. Komp, 1942).

ANOPHELES PUNCTIMACULA, *AN. MALEFACTOR* Y *AN. CALDERONI*

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Seta interna delgada, casi tan larga como una de las parabasales.

Lóbulo ventral de la claspeta con una seta larga delgada y curva y otra más pequeña delgada.

Lóbulo dorsal de la claspeta con pedúnculo largo, con tres estructuras (ocasionalmente 2 ó 4) laminares muy juntas, de ápices afilados y curvos, pueden parecer truncadas o romas.

Aedeagus con 2 a 6 hojillas en cada lado, el par terminal con la parte central más quitinizada, las márgenes hialinas.

ANOPHELES FLUMINENSIS

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Gonocoxito con seta interna delgada.

Lóbulo ventral de la claspeta con, por lo menos, dos setae apicales grandes.

Aedeagus con cinco pares de hojillas, de márgenes suaves, la superior más larga y ancha, las otras disminuyen gradualmente en tamaño.

Hojillas terminales del aedeagus homogéneamente quitinizadas, sin márgenes hialinas.

ANOPHELES MATTOGROSSENSIS

Setae parabasales casi subiguales en forma, ambas fuertes, con ápice curvo, la externa es más larga.

Seta interna insertada cerca de la parte media del gonocoxito, mucho más larga que las parabasales.

Claspeta con dos lóbulos ventrales, cada uno con tres setae apicales delgadas, la del centro la más larga.

Lóbulo dorsal de la claspeta poco desarrollado, con dos setae fusionadas que dan la apariencia de una cachiporra.

Aedeagus relativamente corto, con brazos relativamente largos, con un solo par de hojillas cortas, anchas y de márgenes lisas.

ANOPHELES PERYASSUI

Gonocoxito corto, algo cónico, sin seta interna.

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Lóbulo ventral de la claspeta corto y ancho, con una seta apical grande.

Lóbulo dorsal de la claspeta con tres setae, delgadas, situadas muy juntas.

Aedeagus largo, de brazos bien desarrollados, con cuatro a cinco pares de hojillas, la terminal con borde interno serrado.

ANOPHELES APICIMACULA

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Seta interna larga, con extremo delgado y curvo.

Lóbulo ventral de la claspeta mucho más largo que el lóbulo dorsal, cónico, piloso, con setae delgadas, una más grande y gruesa.

Lóbulo dorsal de la claspeta basalmente esclerotizado, con tres setae largas, delgadas, situadas muy juntas, con extremo redondeado, con forma de palo de golf.

Aedeagus relativamente corto, con brazos bien desarrollados, con ápice del par de hojillas terminales con corte recto y oblicuo.

ANOPHELES VESTITIPENNIS

Lóbulo ventral de la claspeta redondeado, setoso, con una seta apical gruesa y una a dos más pequeñas accesorias.

Aedeagus con hojillas simples.

Lóbulo dorsal de la claspeta cónico, con dos a tres setae juntas de ápice un poco parecido a una cachiporra.

IX tergito con procesos laterales de proyección larga.

ANOPHELES FORATTINII

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Lóbulos del tergum IX paralelos, muy juntos, área interlobular pequeña.

Aedeagus con hojillas simples.

Lóbulo dorsal de la claspeta de forma subtriangular, no ovoide, separación de los lóbulos de la claspeta con forma de V.

ANOPHELES COSTAI

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Lóbulos del tergum IX paralelos, muy juntos, área interlobular pequeña.

Lóbulo dorsal de la claspeta de forma ovoide, casi circular; separación de los lóbulos de la claspeta con forma de U.

Aedeagus con hojillas simples.

ANOPHELES SHANNONI

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Gonocoxito con seta interna.

Aedeagus con 5 a 8 pares de hojillas.

Hojillas terminales del aedeagus homogéneamente quitinizada, sin márgenes hialinas.

Lóbulo ventral de la claspeta con una sola seta apical grande.

ANOPHELES NEOMACULIPALPUS

Seta parabasal externa más larga y delgada que la interna.

Gonocoxito con seta interna.

Lóbulo ventral de la claspeta con dos setae largas y delgadas.

Lóbulo dorsal de la claspeta con pedúnculo corto, con tres estructuras laminares de ápices ensanchados y parcialmente curvos.

Aedeagus largo, el par de hojillas terminales son anchas, con forma de cimitarra (sable), con márgenes serradas o provistas de pequeñas espículas.

ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS

Aedeagus con más de un par de hojillas pequeñas y delicadas.

Setae parabasales casi subiguales en forma, ambas fuertes, con ápice curvo, la externa más larga.

Seta interna bien desarrollada.

Lóbulo ventral de la claspeta con dos setae largas resistentes y curvas.

Aedeagus relativamente corto, muy curvo dorsalmente y de brazos largos, con más de un par de hojillas pequeñas y delicadas.

ANOPHELES EISENI

Setae parabasales casi subiguales en forma, ambas fuertes, con ápice curvo, la externa más larga gruesa.

Seta interna delgada.

Aedeagus largo, curvado, delgado, de brazos relativamente cortos, con un solo par de hojillas grandes, hojillas largas y de márgenes serradas.

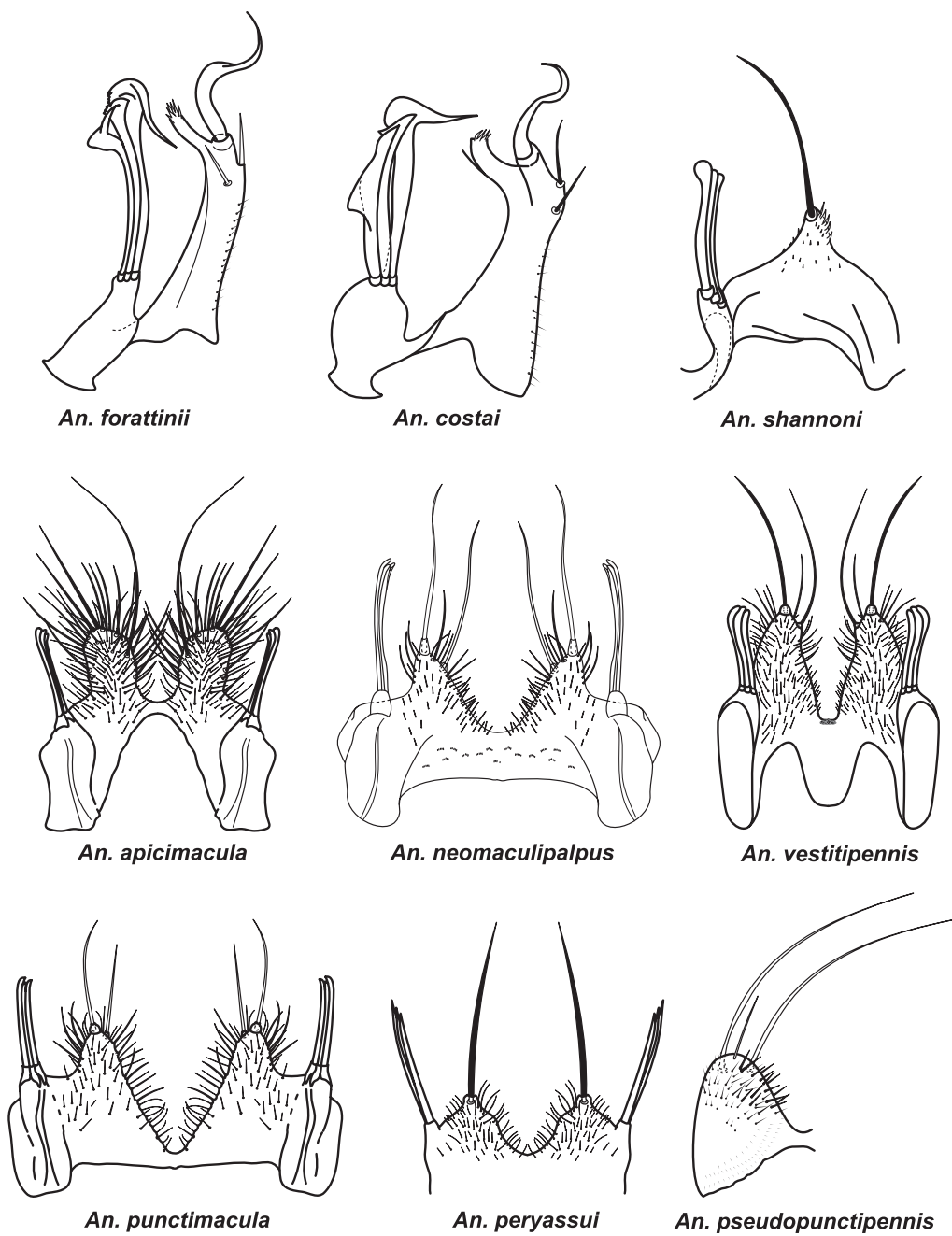


Figura 12.9. Lóbulo ventral y dorsal de la claspeta de *Anopheles* (*Anopheles*)
 (Redibujadas de Komp, 1942, Sallum et al., 1999, Wilkerson et al., 1997
 y Wilkerson & Sallum, 1999).

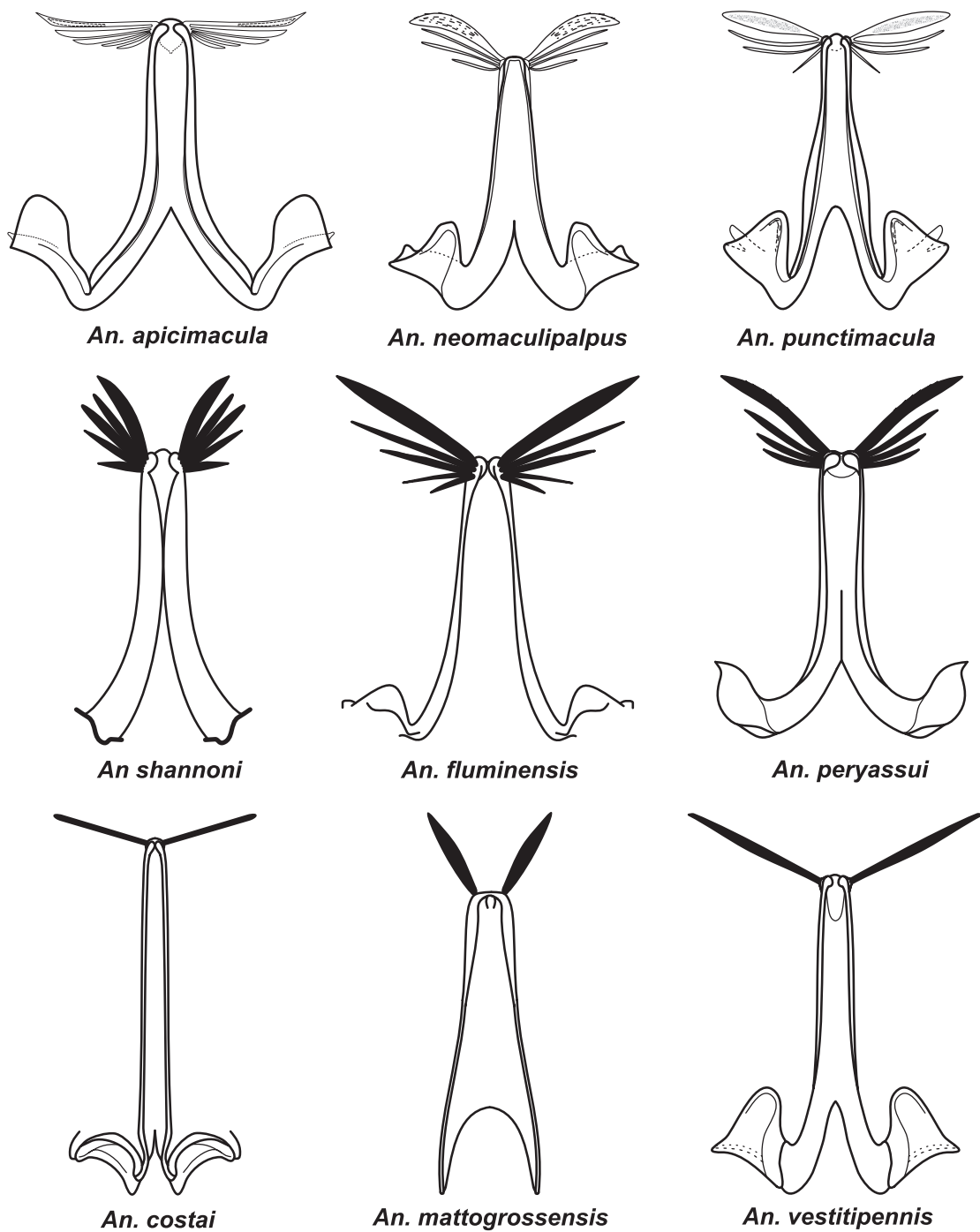


Figura 12.10. Aedeagus de *Anopheles* (*Anopheles*) serie Arribalzagia.
(Algunas redibujadas de Komp, 1942).

SUBGÉNERO *NYSSORHYNCHUS*

Lóbulo ventral de la claspeta apicalmente fusionado en una simple estructura.
Con una seta parabasal, corta y fuerte, menor que 0.3 la longitud del gonocoxito.
Con dos setae accesorias ubicadas cerca de la base.
Con una seta interna.

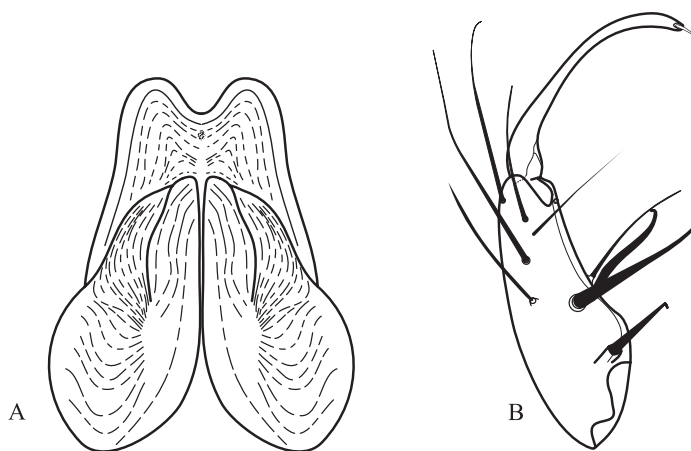
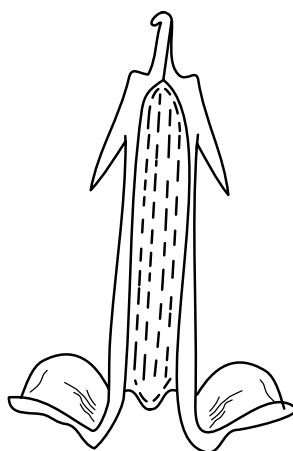


Figura 12.11. *Anopheles (Nyssorhynchus)*. A. Lóbulo ventral de la claspeta. B. Gonocoxito.

SECCIÓN *MYZORHYNCHELLA*

ANOPHELES PARVUS

Lóbulo ventral de la claspeta sin espículas.
Ápice del aedeagus curvado y como gancho.
Aedeagus con un par de hojillas subapicales bien esclerotizadas.



**Figura 12.12. Aedeagus de *Anopheles (Nyssorhynchus) parvus* (Sección Myzorhynchella)
(Redibujada de Faran & Linthicum, 1981).**

SECCIÓN ALBIMANUS

ANOPHELES ALBIMANUS

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae, con ápice redondeado, no expandido lateralmente.

Placa preapical del lóbulo ventral de la claspeta muy pequeño, poco esclerotizado.

Hojilla del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal poco sobresaliente.

Aedeagus sin hojillas apicales, de ápice débilmente más ancho que largo.

ANOPHELES AQUASALIS

Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente estrecho, con setae a lo largo de la margen basal del lóbulo basal, en la margen mesal y más menos uniformemente distribuidas en la superficie del lóbulo, las del lóbulo basal moderadamente cortas.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal ancho y semiesférico.

Placa preapical del lóbulo ventral de la claspeta moderadamente pequeña, circular a oval y escasa a moderadamente esclerotizada.

Aedeagus sin hojillas apicales, de ápice redondeado, débilmente más ancho que largo.

ANOPHELES OSWALDOI

Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales angostándose hacia un ápice estrecho, ápice con márgenes laterales redondeadas, con sulco mediano poco profundo.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal muy grande, expandido lateralmente, con largas setae distribuidas a lo largo de la margen basal, de aproximadamente 2.0 el ancho del aedeagus, dirigidas caudalmente.

Superficie lateral y ventral del lóbulo ventral de la claspeta con setae aproximadamente dos veces el ancho del aedeagus.

Lóbulo ventral de la claspeta con placa preapical grande a escasamente desarrollada.

Aedeagus sin hojillas subapicales, de ápice mas largo que ancho, algo redondeado.

ANOPHELES KONDERI

Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales angostándose hacia un ápice estrecho, ápice con márgenes laterales redondeadas, con sulco mediano conspicuo.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal expandido lateralmente, con numerosas y largas setae distribuidas a lo largo de la margen basal.

Aedeagus generalmente sin hojillas apicales, de ápice escasamente redondeado, tan largo como 0.3-0.6 el ancho; con esclerito aedeagal apical estrecho y curvado en una proyección lateral a manera de “codo”.

ANOPHELES EVANSAE

Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales angostándose hacia un ápice estrecho, ápice con márgenes redondeadas de márgenes laterales esclerotizadas.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal grande, expandido lateralmente, con largas setae de aproximadamente 1.5 a 1.8 el ancho del aedeagus, no concentradas en la margen basal.

Superficie ventral y lateral con setae cortas (0.5-0.7 el ancho del aedeagus), extendiéndose hasta cerca del ápice.

Lóbulo ventral de la claspeta con placa preapical grande, semicircular a oval, ocasionalmente basalmente cóncava, bien esclerotizada.

Aedeagus sin hojillas apicales, de ápice truncado o suavemente redondeado.

ANOPHELES RANGELI

Lóbulo ventral de la claspeta grande, con ápice truncado medialmente membranoso y poco emarginado, con márgenes laterales abruptamente anguladas, redondeadas, esclerotizadas.

Lóbulo basal del lóbulo ventral de la claspeta muy grande, expandido lateralmente en la base y generalmente curvado ventralmente, margen basal con setae largas de aproximadamente 1.5 la longitud del aedeagus, dirigidas caudalmente.

Margen basomesal del lóbulo basal con gran número de largas setae, dirigidas caudalmente hacia la fisura mesal.

Superficie ventral y lateral del lóbulo ventral de la claspeta con setae cortas, casi tan largas como el ancho del aedeagus, se extienden hasta o casi hasta el ápice del lóbulo ventral de la claspeta.

Placa preapical pequeña oval y bien esclerotizada.

Aedeagus sin hojillas apicales, de ápice redondeado, débilmente más largo que ancho.

ANOPHELES NUNEZTOVARI

Lóbulo ventral de la claspeta moderadamente corto, sin márgenes laterales angostándose hacia el ápice.

Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente ancho a ancho, truncado o abruptamente angulado, con márgenes laterales esclerotizados.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal moderadamente expandido lateralmente, no apreciablemente más ancho que el ápice del lóbulo ventral de la claspeta, setae a lo largo de la margen basal moderadamente largas, débilmente más largas que 1.5 el ancho del aedeagus, setae distribuidas uniformemente sobre la superficie basal radiando en diferentes direcciones.

Margen basomesal sin concentración de largas setae, dirigidas caudalmente hacia el vértex de la hendidura mesal.

Superficie ventral y lateral del lóbulo ventral de la claspeta con setae cortas, de aproximadamente 0.5 el ancho del aedeagus, se extienden hasta o cerca del ápice.

Placa preapical moderadamente pequeña y semicircular a oval, escasa a moderadamente esclerotizada

Ápice del aedeagus generalmente más ancho que largo, moderadamente redondeado y con hojillas membranosas basolaterales.

ANOPHELES TRINKAE

Lóbulo ventral de la claspeta muy similar a *An. nuneztovari*, pero es moderadamente larga, con ápice moderadamente ancho, con setae a lo largo de la margen basal del lóbulo basal, en la margen mesal y más o menos uniformemente distribuidas en la superficie del lóbulo; las del lóbulo basal moderadamente cortas.

Lóbulo ventral de la claspeta con lóbulo basal moderadamente expandido lateralmente, no apreciablemente más ancho que el ápice del lóbulo ventral de la claspeta, setae a lo largo de la margen basal moderadamente largas, débilmente más largas que 1.5 el ancho del aedeagus, setae distribuidas uniformemente sobre la superficie basal radiando en diferentes direcciones.

Margen basomesal sin concentración de largas setae, dirigidas caudalmente hacia el vértex de la hendidura mesal.

Superficie ventral y lateral del lóbulo ventral de la claspeta con setae cortas, de aproximadamente 0.5 el ancho del aedeagus, se extienden hasta o cerca del ápice.

Placa preapical moderadamente pequeña y semicircular a oval, escasa a moderadamente esclerotizada.

Aedeagus sin hojillas apicales, de ápice redondeado, tan ancho como largo o débilmente más ancho que largo, sin hojillas membranosos basolaterales.

ANOPHELES STRODEI

Lóbulo ventral de la claspeta grande, de aproximadamente 0.5 la longitud del gonocoxito, con ápice muy ancho, fuertemente expandido lateralmente, más o menos truncado y rugoso o profundamente estriado, con un pequeño sulco mediano en forma de V, con márgenes apicolateral como un gran lóbulo redondeado, márgenes laterales convexas y margen apical suavemente cóncava.

Lóbulo basal grande, expandido lateralmente, con setae largas a lo largo de la margen basal largas, 2.0 a 3.5 el ancho del aedeagus.

Márgenes laterales del lóbulo ventral de la claspeta con setae.

Placa preapical suave a moderadamente esclerotizada y moderadamente bien definida, oval a circular.

Aedeagus sin hojillas apicales, ápice redondeado, débilmente más largo que ancho.

ANOPHELES BENARROCHI

Lóbulo ventral de la claspeta pequeño, con ápice moderadamente expandido lateralmente, con márgenes apicolateral bruscamente anguladas y moderadamente puntudas, margen apical puede parecer truncado o con sulco mediano variadamente desarrollado, margen apical claramente rugosa, poco esclerotizada.

Con setae a lo largo de la margen basal del lóbulo basal, en la margen mesal y más o menos uniformemente distribuidas en la superficie del lóbulo; las del lóbulo basal moderadamente cortas.

Lóbulo ventral de la claspeta pequeño, con setae en el lóbulo basal y cerca de la parte mesal.

Lóbulo basal del lóbulo ventral de la claspeta pequeño, estrecho, curvado mesalmente, setae de la margen basal corta, casi tan larga como o débilmente más largas que el ancho del aedeagus.

Placa preapical pequeña, circular, bien esclerotizada.

Aedeagus sin hojillas apicales, con ápice redondeado, casi tan ancho como largo.

ANOPHELES TRIANNULATUS

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae, con ápice truncado y rugoso, con márgenes apicolaterales formando una gran aurícula estriada que se proyectan como lóbulos laterales.

Aedeagus sin hojillas apicales, estrecho, subigual a la longitud del lóbulo ventral de la claspeta, ápice redondeado, más largo que ancho, aproximadamente 1.5 tan largo como ancho.

Placa preapical pequeña, oval y bien esclerotizada.

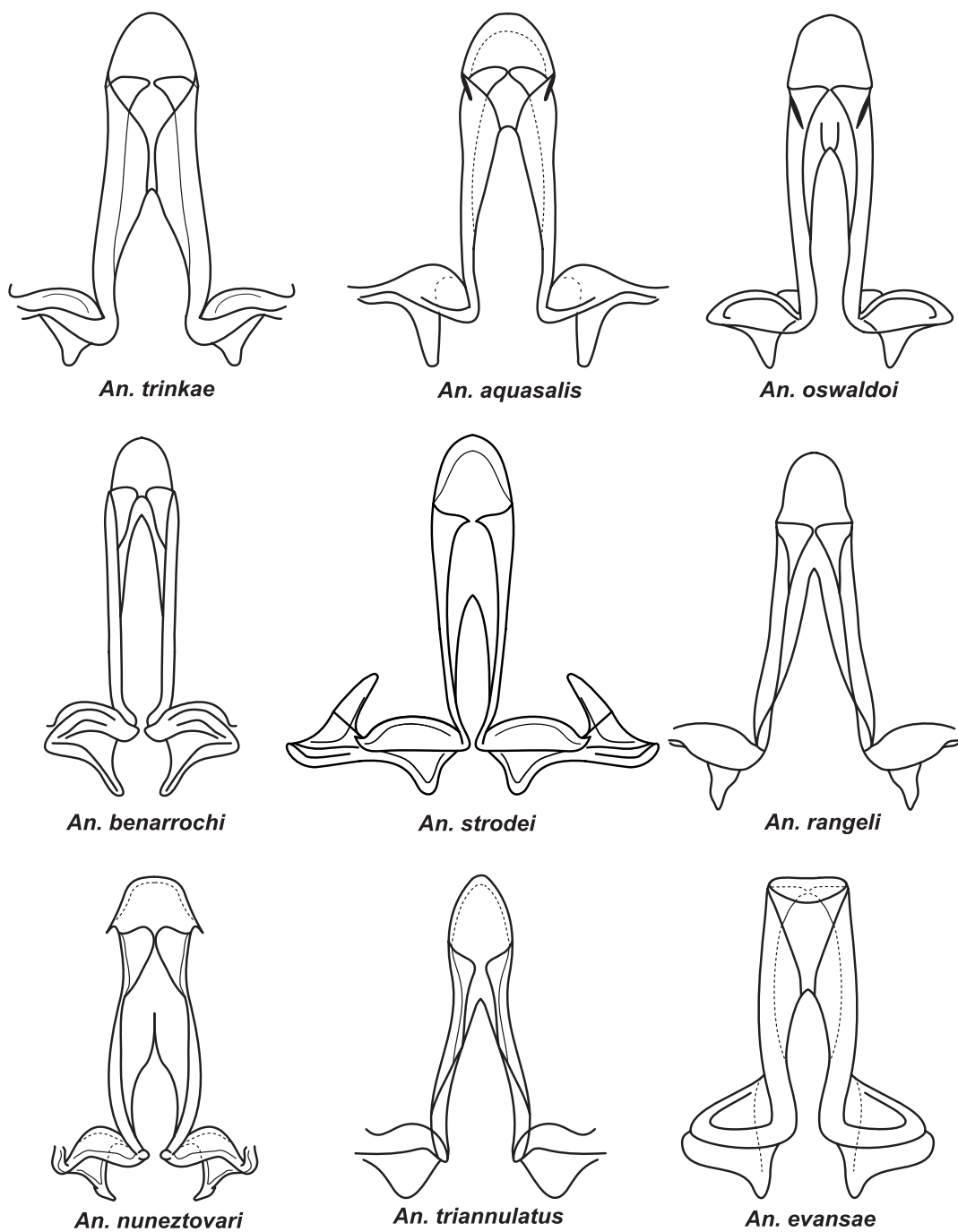


Figura 12.13. Aedeagus de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección *Albimanus*.
(Algunos redibujados de Faran & Linthicum, 1981).

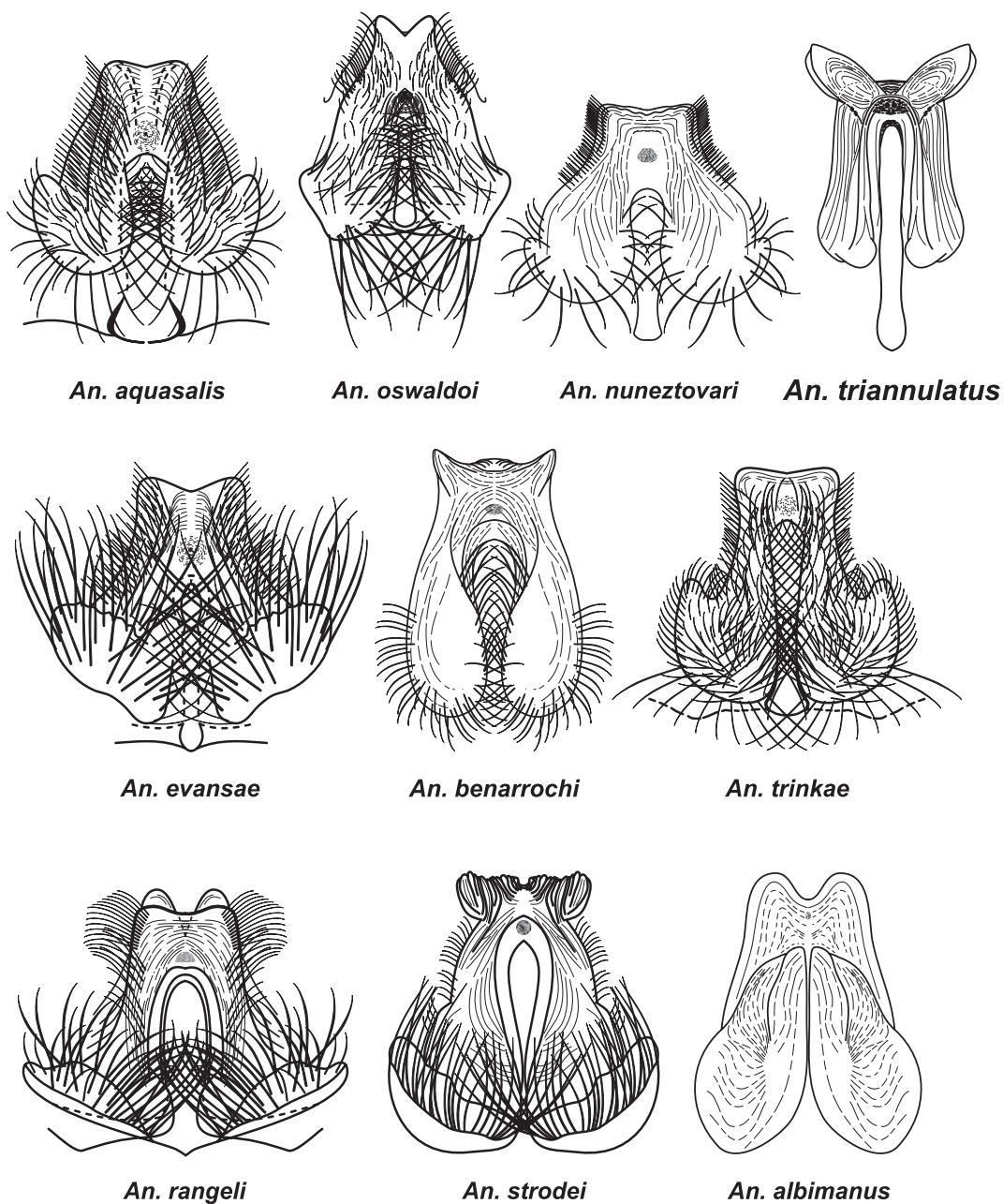


Figura 12.14. Claspets ventral de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección *Albimanus*.
(Algunas redibujadas de Faran & Linthicum, 1981).

SECCIÓN ARGYRITARSIS

ANOPHELES MARAJOARA

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae, con ápice moderadamente estrecho.

Lóbulo ventral de la claspeta con márgenes laterales fuertemente expandidas lateralmente desde el ápice hasta aproximadamente 0.5 de la base.

Placa preapical ausente.

Hojilla dorsal del lóbulo dorsal de la claspeta sin proyección basomesal prominente.

Aedeagus sin hojillas apicales, con ápice redondeado, más ancho que largo.

ANOPHELES BRAZILIENSIS

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae, moderadamente estrecho, con ápice centralmente truncado y bien estriado, con un par de pequeños lóbulos apicolaterales.

Lóbulo basal del lóbulos ventral la claspeta con proyección lateral escasamente expandida.

Hojilla dorsal del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal bien definida.

Aedeagus sin hojillas apicales, con ápice redondeado, tan ancho como largo.

ANOPHELES ARGYRITARSIS

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae.

Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente estrecho, lateralmente con lóbulos bien desarrollados, suavemente redondeados, estriados, moderadamente esclerotizados, con sulco mediano bien desarrollado entre los dos lóbulos.

Placa preapical pequeña, poco esclerotizada.

Lóbulo basal del lóbulo ventral de la claspeta, lateralmente expandido.

Hojilla dorsal del lóbulo dorsal de la claspeta sin proyección basomesal.

Aedeagus con un par de hojillas subapicales bien esclerotizadas, ápice ampliamente redondeado.

ANOPHELES DARLINGI

Lóbulo ventral de la claspeta sin setae, con lóbulo basal expandido lateralmente.

Lóbulo ventral de la claspeta con ápice moderadamente ancho y truncado, sulco mediano pequeño, frecuentemente indistinguible.

Placa preapical pequeña, escasamente esclerotizada, con numerosas estrías longitudinales.

Hojilla dorsal del lóbulo dorsal de la claspeta con proyección basomesal.

Aedeagus con un par de hojillas subapicales bien esclerotizadas, ápice con forma de huevo, más largo que ancho.

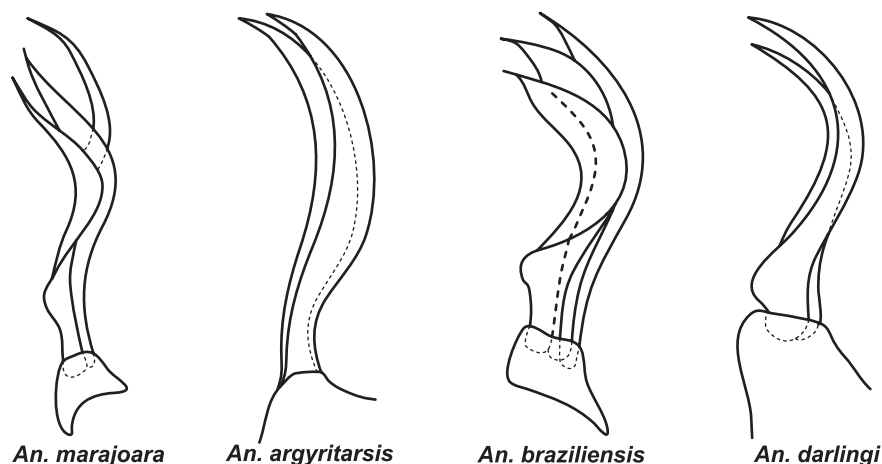


Figura 12.15. Lóbulo dorsal de la claspeta de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección Argyritarsis. *An. braziliensis* y *An. marajoara* redibujadas de Faran & Linthicum (1981).

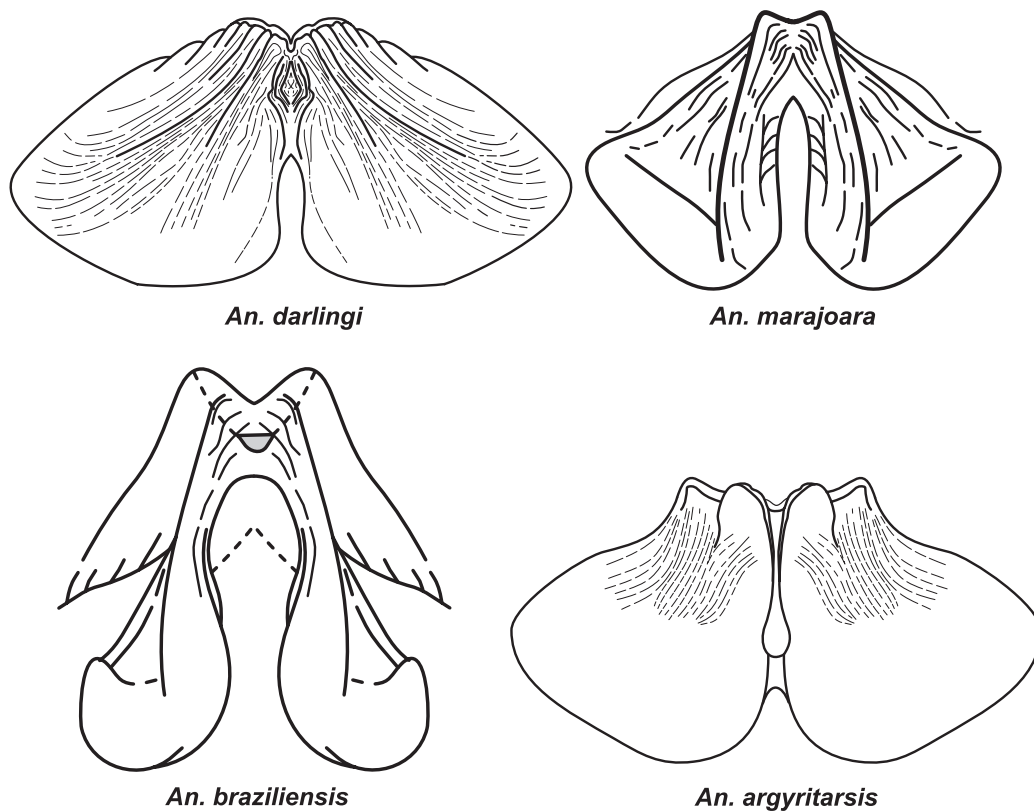


Figura 12.16. Lóbulo ventral de la claspeta de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección *Argyritarsis*. *An. braziliensis* y *An. marajoara* redibujados de Faran & Linthicum (1981).

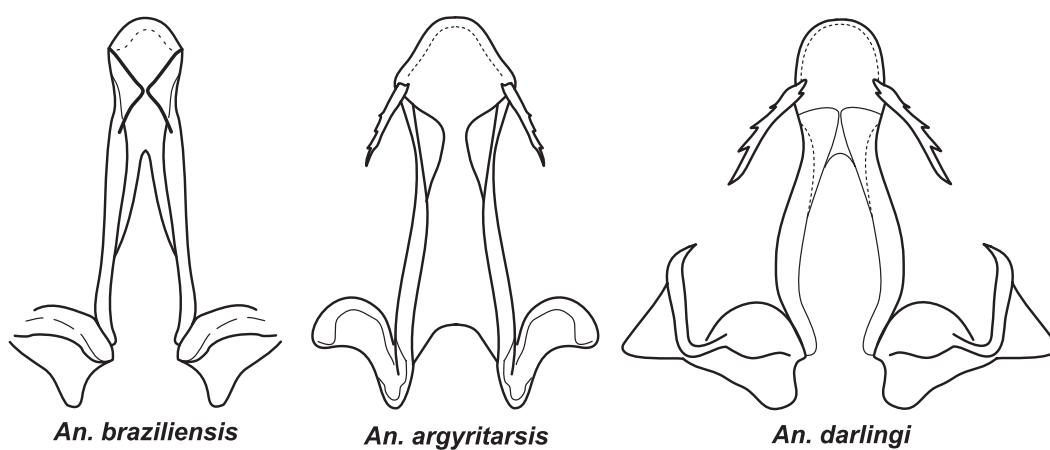


Figura 12.17. Aedeagus de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*), Sección *Argyritarsis*. *An. braziliensis* redibujado de Faran & Linthicum (1981).

**PÁGINA EN BLANCO
EN LA EDICIÓN IMPRESA**

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA CONOCIDA DE LAS ESPECIES DE ANOPHELES DE COLOMBIA

Los siguientes datos sobre distribución geográfica de las especies del género *Anopheles* que se encuentran en Colombia (Tabla 5), en una lista por departamentos y municipios, es el resultado de la revisión de varias fuentes, especialmente de los archivos del Servicio de Erradicación de la Malaria (SEM) el cual registró datos de especies de las diferentes zonas maláricas del país, durante el desarrollo de la campaña de erradicación de la malaria, la cual tomó varios decenios. También se revisaron etiquetas de los especímenes depositados en el Museo de Entomología de la Universidad del Valle (MUSENUV) y material colectado en los últimos diez años, en diferentes localidades de Colombia, así como también los referenciados en publicaciones en las cuales se ha revisado especímenes de Colombia. Entre las fuentes bibliográficas tenidas en cuenta figuran: Komp (1937), Gast (1943), Barreto (1955), SEM (1957), Knight & Stone (1977), Heinemann & Belkin (1978), Faran (1980), Faran & Linthicum (1981), Quiñones et al. (1984), Suárez et al. (1987), Linthicum (1988), Sallum et al. (1999) Wilkerson & Sallum (1999). Los especímenes de municipios representados en la colección de la Universidad del Valle son indicados como (MUSENUV). Es posible que algunas especies anotadas en el registro histórico de algunos municipios sea difícil de verificar su existencia actual en algunas localidades, debido a cambios drásticos en el hábitat de la especie, pero también es posible que algunos especímenes no hayan sido específicamente bien determinados, debido a los problemas taxonómicos que han presentado algunas especies. En lo posible se han corregido o se han realizado los reemplazos por el nombre científico válido actual. Sin embargo, en algunos casos no será posible referirse a algunas especies sin correr el riesgo de incurrir en una mala determinación ya que presentan una gran variabilidad morfológica o no se ha podido resolver todavía, con base morfológica, si constituye un complejo de especies.

Al igual que Navarro (1996) no encontró justificación para incluir en la clave de identificación de *Anopheles* de Venezuela a *An. intermedius* Peryassu, nosotros tampoco encontramos adecuado incluirla ni en las claves ni el listado de especies de Colombia, a pesar de figurar en el catálogo realizado por Knight & Stone (1977) como una especie presente en Colombia, ya que no existe en colecciones de Colombia y hay la posibilidad de una determinación equivocada. El único registro de esta especie en Colombia es dado con interrogante por Heinemann & Belkin (1978) en su registro de “Mosquitoes of Middle America” para dos localidades de Villavicencio (Meta) colectado en trampa magoon. Otras consideraciones al listado de especies son presentadas a manera de justificación en la sección de problemas taxonómicos (página 52).

SUBGÉNERO KERTESZIA

ANOPHELES BAMBUSICOLUS KOMP, 1937

Está registrada para Colombia, Brasil, Argentina, Bolivia, Ecuador, Guyanas, Perú y Venezuela (Knight & Stone, 1977). Fue descrita por Komp (1937) a partir de material colectado en La Unión (Meta) por el doctor Jorge Boshell. La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Caquetá: El Paujil, San Vicente del Caguán.

Meta: Restrepo, Villavicencio.

***ANOPHELES BOLIVIENSIS* (THEOBALD, 1905)**

Está registrada para Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia, Panamá, Venezuela, Brasil, Guyanas y Paraguay (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Caldas: Manizales (MUSENUV).

Cauca: López de Micay, Santa Rosa.

Chocó: Condoto, Itsmina, Quibdó.

Cundinamarca: Medina, Pandi, Ospina Pérez.

Huila: Colombia, Neiva, Palermo, Tello.

Meta: Acacias, Restrepo, Villavicencio.

Nariño: El Tambo, Tumaco.

Tolima: Cunday, Dolores, Icononzo, Prado, Villarrica.

***ANOPHELES HOMUNCULUS* Komp, 1937**

Registrada para Colombia, Venezuela, Trinidad, Brasil, Bolivia y Perú (Knight & Stone, 1977).

Las descripciones originales fueron realizadas por Komp (1937) a partir de material obtenido de bromelias de Restrepo (Meta) (Gast, 1943). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Boyacá: Cubará, Otanche.

Cauca: Balboa, Timbiquí.

Chocó: Itsmina (MUSENUV), Pizarro.

Cundinamarca: Ubalá.

Meta: Restrepo, Villavicencio.

Norte de Santander: Arboledas, Chinácota, Salazar.

Tolima: Villarrica.

***ANOPHELES BELLATOR* DYAR & KNAB, 1906**

Básicamente del norte de Suramérica. Forattini (1962) lo registra para Trinidad, Venezuela, Guyana y costa oriental de Brasil. Según Knight & Stone (1977) también se encuentra en Surinam y hay dudas sobre si en realidad se encuentra en Colombia.

***ANOPHELES LEPIDOTUS* ZAVORTINK, 1973**

Está registrada para Bolivia y Colombia, descrita por Zavortink (1973) a partir de especímenes de Restrepo (Meta) (Knight & Stone, 1977). Quiñones et al. (1984) registraron esta especie en 10 municipios de cuatro departamentos, a la cual se adiciona los datos del departamento del Meta, Norte de Santander y Valle del Cauca. La revisión es la siguiente:

Caquetá: Florencia.

Cundinamarca: Medina, Paratebuena.

Norte de Santander: Sardinata.

Magdalena: Santa Marta.

Meta: Restrepo.

Tolima: Cunday (MUSENUV), Dolores, Icononzo (MUSENUV), Prado, Purificación (MUSENUV), Villarrica (MUSENUV).

Valle del Cauca: Cali (MUSENUV).

ANOPHELES PHOLIDOTUS ZAVORTINK, 1973

Registrada únicamente para Panamá y Venezuela (Zavortink, 1973).

Con base en el examen de dos placas de genitalia de machos, criados por M. F. Suárez y dos de larvas de la localidad de Puerto Lleras (Villarrica, Tolima), pensamos se encuentra también en Colombia. Dadas las dificultades para diferenciar esta especie de *An. lepidotus* a partir de los caracteres diagnósticos de hembras (ver descripciones breves) es posible que algunas de los registros que se han realizado como *An. lepidotus*, en realidad correspondan a *An. pholidotus*.

ANOPHELES NEIVAI HOWARD DYAR & KNAB, 1912

Registrada desde México, Panamá, Costa Rica, Nicaragua, El Salvador, Colombia, Venezuela, Surinam, Bolivia, Brasil, Belice, Guatemala y Guyanas. Su localidad tipo corresponde a Panamá (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amalfi, Urrao, Yarumal.

Bolívar: Mompós.

Boyacá: Cubará, Otanche, Támara.

Cauca: Argelia, Balboa, Guapi, López de Micay, Patía, Timbiquí.

Chocó: Condoto, Itsmina (MUSENUV), Nóvita, Nuquí, Pizarro, Quibdó (MUSENUV), San José del Palmar, Sipí, Tadó.

Cundinamarca: Pandí, Ubalá, Yacopí.

Nariño: Barbacoas, El Charco (MUSENUV), El Tambo, La Tola, Los Andes, Mosquera, Olaya Herrera, Ricaurte, Samaniego, Santa Bárbara, Santa Cruz, Taminango, Tumaco.

Norte de Santander: Arboledas, Cucutilla, Hacarí, Salazar, Sardinata, Toledo.

Tolima: Icononzo, Purificación, Villarrica.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV).

Vaupés: Mitú (MUSENUV).

ANOPHELES CRUZII DYAR & KNAB, 1908

Desde Costa Rica hasta Argentina (Zavortink, 1973). Además, está registrada para Brasil, Venezuela, Bolivia, Colombia, Ecuador, Guyanas, Panamá, Perú (Knight & Stone, 1977).

Según Wilkerson & Peyton (1991), la mayoría de los registros de distribución de esta especie no han sido corroborados y se cree que su distribución real se restringe a la zona costera del sureste de Brasil. De acuerdo con lo anterior, es posible que no se encuentre en Colombia, pero con el propósito de facilitar su búsqueda se deja incluida en la clave de identificación.

SUBGÉNERO LOPHOPODOMYIA

ANOPHELES GILESII (PERYASSU, 1908)

Registrada para Brasil y Colombia (Knight & Stone, 1977). El único registro conocido en Colombia, corresponde a:

Meta: Acacias, Restrepo, Villavicencio.

ANOPHELES OIKETORAKRAS OSORNO-MESA, 1947

Registrada únicamente de Colombia (Knight & Stone, 1977). Su localidad tipo corresponde a Santa Fe de Bogotá (Monserate). Los registros conocidos corresponden a:

Cundinamarca: Santa Fe de Bogotá (INS).

Nariño: Túquerres.

***ANOPHELES SQUAMIFEMUR* ANTUNES, 1937**

Está registrada para Colombia, Panamá, Venezuela, Guyana Francesa (Knight & Stone, 1977). El primer registro para Colombia, según Gast (1943) es de Antunes (1937) quien encontró un ejemplar en el municipio de Restrepo (Meta) en 1935. Los otros departamentos son:

Cauca: Guapi.

Chocó: Lloró.

Norte de Santander: Toledo, Tibú.

Valle del Cauca. Buenaventura (MUSENUV).

Vaupés: Hollman Miller depositó recientemente dos ejemplares de esta especie en el MUSENUV, colectados por él en el municipio de Mitú.

SUBGÉNERO *STETHOMYIA*

***ANOPHELES KOMPI* EDWARDS, 1930**

Está registrada para Panamá, Costa Rica, Colombia, Venezuela, Surinam, Guyana francesa y Brasil (Knight & Stone, 1977). En Colombia, el único dato de registro corresponde a:

Caquetá: Belén de los Andaquíes.

***ANOPHELES THOMASI* SHANNON, 1933**

Está registrada en los siguientes países: Brasil, Colombia, Perú y Venezuela (Knight & Stone, 1977).

***ANOPHELES NIMBUS* (THEOBALD, 1902)**

Está registrada en los siguientes países: Guyanas, Brasil, Bolivia, Colombia, Venezuela y Trinidad (Knight & Stone, 1977).

Según Gast (1943), los primeros registros para Colombia son de Boshell, Antunes y Komp, quienes lo encontraron en el municipio de Restrepo (Meta) y posteriormente en Villavicencio, Quenane, Medina y Muzo. La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Cundinamarca: Medina, Quetame.

Guaviare: San José del Guaviare.

Meta: Restrepo, Villavicencio.

Vaupés: Mitú (MUSENUV).

SUBGÉNERO *ANOPHELES*

***ANOPHELES PUNCTIMACULA* DYAR & KNAB, 1906**

Está registrada desde México, en América Central, hasta Panamá. En Sudamérica se encuentra en la región amazónica de Brasil, Venezuela, Guyanas y Colombia, pero también se encuentra en Ecuador, Perú, Bolivia, Argentina y sur de Brasil (Forattini, 1962), también en Trinidad (Knight & Stone, 1977). Wilkerson (1990), de Sudamérica, únicamente lo registra en Venezuela y Colombia. Muchos de estos municipios necesitan ser verificados, pues existe la posibilidad de que algunos de estos correspondan en realidad a *An. calderoni*. La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Alejandría, Andes, Arboletes, Bello, Campamento, Caucasia, Copacabana, Chigorodó, Don Matías, Envigado, Fredonia, Itagüí, Liborina, Medellín, Mutatá, Puerto Berrío, Remedios, Segovia, Santo Domingo, Segovia, Sopetrán, Támesis, Turbo, Urrao, Valdivia, Valparaíso, Venecia, Vigía del Fuerte, Yalí, Yolombó, Yondó, Zaragoza.

Arauca: Arauquita, Saravena, Tame.

Atlántico: Luruaco, Sabana Larga.

Bolívar: Arjona, Barranco de Loba, Calamar, Cartagena de Indias, Córdoba, El Carmen de Bolívar, Magangué, Margarita, Mompós, Pinillos, San Fernando, San Martín, San Onofre, Santa Catalina, Simití, Turbaco.

Boyacá: Cubará, Otanche, Puerto Boyacá.

Caldas: Aguadas, Anserma, Belalcazar, Chinchiná, Filadelfia, La Dorada, Palestina, Risaralda, Salamina, Samaná, Supía, Victoria, Viterbo.

Caquetá: Florencia, Belén de los Andaquíes, Cartagena del Chairá, Milán, San Vicente del Caguán, Solano.

Casanare: Orocué

Cauca: Balboa, Bolívar, Buenos Aires, Caloto, Corinto, El Tambo, López de Micay, Mercaderes, Miranda, Patía (El Bordo), Puerto Tejada, Popayán, Santa Rosa.

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Astrea, Chimichagua, La Gloria, La Paz, Río de Oro, Robles.

Chocó: Acandí, Bojayá, Itsmina, Quibdó, San José del Palmar, Tadó.

Córdoba: Ayapel, Cereté, Ciénaga de Oro, Chinú, Lórica, Montería, Moñitos, Planeta Rica, Pueblo Nuevo, Sahagún, San Antero, San Bernardo del Viento, San Carlos, San Pelayo, Tierralta, Valencia.

Cundinamarca: Caparrapí, Girardot, Guaduas, Jerusalén, Nilo, Yacopí.

Guaviare: San José del Guaviare (MUSENUV).

Huila: Neiva, Campoalegre.

La Guajira: Barrancas, Fonseca.

Magdalena: Aracataca, Ciénaga, El Banco, El Piñón, Guamal, Pedraza, Pivijay, Plato, Salamina.

Meta: Cabuyaro, Fuente de Oro, Granada, Lejanías, Mesetas, Puerto López, Puerto Lleras, Restrepo, San Martín, Villavicencio.

Nariño: Barbacoas, Consacá, El Tambo, La Unión, Linares, Magüi, Ricaurte, Rosas, Rosario, Sandoná, San José, San Lorenzo, San Pablo, Taminango.

Norte de Santander: Arboledas, Cáchira, Cúcuta, El Zulia, Los Patios, Toledo, Villa del Rosario, San Cayetano.

Putumayo: Mocoa, Orito, Puerto Asís, Puerto Leguízamo, Valle del Guamués, Villagarzón

Quindío: Armenia, Buenavista, Calarcá, La Tebaida, Montenegro, Pijao.

Risaralda: Balboa, La Virginia, Marsella, Pereira.

Santander: Barrancabermeja, Cimitarra, Lebrija, Puerto Wilches, Rionegro, Sabana de Torres, San Benito, San Vicente de Chucurí, Simacota, Sucre, Vélez.

Sucre: Caimito, Majagual, Ovejas, San Onofre, Sincé, Sucre, Tolú.

Tolima: Ambalema, Armero-Guayabal, Carmen de Apicalá, Coyaima, Cunday, Icononzo, Mariquita, Ortega, Venadillo.

Valle del Cauca: Andalucía, Ansermanuevo, Bolívar, Buga, Bugalagrande, Caicedonia, Cartago, Dagua, Darién, El Cerrito, Guacarí, Jamundí, La Victoria, Palmira, Pradera, Riofrío, Roldanillo, Sevilla, Trujillo, Tuluá, Yotoco, Yumbo, Zarzal.

Vaupés: Mitú.

Vichada: La Primavera.

ANOPHELES MALEFACTOR DYAR & KNAB, 1907

Su distribución está restringida a Panamá y noroeste de Colombia (Wilkerson, 1990).

A partir de especímenes del MUSENUV se pueden registrar los siguientes departamentos de Colombia:

Antioquia: Puerto Nare (MUSENUV).

Meta: Acacías (MUSENUV).

***ANOPHELES CALDERONI* WILKERSON, 1991**

Está registrada para Perú, a elevaciones menores de 250 msnm (Wilkerson, 1991). Encontrado recientemente en algunas localidades del valle geográfico del río Cauca:

Antioquia: Gómez Plata (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV).

Bolívar: Achí (MUSENUV).

Caldas: La Dorada (MUSENUV).

Cauca: Villa Rica (MUSENUV).

Chocó: Atrato Bajo (MUSENUV), Riosucio (MUSENUV).

Huila: Pitalito (MUSENUV), Yaguará (MUSENUV).

La Guajira: Riohacha (MUSENUV).

Magdalena: Santa Marta (MUSENUV).

Nariño: Tumaco (MUSENUV).

Norte de Santander: Tibú (MUSENUV).

Quindío: Quimbaya (MUSENUV).

Tolima: Ataco (MUSENUV).

Valle del Cauca: Buga (MUSENUV), Bugalagrande (MUSENUV), Candelaria (MUSENUV), Florida (MUSENUV), Jamundí (MUSENUV), Palmira (MUSENUV), Tuluá (MUSENUV).

***ANOPHELES FLUMINENSIS* Root, 1927b**

Está registrada para Brasil, Perú, Bolivia, Argentina (Knight & Stone, 1977), Colombia.

Norte de Santander: Cúcuta, Tibú (MUSENUV).

***ANOPHELES MATTOGROSSENSIS* LUTZ & NEIVA, 1911**

Está registrada para Brasil, Bolivia, Colombia, Venezuela (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazonas: Leticia, Tarapacá.

Arauca: Arauca, Saravena (MUSENUV).

Caquetá: Cartagena del Chairá (MUSENUV), Milán, San Vicente del Caguán, Valparaíso (MUSENUV).

Cauca: Santa Rosa.

Guainía: Puerto Inírida (MUSENUV).

Guaviare: San José del Guaviare.

Meta: Puerto López, Puerto Lleras.

Norte de Santander: Cúcuta.

Putumayo: Mocoa (MUSENUV), Puerto Leguizamo.

Vaupés: Mitú.

***ANOPHELES VESTITIPENNIS* DYAR & KNAB, 1906**

Está registrada para Centroamérica, México, Colombia, Cuba, Jamaica, Puerto Rico, República Dominicana (Knight & Stone, 1977). De Colombia, únicamente los siguientes registros:

Cesar: Chiriguaná.

Valle del Cauca: Cali.

***ANOPHELES PERYASSUI* DYAR & KNAB, 1908**

Está registrada para Brasil, Bolivia, Colombia, Guyanas, Perú y Venezuela (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Caldas: La Dorada.

Caquetá: Florencia, La Montañita (MUSENUV), Puerto Rico (MUSENUV).

Casanare: Monterrey.

Cundinamarca: Medina, Puerto Salgar.

Guainía: Puerto Inírida (MUSENUV).

Guaviare: San José del Guaviare.

Meta: Acacías, Cumaral, Granada, Puerto López, San Martín, San Juan de Arama, Villavicencio, Vista Hermosa.

Putumayo: Villagarzón, Puerto Asís (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Cimitarra, Lebrija, Puerto Wilches.

Sucre: San Marcos.

Vaupés: Mitú (MUSENUV).

Vichada: Puerto Carreño.

ANOPHELES APICIMACULA DYAR & KNAB, 1906

Está registrada para América Central, México, Bolivia, Colombia, Ecuador, Guyana, Surinam, Trinidad, Tobago, Venezuela (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amagá, Bolívar, Cáceres, Cañasgordas, Caucasia, Cisneros, Concordia, Don Matías, Frontino, Ituango, Puerto Berrío, Salgar, San Roque, Santa Fe de Antioquia, Turbo, Yolombó.

Arauca: Fortul, Saravena, Tame.

Bolívar: Córdoba, El Carmen de Bolívar (MUSENUV), María La Baja, Mompós, San Fernando, San Martín.

Boyacá: Otanche, Puerto Boyacá, San Luis de Gaceno.

Caldas: Chinchiná, La Dorada, Salamina, Samaná, Supía, Victoria.

Casanare: Nunchía, Orocué.

Cauca: López de Micay, Timbiquí, Mercaderes, La Sierra.

Cesar: Aguachica, Robles.

Chocó: Bagadó, Itsmina, Tadó.

Córdoba: Ayapel, Chinú, Sahagún.

Cundinamarca: Caparrapí, Medina, Nilo, Puerto Salgar, San Pedro de la Jagua, Ubalá, Villeta, Viotá, Yacopí.

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Campoalegre, Colombia, Neiva, Palermo, Tello, Yaguará.

La Guajira: Riohacha (MUSENUV).

Magdalena: Fundación, Guamal, Santa Marta.

Meta: Acacías, Restrepo, Villavicencio.

Nariño: Consacá, Linares, Samaniego, Tumaco.

Norte de Santander: Arboledas, Cúcuta, Cucutilla, Chinacota, El Tarra, El Zulia, San Calixto, San Cayetano, Sardinata, Tibú.

Putumayo: Mocoa.

Quindío: Armenia, Calarcá, La Tebaida, Montenegro, Quimbaya.

Risaralda: Pereira, Pueblo Rico.

Santander: Chimá, Contratación, Lebrija, Rionegro, San Benito, Simacota, Zapatoca.

Sucre: Colosó.

Tolima: Armero-Guayabal, Ataco, Cunday, Falán, Ibagué, Icononzo, Mariquita, Prado, Purificación, San Luis.

Valle del Cauca: Andalucía, Buenaventura (MUSENUV), Caicedonia, Candelaria, Jamundí, Palmira, Sevilla, Tuluá (MUSENUV), Ulloa.

ANOPHELES FORATTINII WILKERSON & SALLUM, 1999

Está registrada para Brasil, Colombia, Perú y Guyana Francesa, Venezuela (Wilkerson & Sallum, 1999). Los datos de su distribución en Colombia son incompletos ya que aparecen mezclados con lo que en el pasado se denominó *An. mediopunctatus* (Lutz, 1903), de acuerdo con una revisión de Sallum et al. (1999) ésta incluye tres especies diferentes, *An. costai*, *An. forattinii* y *An. mediopunctatus* ss, siendo las dos primeras con distribución simpátrica y la última restringida únicamente a Brasil. Los datos siguientes de distribución en Colombia corresponden a los dados por Wilkerson & Sallum (1999) en la descripción de la especie.

Meta: Restrepo? (Tanané).

Vaupés: Miraflores.

ANOPHELES COSTAI DA FONSECA & RAMOS, 1939

Según Sallum et al. (1999) ésta fue resucitada a especie válida a partir de la redescipción de *An. mediopunctatus* (Lutz, 1903). Según estos autores, su distribución corresponde a Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, las Guayanas, México, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad, Tobago y Venezuela. De Colombia, Sallum et al. (op. cit.) revisaron especímenes del departamento del Meta correspondientes a los municipios de Restrepo y Villavicencio. Los datos siguientes corresponden a *An. costai/An. forattinii*, ya que no se ha realizado un trabajo que especifique con claridad a cual de las dos especies corresponde lo que fue determinado en el pasado como *An. mediopunctatus* (Lutz, 1903). Para hacerlo, se requiere de ejemplares machos, únicamente hemos confirmado *An. costai*, en el Caquetá. Los registros históricos de distribución de *An. mediopunctatus* en Colombia son los siguientes:

Antioquia: Olaya, Puerto Berrío, Zaragoza.

Arauca: Saravena, Tame.

Bolívar: Achí, Pinillas.

Boyacá: Cubará, Puerto Boyacá, Santa María.

Caldas: Supía.

Caquetá: Belén de los Andaquíes, Puerto Rico (MUSENUV), San Vicente del Caguán (MUSENUV).

Cesar: Río de Oro.

Chocó: Acandí, Riosucio.

Córdoba: Montelíbano.

Cundinamarca: Paratebueno (MUSENUV), Puerto Salgar, Yacopí.

Guainía: Puerto Inírida (MUSENUV).

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Neiva.

Meta: Castilla La Nueva, Granada, Puerto Gaitán, Restrepo, San Juan de Arama, San Martín, Villavicencio.

Nariño: La Unión.

Putumayo: Puerto Leguízamo.

Santander: Lebrija, San Vicente de Chucurí.

Sucre: Majagual.

Valle del Cauca: Caicedonia, Candelaria.

Vaupés: Mitú (MUSENUV), Pacoa (MUSENUV), Miraflores.

***ANOPHELES SHANNONI* DAVIS, 1931**

Está registrada para Brasil, Surinam, Guyana, Perú y Bolivia (Knight & Stone, 1977). De Colombia únicamente se tiene el siguiente registro:

Vaupés: Mitú (MUSENUV). Un solo ejemplar, colectado por Hollman Miller.

***ANOPHELES NEOMACULIPALPUS* CURRY, 1931**

Está registrada para Panamá, Costa Rica, El Salvador, México, Bolivia, Colombia, Paraguay, Trinidad, Tobago, Venezuela, Argentina, Brasil y posiblemente en Guatemala, Honduras y Honduras Británicas (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazonas: Leticia.

Antioquia: Arboletes, Buriticá, Cáceres (MUSENUV), Caucasia, Concordia, Chigorodó, Mutatá, Necoclí, Puerto Berrío, Puerto Nare (MUSENUV), San Pedro de Urabá (MUSENUV), San Rafael, Tarso, Titiribí, Turbo, Valdivia, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Fortul, Saravena, Tame.

Atlántico: Sabanalarga, Soledad.

Bolívar: Achí, Barranco de Loba, Cartagena de Indias, Córdoba, El Carmen de Bolívar (MUSENUV), Mangangué, Mahates, María La Baja (MUSENUV), Mompós, Pinillas, San Fernando, San Jacinto, San Martín, Santa Catalina, Santa Rosa, Turbaná, Villanueva.

Boyacá: Puerto Boyacá.

Caldas: La Dorada (MUSENUV), Salamina, Supía, Victoria

Casanare: Monterrey, Poré.

Caquetá: Belén de los Andaquíes, Cartagena del Chairá, Florencia, Milán, Solano (MUSENUV), Valparaíso (MUSENUV).

Cauca: Mercaderes.

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Chimichagua, Chiriguaná, Curumaní, Río de Oro, Robles, Tamalameque, Valledupar.

Chocó: Bojayá, Lloró (MUSENUV), Pizarro.

Córdoba: Ayapel, Cereté, Ciénaga de Oro, Chimá, Chinú, Lórica, Montería, Momil, Montelíbano, Planeta Rica, Purísima, Sahagún, San Bernardo del Viento, San Pelayo, Tierralta, Valencia.

Cundinamarca: Apulo, Beltrán, Caparrapí, Girardot, Guaduas, Nilo, Puerto Salgar (MUSENUV), Tocaima, Útica, Yacopí.

Guaviare: San José del Guaviare (MUSENUV).

Huila: Aipe, Campoalegre, Garzón, Neiva, Palermo, Teruel, Villavieja, Yaguará (MUSENUV).

La Guajira: Calabacito, Fonseca, Riohacha (MUSENUV), Urbilla.

Magdalena: Aracataca, Ariguaní (MUSENUV), Ciénaga, El Banco, El Piñón, Fundación, Guamal, Pedraza, Pivijay, Plato, Salamina, Santa Marta, Tenerife.

Meta: Cumaral, Fuente de Oro (MUSENUV), Granada, Villavicencio, Puerto López, Puerto Lleras, San Juan de Arama (MUSENUV), Villavicencio (MUSENUV).

Nariño: El Tambo, Linares, Tumaco (MUSENUV).

Norte de Santander: Cúcuta, Cucutilla, Chinacota, El Zulia (MUSENUV), Hacarí, Santiago, San Cayetano, Sardinata, Tibú (MUSENUV), Toledo, Villa del Rosario.

Putumayo: Mocoa, Puerto Asís (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Betulia, Bucaramanga, Girón, Cimitarra (MUSENUV), Lebrija, Puerto Wilches, Rionegro, San Vicente de Chucurí.

Sucre: Caimito, Corozal, Majagual, Ovejas, Sampués, San Benito, San Marcos, San Onofre, San Pedro, Sincé, Sincelejo, Sucre, Tolú, Tolú Viejo.

Tolima: Armero-Guayabal, Cunday, Guamo, Espinal, Falán, Mariquita, Natagaima, Purificación.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV), Buga, Candelaria, Cali, Guacarí, Jamundí, Tuluá (MUSENUV), Zarzal.

Vaupés: Mitú (MUSENUV).

***ANOPHELES PSEUDOPUNCTIPENNIS* THEOBALD, 1901**

Está ampliamente distribuida, desde el sur de los Estados Unidos de América hasta Argentina, esto incluye además a México, Guatemala, Belice, Honduras, Nicaragua, El Salvador, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago, Antillas menores, Ecuador, Perú, Chile y Bolivia (Fleming, 1986). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Abejorral, Alejandría, Amagá, Amalfi, Andes, Angostura, Ansá, Arboletes, Armenia, Barbosa, Bello, Betania, Betulia, Bolívar, Buriticá, Cáceres (MUSENUV), Caldas, Cañasgordas, Caramanta, Caucasia, Chigorodó, Concordia, Dabeiba, Ebéjico, Fredonia, Frontino, Girardota, Guadalupe, Heliconia, Ituango, Itagüí, Jericó, Liborina, Maceo, Medellín, Mutatá, Olaya, Peque, Pueblo Rico, Puerto Berrío (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV), Remedios, Sabana Larga, Salgar, San Andrés, San Carlos, San Jerónimo, San Rafael, San Luis, Santa Bárbara, Santa Fe de Antioquia, Segovia, San Pedro de Urabá, Segovia, Sopetrán, Támesis, Tarso, Titiribí, Turbo (MUSENUV), Valparaíso, Venecia, Yalí, Yolombó, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Arauquita, Saravena, Tame.

Atlántico: Juan de Acosta, Piojó.

Bolívar: El Carmen de Bolívar (MUSENUV), María La Baja, San Juan Nepomuceno, Santa Catalina (MUSENUV), Simití, Soplaviento, Villanueva.

Boyacá: Cubará, Otanche, Puerto Boyacá.

Caldas: Aguadas, Anserma, Aranzazu, Belalcázar, Chinchiná, Filadelfia, La Dorada, Manizales, Neira, Riosucio, Risaralda, Salamina, Samaná, Supía, Victoria, Villamaría, Viterbo.

Caquetá: El Paujil, La Montañita.

Casanare: Aguazul, Nunchía.

Cauca: Balboa, Bolívar, Buenos Aires, Caloto, Corinto, El Tambo, La Sierra, Mercaderes, Miranda, Patía (MUSENUV), Popayán, Santander de Quilichao, Santa Rosa.

Cesar: González, Valledupar.

Chocó: Quibdó, Acandí, Bagadó, El Carmen de Atrato, Nuquí.

Córdoba: Montelíbano, Planeta Rica, Pueblo Nuevo, Tierralta, Valencia.

Cundinamarca: Beltrán, Caparrapí, Chaguaní, El Peñón, Girardot, Guaduas, Jerusalén, La Mesa, La Peña, Nariño, Nilo, Pandi, Puerto Salgar, San Juan de Río Seco, Tocaima, Útica, Vergara, Villeta, Viotá, Yacopí.

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Aipe, Campoalegre, Carnicería, Gigante, Hobo, Neiva, Palermo, Rivera, Suaza, Tello, Teruel, Villavieja, Yaguará.

La Guajira: Barrancas, Fonseca, Maicao, Riohacha, Villanueva.

Magdalena: Ciénaga, Guamal, Santa Marta.

Meta: Acacías, Puerto López, Remolino, Restrepo, San Martín (MUSENUV), Villavicencio.

Nariño: Ancuyá, Arboleda, Barbacoas, Buesaco, Consacá, El Tambo, Funes, La Unión, Linares, Rosario, Samaniego, San Pablo, San Lorenzo, Sandoná, Taminango.

Norte de Santander: Arboledas, Bochalema, Bucarasica, Cáchira, Cúcuta (MUSENUV), Cucutilla, Chinacota, Durania, El Carmen, El Zulia, Gramalote, La Playa, Ocaña, Salazar, Santiago, Sardinata, San Cayetano, Tibú, Villa del Rosario.

Putumayo: Puerto Asís, Valle del Guamués.

Quindío: Armenia, Buenavista, Calarcá, Pijao, Quimbaya.

Risaralda: Balboa, La Virginia, Marsella, Pereira, Quinchía, Santuario.

Santander: Barichara, Barrancabermeja, Betulia, Cabrera, Capitanejo, Cepitá, Cimitarra (MUSENUV), Concepción, Encino, Galán, Girón, Hato, Jordán, Lebrija, Los Santos, Málaga, Palmar, Pinchote, Puente Nacional, Puerto Wilches, Rionegro, Sabana de Torres, San Benito, San Vicente de Chucurí, Sucre, Umpalá, Villa Nueva, Zapatota.

Sucre: Colosó, Ovejas.

Tolima: Ambalema, Armero-Guayabal, Ataco, Carmen de Apicalá, Coello, Coyaima, Chaparral, Dolores, Espinal, Falán, Fresno, Guamo, Honda, Ibagué, Icononzo, Lérída, Líbano, Mariquita, Melgar, Natagaima, Ortega, Piedras, Prado, Purificación, Rioblanco, Rovira, Venadillo, Villarrica.

Valle del Cauca: Andalucía, Bolívar, Buenaventura (MUSENUV), Buga, Bugalagrande, Caicedonia, Cali (MUSENUV), Calima, Candelaria, Cartago, Dagua, Darién, El Cerrito, Florida (MUSENUV), Guacarí, Jamundí, La Victoria, Obando, Palmira (MUSENUV), Pradera, Riofrío, Roldanillo, Sevilla, Trujillo, Tuluá (MUSENUV), Vijes, Yotoco, Yumbo, Zarzal.

***ANOPHELES EISENI* COQUILLET, 1902**

Está registrada desde México, pasando por Centro América, Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago, Surinam, Guyana francesa, Brasil, Bolivia, Perú y Ecuador (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amalfi, Angostura, Arboletes, Armenia, Barbosa, Bello, Campamento, Cañasgordas, Chigorodó, Dabeiba, Fredonia, Frontino, Girardota, Medellín, Mutatá, Sabanalarga, San Carlos, San Luis, Santa Bárbara, Segovia, Venecia, Yarumal.

Boyacá: Cubará, Muzo, Pauna.

Caldas: La Dorada, Palestina, Riosucio.

Casanare: Orocué.

Cauca: Argelia, Balboa, Bolívar, Corinto, El Tambo, La Sierra, López de Micay, Mercaderes, Miranda, Santa Rosa, Rosas.

Chocó: Quibdó, Bagadó, El Carmen de Atrato, Nuquí.

Cundinamarca: Anolaima, Caparrapí, El Peñón, Guaduas, La Palma, La Peña, Medina, Nilo, Nimaima, Paima, Pandí, Puerto Salgar, San Francisco, San Juan de Río Seco, Vergara, Villeta.

Huila: Colombia, Teruel.

La Guajira: Calabacito, Fonseca, Urbilla.

Magdalena: Santa Marta.

Meta: Restrepo, San Martín, Villavicencio.

Nariño: Arboleda, Barbacoas, Buesaco, Colón, Consaca, El Tambo, La Florida, La Unión, Linares, Ricaurte, Rosas, Samaniego, San Lorenzo, San Pablo, Sandoná, Taminango.

Norte de Santander: Arboledas, Bucarasica, Cúcuta, Cucutilla, Chinacota, La Playa, Los Patios, Ragonvalia, Salazar, Santiago, Sardinata, Villa del Rosario.

Quindío: Buenavista, Calarcá.

Risaralda: Pereira.

Santander: Barrancabermeja, Concepción, Chimá, Enciso, Pinchote, Rionegro, San Benito, San Vicente de Chucurí, Simacota.

Tolima: Cunday, Líbano, Falán, Ibagué, Icononzo, Mariquita, Prado, Purificación, Villarrica.

Valle del Cauca: Alcalá, Buenaventura, Dagua, Florida, La Victoria, Roldanillo, Sevilla.

SUBGÉNERO NYSSORHYNCHUS

SECCIÓN MYZORHYNCHELLA

ANOPHELES PARVUS (CHAGAS, 1907)

Está registrada en Brasil, Argentina, Colombia, Venezuela (Knight & Stone, 1977). Los registros históricos de esta especie en Colombia son los siguientes:

Arauca: Tame.

Casanare: Monterrey.

Meta: Cumaral, Granada, San Martín.

Vichada: Puerto Carreño.

SECCIÓN ALBIMANUS

ANOPHELES ALBIMANUS WIEDEMANN, 1820

Está registrada para América Central, Antillas, Estados Unidos de América (Texas, Florida) México, Brasil, Colombia, Ecuador, Uruguay, Surinam, Venezuela (Knight & Stone, 1977). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amagá, Angostura, Arboletes, Betulia, Cáceres, Caucasia, Concordia, Don Matías, Olaya, Puerto Berrío, Salgar, San Jerónimo, Santa Bárbara, Segovia, Santa Fe de Antioquia, Sopetrán, Tarazá, Turbo (MUSENUV), Zaragoza.

Atlántico: Barranquilla (MUSENUV), Candelaria, Campo de La Cruz, Calamar, Luruaco, Malambo, Manatí, Polonuevo, Ponedera, Puerto Colombia, Repelón, Sabanalarga, Santo Tomás, Soledad, Tubará, Usiacurí.

Bolívar: Achí (MUSENUV), Arjona, Calamar, Cartagena de Indias (MUSENUV), Córdoba, El Carmen de Bolívar (MUSENUV), El Guamo, Magangué, Mahates, Margarita, María La Baja (MUSENUV), Mompós, Repelón, San Estanislao, San Fernando, San Jacinto (MUSENUV), San Juan Nepomuceno, Santa Catalina (MUSENUV), Santa Rosa (MUSENUV), Sopla Viento, Tenerife, Turbaco (MUSENUV), Turbaná, Villanueva, Zambrano.

Cauca: Guapi, López de Micay, Puerto Tejada (MUSENUV).

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Chimichagua, Curumaní, Gamarra, La Gloria, Río de Oro, Robles, Tamalameque, Valledupar.

Chocó: Acandí, Bahía Solano (MUSENUV), Nuquí (MUSENUV), Itsmina (MUSENUV), Pizarro (MUSENUV).

Córdoba: Ayapel, Cereté, Ciénaga de Oro, Chimá, Chinú, Lorica, Montería, Momil, Montelíbano, Planeta Rica, Pueblo Nuevo, Purísima, Sahagún, San Andrés de Sotavento, San Antero, San Bernardo del Viento, San Carlos, San Pelayo, Tierralta, Valencia (MUSENUV).

La Guajira: Barrancas, Fonseca (MUSENUV), Maicao, Riohacha (MUSENUV), Villanueva.

Magdalena: Aracataca, Ariguaní (MUSENUV), Cerro de San Antonio, Ciénaga (MUSENUV), El Banco, El Piñón, Fundación, Guamal, Pedraza, Pivijay, Plato, Remolino, Salamina, San Sebastián de Buenavista, San Zenón, Santa Ana, Santa Marta, Sitio Nuevo, Tenerife.

Nariño: El Charco (MUSENUV), Francisco Pizarro, La Tola, Mosquera (MUSENUV), Olaya Herrera, Tumaco (MUSENUV).

Sucre: Caimito, Colosó, Corozal, Majagual, Morroa, Ovejas (MUSENUV), Palmitos, Sampués, San Benito Abad, San Marcos, San Onofre (MUSENUV), San Pedro, Sincé, Sincelejo, Sucre, Tolú.

San Andrés y Providencia: San Andrés, Providencia.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV).

***ANOPHELES AQUASALIS* CURRY, 1932**

Es predominantemente una especie de tierras bajas costeras, entre 5-8 Km. de la costa y una altitud no mayor que 300 metros; se ha registrado en varios países de centro y Suramérica. En Centro América es básicamente del lado atlántico, desde Nicaragua hasta Panamá, en Suramérica se continúa en Colombia, Venezuela, Guyanas y norte de Brasil. Por el lado del Pacífico se registra en Ecuador. También está presente en Trinidad y Tobago, Antillas menores (Faran, 1980). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Atlántico: Barranquilla.

Bolívar: Cartagena de Indias.

Chocó: Acandí, Nuquí, Pizarro, Quibdó.

Córdoba: San Bernardo del Viento.

La Guajira: Riohacha.

Magdalena: Ciénaga, Pueblo Viejo, Santa Marta, Sitio Nuevo.

***ANOPHELES OSWALDOI* (PERYASSU, 1922B)**

Está registrada para, Brasil, Bolivia, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guyanas, Argentina, Perú, Trinidad, Venezuela (Faran, 1980). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazonas: Puerto Alegría (MUSENUV).

Antioquia: Arboletes, Cáceres (MUSENUV), Caucasia, Mutatá, Necoclí (MUSENUV), Puerto Berrío (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV), Santa Fe de Antioquia, San Pedro de Urabá, Turbo, Yondó, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Arauquita, Fortul, Saravena (MUSENUV), Tame, Vallonero.

Atlántico: Barranquilla.

Bolívar: Achí (MUSENUV), Barranco de Loba, Cartagena de Indias, María La Baja, Mompós, San Fernando, San Martín, Zambrano.

Boyacá: Aguazul, Cubará (MUSENUV), Maní, Orocué, Porvenir (MUSENUV), Puerto Boyacá, San Luis de Gaceno.

Caldas: La Dorada, Victoria.

Caquetá: Albania, Belén de Los Andaquíes (MUSENUV), Cartagena del Chairá (MUSENUV), Doncello, Florencia, La Montañita, Milán (MUSENUV), Puerto Rico, San Vicente del Caguán (MUSENUV), Solano (MUSENUV), Tres Esquinas, Valparaíso (MUSENUV).

Casanare: Aguazul, Monterrey, Nunchía.

Cauca: Nápoles, Santa Rosa.

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Chimichagua, Chiriguaná, Gamarra, Río de Oro, Robles, Tamalameque, Valledupar.

Chocó: Acandí, Lloró, Quibdó, Riosucio.

Córdoba: Ayapel, Lorica, Momil, Montelíbano, Montería, Planeta Rica, Pueblo Nuevo, Sahagún, San Andrés de Sotavento, San Bernardo del Viento, Tierralta, Valencia.

Cundinamarca: Girardot, Medina, Pandí, Puerto Salgar (MUSENUV), San Pedro de la Jagua, Ubalá, Yacopí.

Guainía: Puerto Inírida.

Guaviare: San José del Guaviare (MUSENUV).

Magdalena: Ciénaga, El Banco, Fundación, El Peñón, Pedraza, Plato, Salamina, San Zenón, Tenerife.

Meta: Acacías (MUSENUV), Cabuyaro, Cumaral, Fuente de Oro (MUSENUV), Granada, Puerto Gaitán (MUSENUV), Puerto López, Puerto Porfía (MUSENUV), Puerto Lleras (MUSENUV), Restrepo, San Carlos de Guaroa, San Juan de Arama, San Martín, Villavicencio.

Nariño: La Unión.

Norte de Santander: Cáchira, Cúcuta (MUSENUV), El Zulia, Puerto Santander (MUSENUV), Tibú (MUSENUV), Toledo (MUSENUV).

Putumayo: Mocoa (MUSENUV), Puerto Asís (MUSENUV), Puerto Leguízamo (MUSENUV), Villa Garzón (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Bolívar, Cimitarra, Lebrija, San Vicente de Chucurí, Simacota, Sucre, Vélez.

Sucre: Caimito, San Benito Abad, San Marcos, San Onofre, Sincé, Sucre, Tolú.

Tolima: Mariquita, Purificación.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV).

Vaupés: Mitú.

***ANOPHELES RANGELI* GABALDÓN, COVA-GARCÍA & LÓPEZ, 1940**

Es una especie registrada para los países de Colombia, Brasil, Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia (Faran, 1980). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amalfi, Alejandría, Anorí, Betania, Cáceres (MUSENUV), Caucasia, Cisneros, Chigorodó, Dabeiba, Mutatá, Necolí, Puerto Berrío, Puerto Nare (MUSENUV), San Pedro de Urabá, Santa Fe de Antioquia, Segovia (MUSENUV), Turbo (MUSENUV), Urrao, Yolombó, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Saravena (MUSENUV), Tame, Vallonero.

Bolívar: Achí, Cartagena de Indias, El Carmen de Bolívar (MUSENUV), María La Baja (MUSENUV).

Boyacá: Aguazul, El Porvenir (MUSENUV), Orocué, Puerto Boyacá, San Luis de Gaceno.

Caldas: Samaná, La Dorada (MUSENUV), Victoria.

Caquetá: Albania (MUSENUV), Belén de los Andaquíes (MUSENUV), Cartagena del Chairá, Curillo (MUSENUV), Doncello, El Paujil, Florencia, La Montañita (MUSENUV), Milán (MUSENUV), Puerto Rico, San Vicente del Caguán (MUSENUV), Solano (MUSENUV), Valparaíso (MUSENUV).

Casanare: Aguazul, Hato Corozal (MUSENUV), Monterrey, Poré.

Cauca: Guapi, Nápoles, Santa Rosa.

Cesar: Río de Oro, Robles.

Chocó: Acandí, Bagadó, Bahía Solano (MUSENUV), Condoto, Itsmina, Lloró, Nóvita, Nuquí (MUSENUV), Pizarro, Quibdó (MUSENUV), Riosucio, San José del Palmar, Tadó.

Córdoba: Cereté, Chinú, Lorica, Sahagún, San Andrés de Sotavento, San Bernardo del Viento, San Carlos, Montelíbano (MUSENUV), Pueblo Nuevo, Puerto Libertador (MUSENUV), Valencia (MUSENUV).

Cundinamarca: Guaduas, Medina, Nilo, Paratebueno (MUSENUV), Puerto Salgar, Quetame, San Pedro de la Jagua, Yacopí.

Guainía: Puerto Inírida.

Guaviare: San José del Guaviare (MUSENUV).

La Guajira: Villanueva.

Magdalena: Ciénaga (MUSENUV), El Banco, Plato, Salamina, San Zenón.

Meta: Acacías (MUSENUV), Cumaral, Cabuyaro El Paraíso (MUSENUV), Fuente de Oro, Granada, Guamal, Piñalito (MUSENUV), Puerto López, Puerto Lleras, Restrepo, San Carlos de Guaroa (MUSENUV), San Juan de Arama (MUSENUV), San Martín (MUSENUV), San Pedro de Arimena, Villavicencio (MUSENUV), Vista Hermosa.

Nariño: Barbacoas, Linares, Tumaco.

Norte de Santander: Cúcuta (MUSENUV), El Tarra, El Zulia, Sardinata, Tibú (MUSENUV), Toledo (MUSENUV), Villa del Rosario.

Putumayo: Orito, Mocoa (MUSENUV), Puerto Asís (MUSENUV), Puerto Leguízamo, Villagarzón (MUSENUV), Valle del Guamués (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Cimitarra (MUSENUV), Lebrija, San Vicente de Chucurí, Sucre.

Tolima: Ataco (MUSENUV), Carmen de Apicalá, Mariquita, Ortega.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV).

ANOPHELES NUNEZTOVARI GABALDÓN, 1940

Está registrada para Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyanas, Panamá, Perú, Surinam, Venezuela (Fleming, 1986). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amalfi, Cáceres (MUSENUV), Casanare (MUSENUV), Caucasia, Chigorodó, Don Matías, Frontino, Gómez Plata, Mutatá, Puerto Berrío, Puerto Nare (MUSENUV), Turbo (MUSENUV), Urrao, Yolombó, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Arauquita, Fortul, Saravena (MUSENUV), Tame.

Bolívar: Córdoba, Magangué, Santa Catalina, Zambrano.

Boyacá: Cubará (MUSENUV), Puerto Boyacá, Otanche, Trinidad.

Caldas: La Dorada, Victoria

Caquetá: Belén de los Andaquíes, Puerto Rico, Solano.

Casanare: Yopal, Aguazul, Hato Corozal (MUSENUV), Monterrey, Poré, Tauramena.

Cauca: Guapi, Santa Rosa.

Cesar: Río de Oro.

Chocó: Bagadó, Condoto, Itsmina (MUSENUV), Lloró (MUSENUV), Nóvita, Quibdó (MUSENUV), Riosucio, Tadó.

Córdoba: Puerto Libertador (MUSENUV), Ciénaga de Oro, Sahagún, Tierralta (MUSENUV), Valencia.

Cundinamarca: Guaduas, Puerto Salgar, Yacopí.

Huila: Campoalegre.

Magdalena: Plato, San Zenón.

Meta: Granada, Puerto Lleras, San Martín, San Juan de Arama (MUSENUV), Villavicencio, Vista Hermosa.

Norte de Santander: Arboledas, Cúcuta (MUSENUV), El Zulia (MUSENUV), Los Patios, Hacarí, Sardinata, San Calixto, San Cayetano, Tibú (MUSENUV), Toledo (MUSENUV), Villa del Rosario.

Putumayo: Puerto Asís, Puerto Leguísimo, Mocoa.

Santander: Barrancabermeja, Betulia, Cimitarra, Lebrija, Rionegro, San Vicente de Chucurí.

Sucre: San Benito Abad, San Onofre, Sucre.

Tolima: Mariquita, Purificación.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV), Dagua.

***ANOPHELES TRINKAE* FARAN, 1979**

Según Faran, 1980, ocurre a lo largo del piedemonte oriental de la Cordillera de los Andes de Villavicencio (Colombia) a Puyo (Ecuador). También ha sido reportado en la provincia de Satipo, departamento de Junín en Perú y, según Hayes et al. (1987), se extiende hasta Bolivia.

En Colombia es referida únicamente para las localidades indicadas en Faran (op cit): Meta (Acacías, Villavicencio).

***ANOPHELES STRODEI* Root, 1926**

Está registrada para Argentina, Paraguay, Bolivia, Brasil, Costa Rica, Honduras, Guatemala, México, Guyanas, Colombia, Panamá, Venezuela (Faran, 1980). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Concordia, Cáceres, Caucasia, Turbo (MUSENUV), Yolombó, Zaragoza.

Arauca: Arauquita (MUSENUV), Fortul, Saravena (MUSENUV), Tame.

Bolívar: Achí (MUSENUV), El Carmen de Bolívar (MUSENUV), San Martín.

Boyacá: San Luis de Gaceno.

Caquetá: Albania (MUSENUV), Belén de Los Andaquíes (MUSENUV), Cartagena del Chairá (MUSENUV), Florencia (MUSENUV), Milán, Montañita (MUSENUV), San Vicente del Caguán (MUSENUV), Solano (MUSENUV), Valparaíso (MUSENUV).

Casanare: Hato Corozal (MUSENUV), Poré (MUSENUV), Yopal (MUSENUV).

Chocó: Acandí, Itsmina, Riosucio.

Córdoba: Lorica, Monte Líbano, Montería, Puerto Libertador (MUSENUV), San Bernardo del Viento, San Carlos, Valencia (MUSENUV).

Cundinamarca: Medina.

La Guajira: Riohacha (MUSENUV).

Meta: Acacías, Cumaral, Castilla La Nueva, Fuente de Oro (MUSENUV), Granada, Puerto Gaitán (MUSENUV), Puerto López, Puerto Lleras (MUSENUV), San Juan de Arama, San Carlos de Guaroa (MUSENUV), San Martín, Villavicencio, Vista Hermosa.

Norte de Santander: Cúcuta (MUSENUV), Tibú (MUSENUV).

Putumayo: Mocoa (MUSENUV), Puerto Asís (MUSENUV), Villagarzón.

Santander: Bucaramanga, Lebrija, Puerto Wilches.

Valle del Cauca: Buenaventura (MUSENUV).

***ANOPHELES BENARROCHI* GABALDÓN, COVA-GARCÍA & LÓPEZ, 1941A**

Está registrada para Brasil, Colombia, Perú, Venezuela (Faran, 1980). De Colombia se poseen los siguientes datos:

Putumayo: Puerto Leguísimo, Puerto Asís (MUSENUV).

ANOPHELES TRIANNULATUS NEIVA & PINTO, 1922B

Ampliamente distribuida a través de toda Suramérica, llegando hasta el sur de Argentina, pasando por Colombia, Ecuador, Perú, Paraguay, Bolivia, Venezuela, Brasil y las Guyanas; en Centro América puede ser encontrada hasta Nicaragua (Faran, 1980).

Es una especie con aparentemente amplia distribución altitudinal, en Colombia está registrada desde cerca del nivel del mar hasta más arriba de los 1000 metros de elevación pero parece predominar más en las tierras bajas incluyendo áreas costeras. La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazonas: Leticia, Puerto Alegría (MUSENUV).

Antioquia: Alejandría, Amagá, Arboletes, Arquia, Cáceres (MUSENUV), Caucasia, Chigorodó, Don Matías, La Pintada, Medellín, Mutatá, Murindó, Puerto Berrío (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV), Remedios, San Luis, San Pedro de Urabá, Santa Bárbara, Santa Fe de Antioquia, Segovia, Sopetrán, Tarazá, Turbo, Vigía del Fuerte, Yolombó (MUSENUV), Zaragoza.

Arauca: Fortul, Saravena.

Atlántico: Barranquilla (MUSENUV), Baranoa, Calamar, Campo de La Cruz, Candelaria, Luruaco, Malmambo, Manatí, Piojó, Ponedera, Puerto Colombia, Repelón, Sabanalarga, Soledad, Suan, Tubará, Usiacurí.

Bolívar: Achí (MUSENUV), Arjona, Barranco de Loba, Calamar, El Carmen de Bolívar (MUSENUV), Cartagena de Indias, Córdoba, El Guamo, Magangué, Mahate, Margarita, María La Baja (MUSENUV), Mompós, Morales, Pinillas, Repelón, San Fernando, San Jacinto, San Juan Nepomuceno, San Martín, San Pablo, Santa Catalina (MUSENUV), Santa Rosa, Simití, Soplaviento, Tenerife, Turbaná, Villanueva, Zambrano (MUSENUV).

Boyacá: Lago de Palagua, Orocué, Porvenir (MUSENUV), Puerto Boyacá, Trinidad.

Caldas: La Dorada (MUSENUV), Risaralda, Victoria.

Caquetá: Albania (MUSENUV), Belén de los Andaquíes (MUSENUV), Cartagena del Chairá (MUSENUV), Doncello, Florencia, La Montañita (MUSENUV), Milán (MUSENUV), Puerto Rico (MUSENUV), San Vicente del Caguán (MUSENUV), Valparaíso (MUSENUV).

Casanare: Monterrey, Nunchía, Poré.

Cauca: Patía (MUSENUV), Santa Rosa, Santander de Quilichao, Villa Rica (MUSENUV).

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Curumaní, Chimichagua, Chiriguaná, Gamarra, La Gloria, Río de Oro, Robles, Tamalameque, Valledupar.

Chocó: Acandí, Bagadó, Bahía Solano, Bojayá, Itsmina, Nóvita, Quibdó, Riosucio.

Córdoba: Ayapel, Cereté, Ciénaga de Oro, Chimá, Chinú, Lorica, Montería, Momil, Montelíbano, Planeta Rica, Purísima, Sahagún, San Andrés de Sotavento, San Antero, San Bernardo del Viento, San Carlos, San Pelayo, Tierralta, Valencia.

Cundinamarca: Apulo, Chaguaní, El Colegio, Girardot, Guaduas, La Mesa, La Palma, Medina, Nilo, Puerto Salgar (MUSENUV), Tocaima, Villeta, Yacopí.

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Aipe, Campoalegre, Colombia, Neiva, Palermo, Yaguará (MUSENUV).

La Guajira: Barrancas, Fonseca, Maicao, Riohacha (MUSENUV), Villanueva.

Magdalena: Aracataca (MUSENUV), Ariguaní (MUSENUV), Cerro de San Antonio, Ciénaga, El Banco, El Piñón, Fundación, Guamal, Pedraza, Pivijay, Plato, Remolino, Salamina, San Sebastián de Buenavista, San Zenón, Santa Ana, Santa Marta, Sitio Nuevo, Tenerife.

Meta: Acacías, Cumaral, Fuente de Oro (MUSENUV), Granada, Puerto Lleras (MUSENUV), Restrepo, San Carlos de Guaroa, San Juan de Arama, San Martín, Villavicencio, Vista Hermosa.

Nariño: Tumaco (MUSENUV), Mosquera (MUSENUV).

Norte de Santander: Cúcuta (MUSENUV), Tibú (MUSENUV).

Putumayo: Mocoa (MUSENUV), Orito, Puerto Asís (MUSENUV), Valle del Guamués (MUSENUV).

Quindío: Calarcá.

Santander: Bolívar, Barrancabermeja (MUSENUV), Betulia, Bucaramanga, Cimitarra (MUSENUV), Lebrija, Puerto Wilches (MUSENUV), Rionegro, San Vicente de Chucurí (MUSENUV), Simacota, Vélez.

Sucre: Caimito, Corozal, Majagual, Ovejas (MUSENUV), Sampués, San Benito Abad, San Marcos, San Onofre, San Pedro, Sincé, Sincelejo, Sucre, Tolú, Tolú Viejo, Palmitos.

Tolima: Armero-Guayabal, Ambalema, Guamo, Espinal, Falán, Icononzo, Lérída, Mariquita, Melgar, Ortega, Purificación, San Luis, Venadillo.

Valle del Cauca: Andalucía, Buenaventura (MUSENUV), Buga (MUSENUV), Cali (MUSENUV), Cartago, Florida, Jamundí, La Victoria, Palmira, Tuluá (MUSENUV).

SECCIÓN ARGYRITARSIS

ANOPHELES MARAJOARA **GALVÃO & DAMASCENO, 1942**

Está registrada para Brasil, Costa Rica, Guyanas, Colombia, Panamá, Trinidad, Venezuela (Linthicum, 1988). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Cáceres, Caucasia, Maceo, Puerto Berrío (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV), Segovia, Turbo (MUSENUV), Urrao, Yolombó, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Arauquita (MUSENUV), Fortul, Saravena (MUSENUV), Tame (MUSENUV), Vallo-nero.

Atlántico: Barranquilla, Candelaria, Campo de La Cruz, Luruaco, Ponedera, Repelón, Santo Tomás, Soledad, Suan.

Bolívar: Achí (MUSENUV), Arjona, Barranco de Loba, Calamar, Córdoba, El Carmen de Bolívar, El Guamo, Magangué, Mahate, Mompós, Morales, Pinillos (MUSENUV), San Estanislao, San Fernando, San Jacinto, San Juan Nepomuceno, San Martín, Simití, Soplaviento, Turbaná, Zambrano.

Boyacá: Orocué, Otanche, Puerto Boyacá, Santa María, Trinidad.

Caldas: La Dorada, Supía, Victoria.

Caquetá: Albania (MUSENUV), Belén de Los Andaquíes (MUSENUV), Cartagena del Chairá, El Paujil, Florencia (MUSENUV), La Montañita (MUSENUV), Milán (MUSENUV), Puerto Rico, San Vicente del Caguán (MUSENUV), Solano (MUSENUV), Valparaíso (MUSENUV).

Casanare: Aguazul (MUSENUV), Hato Corozal (MUSENUV), Monterrey (MUSENUV), Nunchía, Poré (MUSENUV), Paz de Ariporo (MUSENUV), Tauramena.

Cauca: Caloto, Santa Rosa.

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Chimichagua, Gamarra, La Paz, Río de Oro, Robles, Tamalameque, Valledupar.

Chocó: Quibdó, Bagadó, Bojayá, Condoto, Itsmina, Lloró (MUSENUV), Nóvita, Río Sucio, Tadó.

Córdoba: Ayapel, Cereté, Ciénaga de Oro, Chimá, Chinú, Lorica, Montería, Momil, Montelíbano, Planeta Rica, Purísima, Sahagún, San Andrés de Sotavento, San Antero, San Bernardo del Viento, San Pelayo, Tierralta.

Cundinamarca: Apulo, Girardot, Medina, Nilo, Paratebueno (MUSENUV), Puerto Salgar, San Pedro de La Jagua, Tocaima.

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Aipe, Campoalegre, Colombia, Garzón, Neiva, Paicol, Palermo (MUSENUV), Tello, Teruel, Tesalia, Villavieja, Yaguará (MUSENUV).

La Guajira: Fonseca, Riohacha.

Magdalena: Aracataca, Cerro de San Antonio, Ciénaga, El Banco, El Piñón, Fundación, Guamal, Pedraza, Pivijay, Plato, Pueblo Viejo, Remolino, Salamina, San Sebastián de Buenavista, San Zenón, Santa Ana, Santa Marta, Sitio Nuevo, Tenerife.

Meta: Acacías (MUSENUV), Cabuyaro, Castilla La Nueva (MUSENUV), Cumaral, Fuente de Oro, Granada, Guamal, Puerto Carreño (MUSENUV), Puerto Gaitán (MUSENUV), Puerto López, Puerto Lleras (MUSENUV), Remolino, Restrepo, San Juan de Arama (MUSENUV), San Carlos de Guaroa (MUSENUV), San Martín, San Pedro de Arimena, Villavicencio (MUSENUV), Vista Hermosa.

Norte de Santander: Arboledas, Bucarasica, Cáchira, Cúcuta (MUSENUV), El Zulia, Los Patios, San Cayetano, Sardinata, Tibú (MUSENUV), Villa del Rosario.

Putumayo: Mocoa (MUSENUV), Puerto Asís (MUSENUV), Puerto Leguizamó.

Santander: Barrancabermeja (MUSENUV), Capitanejo, Cimitarra, Girón, Lebrija, Puerto Wilches, Rionegro, Sabana de Torres, San Vicente de Chucurí, Vélez.

Sucre: Caimito, Majagual, Ovejas, Sampués, San Benito Abad (MUSENUV), San Marcos, San Onofre, Sincé, Sincelejo, Sucre, Tolú.

Tolima: Armero-Guayabal, Ambalema, Carmen de Apicalá, Coyaima, Cunday, Dolores, Espinal, Falán, Guamo, Icononzo, Ibagué, Lérida, Mariquita, Piedras, Prado, Purificación, Venadillo, Villarrica.

Vaupés: Está reportada por el SEM (marzo de 1965) para la localidad de Mitú, pero búsqueda de los últimos 10 años no ha mostrado presencia de esta especie (Hollman Miller cp.), posiblemente fue un error de determinación.

Vichada: Puerto Carreño, La Primavera.

ANOPHELES BRAZILIENSIS (CHAGAS, 1907)

Está registrada para Brasil, Guyanas, Colombia, Trinidad, Venezuela (Linthicum, 1988). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazona: Leticia.

Antioquia: Cáceres (MUSENUV), Caucasia, Turbo, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Saravena, Vallonero.

Bolívar: Magangué, María La Baja, Mompós, San Fernando, San Martín,

Boyacá: Orocué, Puerto Boyacá, San Juan de Palenque, San Luis de Gaceno, Trinidad.

Caldas: La Dorada, Victoria.

Caquetá: Cartagena del Chairá, El Paujil, La Montañita, San Vicente del Caguán, Solano.

Casanare: Monterrey, Poré, Tauramena.

Cesar: Agustín Codazzi.

Chocó: Bagadó, Condoto, Itsmina, Nóvita, Quibdó.

Córdoba: Lorica, San Pelayo.

Cundinamarca: Medina, Paratebueno (MUSENUV), Puerto Salgar, Quetame, San Pedro de la Jagua, Ubalá, Yacopí.

Guainía: Puerto Inírida (MUSENUV).

Guaviare: San José del Guaviare.

Huila: Palermo.

La Guajira: Villanueva.

Magdalena: San Sebastián.

Meta: Acacías (MUSENUV), Barranca de Upía (MUSENUV), Cumaral (MUSENUV), Fuente de Oro, Granada (MUSENUV), Guamal, Puerto Gaitán (MUSENUV), Puerto López, Puerto Lleras (MUSENUV), Remolinos, San Carlos de Guaroa, San Juan de Arama (MUSENUV), San Martín (MUSENUV), San Pedro de Arimena, Villavicencio (MUSENUV), Vista Hermosa.

Norte de Santander: Cúcuta.

Putumayo: Puerto Leguízamo, Mocoa (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Cimitarra (MUSENUV).

Tolima. Espinal, Alpujarra (MUSENUV).

Valle del Cauca: La Victoria.

Vaupés: Mitú (MUSENUV).

Vichada: Puerto Carreño, La Primavera.

***ANOPHELES ARGYRITARSIS* ROBINEAU-DESVOIDY, 1827**

Está registrada para Brasil, Argentina, Antillas Menores, Belize, El Salvador, Honduras, Costa Rica, Guatemala, Guyanas, México, Colombia, Panamá, Trinidad, Uruguay, Venezuela (Linthicum, 1988). La revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Antioquia: Amagá, Amalfi, Alejandría, Andes, Angelópolis, Anorí, Armenia, Barbosa, Bello, Betania, Betulia, Bolívar, Buriticá, Cáceres (MUSENUV), Caldas, Campamento, Cañasgordas, Caucasia, Cisneros, Cocorná, Copacabana, Concordia, Dabeiba, Don Matías, Ebéjico, Fredonia, Frontino, Girardota, Heliconia, Itagüí, Jericó, Estrella, Liborina, Maceo, Medellín, Peque, Pueblo Rico, Puerto Berrío, Remedios, San Andrés, San Carlos, San Jerónimo, San Rafael, San Luis, Sabanalarga, Salgar, San Roque, Santuario, Santa Bárbara, Santa Fe de Antioquia, Santo Domingo, Segovia (MUSENUV), Sopetrán, Tarso, Titiribí, Venecia, Yalí, Yarumal, Yolombó.

Arauca: Saravena

Atlántico: Campo de La Cruz.

Bolívar: Calamar, El Guamo, Mompós, San Martín.

Boyacá: Coper, Cubará, Maribí, Miraflores, Muzo, Orocué, Otanche, Pauna, Puerto Boyacá, San Luis de Gaceno.

Caldas: Aguadas, Anserma, Aranzazu, Belalcázar, Chinchiná, Filadelfia, La Dorada, Manizales, Pácora, Palestina, Samaná, Supía, Victoria, Villamaría, Viterbo, Riosucio, Risaralda, Salamina.

Caquetá: Florencia, La Montañita, Milán, Puerto Rico.

Casanare: Aguazul, Nunchía, Poré.

Cauca: Bolívar, Buenos Aires, Caloto, Corinto, El Tambo, La Sierra, Mercaderes, Miranda, Patía, Popayán, Puerto Tejada, Santa Rosa, Santander de Quilichao.

Cesar: Aguachica, Chiriguaná, Curumaní, Gamarra, La Gloria, Robles, Tamalameque.

Chocó: Acandí, Vagadó, El Carmen de Atrato, Itsmina, Lloró, Quibdó.

Córdoba: Chimá, Chinú, Montelíbano, Pueblo Nuevo, Purísima, Sahagún, Tierralta (MUSENUV).

Cundinamarca: Anolaima, Anapoima, Apulo, Arbeláez, Beltrán, Bituima, Caparrapí, Cáqueza, Chaguaní, Choachí, El Colegio, El Peñón, Fusagasugá, Gachalá, Girardot, Guaduas, Jerusalén, La Mesa, La Palma, La Vega, La Peña, Manta, Medina, Nariño, Nilo, Nimaíma, Nocaima, Paime, Pandi, Puerto Salgar, Quebrada Negra, Quetame, San Francisco, San Juan de Río Seco, Sasaima, Tena, Tocaima, Ubalá, Útica, Vergara, Vianí, Villeta, Vitá, Yacopí.

Huila: Agrado, Carnicería, Campoalegre, Colombia, El Pital, Garzón, Guadalupe, Hobo, La Plata, La Argentina, Neiva, Paicol, Palermo, Suaza, Teruel, Yaguará.

La Guajira: Fonseca, Riohacha, Urbilla.

Magdalena: Ciénaga, El Banco, Guamal, Plato, Santa Marta.

Meta: Acacías, Barranca de Upía, Cumaral, Guamal, Puerto López, Restrepo, San Carlos de Guaroa (MUSENUV), San Juan de Arama, San Martín, San Pedro de Arimena, Villavicencio, Vista Hermosa.

Nariño: Albán, Ancuyá, Arboleda, Barbacoas, Buesaco, Consacá, Colón, El Rosario, El Tambo, Funes, La Florida, La Unión, Linares, San Lorenzo, Pasto, Samaniego, Sandoná, San Pablo, Taminango, Yacuanquer.

Norte de Santander: Ábrego, Arboledas, Bochalema, Bucarasica, Cúcuta (MUSENUV), Cucutilla, Chinacota, Durania, El Carmen, El Tarra, El Zulia, Gramalote, La Playa, Lourde, Ragonvalia, Salazar, Santiago, San Cayetano, Sardinata, Tibú (MUSENUV), Toledo, Villa del Rosario.

Putumayo: Mocoa.

Quindío: Armenia, Calarcá, Córdoba, La Tebaida, Montenegro, Pijao, Quimbaya.

Risaralda: Balboa, La Virginia, Mistrató, Pereira, Quinchía.

Santander: Barbosa, Barichara, Betulia, Bucaramanga, Capitanejo, Cepitá, Curití, Charalá, Chimá, Contratación, Enciso, Florida Blanca, Galán, Girón, Guadalupe, Guapotá, Hato, Jesús María, Lebrija, Los Santos, Málaga, Mogotes, Ocomonte, Oiba, Palmas del Socorro, Palmar, Páramo, Piedecuesta, Pinchote, Rionegro, San Benito, San Gil, San Vicente de Chucurí, Simacota, Socorro, Suaita, Sucre, Umpalá, Valle de San José, Zapatoca.

Sucre: Caimito, San Onofre, Sincé.

Tolima: Armero-Guayabal, Ambalema, Ataco, Carmen de Apicalá, Cunday, Chaparral, Dolores, Líbano, Espinal, Falán, Fresno, Guamo, Icononzo, Ibagué, Lérída, Mariquita, Melgar, Natagaima, Ortega, Prado, Purificación, Rioblanco, San Luis, Venadillo, Villarrica.

Valle: Alcalá, Andalucía, Ansermanuevo, Bolívar, Buenaventura, Buga (MUSENUV), Bugalagrande, Caicedonia, Cali (MUSENUV), Candelaria, Cartago, Dagua, Darién, Florida, Guacarí, Jamundí (MUSENUV), La Victoria, Obando, Palmira, Pradera, Riofrío, Roldanillo, Santa Helena, Sevilla, Trujillo, Tuluá (MUSENUV), Yotoco, Yumbo, Vijes, Zarzal.

Vaupés: Mitú.

***ANOPHELES DARLINGI* Root, 1926**

Está ampliamente distribuida, ha sido registrada desde México (estado de Chiapas) hasta Honduras, pasando por Belice, pero no ha sido encontrada en el resto de países centroamericanos. En Suramérica se distribuye en los siguientes países: Colombia, Venezuela, Guayana, Surinam, Guayana francesa, Brasil, Paraguay, Bolivia, Perú y Ecuador (Faran & Linthicum, 1981). Es una especie que se encuentra con mayor frecuencia en las tierras bajas cálidas y húmedas a todo lo largo de su rango de distribución. En Colombia se encuentra desde las tierras bajas y húmedas hasta una altura de 450 metros en la zona premontañosa de los andes (Fleming, 1986), pero no todas las zonas con esas características presentan la especie, la revisión histórica de distribución en Colombia es la siguiente:

Amazonas: Caucayá, Tarapacá.

Antioquia: Arboletes, Cáceres, Caucasia, Chigorodó, Mutatá, Necoclí, Nechí, Puerto Berrío (MUSENUV), Puerto Nare (MUSENUV), Remedios, Támesis, Turbo, Urrao, Yalí, Zaragoza.

Arauca: Arauca, Tame, Vallonero.

Bolívar: Achí (MUSENUV), Barranco de Loba, Córdoba, Magangué, Margarita, Mompós, Pinillos (MUSENUV), San Fernando, San Martín, San Pablo, Simití, Tenerife, Zambrano.

Boyacá: Orocué, Puerto Boyacá, Trinidad.

Caldas: La Dorada.

Caquetá: Cartagena del Chairá (MUSENUV), Belén de los Andaquíes (MUSENUV), El Paujil, Florencia (MUSENUV), Milán (MUSENUV), La Montañita, Puerto Rico (MUSENUV), San Vicente del Caguán (MUSENUV), Solano (MUSENUV).

Casanare: Aguazul, Hato Corozal (MUSENUV), Monterrey, Tauramena, Yopal (MUSENUV).

Cesar: Aguachica, Agustín Codazzi, Chimichagua, Gamarra, Río de Oro, Robles, Tamalameque.

Chocó: Riosucio.

Córdoba: Montería, Ayapel, Ciénaga de Oro, Chimá, Chinú, Lorica, Montelíbano (MUSENUV), Planeta Rica, Pueblo Nuevo, Puerto Libertador, Purísima, Sahagún, San Pelayo, Tierralta (MUSENUV), Valencia.

Cundinamarca: Medina, Puerto Salgar, Paratebueno (MUSENUV).

Guainía: Puerto Inírida (MUSENUV).

Guaviare: San José del Guaviare (MUSENUV).

La Guajira: Riohacha (MUSENUV).

Magdalena: Aracataca, Ciénaga (MUSENUV), El Banco, El Piñón, Guamal, Pedraza, Plato, Salamina, San Sebastián de Buenavista, San Zenón, Santa Marta (MUSENUV), Santa Ana, Tenerife.

Meta: Acacías (MUSENUV), Castilla La Nueva (MUSENUV), Cumaral (MUSENUV), Fuente de Oro, Granada (MUSENUV), Puerto Gaitán (MUSENUV), Puerto López, Puerto Lleras (MUSENUV), Restrepo, San Carlos de Guaroa (MUSENUV), San Juan de Arama (MUSENUV), San Martín, Villavicencio (MUSENUV).

Norte de Santander: Cúcuta, Cáchira, Tibú (MUSENUV).

Putumayo: Mocoa, Puerto Asís (MUSENUV), Puerto Leguízamo (MUSENUV).

Santander: Barrancabermeja, Lebrija, Puerto Wilches, Rionegro, Sabana de Torres, San Vicente de Chucurí.

Sucre: Caimito, Majagual, Ovejas, Sampués (MUSENUV), San Benito Abad, Sincé, Sincelejo, Sucre.

Vaupés: Mitú (MUSENUV), Miraflores.

Vichada: Puerto Carreño (MUSENUV), La Primavera.

Tabla 5. Distribución geográfica de las especies de *Anopheles* en departamentos de Colombia.

Especies de <i>Anopheles</i>	Amazonas	Antioquia	Arauca	Atlántico	Bolívar	Boyacá	Caldas	Caquetá	Casanare	Cauca	Cesar	Chocó	Córdoba	Cundinamarca	Guainía	Guaviare
<i>albimanus</i>		●			●					●	●	●	●			
<i>apicimacula</i>		●	●		●	●	●		●	●	●	●	●	●		●
<i>aquasalis</i>				●	●							●	●			
<i>argyritarsis</i>		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		
<i>bambusicolus</i>								●								
<i>benarrochi</i>																
<i>boliviensis</i>							●			●		●		●		
<i>braziliensis</i>	●	●	●		●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●
<i>calderoni</i>		●			●		●			●		●				
<i>darlingi</i>	●	●	●		●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●
<i>eiseni</i>		●				●	●		●	●		●	●	●		
<i>fluminensis</i>																
<i>forattinii/costai</i>		●	●		●	●	●	●			●	●	●	●	●	●
<i>gilesi</i>																
<i>homunculus</i>						●				●		●		●		
<i>kompi</i>								●								
<i>lepidotus</i>								●						●		
<i>malefactor</i>		●														
<i>marajoara</i>		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		●
<i>matogrossensis</i>	●		●					●		●					●	●
<i>neivai</i>		●			●	●				●		●		●		
<i>neomaculipalpus</i>	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		●
<i>nimbus</i>														●		●
<i>nuneztovari</i>		●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		
<i>oiketorakras</i>														●		
<i>oswaldoi</i>	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
<i>parvus</i>			●						●							
<i>perysassui</i>							●	●	●					●	●	●
<i>pholidotus</i>																
<i>pseudopunctipennis</i>		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		●
<i>punctimacula</i>		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		●
<i>rangeli</i>		●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
<i>shannoni</i>																
<i>squamifemur</i>										●		●				
<i>strodei</i>		●	●		●	●		●	●			●	●	●		
<i>triannulatus</i>	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		●
<i>trinkae</i>																
<i>vestitipennis</i>											●					

Tabla 5. Continuación.

Especies de <i>Anopheles</i>	Huila	La Guajira	Magdalena	Meta	Nariño	N. Santander	Putumayo	Quindío	Risaralda	S. Andrés	Santander	Sucre	Tolima	Valle del Cauca	Vaupés	Vichada
<i>albimanus</i>		•	•		•					•		•	•	•		
<i>apicimacula</i>	•	•	•	•	•	•	•	•	•		•	•	•	•		
<i>aquasalis</i>		•	•													
<i>argyritarsis</i>	•	•	•	•	•	•	•	•	•		•	•	•	•	•	
<i>bambusicolus</i>				•												
<i>benarrochi</i>							•									
<i>boliviensis</i>	•			•	•								•			
<i>braziliensis</i>	•	•	•	•		•	•				•		•	•	•	•
<i>calderoni</i>	•	•	•		•	•		•					•	•		
<i>darlingi</i>		•	•	•		•	•				•	•			•	•
<i>eiseni</i>	•	•	•	•	•	•		•	•		•		•	•		
<i>fluminensis</i>						•										
<i>forattini/costai</i>	•			•	•		•				•	•		•	•	
<i>gilesi</i>				•												
<i>homunculus</i>				•		•							•			
<i>kompi</i>																
<i>lepidotus</i>			•	•		•							•	•		
<i>malefactor</i>					•	•								•		
<i>marajoara</i>	•	•	•	•		•	•				•	•	•		•	•
<i>matogrossensis</i>				•		•	•								•	
<i>neivai</i>					•	•							•	•	•	
<i>neomaculipalpus</i>	•	•	•	•	•	•	•				•	•	•	•	•	
<i>nimbus</i>				•											•	
<i>nuneztovari</i>	•		•	•		•	•				•	•	•	•		
<i>oiketorakras</i>					•											
<i>oswaldoi</i>			•	•	•	•	•				•	•	•	•	•	
<i>parvus</i>				•												•
<i>perassui</i>				•			•				•	•			•	•
<i>pholidotus</i>													•			
<i>pseudopunctipennis</i>	•	•	•	•	•	•	•	•	•		•	•	•	•		
<i>punctimacula</i>	•	•	•	•	•	•	•	•	•		•	•	•	•	•	•
<i>rangeli</i>		•	•	•	•	•	•		•		•		•	•		
<i>shannoni</i>															•	
<i>squamifemur</i>						•								•	•	
<i>strodei</i>		•		•		•	•				•			•		
<i>triannulatus</i>	•	•	•	•	•	•	•	•			•	•	•	•		
<i>trinkae</i>				•												
<i>vestitipennis</i>														•		

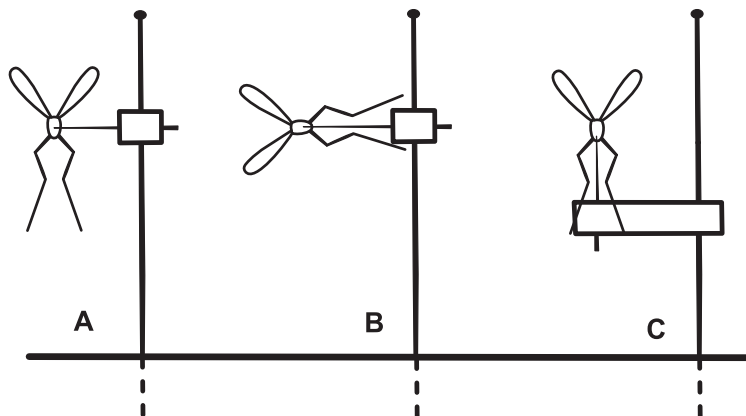
PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES. MONTAJE Y PRESERVACIÓN DE HEMBRAS, LARVAS, GENITALIAS Y PIELES DE CULICIDAE

En general, los métodos de colecta, cría y preservación de mosquitos pueden ser encontrados en Belkin et al. (1965). Una vez obtenidas larvas, pupas o adultos, se puede proceder de la siguiente manera:

ADULTOS

Con este tipo de especímenes se tienen dos opciones de preservación: 1. Cuando las muestras están frescas. 2. Cuando las muestras están secas. El primer caso corresponde a especímenes recién muertos o de reciente obtención; cuando se desea conservar una buena muestra para referencia o facilitar la determinación, es recomendable no coleccionar más de 15 ejemplares por recipiente. Si la obtención de las muestras se realiza en horas nocturnas, se debe tratar de guardarlas en refrigeración hasta el próximo día. El segundo caso corresponde a especímenes de varios días de haber sido colectados, guardados adecuadamente en cajitas. Sea cual sea el método elegido, el espécimen debe ser manipulado con mucho cuidado para evitar la pérdida de escamas y partes de las patas. Tanto machos como hembras pueden ser preservados en alfileres.

Especímenes frescos. Pueden ser montados en microafilieres (minuten) preferiblemente de acero inoxidable. Éste es ubicado en un pedacito de corcho o balsa (*Ochroma* spp.), la madera balsa se consigue generalmente en papelerías en tiritas de 4x4 mm y longitud variable. Tanto el corcho como el balsa se recortan en pedacitos de 4x4x12 mm. Una vez se ha colocado el microafilier sobre el corcho o el balsa, se sujeta a un alfiler entomológico principal número 2 y se deja a la altura que define el nivelador (Figura 13.1A-B). El microafilier se introduce en el mosquito por la pleura torácica, pero es preferible entre las patas dos y tres, hasta que el extremo aparezca en el scutum, de este modo las patas quedan dirigidas hacia el alfiler principal (número 2). En todo montaje de insectos la estética es también muy importante, por eso es preferible que todos los especímenes queden con la cabeza dirigida al mismo lado. Independientemente de que ésta es una buena manera de preservación en seco, es de mayor cuidado y exige mayor tiempo de montaje que el siguiente método.



**Figura 13.1. Tres métodos de montaje de adultos en microafilieres
(Redibujados de Ross & Roberts, 1943).**

Especímenes secos. Es la opción para este tipo de material, pero también puede ser usada con especímenes frescos. Se utilizan triangulitos alargados de cartulina opalina. Estos son colocados en alfileres entomológicos número 2 ó 3, preferiblemente 2. Primero se colocan los ejemplares en sentido lateral sobre un papel suave, girados siempre al mismo lado, luego se deposita en el extremo del triángulo una pequeña cantidad de pegante de insectos (preferimos usar “insect repair” de distribución comercial) y se une al espécimen a nivel de la pleura torácica, dejando las patas dirigidas hacia el alfiler (Figura 13.2A-B). El pegante se deja secar unos cinco minutos y se procede a nivelar la altura del triángulo.

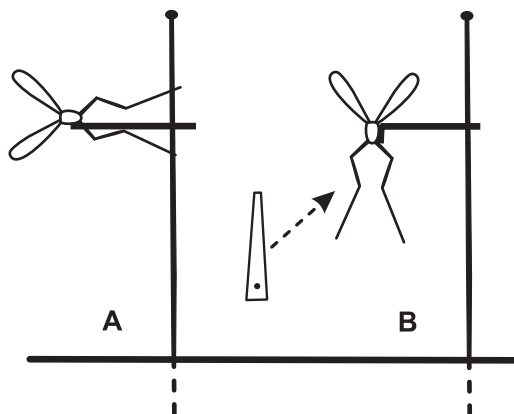


Figura 13.2. Dos métodos de montaje de adultos en triángulos de cartulina (Redibujados de Ross & Roberts, 1943).

ROTULADO

Una vez los especímenes han sido montados, se les debe colocar la etiqueta de localidad (Figura 13.3) y se guardan en una caja entomológica (puede ser tipo Smith) con las debidas precauciones de preservación, es decir, que ésta sea hermética y contenga algún medio (tipo alcanforina) para evitar el ataque de insectos como psocópteros. Si el ambiente es húmedo, se debe colocar adicionalmente algún medio que absorba humedad (gel de sílica) y sellar la caja con cinta adhesiva. Cuando el material es determinado, entonces se le coloca la otra etiqueta (Figura 13.3). Si por algún motivo, hay diferencia de opinión respecto a la identificación específica de un ejemplar, se deben conservar las diferentes etiquetas con su respectivo determinador.

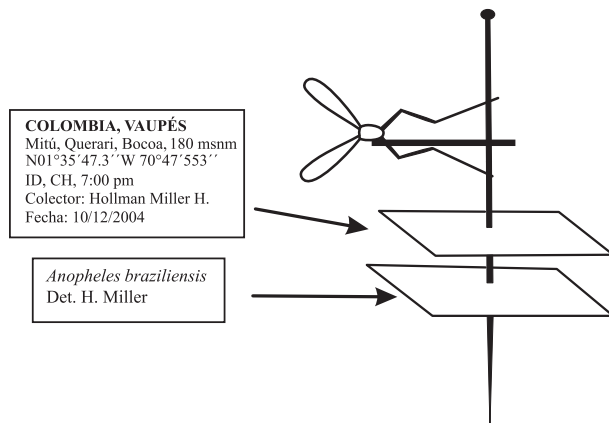


Figura 13.3. Posición de las etiquetas de localidad e identificación.

LARVAS

Las larvas deben ser mantenidas vivas durante el proceso de colecta, para esto es recomendable mantenerlas en frigotermo para mantener relativamente estable la temperatura. Una vez en el laboratorio, el procedimiento de preservación dependerá de los objetivos del estudio y de la dificultad en el diagnóstico de la especie. Se recomienda separar las larvas de tercero y cuarto instar de las más pequeñas, si se desea, las de primer estadio se pueden criar teniendo las precauciones necesarias para su mantenimiento en condiciones controladas (Belkin et al., 1965). Con las de tercero y cuarto estadio hay dos opciones: 1. Criarlas hasta adultos para la obtención de series. 2. Sacrificarlas para preservación. En esta última opción, antes de iniciar el proceso de preservación, es importante limpiar el tracto digestivo del espécimen. En este sentido, las larvas se mantienen en agua limpia durante unas 12 horas sin alimento. Según Cova-García (1961) se pueden purgar en una solución de sulfato de magnesio al 1%, por dos a tres minutos, y luego se trasladan a agua limpia, hasta que la larva realice el vaciado intestinal.

Si en este proceso algunas larvas entran al estado de pupa, entonces se procede a criarlas hasta adultos. La obtención de series permitirá obtener hembras y machos, estos últimos son importantes para el estudio de genitales, lo cual permitirá confirmar o clarificar la determinación de la especie. Los procedimientos siguientes son tomados fundamentalmente de las recomendaciones dadas por la Unidad de Capacitación para Enfermedades Transmitidas por Vectores del Centro para el Control de las Enfermedades (CDC).

PROCEDIMIENTO PARA MATARLAS

El procedimiento recomendado es matarlas en agua tibia, a una temperatura de aproximadamente 70°C. Con esto se evitará el encogimiento, distorsión y el oscurecimiento del espécimen, ya que el calor destruye las enzimas que convierten a las proteínas en tirosina y ésta en melanina, el pigmento oscuro. Es decir, que además de eliminar los residuos de alimento del tracto digestivo, hay que tratar que el espécimen no se torne oscuro, de este modo el procedimiento de preservación en placas resulta menos complejo.

CONSERVACIÓN

Existen varios tipos de agentes de preservación. El alcohol al 70% es uno de los más tradicionales, pero otros, como la solución AGA ha sido el recomendado por la Unidad de Capacitación para Enfermedades Transmitidas por Vectores del Centro para el Control de las Enfermedades (CDC), su composición es la siguiente:

Alcohol etílico al 95%	9 partes
Agua destilada	5 partes
Glicerina	1 parte
Acido acético glacial	1 parte

La idea es prevenir que el espécimen, se endurezca y conservar en lo posible las setae diagnósticas, especialmente cuando se desea conservar en placa.

PRESERVACIÓN

1. Temporal

Cuando se necesita identificar un gran número de larvas, pero cuyo objetivo no sea preservar material por largo tiempo, o sea que no constituye material de referencia, se pueden preservar en forma temporal. Después

de matar las larvas con agua tibia y colocarlas en solución preservativa, se transfieren cada una a un portaobjetos con una pipeta o con un levantador de sección. La cantidad de ejemplares depositados en el portaobjetos dependerá del tamaño del cubreobjetos disponible. Un cuadrado de 22 mm, por ejemplo, acomodará unas 10 larvas de cuarto estadio. Después de colocar las larvas en el portaobjetos, se dispondrán ordenadamente con las cabezas en el mismo sentido y el lado dorsal hacia arriba. Luego se añaden unas gotas del agente preservativo (AGA) debajo del cubreobjetos hasta llenar todo ese espacio. Las larvas están así listas para ser examinadas con un microscopio compuesto. El cubreobjetos permite usar el objetivo de 40X, pero debe colocarse con cuidado si el montaje es demasiado alto.

Sin embargo, hay otros medios preservantes que permiten conservar los especímenes por un periodo de tiempo mayor (más de un año) pero si no se dispone de muchas placas portaobjetos, permiten de todos modos la reutilización de éstas, una vez se haya realizado la determinación respectiva, ya que el medio puede ser removido con agua. Si se desea conservar la placa, entonces se procede a etiquetarlas y dejarlas secar al ambiente por unas dos semanas antes de guardarlas en las cajas. Dos de esos medios de montaje son el de Hoyers y líquido de Puri. La preparación de estos medios puede ser realizada por un técnico de laboratorio, de acuerdo con la siguiente información:

Reactivo	Hoyers	Puri
Agua destilada	10 cc	10 cc
Goma arábica	8 gramos	8 gramos
Hidrato de cloral (cristales)	74 gramos	70 gramos
Acido acético glacial 100%	3 cc	3 cc
Glicerina		5 cc

Como puede observarse, la diferencia entre los dos es mínima, ya que tienen los mismos componentes básicos. Si se desea conservar por un mayor tiempo la preparación, es preferible usar el de Hoyers. Los componentes del medio son mezclados y disueltos lentamente a baño María, se deja reposar un poco y se filtra con algodón de vidrio, muselina fina o algo similar. Este medio puede ser guardado por un largo periodo si se tapa adecuadamente.

Algunas especies requieren de una preparación más cuidadosa o, también, cuando hay necesidad de conservar un buen material de referencia, hay que recurrir parcialmente al método del montaje permanente.

2. Permanente

En estos procedimientos hay cuatro pasos fundamentales: 1. conservación, 2. deshidratación, 3. purificación y 4. montaje. (R. Darsie, comunicación personal). El procedimiento que se pasa a describir es el método más fácil y confiable.

- Para obtener buenos especímenes de estudio, es necesario seguir el procedimiento antes descrito para matarlas, es decir, su tracto digestivo esté bien limpio.
- Se mata el espécimen en agua caliente y se conserva en solución AGA. Las larvas en el cuarto estadio deben permanecer durante un mínimo de tres horas, preferiblemente hasta el otro día. Si hay dificultad para empezar el proceso, se pueden guardar en esta solución por un periodo largo, pero se pueden retirar a alcohol. En los siguientes pasos hay que procurar que lo se mueve son las soluciones o compuestos, no el espécimen, para ello se usa una micropipeta o una pipeta Pasteur.
- Se le retira la solución AGA y se le agrega celosolve al 50% (éter etileno glicol monoetilico) en agua destilada por 30 minutos.

- d) Se retira el celosolve al 50% y se le agrega celosolve al 100% por 30 minutos. Los especímenes grandes pueden necesitar dos cambios de celosolve al 100%, por 30 minutos cada uno.
- e) Se retira el celosolve y se añade creosota de madera de haya, aceite de clavo u otro agente purificante apropiado por 60 minutos o más según el tamaño y la densidad de los especímenes. Aquí se pueden dejar los especímenes por varios días o semanas, hasta tener el tiempo adecuado para su montaje en placas.
- f) El espécimen se transfiere con un levantador de secciones o una pipeta de boca ancha a un portaobjetos en el centro de la placa portaobjetos, en sentido transversal a la mayor longitud de la placa. Se organiza las partes, dejando la parte dorsal (tergitos del abdomen) hacia arriba.
- g) Con un pedacito de papel de filtro se seca el exceso de celosolve o agente purificador.
- h) Se añaden una capa fina con varias gotas de bálsamo de Canadá o euparal y se revisa nuevamente la disposición de los pelos y la posición en el portaobjetos, haciendo los ajustes que sean necesarios. Se hace una etiqueta provisional con información básica del espécimen y se guarda en un lugar libre de polvo, es recomendable utilizar guardadores de placa plegables, fabricados en cartón duro. Una a dos semanas de secado de la primera capa de medio de montaje, pueden ser necesarios antes de echarle la capa definitiva y el cubreobjetos.
- i) Se le agrega la otra capa del medio de montaje y se coloca cuidadosamente el cubreobjetos sobre el espécimen, sin hacer ningún tipo de presión sobre el cubre, debe bajarse suavemente sobre la parte posterior hacia la cabeza del espécimen para evitar la formación de burbujas.

3. Método permanente opcional

Cuando el proceso de clarificación de los especímenes anteriores no fue satisfactorio o cuando procesa material no matado adecuadamente, conservado en alcohol, es necesario seguir otra opción. Para limpiar el conducto digestivo se colocan las larvas seleccionadas en un pozo de porcelana o vidrio reloj de Siracusa. Se deja escurrir el exceso solución preservativa y se agrega solución hidrato de cloral. Bajo el microscopio estereoscópico, se punza el vientre del tórax con una aguja fina. Se deja estar durante una hora (o hasta el día siguiente), a veces se obtienen mejores resultados dejándolos sin punzar durante unas 12 a 15 horas, en estos casos es conveniente manipular lo menos posible la larva. La solución de hidrato de cloral es la siguiente:

Cristales de hidrato de cloral	80 gramos
Solución de ácido acético glacial al 30%	20 ml

Se añade los cristales de hidrato de cloral al ácido acético y se mezclan.

Se deja drenar la solución de hidrato de cloral y se añade fenol líquido al 100%. Si la solución de hidrato de cloral no tuvo efecto purgante, se extrae el material a través del ano apretando a lo largo del conducto con dos agujas teniendo cuidado de no dañar el tejido ni quitar las setae.

Se deja en fenol por unos 20 a 30 minutos, pero pueden permanecer en esta solución indefinidamente. Posteriormente se transfiere cada larva a la lámina portaobjeto, se seca el exceso de fenol, se añade una mezcla de fenol y bálsamo y se coloca el cubreobjeto, pero preferiblemente se debe seguir el procedimiento de montaje antes descrito, es decir colocando un mínimo de dos capas y dejando secar la primera.

MONTAJE DE GENITALIAS (ÉNFASIS EN ANOPHELES)

1. Preparar un medio de copal-fenol para la realización de las disecciones. Para esto se macera copal y se disuelve en fenol líquido en una proporción aproximada 1:1. Para evitar impurezas es recomendable filtrarlo en algodón de vidrio o muselina fina.

2. Los ejemplares secos deben ser colocados en cámara húmeda unas 12 horas antes del corte de la terminalia, en material fresco no es necesario. Luego se coloca el espécimen sobre papel filtro y se procede al corte con una tijera de microdissección a nivel del VI o VII segmento abdominal. Cada terminalia debe ser procesada en forma separada, cuidando siempre de mantener un número código del espécimen respectivo.
3. Depositar el corte en una solución de KOH o NaOH al 5-10% y dejar clarificando al ambiente durante unas 12 a 24 horas, el tiempo varía según las características del tejido. En clima frío es preferible calentar la muestra a unos 50 grados por unos 10 minutos y dejar en reposo por unas 18-24 horas hasta que se considere que la muestra está bien clarificada (color carmelita).
4. Retirar con una pipeta Pasteur, o algo similar, el KOH y lavar la muestra del ejemplar en agua destilada durante unos 5 minutos. Luego retirar el agua y agregar fuscina ácida diluida conteniendo ácido acético glacial al 10%. El tiempo de tinción varía con la muestra y la dilución de la fuscina, se debe evitar que la muestra quede de un color intenso.
5. Retirar el colorante con la pipeta y deshidratar preferiblemente con una batería de alcoholes (50%, 70%, 90%, 100%). También es posible utilizar celosolve (éter etileno glicol monoetilico) al 50%, 75%, 100%, cada paso no debe tomar más de 2 minutos. Después del último paso, inmediatamente, se le agrega aceite de clavo por seis o más horas, aquí se pueden dejar las muestras por un tiempo largo, varias semanas no dañaran las muestras.
6. Colocar la muestra en un gotita de copal-fenol sobre un porta objeto y dejar allí durante unos cinco minutos.
7. Con dos agujas de microdissección, realizadas con microalfiler, se procede a retirar la parte del corte que NO corresponde a la terminalia. Luego sujetando con una de las agujas en el IX sternito se procede a retirar el protiger cuidando de no dañar las cláspetas ni los clásperes.
8. Se retira el copal-fenol utilizando una mechita de papel absorbente, se acomoda la muestra cuidando de que los clásperes queden abiertos. Luego se le agrega, bálsamo de Canadá diluido en xilol, lentamente desde los límites de la muestra hasta que quede cubierta por una película fina del medio preservante. Es preferible dejarlos sin el cubre objeto por una o dos semanas pero protegido del polvo en posición horizontal, hasta que esta primera capa se encuentre seca. Después se le agrega la capa definitiva, se le coloca el cubre objeto y se deja secar en posición horizontal. Si hay prisa en la determinación de la muestra, entonces al momento del montaje se pueden usar pedacitos de cubre objetos, formando un cuadrado alrededor del espécimen para que el cubre quede ligeramente levantado y no haga un contacto muy fuerte con el mismo.

Se le coloca una etiqueta provisional y cuando la placa está seca, se reemplaza por la etiqueta definitiva, siguiendo las normas técnicas que se han recomendado para este fin (Figura 13.5).

MONTAJE DE PIELES DE LARVAS

1. Se fijan en alcohol etílico al 90 ó 95%.
2. Se transfiere al cubre objeto en una gota de celosolve al 100% durante 30 minutos.
3. Alargamiento de la piel. Para esto, la muestra en posición dorsal se presiona levemente con una de las agujas de microdissección en un punto del tórax y con la otra apoyada en el VIII segmento abdominal se hala suavemente sin romper hasta que la piel adquiriera una apariencia similar a la de la larva.
4. Organizar la piel en sentido transversal y de tal manera que permita organizar al lado derecho la piel de la pupa.

MONTAJE DE PIELES DE PUPAS

- 1) Se fijan en alcohol etílico al 90 ó 95%.
- 2) Se transfiere a la lámina portaobjetos en una gota de celosolve al 100% durante 30 minutos.
- 3) Con las agujitas de microdissección separar el cefalotórax sin incluir el metanotum y ala metatorácica.
- 4) Con las agujas de microdissección se abre dorsalmente el cefalotórax utilizando como guía la línea ecdisial del scutum, hasta el apotoma dorsal.
- 5) Plegar el cefalotórax en sentido transversal y con la parte correspondiente a patas, antenas, alas proboscis y trompetas en posición dorsal, adherir bálsamo de Canadá.
- 6) Se coloca el resto del cuerpo (abdomen y parte del tórax) inmediatamente debajo del cefalotórax, en posición dorsal y fijar igualmente con bálsamo. Seguir las mismas recomendaciones de preservación indicadas en el montaje de genitalia de machos. No olvide que ambas pieles del mismo espécimen van en la misma placa, conservando la larva a la izquierda y la pupa al lado derecho, siempre en sentido transversal a la longitud del porta objetos (Figura 13.4).

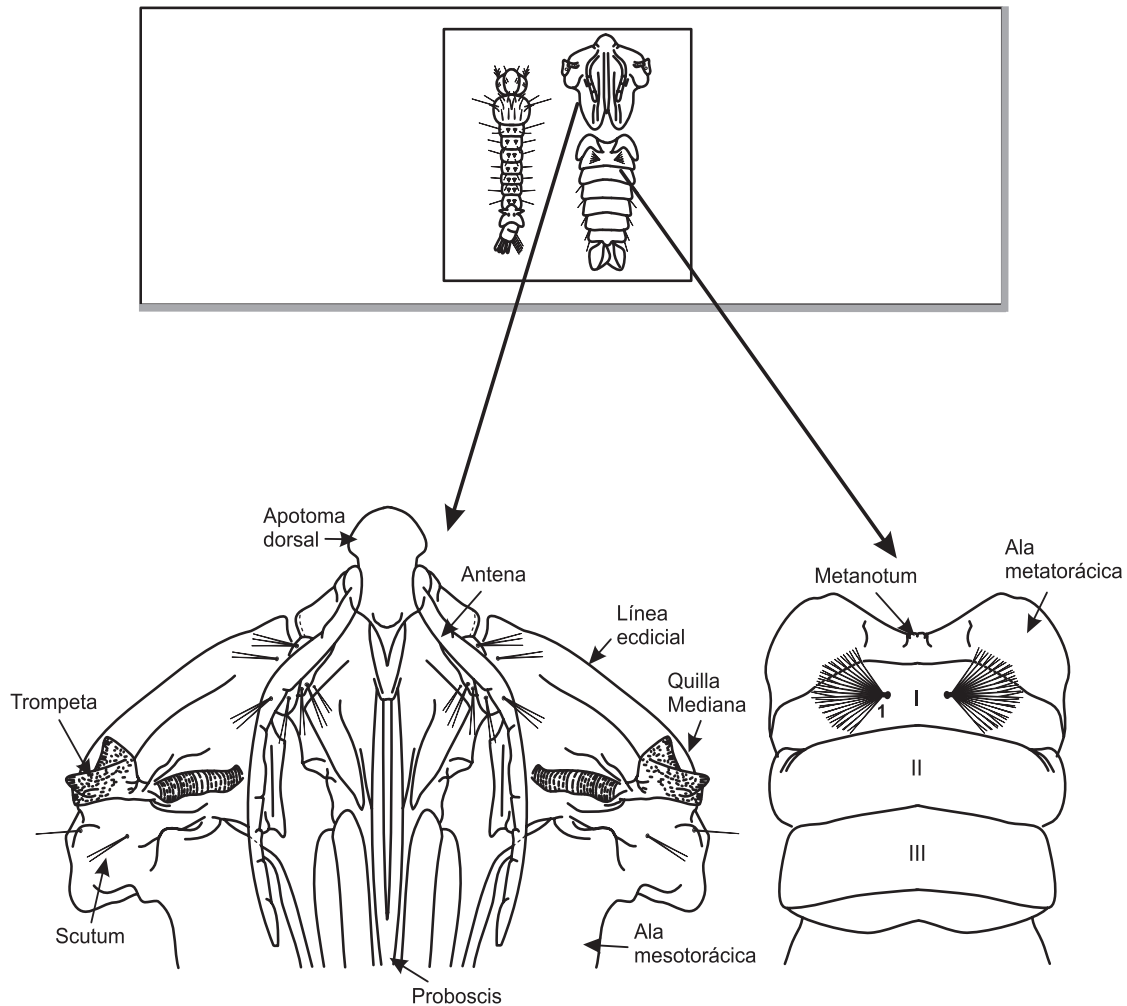


Figura 13.4. Montaje en placa de pieles de larva y pupa de *Anopheles*.

ROTULACIÓN DE PLACAS

Los datos de los rótulos para los montajes permanentes, se escriben en etiquetas cuadradas de aproximadamente 22 mm. La información puede ser escrita en computador o con marcador de punta fina. La información registrada es básicamente la misma que se presenta en los especímenes adultos, pero adicionando aspectos relacionados con su criadero, número de serie y quitando los datos de hospedero. Se acostumbra colocar el rótulo de localidad en el lado derecho del portaobjeto, cuando está en la mesa con la cabeza de las larvas hacia el que está realizando la rotulación, y el de determinación, en el lado izquierdo (Figura 13.5). La información consignada en estos rótulos, así como la estética de las mismas, es importante para una buena colección de referencia.

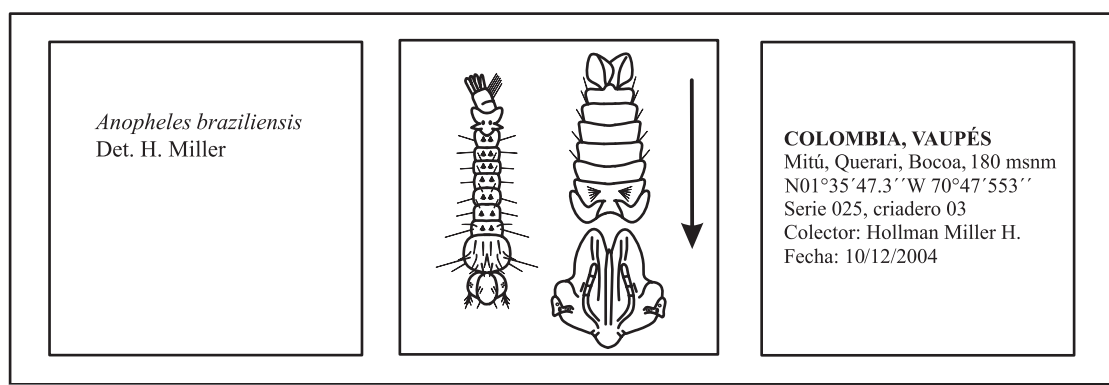


Figura 13.5. Posición de las etiquetas en el portaobjetos.

Se aconseja que las placas se dejen secar en posición horizontal, debidamente protegidas del polvo. Una vez las placas están secas y debidamente rotuladas, se procede a almacenarlas en cajas para portaobjetos o gabinetes especializados para estos fines. Se recomienda que todas queden con el cubreobjetos del mismo lado y las cajas que las contienen colocadas verticalmente (como los libros de una biblioteca), con los cubreobjetos hacia el lado de arriba.

REFERENCIAS

- ADAMES, A.J. 1971. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXIV. Studies A revision of the crabhole mosquitoes of the genus *Deinocerites*. Contributions of the American Entomological Institute, 24(7):1-154.
- ADAMES, A.J. & P. GALINDO. 1975. Description of the immature stages of *Glindomyia leei* Stone and Barreto, 1969. Mosquito Systematics, 7(2):132-136.
- ANTUNES, P.C.A. 1937. Um novo *Culex*, *Culex (Carrollia) soperi*, encontrado em Sao Paulo (Diptera, Culicidae). Revista de Biología e Higiene São Paulo, 8:21-23.
- ARNELL, J.H. 1973. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*. Contributions of the American Entomological Institute, 32(10):1-174.
- . Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXXIII. A revision of the scapularis group of *Aedes* (*Ochlerotatus*). Contributions of the American Entomological Institute, 33(13):1-144.
- BARRETO, P. 1955. Lista de mosquitos de Colombia, S. A. Anales de la Sociedad de Biología. Bogotá, 7(2):45-94
- BARRETO, P. & V.H. LEE. 1969. Artrópodos hematófagos del Río Raposo, Valle, Colombia. II. Culicidae. *Caldasia*, 10:407-440.
- BELKIN, J.N., R.X. SCHICK, P. GALINDO & T.H.G. AITKEM. 1965. Mosquito studies (Diptera: Culicidae) II. Methods for collection, rearing and preservation of mosquitoes. Contributions of the American Entomological Institute, 1:19-78.
- BERLIN, O.G.W. 1969. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XII. A revision of the Neotropical subgenus *Howardina* of *Aedes*. Contributions of the American Entomological Institute, 12(4):1-190.
- BERLIN, O.G.W. & J.N. BELKIN 1980. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXXVI. Subgenera *Aedinus*, *Tinoletes* and *Anoedioporpa* of *Culex*. Contributions of the American Entomological Institute, 36(17):1-104.
- BOREHAM M.M. & D.C. BAERG 1974. Description of the larva, pupa and egg of *Anopheles (Lophopodomyia) squamifemur* Antunes with notes on development (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology, 11(5):564-569.
- BRAM, R.A. 1967a Classification of *Culex* subgenus *Culex* in the New World (Diptera, Culicidae). Proceedings of the United States National Museum, 120 (3557):1-122.
- BRETHES, J. 1926b. Description provisoire de deux especes nouvelles d'Anophelinae argentins. Prensa Medica Argentina, 13:106-107.
- BROCHERO H., C. LI & R.C. WILKERSON. 2006. A previously unrecognized species in the *Anopheles (Nyssorhynchus)* Albitarsis complex (Diptera: Culicidae) from Puerto Carreño, Colombia. (en prensa).
- CALLE, D., M.L. QUIÑONES, H. ERAZO, N. JARAMILLO. 2002. Morphometric discrimination of females of five species of *Anopheles* of the subgenus *Nyssorhynchus* Blanchard (Diptera: Culicidae) in Colombia. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 97:1191-1195.
- CAUSEY, O.R. 1945. Description of *Anopheles (Nyssorhynchus) dunhami*, a new species from the upper Amazon basin. Journal of the National Malaria Society, 4:231-234.
- CAUSEY, O.R., L.M. DEANE & M.P. DEANE. 1942. Note clarifying the status of *Anopheles albitarsis* and *Anopheles darlingi*. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 44:122-126.
- . 1944. An illustrated key to the eggs of thirty species of Brazilian Anophelines, with several new descriptions. American Journal of Hygiene, 39:1-7.
- . 1945. *Anopheles aquasalis* vs *Anopheles tarsimaculatus* as the name for the brackish water anopheline of Central and South America and the Caribbean Islands. Journal of Natural Malaria Society, 4:243-250.
- CAUSEY, O.R. & L.M. DEANE. 1946. An illustrated key by male genitalic characteristics for the identification of thirty-four species of Anophelini from the northeast and Amazon regions of Brazil, with a note on dissection. American Journal of Hygiene, Monographic series, 18:21-31.
- CHAGAS, C. 1907. Novas especies de culicidos Brasileiros. Besnard Freres, Rio de Janeiro.
- CHARLWOOD J.D. 1996. Biological variation in *Anopheles darlingi* Root. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 91:391-398.
- CHRISTOPHERS, S.R. 1915. The male genitalia of *Anopheles*. Indian Journal of Medical Research, 3:371-394.

- CHRISTOPHERS, S.R. 1924. Provisional list and reference catalogue of the Anophelini. Part I. Provisional List of Species. Indian Medical Research Memoirs, 3:1-107
- CLARK-GILL, S. & R.D. DARSIE. 1983. The mosquitoes of Guatemala, their identification, distribution and bionomics. Mosquito Systematics, 15(3):151-284.
- CONN, J. 1990. A genetic study of the malaria vector *Anopheles nuneztovari* from Western Venezuela. Journal of the American Mosquito Control Association, 6:400-405.
- CONN J, S.E. MITCHELL & A.F. COCKBURN. 1998. Mitochondrial DNA analysis of the Neotropical malaria vector *Anopheles nuneztovari*. Genome, 41:313-327.
- CONN, J., Y. RANGEL & J.A. SEAWRIGHT. 1993. A new cytotype of *Anopheles nuneztovari* from Western Venezuela and Colombia. Journal of the American Mosquito Control Association, 9:294-301.
- CONN, J., A.F. COCKBURN, & S.E. MITCHELL. 1993. Population differentiation of the malaria vector *Anopheles aquasalis* using mitochondrial DNA. Journal of Heredity, 84:248-253.
- CONN, J.E., M.G.R. FREITAS-SIBAJEV, S.L.B. LUZ & H. MOMEN. 1999. Molecular population genetics of the primary malaria vector *Anopheles darlingi* using mtDNA. Journal of the American Mosquito Control Association, 15:468-474.
- CONN, J.E., J.P. BOLLBACK, D.Y. ONYABE, T.N. ROBINSON, R.C. WILKERSON & M.M. POVOA. 2001. Isolation of polymorphic microsatellite markers from the malaria vector *Anopheles darlingi*. Molecular Ecology Notes, 1:223-225.
- CORREA, R.R. 1949. Algunos informes sobre *Anopheles (Arribalzagia) intermedius* (Chagas, 1908), (Diptera: Culicidae). Archivos de Higiene e Saúde Publica, 14:81-87.
- COQUILLET, D.W. 1902. New forms of Culicidae from North America. Journal of the New York Entomological Society, 10:191-194.
- COUTINHO, J.O. 1937. Contribuição para o estudo do subgênero *Kerteszia* com a descrição do macho de *Anopheles (Kerteszia) bambusicolus* Komp, Livro de Homenagem a R. F. D'Almeida, 13:149-54.
- COVA-GARCÍA P. 1961. Notas sobre los Anofelinos de Venezuela y su identificación. Editora Grafos, C.A. 213 p.
- COVA-GARCÍA, P. & E. SUTIL. 1977. Claves gráficas para la clasificación de anofelinos de Venezuela. Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental. 92 p.
- COVA-GARCÍA, P., E. SUTIL ORAMAS & J.A. RAUSSEO. 1966. Mosquitos (Culicinos) de Venezuela I:1-410, II:1-413.
- COVA-GARCÍA, P., J. PULIDO F. & C.E. DE UGUETO. 1976. *Anopheles (Kerteszia) hilli* (Diptera: Culicidae), una nueva especie de Venezuela. Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental, 16(4):344-353.
- . 1977b. *Anopheles (Kerteszia) rollai*, nomen novum *Anopheles (Kerteszia) hilli* Cova-García, 1976 (non *Anopheles hilli* Woodhill & Lee 1944). Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental, 17:241.
- CURRY, D.P. 1931. *Anopheles (Anopheles) neomaculipalpus*. A new species of the *Arribalzagia* group of *Anopheles* from Panama. American Journal of Hygiene, 13:643-647.
- . 1932. Some observations on the *Nyssorhynchus* group of the *Anopheles* (Culicidae) of Panama. American Journal of Hygiene, 15:566-572.
- DARSIE, R.F. JR. & R.A. WARD. 1981. Identification and geographical distribution of mosquitoes of North America, North of Mexico. Mosquito Systematics Supplement, 1:1-313.
- DAVIS, N.V. 1931. A new anopheline mosquito from Para, Brazil. American Journal of Hygiene, 13:345-348.
- DA COSTA LIMA, A. 1928. Sobre algunas anophelinos encontrados no Brasil. Suplemento das Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 3:91-113.
- DA FONSECA, F. & A.D.S. RAMOS. 1940. *Shannonnesia* nov. nom. (Dipt. Culicidae). Revista de Entomologia, Rio de Janeiro, 11:966.
- DE MERIDA A.M, M.P. DE MATA. E. MOLINA, C.H. PORTER & W.C. BLACK IV. 1995. Variation in ribosomal DNA intergenic spacers among populations of *Anopheles albimanus* in South and Central America. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 53:469-477.
- DE MERIDA AM, M. PALMIERI, M. YURRITA, A. MOLINA, E. MOLINA & W.C. BLACK IV. 1999. Mitochondrial DNA variation among *Anopheles albimanus* population. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 61:230-239.
- DEANE, L.M, O.R. CAUSEY & M.P. DEANE. 1946a. Studies on Brazilian anophelines from the Northeast and Amazon regions. I. An illustrated key by adult female characteristics for the identification of thirty-five species of Anophelini, with notes on the malaria vectors (Diptera, Culicidae). American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 18:1-18.

- _____. 1946b. Studies on Brazilian Anophelines from the northeast and Amazon regions. I. An illustrated key by adult female characteristics for the identification of thirty-five species of Anophelini, with notes on the malaria vectors (Diptera: Culicidae). American Journal of Hygiene. Monographic series No. 18, Baltimore, Maryland.
- _____. 1946c. Studies on Brazilian Anophelines from the northeast and Amazon regions. III. An illustrated key by larval characteristics for the identification of thirty-two species of Anophelini, with description of two larvae. American Journal of Hygiene. Monographic series No. 18, Baltimore, Maryland.
- _____. 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). Revista do Serviço Especial de Saúde Pública, 1:309-336.
- _____. 1948. Notas sobre a distribuição e a biologia dos anofelinos das Regiões Nordeste e Amazônica do Brasil. Revista do Serviço Especial de Saúde Pública, 1:827-966.
- DEANE, L.M., J. FERREIRA-NETO, M.P. DEANE & I.P.S. SILVEIRA. 1970. *Anopheles (Kerteszia) cruzii*, a natural vector of the monkey malaria parasites, *Plasmodium simium* and *Plasmodium brasilianum*. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene, 64:647.
- DELGADO, N & Y. RUBIO-PALIS. 1992. Morphometric characterization of the malaria vector *Anopheles nuneztovari* (Diptera: Culicidae) from Western Venezuela. Mosquito Systematics, 24:231-241.
- _____. 1993. Identification of *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Diptera: Culicidae) occurring in Western Venezuela. Mosquito Systematics, 25(3):222-230.
- DYAR, H.G. 1918. Notes on American *Anopheles*. Insecutor Inscilae Menstruus, 6:141-151.
- _____. 1928. The mosquitoes of the Americas. Carnegie Institution of Washington publication, 387:1-616.
- DYAR, H.G. & F. KNAB. 1906. Notes on some American mosquitoes with descriptions of new species. Proceedings of the Biological Society of Washington, 19:159-172.
- _____. 1907. Descriptions of new mosquitoes from the Panama Canal Zone. Journal of the New York Entomological Society, 15:197-212.
- _____. 1908. Descriptions of some new mosquitoes from tropical America. Proceedings of the United States National Museum, 35(1632):53-70.
- EDWARDS, F. W. 1930a. Mosquito notes.- IX. *Bulletin of Entomological Research*, 21:287-306.
- _____. 1930b. Mosquito notes.- X. *Bulletin of Entomological Research*, 21:541-545.
- _____. 1932a. Diptera, Fam. Culicidae. Genera Insectorum. Fascicle 194. 259 p.
- ELLIOT, R. 1972. The influence of vector behavior on malaria transmission. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 21:755-763.
- ESTRADA-FRANCO, J.G., M. MA, G.C. LANZARO, R. GWADZ, C. GALVÁN-SÁNCHEZ, J.L. CÉSPEDES, R. VARGAS-SAGARNAGA & R. RODRÍGUEZ. 1992. Evidencia genética de un complejo de especie en *Anopheles pseudopunctipennis*. Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana, 113(4):297-300.
- ESTRADA, D.A., M.L. QUIÑONES, D.M. SIERRA, D.A. CALLE, F. RUIZ, H.F. ERAZO & Y.M. LINTON. 2003. Utilidad de la morfología de los huevos como un método indirecto para identificar *Anopheles benarrochi* Gabaldón, Cova-García & López, *Anopheles oswaldoi* (Peryassú) y *Anopheles rangeli* Gabaldón, Cova-García & López, (Diptera: Culicidae) en Putumayo, Colombia. Biomédica, 23:388-395.
- FARAN, M.E. 1979. *Anopheles (Nyssorhynchus) trinkae*, a new species in the Albimanus section (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 11:26-39.
- _____. 1980. Mosquito Studies (Diptera: Culicidae) XXXIV. A revision of the Albimanus Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. Contributions of the American Entomological Institute (Ann Arbor), 155:1-215.
- _____. 1981. Synonymy of *Anopheles (Nyssorhynchus) noroestensis* with *An. (Nys.) evansi*, with description of the male genitalia of the lectotype of *An. (Nys.) evansi* (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 13:86-90.
- FARAN, M.E. & K.J. LINTHICUM. 1981. A handbook of the Amazonian species of *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Dip.: Culicidae). Mosquito Systematics, 13:1-81.
- FLEMING, G. 1986. Biología y ecología de los vectores de la malaria en las Américas. Washington D.C. Organización Panamericana de la Salud, 55p.
- FLORES-MENDOZA, C., PEYTON E. L., WILKERSON, R. C. & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA R. 2004. *Anopheles (Nyssorhynchus) konderi* Galvão and Damasceno: neotype designation and resurrection from synonymy with *Anopheles (Nyssorhynchus) oswaldoi* (Peryassú) (Diptera: Culicidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 106: 118-132.

- FORATTINI, O.P. 1962. Entomologia Medica. Vol. I., Faculdade de Higiene e Saúde Pública, Universidade São Paulo, 662 p.
- _____. 1965a. Entomologia Medica. Vol. II. Faculdade de Higiene e Saúde Pública, Universidade São Paulo, 506 p.
- _____. 1965b. Entomologia Medica. Vol. III. Faculdade de Higiene e Saúde Pública, Universidade São Paulo, 416 p.
- FORATTINI, O.P. & M.A.M SALLUM. 1987 Studies on some species of *Culex* (*Melanoconion*), with the description of a new one from Southern Brazil (Diptera: Culicidae). *Revista de Saúde Pública*, 21(2):123-156.
- _____. 1989 Taxonomic study and redescription of *Culex* (*Melanoconion*) *theobald* (Lutz 1904) (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 84(4):201-208.
- _____. 1992. Cibarial armature as taxonomic characters for the *Spiseps* Section of *Culex* (*Melanoconion*) (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 24:70-84.
- _____. 1993a. Redescription of *Culex* (*Melanoconion*) *inadmirabilis* Dyar and synonymy of *Culex* (*Melanoconion*) *mistura* Komp and Rozeboom (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 25:77-88.
- _____. 1993b. Taxonomic study of some species of the educator group of *Culex* (*Melanoconion*) (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 25:89-109.
- FREITAS-SIBAJEV, M.G; J. CONN; S.E. MITCHELL; A.F. COCKBURN; J.A. SEAWRIGHT & H. MOMEN. 1995. Mitochondrial ADN and morphological analyses of *Anopheles darlingi* populations from Brazil (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 27(2):78-99.
- FRITZ, G.N, J. CONN, A. COCKBURN & J. SEAWRIGHT. 1994. Sequence analysis of the ribosomal DNA internal transcribed spacer 2 from population of *Anopheles nuneztovari* (Diptera: Culicidae). *Molecular Biology and Evolution*, 11:406-416.
- FRITZ, G.N., H. BERMÚDEZ & J.A. SEAWRIGHT. 1995. Genetic differentiation and diagnostic loci of *Anopheles nuneztovari*, *An. trinkae*, and *An. rageli* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 32(5):663-672.
- FRITZ, G.N., S. ENGMAN, R. RODRÍGUEZ, & R.C. WILKERSON. 2004. Identification of four vectors of human *Plasmodium* sp. by multiplex PCR: *Anopheles rangeli*, *An. strodei*, *An. triannulatus*, and *An. trinkae* (Diptera: Culicidae: *Nyssorhynchus*). *Journal of Medical Entomology*, 41(6):1111-1115.
- GABALDÓN, A. 1940. Estudios sobre anofelinos. Serie I. 1. Descripción de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *nuneztovari* n. sp. y consideraciones sobre una sub-división del grupo *Nyssorhynchus* (Diptera: Culicidae). *Publicaciones de la División de Malariología*. Caracas, 5:3-7
- _____. 1949. Malaria incidence in the West Indies and South America. Pp. 764-787, in: *Malariology*. (M.F. Boyd, ed.). Phila, W.B. Saunders.
- GABALDÓN, A. & P. COVA-GARCÍA. 1952. Zoogeografía de los Anofelinos en Venezuela: IV. Su posición en la región Neotropical y observaciones sobre las especies de esta región. *Revista Venezolana de Sanidad y Asistencia Social*, 17(3,4):171-209.
- GABALDÓN A., P. COVA-GARCÍA & J.A. LÓPEZ. 1940. Estudios sobre Anofelinos. Serie I. 2. *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *rangeli* una nueva especie de la subserie Oswaldoi (Diptera: Culicidae) de amplia distribución en Venezuela. *Publicaciones de la División de Malariología MSAS*. Publicación, 5:9-23.
- _____. 1941a. Estudios sobre anofelinos. Serie II. 1. *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *benarrochi* una especie de la subserie *triannulatus*. *Publicaciones de la División de Malariología*. Caracas, 7:3-24.
- _____. 1941b. Estudios sobre anofelinos. Serie II. 2. *Anopheles* (*Arthuromyia*) *vargasi*, n. sp. y redescrición del subgénero *Arthuromyia* Galvão, 1941. *Publicaciones de la División de Malariología*. Caracas, 7:25-56.
- GALINDO, P., F.S. BLANTON & E.L. PEYTON. 1954. A revision of the *Uranotaenia* of Panama with notes on other American species of the genus (Diptera, Culicidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 47:107-177.
- GALVÃO, A.L.A. 1940. Contribuição ao conhecimento dos anophelinos do grupo *Nyssorhynchus* de São Paulo e regiões vizinhas (Diptera, Culicidae). *Revista do Museu Paulista*, 24(1):399-484.
- _____. 1941b. Contribuição ao conhecimento das especies de *Myzorhynchella* (Diptera: Culicidae). *Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo*, 2:505-576.
- _____. 1943. Chaves para a determinação das especies do subgénero *Nyssorhynchus* do Brasil. *Arquivos de Higiene e Saúde Pública*, 8(19):141-162.
- GALVÃO A.L.A. & J. LANE. 1937a. Notas sobre os *Nyssorhynchus* de S. Paulo. II. Descrição de uma nova especie *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *pessoai* (Diptera: Culicidae). *Revista de Biologia e Higiene São Paulo*, 7(2):67-79.
- _____. 1937b. Nota sobre os *Nyssorhynchus* de S. Paulo. VII. Estudo sobre as variedades deste grupo com a descricao de *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *albitarsis* Arrib., 1878 var. *limai* n. var. *Annaes da Faculdade de Medicina de São Paulo*, 13:211-238.

- _____. 1941. Observações sobre alguns anofelinos de Salobra, Mato Grosso (Diptera, Culicidae). *Revista de Biología e Higiene*. São Paulo, 11:10-18.
- GALVÃO, A.L.A. & M.P. BARRETO. 1938a. Contribuição ao conhecimento dos primeiros estadios dos anophelinos de São Paulo. *Revista de Biología e Higiene*. São Paulo, 9:110-115.
- GALVÃO, A.L.A. & R.G. DAMASCENO. 1942a. *Anopheles (Nyssorhynchus) konderi* nova especie de *Anopheles* do vale do Amazonas e considerações sobre as especies do complexo *tarsimaculatus* (Diptera: Culicidae). *Folia Clinica et Biologica*, 14:115-135.
- _____. 1942b. Sobre um novo anofelino da Ilha de Marajó, *Anopheles (N.) marajoara* n. sp. *Anais Paulistas de Medicina e Cirurgia*, 44(5):424-427.
- GALVÃO A.L.A., J. LANE & R. CORREIA. 1937. Notas sobre os *Nyssorhynchus* de São Paulo. V. Sobe os *Nyssorhynchus* de Novo Oriente. *Revista de Biología e Higiene*. São Paulo, 8:37-45.
- GAST, A. 1943. Biología y distribución geográfica de los Anophelinos en Colombia. *Revista de la Facultad de Medicina*, 12(2):5-55.
- GONZÁLEZ, R. 2001. Análisis morfométrico y molecular de *Anopheles (Nyssorhynchus) darlingi* Root, 1926 (Dip.: Culicidae). Tesis PhD. Universidad del Valle, Cali, Colombia.
- GONZÁLEZ, R. & JR. R.F. DARSIE. 1996. Clave ilustrada para la determinación genérica de larvas de Culicidae de Colombia y del Nuevo Mundo. *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 4(1):21-37.
- GORHAM, J.R., C.J. STOJANOVICH & H.G. SCOTT. 1967. Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de Sudamerica Oriental. National Communicable Disease Center, Atlanta, D.C. 64 p.
- _____. 1973. Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de Sudamérica occidental. *Mosquito Systematics*, 5(2):97-156.
- HARBACH, R.E. 1991. A new subgenus of genus *Sabethes* (Diptera:Culicidae). *Mosquito Systematics*, 23:1-9.
- _____. 1994. Review of the internal classification of the genus *Anopheles* (Diptera: Culicidae): The foundation for comparative systematics and phylogenetic. *Bulletin of Entomological Research*, 84:331-342.
- _____. 2004. The classification of genus *Anopheles* (Diptera: Culicidae) a working hypothesis of phylogenetic relationships. *Bulletin of Entomological Research*, 94:537-553.
- _____. 2007. The Culicidae (Diptera): a review of taxonomy, classification and phylogeny. Pp. 591-638. in: Zhang, Z.Q. & Shear, W.A. (eds.) *Linnaeus Tercentenary: Progress in Invertebrate Taxonomy*. *Zootaxa*, 1668:1-766.
- HARBACH, R.E. & E.L. PEYTON. 1990. Transfer of the subgenus *Davismyia* from *Wyeomyia* to *Sabethes* and description of the type species, *Miomyia petrocchiae* (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 22:149-159.
- HARBACH, R.E. & K.L. KNIGHT. 1980. *Taxonomists Glossary of Mosquito Anatomy*. Plexus Publishing. Inc., Marlton, New Jersey, 415 p.
- _____. 1982. Corrections and additions to taxonomists glossary of mosquito anatomy. *Mosquito Systematics*, 13:201-217.
- _____. 1998. Phylogeny and classification of the Culicidae. *Systematic Entomology*, 23:327-370.
- HARBACH, R.E. & E.L. PEYTON. 1993. Morphology and evolution of the larval maxila and its importance in the classification of the Sabethini (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 25:1-16.
- _____. 2000. Systematics of *Onirion*, a new genus of Sabethini (Diptera: Culicidae) from the Neotropical Region. *Bulletin of the Natural History Museum of London*, 69(2):115-169.
- HARBACH, R.E. & J.C. NAVARRO. 1996. A new species of *Anopheles*, subgenus *Kerteszia* (Diptera: Culicidae) from Venezuela. *Entomologica Scandinavica*, 27:207-216.
- HARBACH, R.E. & G.R. SANDLANT. 1997. *CABIKEY Mosquito Genera of the World*. Windows CD-ROM, CAB International, Wallingford.
- HARBACH, R.E., D.R. ROBERTS & S. MANGUIN. 1993 Variation in the hind tarsal markings of *Anopheles darlingi* (Diptera: Culicidae) in Belize. *Mosquito Systematics*, 25:192-197.
- HARRISON, B.A., & E.L. PEYTON. 1984. The value of the pupal stage to anopheline taxonomy, with notes on anomalous setae (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 16:201-210.
- HAYES, J., G. CALDERÓN, R. FALCON & V. ZAMBRANO. 1987. Newly incriminated anopheline vectors of human malaria parasites in Junin Department, Peru. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 3(3):418-22.
- HEINEMANN, S.J. & J.N. BELKIN. 1978. Collection records of the project "Mosquitoes of Middle America" 12. Colombia (COA, COB, COL, COM). *Mosquito Systematics*, 10(4):493-539.

- HOWARD, L.O., H.G. DYAR, & F. KNAB. 1912. The mosquitoes of North and Central America and the West Indies. Carnegie Inst. Wash. Publ. No.159, Vol 1, 520 pp., 14 pls.; Vol 2(1913), x + 150 pls. Washington, D.C.
- HRIBAR, L. 1995. Costal wing spot variation within and among progeny of single female *Anopheles nuneztovari* (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 27:1-15.
- HUDSON, J.E. 1984. *Anopheles darlingi* Root (Diptera: Culicidae) in the Suriname rain forest. Bulletin of Entomological Research, 74:129-142.
- KITZMILLER, J.B., R.D. KREUTZER & E. TALLAFERRO. 1973. Chromosomal differences in populations of *Anopheles nuneztovari*. Bulletin of the World Health Organization, 48(4):435-445.
- KNIGHT K.L. 1978. Supplement to a catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae). Proceedings of the Biological Society of Washington. VI (Suppl.):107 p.
- KNIGHT K.L. & A. STONE. 1977. A catalog of mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae). The Thomas Say Foundation Entomological, 6:611 p.
- KOMP, W.H.W. 1937. The species of the subgenus *Kerteszia* of *Anopheles* (Diptera, Culicidae). Annals of the Entomological Society of America, 30:492-529.
1942. The anopheline mosquitoes of the Caribbean Region. National Institute of Health Bulletin, 179, 200p.
- KOMP, W.H.W. & E. OSORNO-MESA. 1936. The male and larva of *Anopheles (Kerteszia) boliviensis* Theobald (Diptera, Culicidae). Annals of the Entomological Society of America, 29:415-419.
- KREUTZER, R.D., J.B. KITZMILLER & E. FERREIRA. 1972. Inversion polymorphism in the salivary gland chromosomes of *Anopheles darlingi* Root. Mosquito News, 32:555-565.
- KREUTZER, R.D., J.B. KITZMILLER & M.G. RABBANI. 1976. Cytogenetically distinguishable sympatric and allopatric populations of the mosquito *Anopheles albitarsis*. Acta Amazónica, 6:473-481.
- KRZYWINSKI, J. & N.J. BESANSKY. 2003. Molecular Systematics of *Anopheles*: From Subgenera to Subpopulations. Annual Review of Entomology, 48:111-139
- KRZYWINSKI, J., R.C. WILKERSON & N.J. BESANSKY. 2001. Evolution of mitochondrial and ribosomal gene sequences in Anophelinae (Diptera: Culicidae): implications for phylogeny reconstruction. Molecular Phylogenetics and Evolution, 18:479-87
- . 2001. Toward understanding Anophelinae (Diptera, Culicidae) phylogeny: insights from nuclear singlecopy genes and the weight of evidence. Systematic Biology, 50:540-56.
- LANE, J. 1939. Catalogo dos mosquitos Neotropicos. Boletim Biológico Serie Monográfica No. 1. Clube Zoológico do Brasil. São Paulo. 218p.
- . 1953. Neotropical Culicidae. Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil, 1. 548 p.
- LANE, J. & N.L. CERQUEIRA. 1942. Os Sabetíneos da América (Diptera, Culicidae). Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo, 3:473-849.
- LANE, J. & L. WHITMAN. 1951. The subgenus *Microculex* in Brazil (Diptera, Culicidae). Revista Brasileira de Biologia, 11:341-366.
- LEHR M.A., C.W. KILPATRICK, R.C. WILKERSON & J.E. CONN. 2005. Cryptic species in the *Anopheles albitarsis* (Diptera: Culicidae) complex: incongruence between RAPD-PCR identification and analysis of mtDNA COI sequences. Annals of the Entomological Society of America, 98:908-917.
- LEVI-CASTILLO, R. 1945. Los anofelinos de la Republica del Ecuador. Tomo 1. Guayaquil, Artes Gráficas Senefelder C.A. Ltda. 172 p.
- . 1949. Atlas de los anofelinos Sudamericanos. Guayaquil, Sot. Filantrop. del Guayas. 207 p.
- LINLEY, J., L.P. LOUNIBOS & J. CONN. 1993. A description and morphometric analysis of the eggs of four South American populations of *Anopheles (Nyssorhynchus) aquasalis* (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 25:198-214.
- LINTHICUM, K.J. 1988. A revision of *Argyritarsis* section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. Mosquito Systematics, 20:98-271.
- LOUNIBOS, L.P. & J. CONN. 2000. Malaria vector heterogeneity in South America. American Entomologist, 46:238-249.
- LOUNIBOS, L.P., D. DUZAK & J. LINLEY. 1997. Comparative egg morphology of six species of the Albimanus section of *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology, 34:136-155.
- LOUNIBOS, L.P., R.C. WILKERSON, J.E. CONN, L.J. HRIBAR, G.N. FRITZ & J.A. DANOFF-BURG. 1998. Morphological, Molecular and chromosomal discrimination of cryptic *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Diptera: Culicidae) from South America. Journal of Medical Entomology, 35(5):830-838.

- LUTZ, A. 1903. Waldmosquitos und Waldmalaria. Centralbl. f. Bakt, Parasit. u. Infektionskrankh. Erste Abt., Bd., 33:282-292.
- LUTZ, A. & A. NEIVA. 1911. Notas dipterológicas-Dipterologische Mitteilungen. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 3:295-300.
- MCCRACKEN, I. 1904. *Anopheles* in California, with description of a new species. Mosquito News, 15:9-14.
- MALAFRONTTE, R.S., M.T. MARRELLI & O. MARINOTTI. 1999. Analysis of ITS2 DNA sequences from Brazilian *Anopheles darlingi* (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology, 36:631-634.
- MANGUIN, S., D.R. ROBERTS, E.L. PEYTON, I. FERNANDEZ-SALAS & M. BARRETO. 1995. Biochemical systematics and population genetic structure of *Anopheles pseudopunctipennis*, vector of malaria in Central and South America. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 53:362-377.
- MANGUIN, S., R.C. WILKERSON, J. CONN, Y. RUBIO-PALIS, J.A. DANNOFF-BURG & R. ROBERTS. 1999. Population structure of the malaria vector in South America, *Anopheles darlingi*, using isozyme, random amplified polymorphic DNA, internal transcribed spacer 2, and morphologic markers. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 60(3):364-376.
- MARRELLI, M.T., R.S. MALAFRONTTE, C. FLORES-MENDOZA, R. LOURENÇO DE OLIVEIRA, J.K. KLOETZEL & O. MARINOTTI. 1999. Sequence analysis of the second internal transcribed spacer of ribosomal DNA in *Anopheles oswaldoi* (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology, 36:679-684.
- MEIGEN, J.W. 1818. Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten, 1(36):333 p.
- MOTOKI, M. T., R. C. WILKERSON & M. A. M. SALLUM. 2009. The *Anopheles albitarsis* complex with the recognition of *Anopheles oryzalimnetes* Wilkerson and Motoki, n. sp. and *Anopheles janconnae* Wilkerson and Sallum, n. sp. (Diptera: Culicidae). Mem Inst Oswaldo Cruz, 104(6): 823-850.
- MOTOKI, M. T., Y. M. LINTON, F. RUIZ, C. FLORES-MENDOZA & M. A. M. SALLUM. 2007. Redescription of *Anopheles oswaldoi* (Peryassú, 1922) (Diptera: Culicidae), with formal lectotype designation. Zootaxa, 1588: 31-51.
- MUNSTERMANN, L.E. & J.E.CONN. 1997. Systematics of mosquito disease vectors (Diptera: Culicidae): Impact of molecular biology and cladistic analysis. Annual Review of Entomology, 42:351-369.
- NASCIMENTO, T.F.S. DO & R. LOURENÇO-DE-OLIVEIRA. 2002. *Anopheles halophylus*, a new species of the subgenus *Nyssorhynchus* (Diptera: Culicidae) from Brazil. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 97(6):801-811.
- NEIVA, A. & C. PINTO, 1922b. Consideracoes sobre o gênero *Cellia* Theobald, com a descrição de uma nova especie. Brasil Med., 36:355-357.
- NAVARRO J. C. 1996. Actualización taxonómica de la tribu Anophelini de Venezuela, con nueva clave para la identificación de larvas de 4 estadio. Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental. 36(1, 2):25-43.
- OSORNO-MESA, E. 1947. Una nueva especie de *Anopheles* de Bogota, Colombia. Caldasia, 4(20):431-446.
- PAPAVERO, N. & J.H. Guimares. 2000. The Taxonomy of Brazilian insects vectors of transmissible diseases 1900-2000. Then and now. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 95(1):109-118.
- PEREIRA, B.M. & J.O. COUTINHO. 1944. Sobre o gênero *Taeniorhynchus* Arribalzaga, 1891, com a descrição de três novas especies do subgênero *Taeniorhynchus* (Diptera, Culicidae). Arquivos de Higiene e Saúde Pública, 9:53-85.
- PERYASSÚ, A.G. 1908. Os Culicídeos do Brasil. Rio de Janeiro. 407 p.
- . 1921. Os anophelinos do Brasil. Arquivos do Museu Nacional, Rio de Janeiro, 23:5-101.
- . 1922. Duas novas especies de mosquitos do Brasil. A Folha Medica 3:179.
- PEYTON, E.L. 1993. *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *dunhami*, resurrected from synonymy with *Anopheles nuneztovari* and validated as a senior synonymy of *Anopheles trinkae* (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 25:151-156.
- PEYTON, E.L., D.R. ROBERTS, F.P. PINHEIRO, R. VARGAS & F. BALDERAMA. 1983. Mosquito collections from a remote unstudied area of southeastern Bolivia. Mosquito Systematics, 15(2):61-89.
- PEYTON, E.L., R.C. WILKERSON & R.E. HARBACH. 1992. Comparative analysis the subgenera *Kerteszia* and *Nyssorhynchus* of *Anopheles* (Diptera: Culicidae). Mosquito Systematics, 24:51-69.
- POSSO, C. E., R. GONZÁLEZ, H. CÁRDENAS, G. GALLEGU, M.C. DUQUE, M.F. SUAREZ. 2003. Random amplified polymorphic DNA analysis of *An. nuneztovari* (Diptera: Culicidae) from western and northeastern Colombia. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, 98(4):469-476.
- QUIÑONES, M.L., M.F. SUÁREZ, A. RODRÍGUEZ, G.A. FLEMING & L.E.GALVIS, 1984. Comportamiento de *Anopheles* (*Kerteszia*) *lepidotus* Zavortink, 1973, y su incriminación como posible vector de malaria en el Departamento del Tolima, Colombia. Biomédica, 4(1):5-13.

- QUIÑONES, M.L., R.E. HARBACH, D.A. CALLE, F. RUIZ, H.F. ERAZO & Y-M. LINTON. 2001. Variante morfológica de adultos hembras de *Anopheles benarrochi* (Diptera: Culicidae) en Putumayo, Colombia. *Biomédica*, 21:351-359.
- QUIÑONES, M.L., F. RUIZ, D.A. CALLE, R.E. HARBACH, H.F. ERAZO & Y-M. LINTON. 2006. Incrimination of *Anopheles (Nyssorhynchus) rangeli* and *Anopheles (Nys.) oswaldoi* as natural vector of *Plasmodium vivax* in Southern Colombia. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 101(6):617-623.
- REID, J.A. & K.L. KNIGHT. 1961. Classification within the subgenus *Anopheles* (Diptera: Culicidae). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 55(4):474-489.
- REINERT, J.F. 1975. Mosquito generic and subgeneric abbreviations (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 7(2):105-110.
- _____. 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera: Culicidae: Aedini), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 16(3):175-188.
- RODRÍGUEZ M.H., B. CHÁVEZ, A. OROZCO, E.G. LOYOLA & A. MARTÍNEZ-PALOMO. 1992. Scanning electron microscopic observations of *Anopheles albimanus* (Diptera: Culicidae) eggs. *Journal of Medical Entomology*, 29:400-406.
- ROOT, F.M. 1922a. The classification of American *Anopheles* mosquitoes. *American Journal of Hygiene*, 2(32):1-322.
- _____. 1922b. The larvae of American *Anopheles* mosquitoes, in relation to classification and identification. *American Journal of Hygiene*, 2:379-393.
- _____. 1923. The male genitalia of some American *Anopheles* mosquitoes. *American Journal of Hygiene*, 3:264-279.
- _____. 1926. Studies on Brazilian mosquitoes. I. The anophelines of the *Nyssorhynchus* group. *American Journal of Hygiene*, 6:684-717.
- _____. 1927b. Studies on Brazilian mosquitoes. II. *Chagasia fajardoi*. *American Journal of Hygiene*, 7:470-480.
- _____. 1927c. Studies on Brazilian mosquitoes. III. The genus *Culex*. *American Journal of Hygiene*, 7:574-598.
- _____. 1927d. Studies on Brazilian mosquitoes. IV. Notes on some Brazilian species of *Anopheles*. *American Journal of Hygiene*, 7:599-605.
- ROSS, E.S. & H.R. ROBERTS. 1943. Mosquito Atlas Part I. The Nearctic *Anopheles* Important malaria vectors of the Americas and *Aedes aegypti*, *Culex quinquefasciatus*. Lancaster Press. Lancaster. 44 pp.
- ROSA-FREITAS M.G. 1989. *Anopheles (Nyssorhynchus) deaneorum*: A new species in the Albitarsis complex (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 84:535-543.
- ROSA-FREITAS M.G., L.M. DEANE & H. MOMEM. 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. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 85:275-289.
- ROSAS-FREITAS, M.G., G. BROOMFIELD, A. PRIESTMAN, P. MILLIGAN, H. MOMEN & D.H. MOLYNEUX. 1992. Cuticular hydrocarbons, isoenzymes and behavior of three populations of *Anopheles darlingi* from Brazil. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 8(4):357-366.
- ROSA-FREITAS, M.G., R. LOURENÇO DE OLIVEIRA, J. CARVALHO-PINTO, C. FLORES-MENDOSA & T. SILVA DO NACIMENTO. 1998. Anopheline species complexes in Brazil. Current knowledge of those related to malaria transmission. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93(5):651-655.
- ROZEBOOM, L.E. 1942. Subspecific variations among Neotropical *Anopheles* mosquitoes, and their importance in the transmission of malaria. *American Journal of Tropical Medicine*, 22(3):235-255.
- RUBIO-PALIS, Y. 1998. Caracterización morfométrica de poblaciones del vector de malaria *Anopheles (Nyssorhynchus) darlingi* Root (Diptera: Culicidae) en Venezuela. *Boletín de Entomología Venezolana*, 13(2):141-172.
- _____. 2000. *Anopheles (Nyssorhynchus)* de Venezuela Taxonomía, Bionomía, Ecología e Importancia Médica. Escuela de Malariología y Saneamiento Ambiental, Maracay, Venezuela "Dr. Arnoldo Gabaldón", Maracay, Venezuela, 120 p.
- RUIZ, F. M.L. QUIÑONES, H.F. ERAZO, D.A. CALLE, J.F. ALZATE & Y-M. LINTON. 2005. Molecular differentiation of *Anopheles (Nyssorhynchus) benarrochi* and *An. (N.) oswaldoi* in Southern Colombia. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 100:155-160.
- SALLUM, M.A.M. 1994. Revisão da Seção Spiseps de *Culex (Melanoconion)* (Diptera: Culicidae). Tese, São Paulo: Faculdade de Saúde Pública. Universidade de São Paulo.
- SALLUM, M.A.M., R.C. WILKERSON, & O.P. FORATTINI. 1999. Taxonomic study of species formerly identified as *Anopheles mediopunctatus* and resurrection of *An. costai* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 36:282-300.

- SALLUM, M.A.M., T.R. SCHULTZ & R.C. WILKERSON. 2000. Phylogeny of Anophelinae (Diptera: Culicidae) based on morphological characters. *Annals of the Entomological Society of America*, 93:745-775.
- SALLUM, M.A.M., T.R. SCHULTZ, P.G. FOSTER, K. ARONSTEIN, R.A. WIRTZ & R.C. WILKERSON. 2002. Phylogeny of Anophelinae (Diptera: Culicidae) based on nuclear ribosomal and mitochondrial DNA sequences. *Systematic Entomology*, 27(3):361-382.
- Servicio de Erradicación de la Malaria, SEM. 1957. Plan de erradicación de la Malaria en Colombia. Bogotá: Ministerio de Salud. Volumen II.
- STEINER, W.W.M., S. NARANG, J.B. KITZMILLER & D.L. SWOFFORD. 1982. Genetic divergence and evolution in neotropical *Anopheles* (subgenus *Nyssorhynchus*). Pp. 523-550, in: Recent developments in the genetics of insect disease vectors. Champaign (IL). (W.W.M. Steiner, W.J. Tabachnick, K.S. Rai, S. Narang, eds.) Stipes Publishing.
- STOJANOVICH, C.J., R.J. GORHAN & H.G. SCOTT. 1966. Clave ilustrada para los mosquitos anofelinos de Venezuela. U.S. Department of Health Service. Communicable Disease Center. 44 p.
- STONE, A. 1957. Notes on types of mosquitoes in the Hungarian National Museum (Diptera, Culicidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 50:171-174.
- _____. 1961. A synoptic catalog of the mosquitoes of the world, Suppl. I (Diptera, Culicidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 63:29-52.
- _____. 1963. A synoptic catalog of the mosquitoes of the world, Suppl. II (Diptera, Culicidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 65:117-140.
- _____. 1967. A synoptic catalog of the mosquitoes of the world, Suppl. III (Diptera, Culicidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 69:197-224.
- _____. 1970. A synoptic catalog of the mosquitoes of the world, Suppl. IV (Diptera, Culicidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 72:137-171.
- _____. 1971. Corrections to the mosquito catalog supplements III and IV. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 73:180p.
- STONE, A., K.L. KNIGHT & H. STARCKE. 1959. A synoptic catalogue of the mosquitoes of the world (Diptera, Culicidae). *Entomological Society of America. The Thomas Say Foundation Entomological. Publ.*, 6:358p.
- STONE, A. & P. BARRETO. 1969. A new genus and species of mosquito from Colombia, *Galindomyia leei* (Diptera, Culicidae, Culicini). *Journal of Medical Entomology*, 6:143-146.
- SUÁREZ, M. F., M.L. QUIÑÓNEZ, G.A. FLEMING & M. ROBAYO. 1987. Clave gráfica de los anofelinos de Colombia. Ministerio de Salud Pública de Colombia. 57p.
- SUTIL, O.E. 1976. Redescrición de la especie *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) *nuneztovari* Gabaldón, 1940 y su distribución geográfica en Venezuela. *Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental*, 16:33-45.
- THEOBALD, F.V. 1901. Notes on a collection of mosquitoes from West Africa, and descriptions of new species. *Memorirs of the Liverpool School of Tropical Medicine*, 4:1-18.
- _____. 1901. A monograph of the Culicidae or mosquitoes. Vol. 2, 391p.
- _____. 1902. The classification of the Anophelina. *Journal of Tropical Medicine*, 5:181-183.
- _____. 1903. A monograph of the Culicidae or mosquitoes. Vol. 3. British Museum (Natural History). 359 p.
- _____. 1905a. Diptera. Fam. Culicidae. *Genera Insectorum*, 26:50p.
- _____. 1907. A monograph of the Culicidae or mosquitoes. Vol. 4. British Museum (Natural History). 639 p.
- _____. 1910. A monograph of the Culicidae or mosquitoes. Vol. 5. British Museum (Natural History). 646 p.
- TOWNSEND, C.H.T. 1934. Mosquitoes of the Rio Tapajos. *Revista de Entomología, Rio de Janeiro*, 4:486-499.
- WARD, R.A. 1984. Second supplement to "A catalog of the mosquitoes of the world" (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 16:227-270.
- _____. 1992. Third supplement to "A Catalog of the mosquitoes of the world (Diptera, Culicidae)". *Mosquito Systematics*, 24:177-230.
- WILKERSON, R.C. 1988. Notes and redescrptions of some *Anopheles* series Arribalzagia Holotypes (Diptera: Culicidae) in the British Museum (Natural History). *Proceeding of the Entomological Society of Washington*, 90(4):411-421.
- _____. 1990. Redescrptions of *Anopheles punctimacula* and *An. malefactor* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 27:225-247.
- _____. 1991. *Anopheles* (*Anopheles*) *calderoni* n. sp., A malaria vector of the arribalzagia series from Peru (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 23(1):25-38.

- WILKERSON, R.C. & M.A.M. SALLUM. 1999. *Anopheles (Anopheles) forattinii*: a New Species in Series Arribalzagia (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 36:282-300.
- WILKERSON, R.C. & E.L. PEYTON. 1990. Standardized nomenclature for the costal wing spots of the genus *Anopheles* and other spotted-wing mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 27(2):207-224.
- _____. 1992. The Brazilian malaria vector *Anopheles (Kerteszia) cruzii*: Life stage and biology (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 23(2):110-122.
- WILKERSON, R.C. T.V. GAFFIGAN & J.B. LIMA. 1995a. Identification of species related to *Anopheles (Nyssorhynchus) albitarsis* by Random Amplified Polymorphic Chain Reaction (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 9:721-732.
- WILKERSON, R.C., T.J. PARSONS, T.A. KLEIN, T.V. GAFFIGAN, E. BERGO & J. CONSOLIM. 1995b. Diagnosis by random amplified polymorphic DNA polymerase chain reaction of four cryptic species related to *Anopheles (Nyssorhynchus) albitarsis* (Diptera: Culicidae) from Paraguay, Argentina, and Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 32:697-704.
- WILKERSON, R.C., M.A.M. SALLUM, & O.P. FORATTINI. 1997. Redescription of *Anopheles (Anopheles) shannoni* Davis; a member of the Arribalzagia series from the Amazon basin (Diptera: Culicidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 99(3):461-471.
- ZAVORTINK, T.J. 1972. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXXVIII. The New World species formerly placed in *Aedes (Finlaya)*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 8(3)1-206.
- _____. 1973. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXIX. A review of the subgenus *Kerteszia* of *Anopheles*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 9:1-59.
- _____. 1979. Mosquito studies (Diptera, Culicidae) XXXV. The new sabethine genus *Johnbelkinia* and a preliminary reclassification of the composite genus *Trichoprosopon*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 35(17):1-61.
- ZAVORTINK, T.J., D.R. ROBERTS & A.L. HOCH, 1983. *Trichoprosopon digitatum* Morphology, biology, and potential medical importance. *Mosquito Systematics*, 15:141-148.

ÍNDICE DE NOMBRES CIENTÍFICOS

A

acanthotorinus, 49
albimanus, 54, 70, 104, 109, 110, 115, 121, 136, , 161,
164, 166, 195, 209, 213, 228, 239, 240
apicimacula, 50, 79, 98, 101, 126, 153, 155, 159, 181,
203, 204, 206, 207, 223, 239, 240
aquasalis, 51, 55, 57, 73, 105, 109, 110, 139, 163, 164,
166, 192, 209, 212, 213, 229, 239, 240
argyritarsis, 50, 51, 58, 71, 112, 113, 141, 142, 166,
168, 169, 193, 214, 215, 236, 239, 240

B

bambusicolus, 50, 53, 82, 87, 90, 129, 134, 145, 146,
149, 186, 197, 199, 217, 239, 240
bellator, 50, 54, 84, 88, 90, 147, 148, 149, 188, 198,
199, 218
benarrochi, 51, 56, 57, 73, 108, 110, 137, 139, 163,
164, 166, 190, 211, 212, 213, 232, 239, 240
boliviensis, 49, 50, 53, 54, 87, 132, 147, 148, 149, 197,
218, 239, 240
braziliensis, 51, 58, 59, 72, 111, 113, 121, 142, 143,
167, 168, 169, 195, 214, 215, 235, 239, 240

C

calderoni, 50, 52, 78, 97, 125, 126, 153, 182, 203, 220,
222, 239, 240
canorii, 49
costai, 50, 53, 78, 99, 101, 123, 124, 156, 157, 159,
180, 203, 205, 206, 207, 224, 239, 240
cruzii, 50, 53, 54, 82, 90, 134, 135, 145, 146, 149, 188,
198, 199, 219

D

darlingi, 51, 58, 71, 112, 113, 141, 142, 167, 168, 169,
193, 214, 215, 237, 239, 240

E

eiseni, 49, 50, 82, 102, 103, 129, 130, 158, 159, 183,
205, 227, 239, 240
evansae, 51, 56, 57, 75, 106, 140, 141, 165, 166, 192,
209, 212, 213, 239, 240

F

fluminensis, 50, 78, 97, 100, 124, 125, 153, 154, 159,
182, 203, 207, 222, 239, 240
forattinii, 49, 50, 53, 78, 98, 101, 123, 124, 156, 159,
180, 204, 206, 224, 239, 240

G

gilesi, 49, 81, 91, 93, 130, 149, 150, 151, 178, 200,
219, 239, 240

H

homunculus, 50, 53, 54, 84, 88, 90, 134, 147, 148, 149,
187, 197, 199, 218, 239, 240

I

intermedius, 49, 50

J

janconnae, 51, 59

K

kompi, 49, 76, 93, 94, 115, 131, 150, 151, 184, 201,
202, 220, 239, 240
konderi, 51, 53, 55, 73, 106, 138, 161, 192, 209, 239,
240

L

lepidotus, 50, 53, 54, 84, 87, 89, 90, 133, 147, 148,
149, 187, 198, 199, 218, 219, 239, 240

M

malefactor, 50, 52, 53, 78, 96, 101, 122, 123, 125, 152, 155, 159, 182, 203, 221, 239, 240
marajoara, 51, 58, 59, 75, 111, 113, 142, 143, 167, 168, 169, 194, 213, 214, 215, 234, 239, 240
mattogrossensis, 50, 79, 97, 101, 128, 156, 157, 159, 183, 204, 207, 222, 239, 240

N

neivai, 50, 53, 54, 83, 88, 90, 115, 121, 122, 128, 129, 134, 145, 146, 149, 187, 197, 198, 199, 219, 239, 240
neomaculipalpus, 50, 77, 100, 101, 121, 123, 126, 127, 155, 157, 159, 174, 181, 203, 205, 206, 207, 225, 239, 240
nimbus, 49, 76, 94, 115, 131, 150, 152, 185, 202, 220, 239, 240
nuneztovari, 50, 51, 55, 56, 57, 75, 107, 109, 137, 139, 140, 161, 163, 166, 191, 210, 212, 213, 231, 239, 240

O

oiketorakras, 49, 81, 85, 92, 93, 132, 149, 151, 178, 200, 201, 219, 239, 240
oswaldoi, 51, 55, 57, 67, 70, 73, 105, 110, 137, 138, 161, 162, 166, 192, 209, 212, 213, 229, 239, 240
oryzalimnetes, 51, 59

P

parvus, 51, 85, 104, 135, 160, 193, 208, 228, 239, 240
perassui, 50, 82, 98, 101, 119, 128, 154, 155, 159, 180, 204, 206, 207, 222, 239, 240

pholidotus, 50, 53, 84, 89, 90, 132, 133, 145, 146, 149, 187, 197, 198, 199, 219, 239, 240
pseudopunctipennis, 20, 49, 50, 53, 66, 67, 79, 102, 103, 129, 131, 157, 158, 159, 172, 173, 183, 205, 206, 226, 239, 240
punctimacula, 50, 52, 78, 96, 101, 125, 127, 152, 154, 159, 182, 203, 206, 207, 220, 239, 240

R

rangeli, 51, 57, 75, 107, 109, 110, 137, 138, 139, 160, 162, 166, 190, 210, 212, 213, 230, 239, 240

S

shannoni, 49, 50, 52, 81, 100, 101, 123, 124, 154, 155, 159, 182, 205, 225, 239, 240
squamifemur, 49, 81, 91, 121, 150, 177, 200, 201, 220, 239, 240
strodei, 51, 56, 57, 58, 72, 108, 110, 139, 140, 141, 165, 166, 174, 190, 211, 212, 213, 232, 239, 240

T

thomasi, 49, 76, 94, 131, 150, 152, 185, 201, 202, 220
triannulatus, 51, 55, 56, 57, 74, 109, 136, 137, 160, 162, 166, 194, 211, 212, 213, 233, 239, 240
trinkae, 50, 51, 57, 75, 108, 140, 163, 164, 166, 191, 194, 210, 212, 213, 232, 239, 240

V

vargasi, 49, 80, 92, 93, 132, 150, 151, 178, 200, 201
vestitipennis, 50, 81, 99, 122, 123, 152, 156, 157, 179, 204, 206, 207, 222, 239, 240.



Universidad
del Valle

Programa Editorial

Ciudad Universitaria, Meléndez
Cali, Colombia

Teléfonos: (+57) 2 321 2227
321 2100 ext. 7687

<http://programaeditorial.univalle.edu.co>
programa.editorial@correounivalle.edu.co