

**MANUAL DE CULÍCIDOS  
(DIPTERA: CULICIDAE)  
DE LA ZONA NORTE Y CENTRO DE CHILE,  
INCLUYENDO ISLA DE PASCUA**

**MANUAL DE CULÍCIDOS  
(DIPTERA: CULICIDAE)**  
DE LA ZONA NORTE Y CENTRO DE CHILE,  
INCLUYENDO ISLA DE PASCUA

Christian R. González, Carolina Reyes,  
María Isabel Jercic  
Laboratorio Entomología Médica  
Sección Parasitología  
Instituto de Salud Pública de Chile

Viviana Rada & Mónica Saldarriaga  
Laboratorio de Biología y Bioinformática.  
Facultad de Educación y Ciencias.  
Universidad Iberoamericana de Ciencias y Tecnología.

Carlos Pavletic & Alonso Parra  
Oficina Zoonosis y Vectores  
División de Políticas Públicas Saludables y Promoción  
Subsecretaría de Salud Pública  
Ministerio de Salud

Registro de Propiedad Intelectual  
año 2016  
I.S.B.N. 978-956-7770-11-3

Segunda Edición Actualizada  
Chile, Santiago, Año 2016.



---

**MANUAL DE CULÍCIDOS  
(DIPTERA: CULICIDAE)  
DE LA ZONA NORTE Y CENTRO DE CHILE,  
INCLUYENDO ISLA DE PASCUA**

---



## INDICE

---

<b>PRÓLOGO</b> .....	<b>7</b>
<b>I. AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>9</b>
<b>II. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>10</b>
<b>III. MORFOLOGÍA DE DIPTERA</b> .....	<b>12</b>
<b>IV. TAXONOMÍA DIPTERA</b> .....	<b>14</b>
<b>V. LA FAMILIA CULICIDAE</b> .....	<b>16</b>
1. Morfología de los adultos .....	16
2. Morfología de los estados inmaduros .....	16
3. Importancia médica y veterinaria .....	19
4. Colecta y preparación de Culícidos .....	20
5. Preparación de adultos .....	22
6. Estudios taxonómicos de Culicidae en Chile .....	22
7. Antecedentes biológicos .....	22
8. Especies de Culícidos distribuidos en el area norte y centro de Chile, .....	23
incluyendo Isla de Pascua	
8.1 Clave para los géneros de Culícidos adultos .....	24
8.2 Clave para las larvas de 4º estado de géneros de Culícidos .....	28
8.3. SUBFAMILIA CULICINAE .....	32
8.3.1 GÉNERO <i>Aedes</i> Meigen .....	32
8.3.2 GÉNERO <i>Culex</i> Linnaeus .....	40
8.4 Clave para las hembras de las especies de <i>Culex (Culex)</i> L .....	43
8.5 Clave para larvas de 4º estado de las especies de <i>Culex (Culex)</i> L .....	46
8.6 SUBFAMILIA ANOPHELINAE .....	71
8.6.1 GÉNERO <i>Anopheles</i> Meigen .....	71
<b>VI. VIGILANCIA DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR MOSQUITOS</b> .....	<b>79</b>
1. Relevancia de las enfermedades transmitidas por mosquitos .....	79
2. Situación Nacional de las enfermedades transmitidas por mosquitos .....	79
3. Vigilancia vectorial .....	82
3.1 Sistema de vigilancia vectorial de mosquitos de interés sanitario .....	82
4. Desafíos .....	89
<b>VII. USO DE HERRAMIENTAS MOLECULARES EN LA IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES VECTORAS</b> .....	<b>90</b>
<b>VIII. BIBLIOGRAFIA</b> .....	<b>92</b>



## PRÓLOGO

---

El éxito de las campañas de control vectorial en el pasado, nos ha posicionado como uno de los países que ha logrado controlar la presencia de enfermedades transmitidas por vectores. Entre ellas se encuentra la Malaria, de la cual no existe caso autóctono en Chile desde 1945, y en el caso de la enfermedad de Chagas, se logró certificar la interrupción de la transmisión vectorial en 1999.

Para el país, y para el Instituto de Salud Pública de Chile, mantener estos logros es un desafío, por lo que se hace indispensable contar con herramientas que entreguen conocimientos sobre la identificación de las principales especies de Culícidos, que es el grupo más significativo dentro de los vectores potencialmente transmisores de enfermedades.

Este Manual representa un aporte del Instituto de Salud pública de Chile, al conocimiento de la entomofauna del país.

Presenta información general, además de fotografías originales y mapas de distribución de las especies. De igual forma, se presentan las claves taxonómicas para la identificación de ellas.

El Manual, es un valioso material para apoyar a los equipos locales que trabajan en los programas de vigilancia y control de vectores del sector salud, como también para profesionales y estudiantes que requieran conocer más de este grupo de insectos.

En el libro se destacan dos importantes cambios en el contenido, como la descripción de una nueva especie en la tercera región del país dentro del género *Aedes*, denominada *Aedes sallumi*, cuya descripción fue realizada por profesionales del Instituto. Además de la actualización de los datos de distribución y descripción de algunas especies de culícidos en el territorio nacional.

Nuestro país, al igual que la mayoría de los países de la región, es catalogado como altamente vulnerable a los efectos del cambio climático los que se podrían ver reflejados en modificaciones de la flora y fauna, teniendo que estar preparados para dichos cambios, como en el caso reciente de la introducción del mosquito *Aedes aegypti* en el norte del país.

Este Manual, es una herramienta que entrega el Instituto de Salud Pública de Chile, para ayudar a la comunidad a enfrentar con conocimiento las posibles amenazas en materia de mosquitos, siendo un aporte real para los profesionales y la comunidad.

**Dr. Alex Figueroa Muñoz**

Director (TyP)

Instituto de Salud Pública de Chile



## I. AGRADECIMIENTOS

---

Todo trabajo que culmina, sólo se hace posible gracias a la colaboración de muchas personas que aportan con su entusiasmo, dedicación y empuje. La segunda edición del libro que entregamos, para acercarnos al conocimiento más certero de la biodiversidad de los mosquitos de Chile, no es distinto a lo anteriormente señalado, es decir su concreción es el fruto de muchas personas e instituciones que aportaron para su publicación. Es para nosotros una obligación agradecer muy sinceramente el aporte del Dr. Gerardo Mejías, SEREMI Valparaíso Oficina Provincial Viña del Mar (hoy en la Oficina Provincial Quillota), quien ha colaborado desde el inicio de esta ambiciosa tarea entregándonos material para estudiar y a la Dra. Ximena Goya, SEREMI Valparaíso Oficina Provincial Isla de Pascua, a Flora Tuki y Romina Araki quienes colaboraron en la colecta de material. A Salvador Ayala, Geógrafo del Departamento de Asuntos Científicos del Instituto de Salud Pública de Chile, quién elaboró los mapas que acompañan este trabajo. Agradecemos también a Luis Núñez por su apoyo en diseño y diagramación.

Especiales palabras dedicamos a Claudio Araya de la SEREMI Atacama/Oficina Provincial Vallenar, y Carlos Aguilera SEREMI Atacama, quienes hicieron posible obtener material de *Anopheles (Ny.) atacamensis* y *Aedes (Och.) sallumi*, su colaboración y entusiasmo trascendió más allá de sus obligaciones y tiempo. También agradecemos a los Doctores Pamela Peña, Manuel Gajardo, Emilio Paredes, Lissy Alvarado, Mauricio Ber-

toglia, Jorge González, Claudia Adones, Claudio Puebla, Fernando Mercado, Alejandra Poblete, Samuel Serrano, Ivan Wainright, Pedro Bodor, Annelise Fritz y José Segura; y sus equipos de trabajo, quienes facilitaron e hicieron posible nuestro trabajo en terreno.

Debemos agradecer también el apoyo del Dr. Alex Figueroa, Director del Instituto de Salud Pública de Chile, quien hizo posible la segunda edición de este manual.

## II. INTRODUCCIÓN

---

La biodiversidad, representa la diversidad de las formas de vida a todo nivel, desde los genes a los ecosistemas, teniendo como componentes la diversidad genética y ecológica de las poblaciones. La real dimensión de la biodiversidad del planeta, en su conjunto, es desconocida, estimándose entre 1,5 a 1,8 millones las especies conocidas. Del total de esta cifra, aproximadamente el 50% correspondería a insectos.

Conocer la naturaleza de la diversidad biológica es relevante toda vez que reviste importancia para la sobrevivencia de la sociedad en su totalidad. La diversidad de especies, en su conjunto, representa recursos reales o potenciales para el hombre, ya que muchas especies son, actualmente, utilizadas como alimento, generadoras de compuestos farmacológicos encontrados en las plantas y utilizados como medicinas, otras especies influyen sobre el clima, o realizan la polinización de las plantas para la obtención de frutos y semillas. Esta gran diversidad de especies y funciones sostiene la vida humana sobre el planeta.

Los insectos, constituyen el grupo con mayor número de especies registradas (entre los multicelulares), conociéndose más de un millón de especies. Debe reconocerse entonces, que los insectos representan uno de los componentes más importantes en los ecosistemas terrestres, que además cumplen funciones vitales para la mantención de la biosfera.

Los insectos se alimentan de una amplia variedad de sustratos, siendo su hábito más frecuente

el fitófago, es decir se alimentan de alguna de las partes de una planta. Sin embargo, alrededor de 14.000 especies, de cinco grupos distintos, tienen un hábito de alimentación hematófaga, es decir, se alimentan, en alguna fase de su ciclo biológico, de sangre; y de éstas, entre 300 a 400 especies, son las que presentan interés médico y veterinario al actuar como vectores de distinto tipo de patógenos, los cuales son causantes de serias y graves enfermedades, como Chagas, Tripanosomiasis Africana, Malaria, Dengue, Fiebre Amarilla, Chikungunya y Zika, entre otras. Estos insectos obtienen sangre desde distintos animales, preferentemente reptiles, aves y mamíferos, incluyendo al hombre. A los insectos hematófagos debemos agregar también a las garrapatas las cuales pueden actuar como vectores de patógenos. El grupo más relevante, por su impacto en la salud pública, lo constituyen los Dípteros (mosquitos, zancudos, tábanos, jerjeles, petros y polcos, entre otros)

El Orden Diptera es uno de los grupos de organismos más grandes, reuniendo más de 150.000 especies conocidas (Yeates & Wiegmann 1999). Los Dípteros han colonizado todos los continentes, incluyendo la Antártica y prácticamente todos los ambientes, excluyendo, al igual que la gran mayoría de los insectos, el mar abierto. Presentan gran plasticidad morfológica y ecológica, encontrándose desde formas adultas completamente aladas hasta otras ápteras, larvas que se alimentan de tejidos vegetales o animales hasta parasitoides y otras que consumen materia en descomposición.



No existe otro grupo de insectos, y artrópodos como por ejemplo garrapatas, que presente tanto impacto en la salud del hombre y los animales que los Dípteros, favoreciendo la propagación de patógenos que causan graves enfermedades que afectan a millones de personas. Al menos 11 familias de Dípteros reúnen especies que actúan como vectores biológicos y mecánicos de patógenos causantes de patologías que abarcan desde la Leishmaniasis, Bartonelosis, Filariasis, Tripanosomiasis hasta las Miasis, destacando entre ellas la familia Culicidae (mosquitos, zancudos) los que se asocian a enfermedades tan graves como la Malaria, Dengue, Fiebre Amarilla y Zika (González & Mac-Lean 2008).

Los Diptera se distribuyen en todas las regiones biogeográficas, presentando una alta abundancia especialmente en zonas donde otros grupos de Insecta se hacen escasos (Arroyo et al. 1983). El grupo ha sido catalogado y bien estudiado en distintas zonas (Brown 2001), aunque en Chile su estudio se ha centrado preferentemente en algunas familias (González 1995).

Los Diptera son un grupo monofilético bien definido que se apoya en 2 caracteres, alas posteriores reducidas (= halteres) y piezas bucales adaptadas para succionar líquidos. Recientes estudios moleculares sugieren que los Diptera estarían más relacionados al Orden Strepsiptera que a los Siphonaptera (pulgas) y Mecoptera (moscas escorpión).

### III. MORFOLOGÍA DIPTERA

---

Los Diptera, al igual que todos los insectos, presentan su cuerpo dividido en 3 regiones corporales (tagmas), cabeza, tórax y abdomen, cada uno de ellas con apéndices modificados y caracteres de importancia en la sistemática del orden (McAlpine 1981). La cabeza presenta áreas y, en algunas familias, desarrolladas cerdas que tienen importancia en la taxonomía del grupo; las antenas y las piezas bucales son los apéndices de este tagma, destacando entre éstas los palpos maxilares, particularmente importantes en los dípteros hematófagos ya que éstos llevan receptores capaces de detectar la temperatura, ácido láctico y el CO<sub>2</sub> de un hospedero. Los ojos compuestos son desarrollados ocupando gran parte de la cabeza; generalmente en el área superior de la cabeza llevan 3 ocelos que completan los fotorreceptores. Las antenas varían en su estructura, exhibiendo, en algunos casos, dimorfismo sexual; se componen de un segmento basal, unido a la cabeza, el escapo, uno intermedio, el pedicelo y otro terminal formado por un número variable de unidades, mayor en las familias más primitivas y reducido hasta 3, en las moscas más evolucionadas. Las piezas bucales forman un órgano tubular conocido como probóscide formado por un número variable de estructuras y que se presenta en dos tipos principales, el tipo picador chupador (encontrado en las formas hematófagas y predatoras, tales como Culicidae y Asilidae respectivamente) y el tipo chupador (como en Muscidae). Las estructuras que conforman la probóscide (3

no pareadas: labro, labio e hipofaringe; y 2 pareadas: mandíbulas y maxilas) se presentan altamente variables y modificadas, una situación extrema ocurre con las mandíbulas que sólo se presentan funcionales en las hembras de 12 familias (muchas de ellas hematófagas), el resto ha perdido esta estructura por una adaptación a un tipo de alimentación particular.

El tórax está formado por 3 segmentos (protórax, mesotórax y metatórax), siendo el mesotórax el más desarrollado ya que aloja, internamente, los músculos del vuelo del único par de alas. Cada segmento lleva un par de patas, el mesotórax el primer par de alas y el metatórax los halteres. El tagma torácico presenta una serie de caracteres utilizados en la identificación y caracterización de las familias. El único par de alas exhibe distintas características, entre las que destaca la venación y la setulación de éstas. La venación, reducida en términos generales si es comparada con otros órdenes de Insecta, varía a través del Orden y es de fundamental valor taxonómico. Los halteres o balancines sirven como órganos para mantener la estabilidad durante el vuelo. Las patas, y su diversidad de estructura, también provee útiles caracteres taxonómicos, particularmente destacado es el acrópodo (extremo del tarso terminal de la pata) que entrega importantes caracteres.

El abdomen está constituido primitivamente, al igual que el resto de los insectos, por 11 segmentos. Sin embargo, existe una tendencia al acortamiento de este tagma por coalescencia, reducción o retrac-

ción de los segmentos terminales hacia el interior de los segmentos proximales. El tamaño y disposición de la pilosidad y las cerdas de los tergitos o esternitos entrega útiles caracteres de valor taxonómico. Los elementos que forman tanto la genitalia femenina como masculina se utilizan, y presentan gran utilidad, en la diferenciación de los taxones tanto a nivel de categorías superiores (Subórdenes) como de rango inferior (familias, géneros).

Los estados inmaduros de Diptera son variables respecto de su morfología externa, con todas las larvas ápodas (sin patas). Las estructuras de la cabeza de las larvas van desde las bien desarrolladas y expuestas con piezas bucales adaptadas para picar y succionar hasta las que presentan estructuras reducidas parcial o completamente y retraídas dentro del tórax y con piezas bucales adaptadas para perforar y raspar. El número de segmentos del cuerpo larval es variable ya que, algunos de ellos, pueden estar fusionados o sub-

divididos. El carácter más distintivo de las larvas de Diptera, es la ausencia de patas torácicas, aunque este carácter también está presente en otros órdenes de insectos. El hábitat de desarrollo de los estados inmaduros es variable y puede abarcar desde hábitats acuáticos (Tipulidae, Culicidae, Blephariceridae), semiacuáticos (Tabanidae, algunos Ephydriidae) y terrestres (Bibionidae, Anisopodidae, Xylophagidae, Mydidae, Asilidae). Otras se desarrollan en tejidos vegetales (Cecidomyiidae, Tephritidae) o bien son endoparásitas en distintos grupos animales (Acroceridae, Nemestrinidae, Tachinidae) (Foote 1991). El número de estados en el desarrollo larval varía entre 4 y 9 (usualmente 4) para los Diptera más primitivos y de sólo 3 para los Diptera superiores. El ciclo de desarrollo larval puede comprender desde pocos días (Culicidae, Muscidae) hasta 2 o 3 años especialmente bajo condiciones ambientales extremas (Tabanidae) (Coscarón & González 1991).

## IV. TAXONOMÍA DIPTERA

---

Los Diptera han sido clasificados en al menos 130 familias, entre 22-32 superfamilias, 8 a 10 infraórdenes y 2 subórdenes (Yeates & Wiegmann 1999). Esta proposición de clasificación vino a modificar la utilizada y muy extendida clasificación que agrupaba a los dípteros en 3 subórdenes; Nematocera, Brachycera y Cyclorrhapha y este último con las Secciones Aschiza y Schizophora, la cual fue frecuentemente subdividida en Calyptratae (Calíptrados), Acalyptratae (Acalíptrados) y Pupipara (Richards & Davies 1984).

Los Nematocera, hoy en día llamados "Diptera Inferiores", se distinguen, entre otros caracteres de los adultos por presentar patas largas y delgadas además de antenas multisegmentadas. Las larvas presentan una bien desarrollada cápsula cefálica, siendo la gran mayoría de ellas acuáticas o semiacuáticas (McAlpine & Wood 1989). Los Dípteros inferiores incluyen 40 familias y algo más de 52.000 especies conocidas (Brown 2001). Se subdivide en 7 Infraórdenes, dentro de los que destacan Culicomorpha y Psychodomorpha que incluyen especies de familias de Diptera de hábitos hematófagos tales como Culicidae (zancudos), Ceratopogonidae (polvoritas), Simuliidae (jerjeles) y Psychodidae y, por consiguiente, de importancia médica y veterinaria.

Los Brachycera presentan características antenas cortas, aunque también varios otros caracteres (McAlpine & Wood 1989), e incluyen más de 82.000 especies y sus larvas se encuentran en variados ambientes (Brown 2001). Se subdividen en 4 Infraórdenes, destacando Tabanomorpha que reúne especies de las familias Tabanidae y Athericidae, ambas con representantes hematófagos. El infraorden Muscomorpha comprende el 92% de las especies de Brachycera e incluye especies importantes desde un punto de vista de salud pública como las encontradas en las familias Muscidae (mosca doméstica), Fanniidae y Calliphoridae (moscos).

La Familia Culicidae (zancudos, mosquitos) merece particular atención en todo el mundo, dada la importancia médica y veterinaria de éstos como reservorio y vectores de enfermedades. Son potenciales vectores biológicos de distintos tipos de virus, protozoos y nematodos, afectando tanto al hombre como a los animales domésticos, tales como Malaria (Lounibos, 2002), Dengue (Moncayo et al., 2004), Fiebre Amarilla (Vasconcelos et al., 2004), Virus del Nilo Occidental (Kilpatrick et al., 2005), Fiebre del Valle del Rift (Diallo et al., 2005) y algunos nemátodos (Gratz, 2004), entre otras. También, dadas las ca-

pacidades de las distintas especies de Culicidae, para colonizar nuevas regiones con éxito, como es el caso de *Aedes aegypti* y varias especies de *Anopheles* los riesgos potenciales de su acción son concretos (Aviles et al., 1999; Domínguez y Lagos, 2001; Gratz, 2004).

La familia se subdivide en 2 subfamilias, Anophelinae y Culicinae, 41 géneros y más de 3.400 especies conocidas en el mundo (Harbach 2007).

Se reconocen por su probóscide alargada y las escamas sobre la mayor parte de sus cuerpos. Los culícidos tienen una distribución mundial, siendo particularmente abundantes en las regiones tropicales y subtropicales. Se encuentran ausentes solo en la Antártica y en algunas islas. Se han encontrado en alturas de hasta 5.500 msnm y en profundas minas a 1.250 m bajo el nivel del mar.



## V. LA FAMILIA CULICIDAE

---

### 1. MORFOLOGÍA DE LOS ADULTOS

Los adultos de culícidos (Fig. 1) son pequeños de entre 3,0 a 9,0 mm de largo, cuerpo, patas y alas alargadas, con colores variables; superficie corporal cubierta de escamas, setas y fina pilosidad lo que otorga patrones de ornamentación característicos para cada especie.

Cabeza pequeña, subesférica, ojos reniformes, con facetas de igual tamaño, similares en ambos sexos, ocelos ausentes. Probóscide prominente, proyectada anteriormente, adaptada para picar en la hembra, machos nectarípagos; piezas bucales tipo estilete, encerradas en una vaina formada por el labio con los estiletes mandibulares y maxilares participando activamente en el proceso de picada. Antenas largas y filamentosas, con escapo pequeño, pedicelo globoso y 13 delgados flagelómeros, cada uno de ellos con pilosidad más abundantes en el macho que en la hembra. Palpos variables en longitud en los distintos grupos, cortos en las hembras de culicinos (especies de *Aedes* y *Culex*, por ejemplo) y más largos que la probóscide, en ambos sexos, en anofelinos (especies de *Anopheles*). Tórax ovoide, ancho dorsalmente y usualmente con escamas, menos abundantes lateralmente, mesonoto con marcas de color; escutelo corto, frecuentemente arqueado o trilobulado, con un postnoto grande, usualmente desnudo. Alas largas y delgadas, con escamas y con un característico patrón de venas bastante uniforme al interior de la familia (Fig. 2).

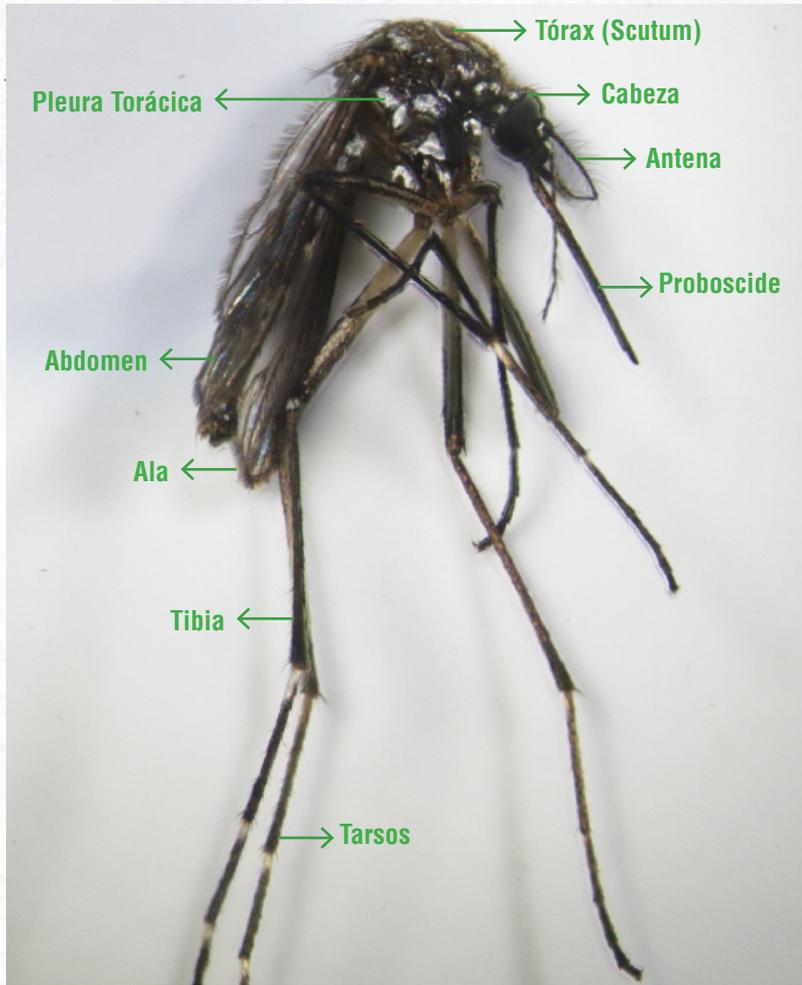
Halter usualmente con escamas. Abdomen segmentado, delgado, subcilíndrico con segmentos 5-8 progresivamente más pequeños; segmento 9 pequeño y llevando los cercos, el lóbulo postgenital de la hembra y los claspers y otras estructuras de la genitalia en el macho.

### 2. MORFOLOGIA DE LOS ESTADOS INMADUROS

Las larvas de mosquitos ocupan una amplia variedad de microhábitas, encontrándose en cuerpos de agua temporales o permanentes, aunque un gran número de especies son también encontradas en agujeros de árboles, rocas y plantas epífitas. La mayoría de las larvas se alimentan de las partículas en suspensión y microorganismos que extraen del agua con los cepillos bucales filamentosos. Otras especies son depredadores obligatorias o facultativas que capturan y se alimentan en gran medida de los estados inmaduros de otros mosquitos a través de las modificaciones de las mandíbulas o sus cepillos maxilares. La mayoría de las larvas de mosquitos obtienen el oxígeno de la atmósfera al subir hasta la superficie del agua, aunque otras especies obtienen el oxígeno de los vasos de aire de plantas acuáticas, con un sífon especializado. La larva, que pasa por 4 estados, presenta su cuerpo ornamentado con numerosas setas, las cuales son importantes para la clasificación e identificación a nivel específico. Las setas

**Fig. 1.**

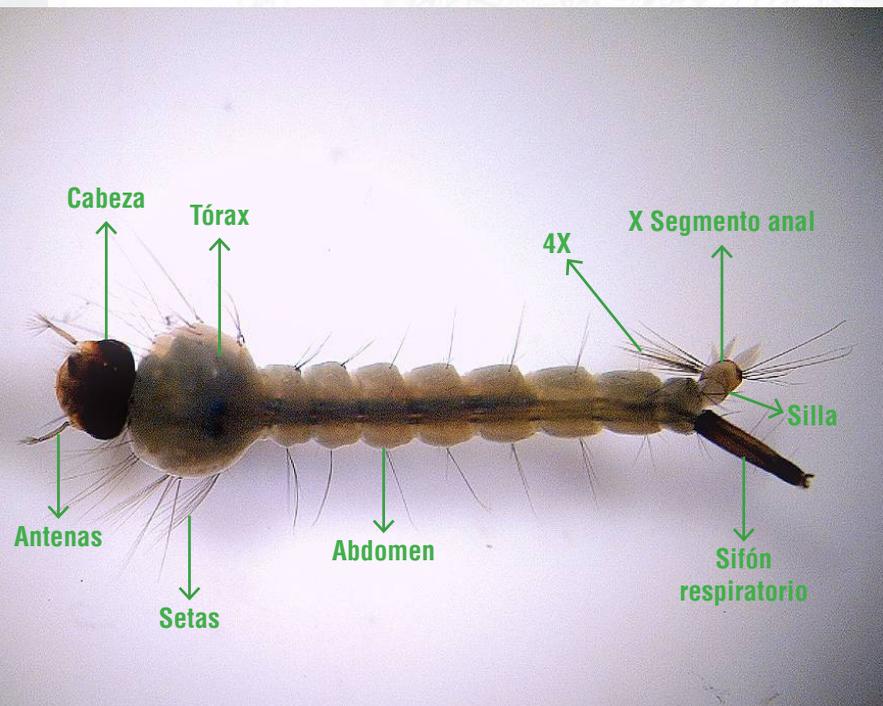
Aspecto general de un adulto de culicido



**Fig. 2.**

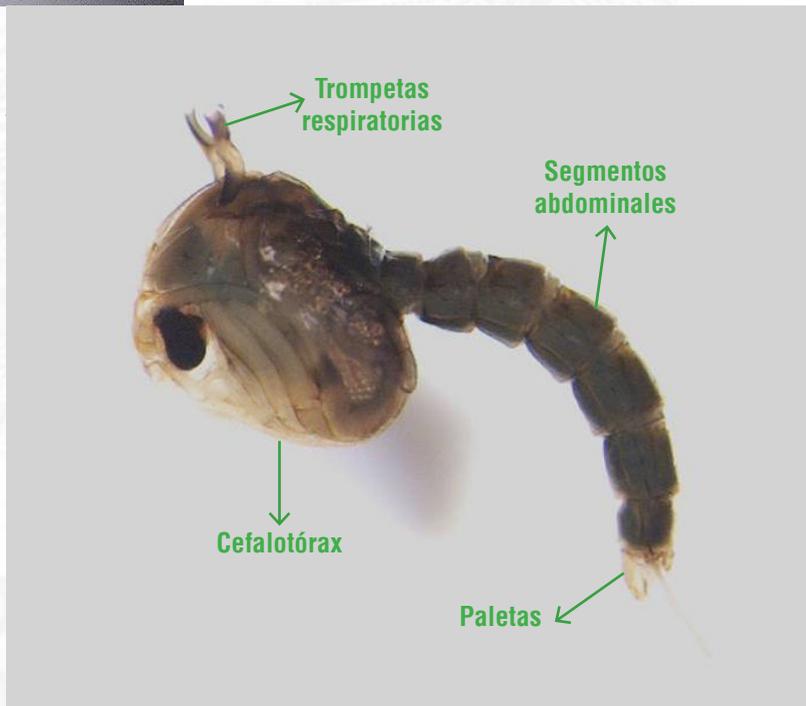
Ala de *Culex (Culex)* sp mostrando venación. (4X)





**Fig. 3.**  
Aspecto general de la larva de un  
culicido

**Fig. 4.**  
Aspecto general de la pupa de un culicido.



son estudiadas respecto de su posición, largo y número de ramas que la forman, entre otras características. La cabeza es de forma variable, con antenas bien separadas, de un solo segmento y surgiendo desde el margen anterolateral de la cabeza. El cepillo labral está formado por finos pelos, los cuales algunas veces se presentan reducidos. Tórax desarrollado, compuesto de 3 segmentos completamente fusionados llevando varias setas, algunas como mechones laterales. Abdomen con 10 segmentos; segmentos I-VII con más de 13 pares de setas; segmento VIII con un órgano respiratorio dorsal, con espiráculos al mismo nivel de la superficie del cuerpo, rodeados por placas en Anophelinae o espiráculos ubicados al final de un sifón, en otras subfamilias A cada lado del segmento VIII se observan escamas, cuyo conjunto se denomina cepillo. El sifón es una útil estructura diagnóstica y lleva, ventrolateralmente una corrida variable en número, de dientes, denominados dientes del pecten, además de un número variable de setas, destacando la seta 1-S. El segmento X, o segmento anal, presenta una silla dorsal o anillo esclerotizado, con largas setas dorsales y usualmente con un desarrollado cepillo ventral donde destaca el par 4-X; con 2 pares de papilas anales (Stone, 1981). (Fig. 3)

Las pupas también acuáticas, con la cabeza y el tórax fusionados formando un prominente cefalotórax, que lleva anterolateralmente, 2 trompetas respiratorias. El abdomen está dividido en 9 segmentos de los cuales solo son visibles 8, y están provistos de numerosas setas cuyo número y distribución son de importancia para su identificación. El último segmento abdominal posee un par de placas terminales denominadas paletas, las que se utilizan para separar especies en algunos grupos (Rossi y Almirón 2004). (Fig. 4)

### 3. IMPORTANCIA MÉDICA Y VETERINARIA

Los mosquitos son el grupo de artrópodos de importancia médica y veterinaria más relevante. Los mosquitos son responsables de la transmisión de una amplia variedad de virus, bacterias (solo transmisión mecánica), protozoos y nematodos que causan graves enfermedades al hombre y los animales domésticos. Dentro de las principales afecciones se encuentran Malaria, Dengue, Encefalitis, Filariasis, Chikungunya y Zika, entre otras. La transmisión de estos patógenos es generalmente biológica, es decir, el parásito debe pasar obligatoriamente un período de replicación y propagación en el vector insecto. Lo anterior se logra gracias al hábito hematofago de las hembras que contraen el patógeno desde un vertebrado hasta pasarlo a otro, siempre que la ecología y fisiología del mosquito se la apropiada para la transmisión. Para una transmisión exitosa se requieren múltiples picadas.

En términos de morbilidad y mortalidad, causada por las enfermedades vectoriales, los mosquitos son los vectores más peligrosos, principalmente en las regiones tropicales y subtropicales del planeta en donde millones de personas son potencialmente afectadas.

La Malaria humana, causada por protozoos del género *Plasmodium*, es la principal enfermedad vectorial afectando a más de 100 países. Son cuatro las especies de *Plasmodium* (*P. malariare*, *P. ovale*, *P. vivax* y *P. falciparum*) las principales causantes de la Malaria humana; todas estas especies son transmitidas por al menos 40 especies del género *Anopheles*. Al menos otras 20 especies de *Plasmodium* se encuentran en otros primates, en mamíferos y alrededor de 40 en aves y reptiles. Para el hombre la especie más maligna, por la mortalidad que puede causar, es *P. falciparum*. En América Central

y del Sur, la Malaria es un grave problema de salud pública con varias especies vectoras: *Anopheles albimanus*, *An. darlingi* y *An. pseudopunctipennis*. Esta última especie se encuentra en el extremo norte del país y fue el foco principal de lucha del Dr. Juan Noé y causante de los casos de Malaria endémica de Chile hasta el año 1945. El *Plasmodium vivax* es el principal parásito en las Américas, con alrededor del 75% de los casos.

Los arbovirus son virus que replican al interior de hospederos artrópodos y son transmitidos por éstos a los vertebrados. Los artrópodos adquieren el parásito al succionar sangre, durante la viremia (circulación del parásito en los vasos sanguíneos superficiales) desde un hospedero infectado. Los arbovirus también pueden pasar, de una generación a otra, por medio de la transmisión transovárica (Transmisión vertical). Se reconocen más de 500 arbovirus y de éstos aproximadamente 100 pueden afectar al hombre y 40 a los animales domésticos. Los más importantes arbovirus transmitidos por mosquitos al hombre pertenecen a tres familias: Togaviridae (género *Alphavirus* causante del Chikungunya, Encefalitis Equina), Flaviviridae (género *Flavivirus* causante de la Fiebre Amarilla, Dengue, Zika, West Nile, Encefalitis de San Luis) y la familia Bunyaviridae (género *Phlebovirus* causante de la Fiebre del Valle del Rift). Distintas especies del género *Aedes* (*Ae. aegypti*, *Ae. albopictus*, *Ae. polynesiensis*, entre otras), *Culex* (*Cx. tarsalis*, *Cx. pipiens*, *Cx. quinquefasciatus*, entre otras) son los principales vectores de los distintos arbovirus mencionados.

En los trópicos y subtrópicos de Asia, África, Pacífico Oeste, el Caribe y Sud América la Filariasis Linfática afecta a millones de personas de alrededor de 80 países. En éstos, alrededor del 90% de las infecciones son causadas por la filaria *Wuchereria bancrofti*. Las filarias son principalmente transmitidas por distintas especies de los géneros *Culex* (*Cx. pipiens* y *Cx. quinquefasciatus*) y *Mansonia*.

Otra importante Filaria es *Dirofilaria immitis* que causa Dirofilariasis cardiovascular en los perros. Al menos unas 26 especies de mosquitos han sido implicadas en la transmisión de esta filaria correspondientes a los géneros *Culex*, *Aedes*/*Ochlerotatus*.

#### 4. COLECTA Y PREPARACIÓN DE CULÍCIDOS

El material entomológico inmaduro necesario para los estudios taxonómicos, se obtiene por medio de la utilización de pipetas Pasteur de poliuretano revisando los distintos depósitos de aguas, tanto naturales como artificiales (Fig. 5 A y B) o bien por colecta por medio de una bandeja plana de preferencia de colores claros para facilitar la observación y captura de las formas inmaduras.

Las larvas colectadas se trasvasian a recipientes plásticos herméticos, de tapa rosca, los que son llenados hasta la mitad de su capacidad con la misma agua en la cual fueron colectadas, permitiendo así la respiración de las larvas, las cuales si bien son acuáticas respiran aire; se registran los respectivos datos de colecta y las características del hábitat idealmente y, si se dispone de un GPS, los puntos de colecta deben ser georreferenciados. Posteriormente, las muestras son trasladadas al laboratorio para su crianza y mantenidas en frascos con los datos de colecta (Fig. 6). Parte del material inmaduro colectado se cría en condiciones de laboratorio hasta obtención de los adultos, la otra parte del material es sacrificada en agua caliente y luego traspasado a alcohol a 70° para su estudio y caracterización morfológica. Para la realización de estudios moleculares se requiere guardar el material en alcohol al 90%.



**Fig. 5 A.**

Colecta de material inmaduro de culicidos desde el agua.

**Fig. 5 B.**

Colecta de material inmaduro de mosquitos desde el agua.



**Fig. 6.**

Frascos de crianza de material inmaduro de mosquitos



## 5. PREPARACIÓN DE ADULTOS

Una vez emergidos los adultos se retiran desde los recipientes de crianza con una bolsa plástica y son traspasados a frascos color ámbar cubiertos con parafilm, se rotulan y mantienen por 24 h. en oscuridad favoreciendo con esto la rotación en 180° de la genitalia del macho, característica importante para su posterior identificación.

Una vez pasadas 24 h los adultos, ubicados dentro de los frascos ámbar, se introducen en el freezer a -20°C durante 2 horas produciendo la muerte del ejemplar. Esta técnica tiene la ventaja de ser inocua para el manipulador, económica y fácil de realizar. Los adultos luego de muertos, se trasladan a placas petri debidamente rotuladas con el número de la muestra de origen y posteriormente son montados en alfileres entomológicos para su estudio e identificación bajo microscopio estereoscópico.

## 6. ESTUDIOS TAXONÓMICOS DE CULICIDAE EN CHILE

El estudio taxonómico de las distintas familias de Diptera en Chile es exiguo y está centrado en un reducido grupo de taxones, desatendiendo aspectos relevantes de la taxonomía, biología, conocimiento de las formas inmaduras de las especies y su asociación con los adultos, situación que ante eventuales riesgos de la llegada de enfermedades, pudiera dificultar su adecuado tratamiento y combate (González, 1995, Pates y Curtis, 2005).

Las especies chilenas de Culicidae, han sido conocidas y estudiadas gracias al trabajo y las colectas efectuadas por naturalistas europeos en nuestro territorio durante el siglo XVII (Papavero, 1973), además de los aportes de Philippi (1865)

en base al material colectado en los alrededores de Valdivia; el primer catálogo para la familia, publicado por Reed (1888); la serie de "Diptera of Patagonia and South Chile" (Edwards, 1930), basada principalmente en las colectas realizadas por Edwards y Shannon y la obra de Stuardo (1946), que publica el último catálogo para el Orden.

González et al. (2005), citan para el país sólo 13 especies agrupadas en 4 géneros, con *Culex Linnaeus* como el taxón más diversificado en cuanto a número de especies. En vista del endemismo de muchos elementos de la fauna chilena, es probable que una fauna muy interesante de culícidos quede por describir (Ward, 1977).

## 7. ANTECEDENTES BIOLÓGICOS

Los mosquitos cuentan, al igual que otras especies de insectos, con especiales adaptaciones para colonizar prácticamente cualquier hábitat acuático, desde aquellos que son temporales o permanentes, con alta cantidad de nutrientes ("agua sucia") o escasos nutrientes ("agua limpia"). Algunas especies "invasoras" como por ejemplo *Aedes aegypti*, *Aedes albopictus*, *Culex pipiens*, tienen la capacidad de desarrollarse en pequeños recipientes con muy escasa cantidad de agua. *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus* se adaptan muy bien a los cambios climáticos y medio ambientales, por ejemplo la resistencia de sus huevos a la desecación lo que les permite, con esta característica, sobrevivir por más de seis meses. Esta característica, de su ciclo biológico, les entrega la posibilidad de colonizar extensas áreas geográficas.

Las hembras de mosquitos pueden llegar a colocar, dependiendo de la especie, hasta más de 500 huevos. La oviposición, en la mayoría de las especies, ocurre unos 4 días después de la

primera ingesta de sangre (especies anautogénicas), aunque existen otras especies que pueden colocar, una primera postura de huevos, sin haber ingerido sangre (especies autogénicas). Las hembras pueden disponer sus huevos individualmente (*Anopheles*, *Aedes*) o bien en grupos (balsas) que pueden tener cientos de huevos (*Culex*). Los huevos, en ambos grupos, tienen adaptaciones para la flotación. El tiempo de duración de eclosión de los huevos, varía entre las especies y las adaptaciones abióticas que tengan a un determinado ambiente.

Las larvas se alimentan de microorganismos, algas, protozoos y otros invertebrados, pudiendo clasificarse en filtradores (por ejemplo las larvas de *Culex* y algunas especies de *Aedes*), nadadores (la mayoría de las especies de *Anopheles* y *Aedes*). Las larvas de *Anopheles* se mantienen horizontales a la superficie del agua, mientras que las de *Aedes* y *Culex* se mantienen “colgadas” de la superficie del agua por el sifón respiratorio.

Las larvas de mosquitos pasan por cuatro estadios larvarios, antes de alcanzar el estado de pupa. La duración de cada estadio larval depende de la disponibilidad de nutrientes, la densidad larval, aunque la mayoría de las especies son dependientes de la temperatura del agua; temperaturas elevadas acortaran el ciclo larval.

Las pupas demoran en promedio unos dos días en completar los cambios fisiológicos y morfológicos, aunque este período de tiempo es también dependiente de la temperatura.

En la fase adulta, se produce primeramente la emergencia de los machos, uno a dos días antes que las hembras, los cuales deben experimentar la rotación de su genitalia antes de estar sexualmente activos, lo cual puede tardar 1 día. Una vez que emergen las hembras y endurecen su exoesqueleto, vuelan hasta enjambres de machos para

copular con varios machos y guardar los espermatozoides en estructuras especializadas denominadas espermatecas. Las hembras no vuelven a ser receptivas a los machos. Después de la inseminación, las hembras buscan un hospedero para obtener sangre y así estar en condiciones de oviponer sus huevos.

## 8. ESPECIES DE MOSQUITOS DISTRIBUIDOS EN EL AREA NORTE Y CENTRO DE CHILE, INCLUYENDO ISLA DE PASCUA.

Las especies de Culicidae que se encuentran actualmente citadas para Chile, fueron descritas por Macquart (1838), Blanchard (1852) y Philippi (1865). Angulo (1988) estudia los zancudos de Hualpén, citando 3 especies para la zona, y Olivares (1991) describe el huevo de *Aedes* (*Ochlerotatus*) *albifasciatus* (Macquart) y entrega antecedentes de su biología. Angulo y Olivares (1993) describen 2 nuevas especies de la zona de Concepción, aporte en el cual entregan además un catálogo para la familia, citando para el país 23 especies en 5 géneros. Sin embargo, incluyen a *Psorophora* Robineau-Desvoidy no distribuido en Chile, pero abundante en toda América con sus 3 subgéneros. Además, dentro de su trabajo y siguiendo la proposición de Edwards (1932), ubican al género *Nothodixa* Edwards que es un Dixidae (Hennig 1973; Wood & Borkent 1989) dentro de Culicidae, el cual fue removido por Stone (1957) y finalmente por Knight & Stone (1977) de los Culicidae, razón por la cual no es considerado en este trabajo.

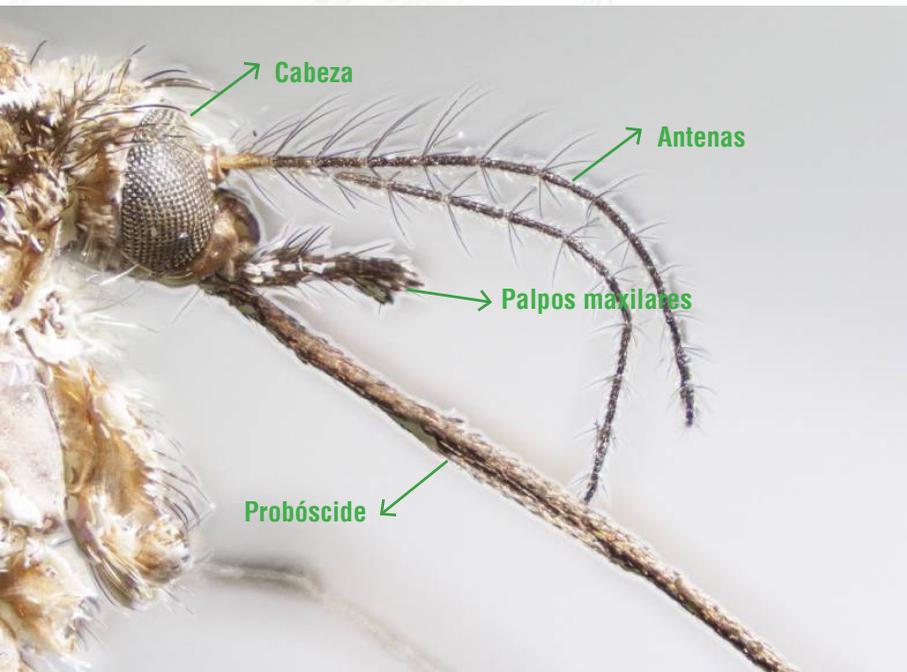
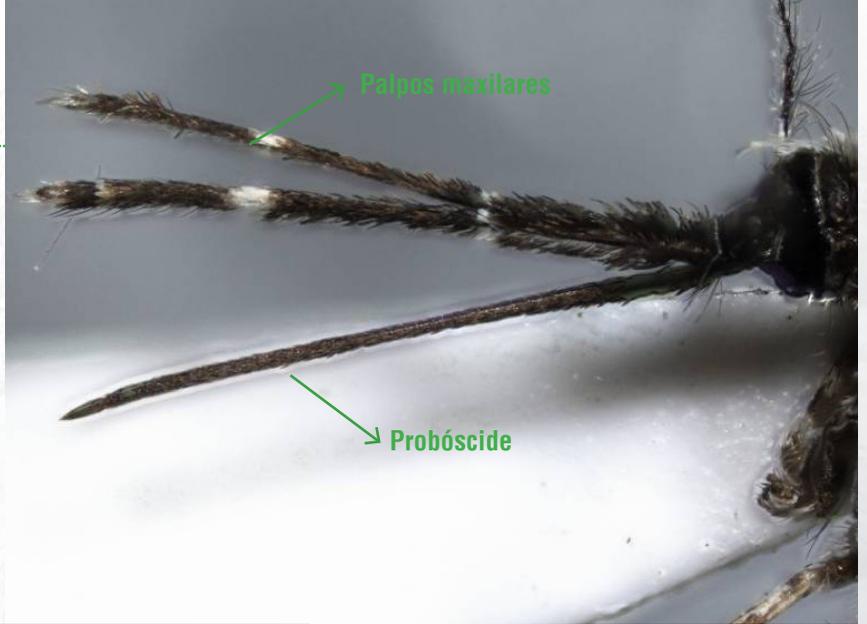
Se ofrece, a continuación, una clave dicotómica para la diferenciación e identificación de los distintos taxones distribuidos en el área de estudio.



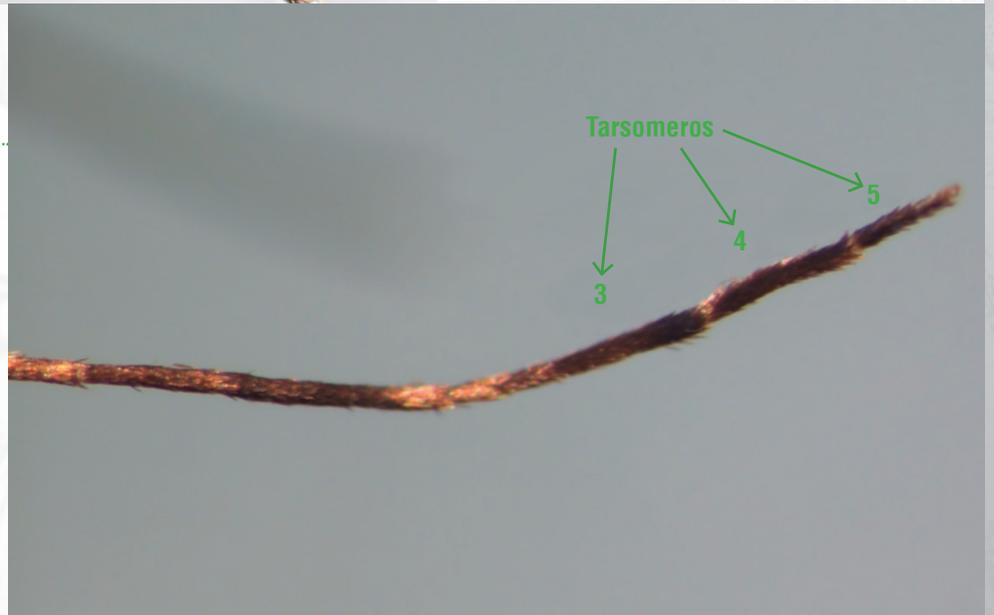
## 8.1. Clave para los géneros de Culícidos adultos hembras distribuidos en la zona norte y centro de Chile, incluyendo Isla de Pascua.

- 1 -Cabeza. Palpos maxilares tan largos o casi tan largos ..... 2  
 como la probóscide (Fig. 7).
- Cabeza. Palpos maxilares mucho más cortos que la ..... 3  
 longitud de la probóscide (Fig. 8).
- 
- 2(1) -Pata. Tarsómeros posteriores oscuros, sin notorias ..... *Anopheles (Anopheles)*  
 bandas a lo más con pequeñas bandas o manchas de .....  
 escamas pálidas en algunos tarsómeros (Fig. 9); Tórax. Scutum con una banda central hacia atrás (Fig. 10).  
 Meigen
- Pata. Tarsómeros posteriores III y IV enteramente blancos ..... *Anopheles (Nyssorhynchus)*  
 (Fig. 11); Tórax. Scutum con 2 bandas marginales desde .....  
 la sutura transversa hacia atrás (Fig. 12).  
 Blanchard
- 
- 3(1) -Tórax. Cerdas postspiraculares ausentes (Fig. 13); ..... *Culex (Culex)*  
 pleuras torácicas sin escamas blanquecinas. .....  
 Linnaeus
- Tórax. Cerdas postspiraculares presentes (Fig. 14); ..... *Aedes* ..... 4  
 pleuras torácicas con presencia de escamas variable. ....
- 
- 4(3) -Cabeza. Clípeo con escamas blancas (Fig. 15); Tórax. ..... *Aedes (Stegomyia)*  
 Scutum con patrones de escamas blancas; Pata. Tarsos .....  
 bandeados .....  
 Theobald
- Cabeza. Clípeo sin escamas (Fig. 16); Tórax. Scutum con ..... *Aedes (Ochlerotatus)*  
 patrones de escamas doradas; Pata. Tarsos no bandeados. ....  
 Lynch-Arribalzaga

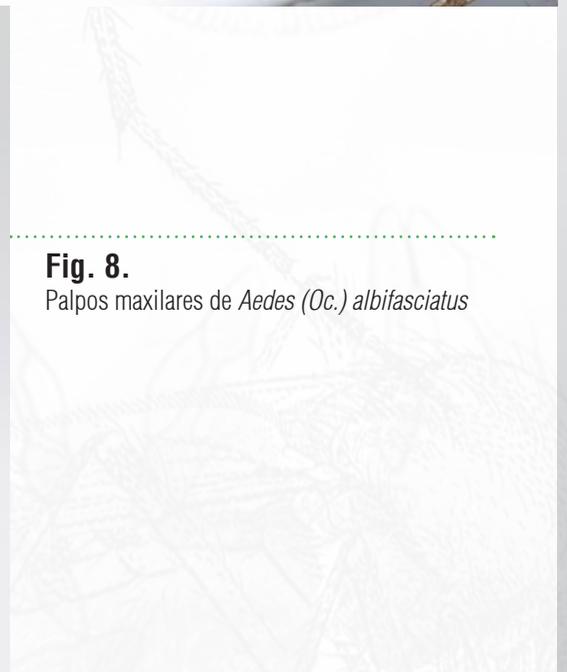
**Fig. 7.**  
Palpos maxilares de *Anopheles*  
(*Nys.*) *atacamensis*



**Fig. 9.**  
Segmentos tarsales de la pata  
posterior de *Anopheles* (*An.*)  
*pseudopunctipennis*.



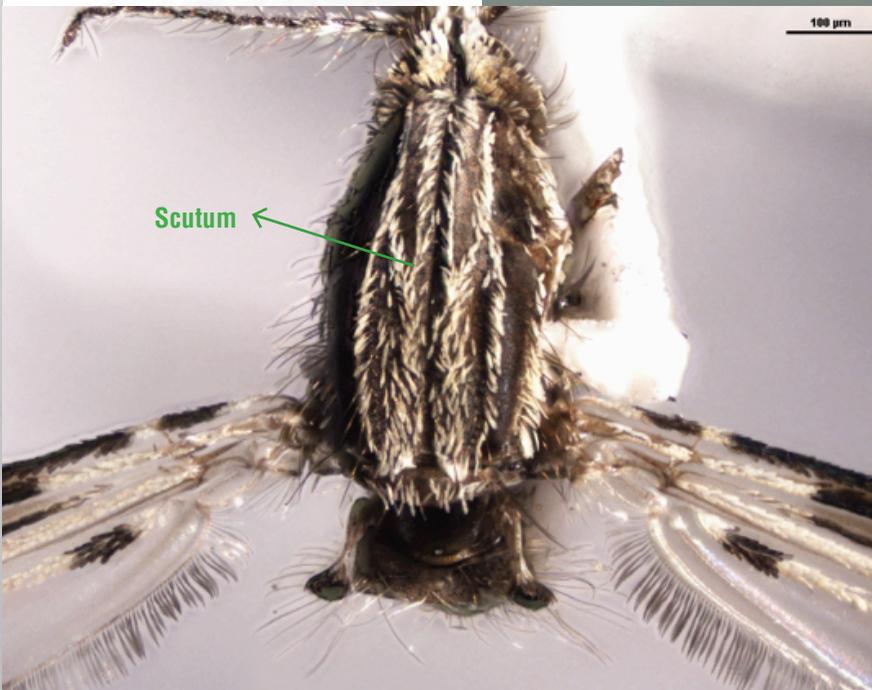
**Fig. 8.**  
Palpos maxilares de *Aedes* (*Oc.*) *albifasciatus*



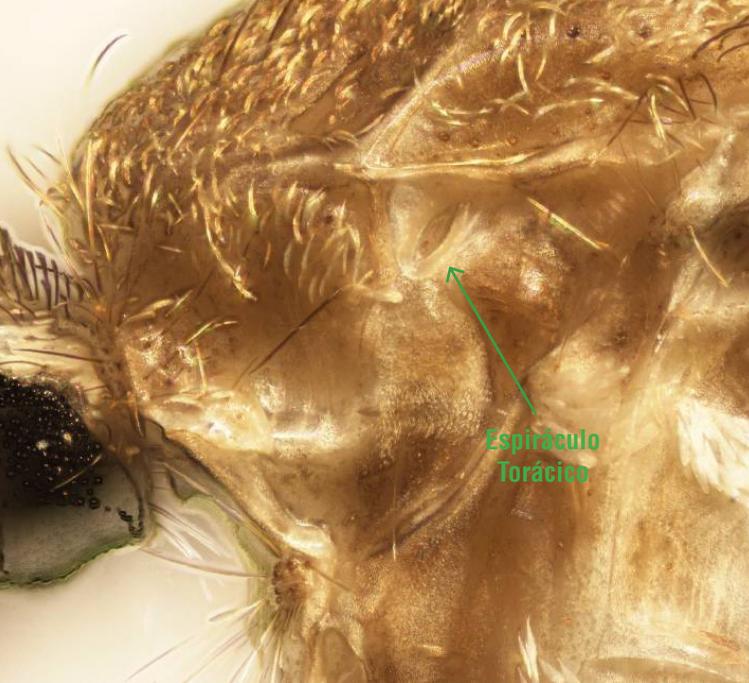


**Fig. 10.**  
Vista dorsal del scutum  
de *Anopheles (An.)  
pseudopunctipennis*.

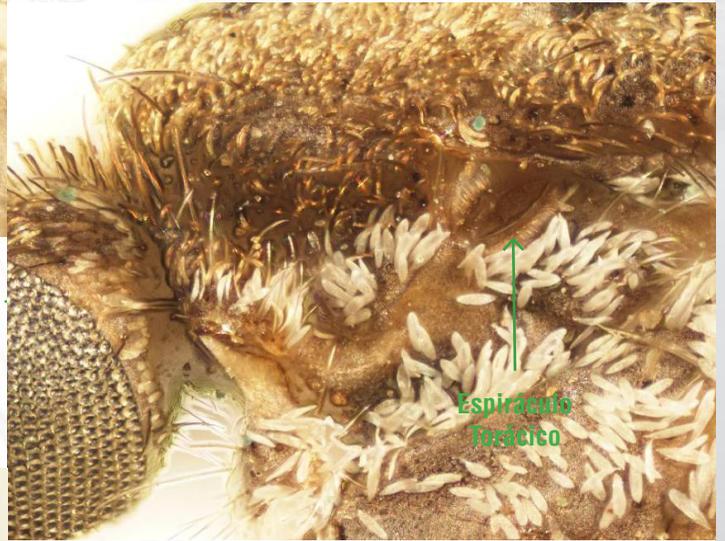
**Fig. 11.**  
Segmentos tarsales pata  
posterior de *Anopheles  
(Nys.) atacamensis*



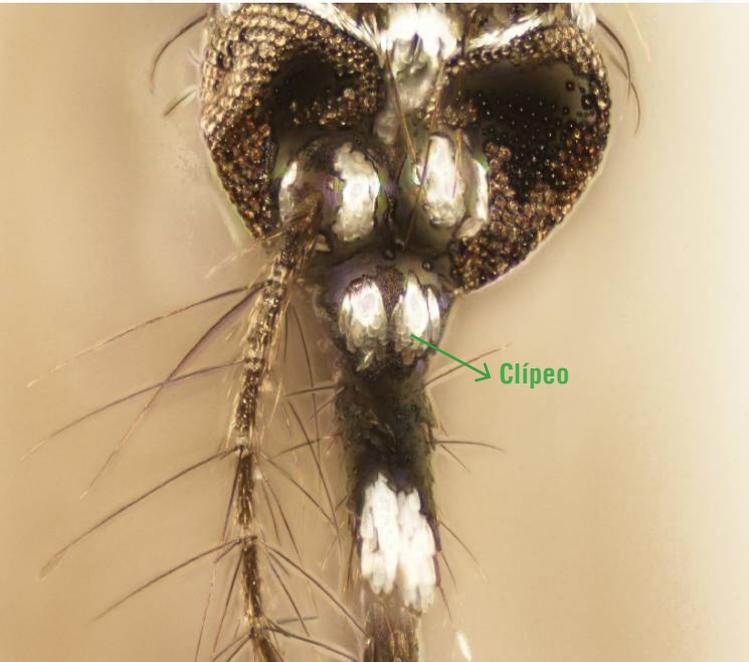
**Fig. 12.**  
Vista dorsal del scutum de  
*Anopheles (Nys.) atacamensis*



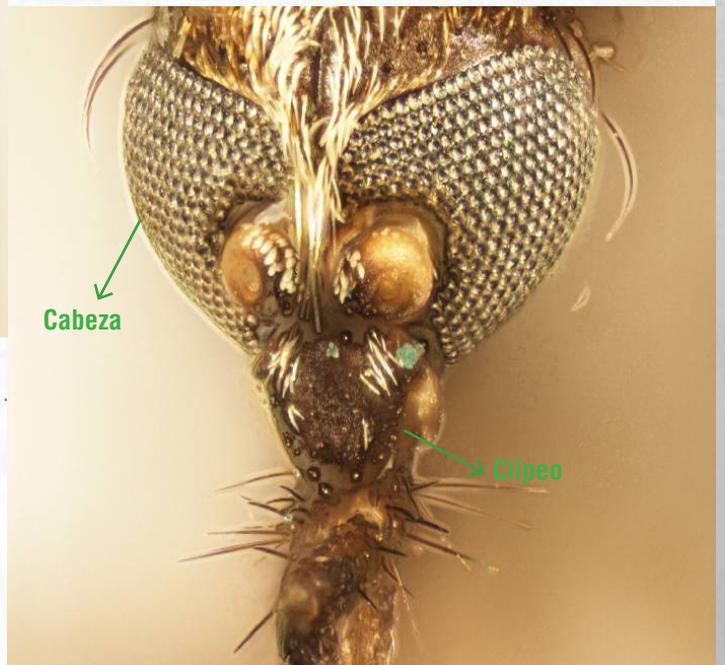
**Fig. 13.**  
Pleura torácica de *Culex (Cx.) pipiens* mostrando el  
espiráculo torácico



**Fig. 14.**  
Pleura torácica de *Aedes (Oc.) albifasciatus*  
mostrando el espiráculo torácico



**Fig. 15.**  
Vista frontal de la cabeza de *Aedes (Stegomyia)*  
*aegypti* mostrando las escamas blanquecinas sobre  
el clípeo.



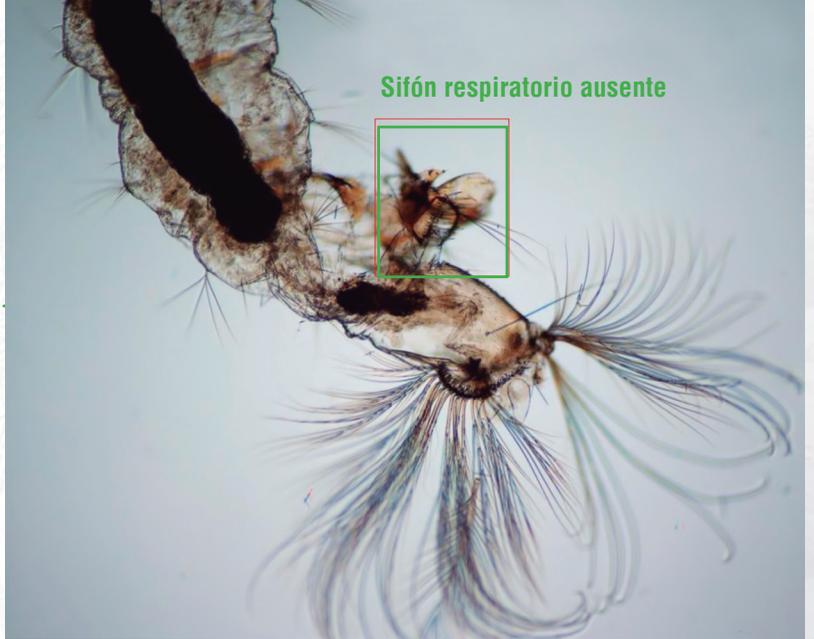
**Fig. 16.**  
Vista frontal de la cabeza de *Aedes (Oc.) albifasciatus*  
mostrando la ausencia de escamas blanquecinas  
sobre el clípeo

## 8.2 Clave para la identificación de larvas de 4° estado de géneros de mosquitos distribuidos en el área norte y centro de Chile, incluyendo Isla de Pascua.

- 1 Abdomen. Sifón respiratorio ausente (Fig. 17). ..... 2
- Abdomen. Sifón respiratorio presente (Fig. 18). ..... 3
- 
- 2(1)** Abdomen. Segmentos abdominales con cerda 1 agudizándose regularmente hacia su extremo (Fig.19) ..... *Anopheles (Nyssorhynchus)*  
Blanchard
- Abdomen. Segmentos abdominales con cerda 1 agudizándose bruscamente en el tercio apical (Fig. 20). ..... *Anopheles (Anopheles)*  
Meigen
- 
- 3(1)** Abdomen. Sifón respiratorio con 3 o más pares de cerdas 1-S (Fig. 21). ..... *Culex (Culex)*  
Linnaeus
- Abdomen. Sifón respiratorio solamente con un par de cerdas 1-S (Fig. 22). ..... *Aedes* ..... 4
- 
- 4(3)** Abdomen. Dientes del peine dispuestos en una hilera y en número no superior a 20 (Fig. 23); cerda 1-S con 3 ramas (Fig. 24) ..... *Aedes (Stegomyia)*  
Theobald
- Abdomen. Dientes del peine no dispuestos en una hilera y en número mayor a 20 (Fig. 26); cerda 1-S con más de 4 ramas (Fig. 27). ..... *Aedes (Ochlerotatus)*  
Lynch-Arribalzaga

**Fig. 17.**

Segmentos terminales del abdomen de la larva de *Anopheles* sp.



**Fig. 18.**

Segmentos terminales del abdomen de la larva de *Culex* (Cx.) sp.



**Fig. 19.**

Cerda 1 del abdomen de la larva de *Anopheles* (Nys.) *atacamensis*.

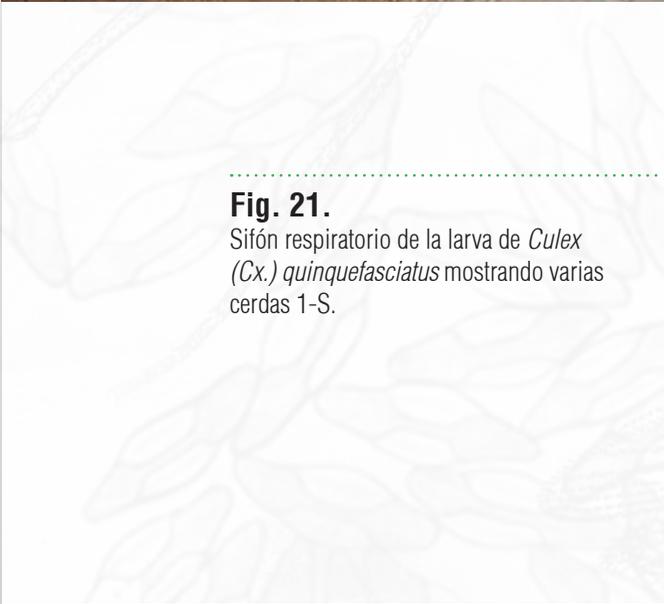




Cerda 1 abdomen

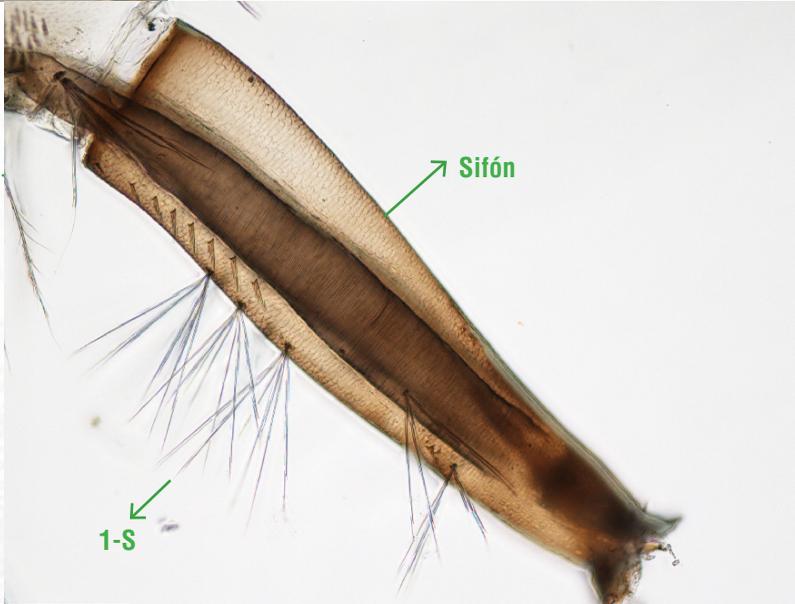
**Fig. 20.**

Cerda 1 del abdomen de la larva de *Anopheles (An.) pseudopunctipennis*.



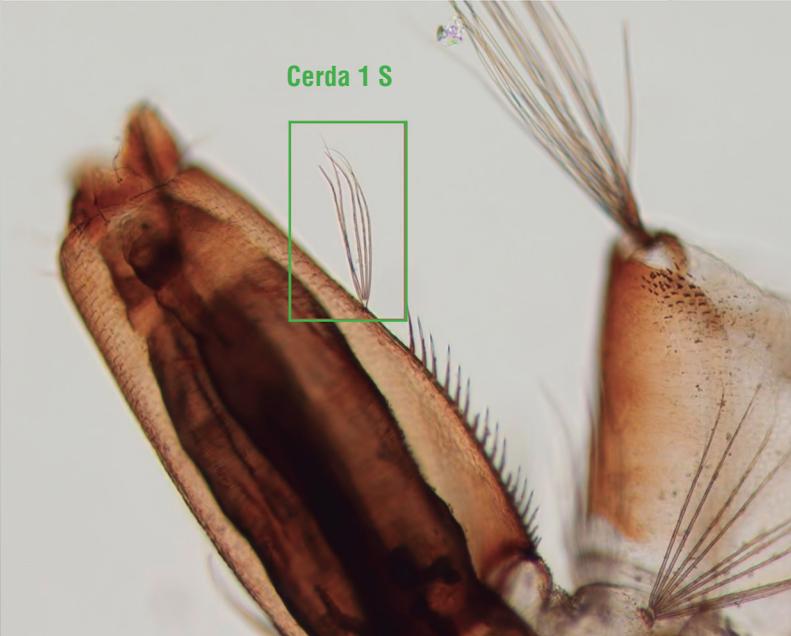
**Fig. 21.**

Sifón respiratorio de la larva de *Culex (Cx.) quinquefasciatus* mostrando varias cerdas 1-S.



Sifón

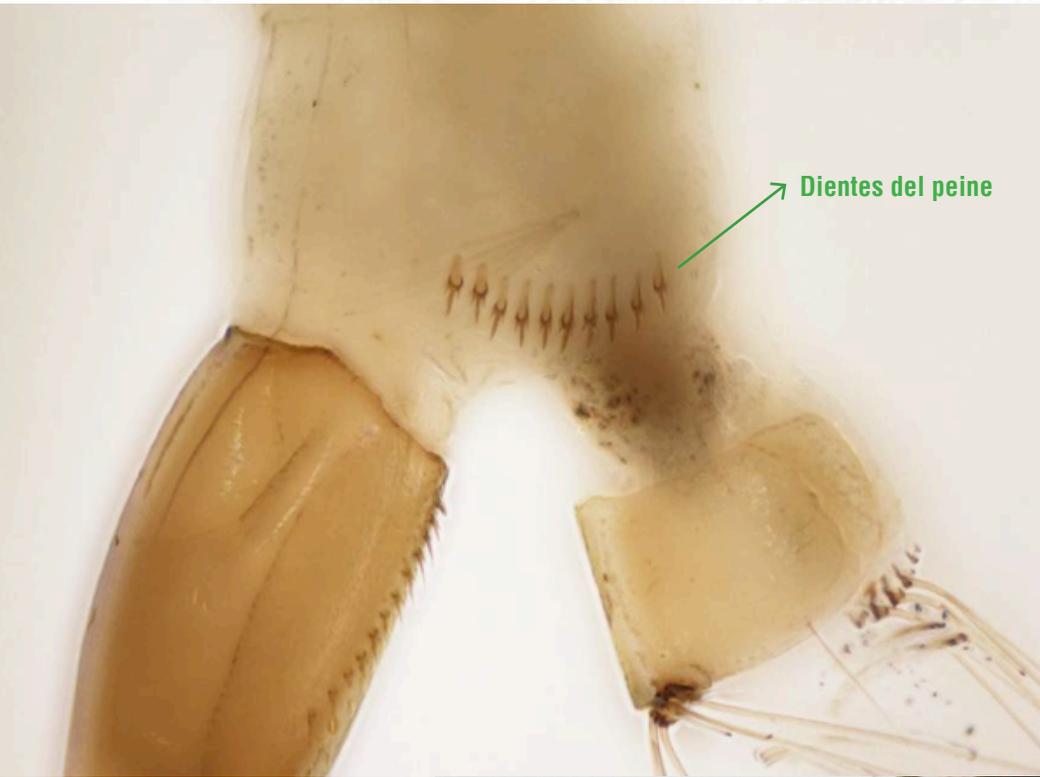
1-S



Cerda 1 S

**Fig. 22.**

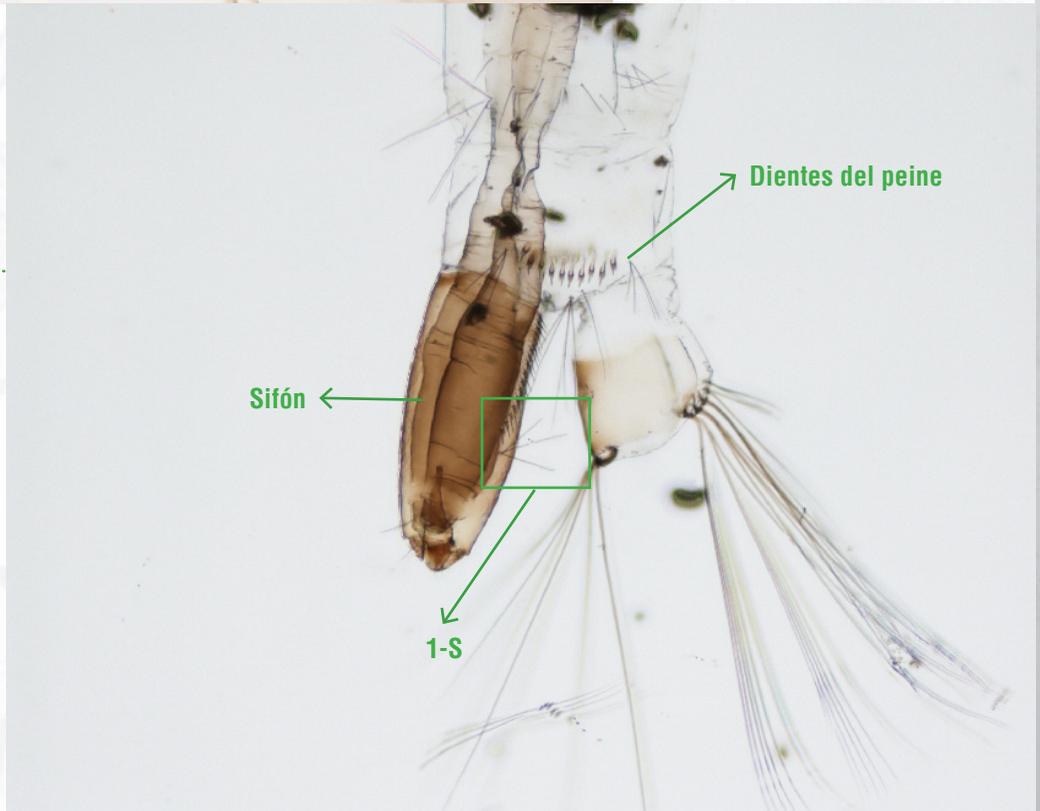
Sifón respiratorio de la larva de *Aedes (Oc.) albifasciatus*



Dientes del peine

**Fig. 23.**

Dientes del peine del segmento abdominal VIII de la larva de *Aedes (St.) aegypti*.



Dientes del peine

Sifón

1-S

**Fig. 24.**

Sifón respiratorio de *Aedes (St.) aegypti* mostrando la cerda 1S del sifón.

## 8.3 SUBFAMILIA CULICINAE

La subfamilia se divide en 11 tribus, 41 géneros y más de 3.000 especies. Los adultos presentan alta variabilidad morfológica, aunque pueden ser caracterizados por presentar palpos maxilares cortos en la hembra, escutelo trilobulado y la presencia de sifón respiratorio en las larvas.

### TRIBU AEDINI

#### 8.3.1 GÉNERO *Aedes* Meigen, 1818:374

#### SUBGÉNERO

#### *Ochlerotatus* Lynch-Arribáizaga, 1891a:374

Especie tipo: *Ochlerotatus confirmatus* Lynch-Arribáizaga.

#### *Aedes (Ochlerotatus) albifasciatus*

(Macquart, 1838): 35 (*Culex*). Localidad-tipo: Guanabara, Río de Janeiro, Brasil (tipo en MNHP).

= *Aedes (O.) flavipes* Macquart, 1838: 35 (*Culex*). Localidad-tipo: Concepción, Chile (MNHP).

= *Aedes (O.) annuliferus* Blanchard, 1852 : 333 (*Culex*). Localidad-tipo: Coquimbo, cerca Illapel, Chile (MNHP).

= *Aedes (O.) vittatus* Philippi, 1865: 596. Localidad-tipo: Santiago (tipo inexistente).

= *Aedes (O.) philippii* Dyar, 1924:129 (nombre nuevo para *Culex vittatus* Philippi, no Bigot).

= *Aedes (O.) colonarius* Dyar, 1924 : 130. Localidad-tipo: Valle de Azapa, Chile (USNM).

**Diagnosis:** Cuerpo café. Probóscide negruzca, clípeo con escamas blanquecinas. Antenas negruzcas. Tórax café, escutelo con escamas doradas. Alas con escamas oscuras y claras entremezcladas. Adomen con los tergitos oscuros y con una banda media longitudinal de escamas blanquecinas.

**Hembra:** Probóscide negruzca. Palpos maxilares del mismo color que la probóscide y de al menos un quinto del largo de la probóscide (Fig. 25 A). Clípeo con escamas blanquecinas. Antenas negruzcas y tan largas como la probóscide. Occipucio con delgadas escamas doradas, sublateralmente con escamas oscuras. Tórax café; mesonoto lateralmente con una ancha banda y manchas laterales al lado del escutelo de escamas café, el resto del mesonoto con escamas doradas. Escutelo con escamas doradas. Pleuras con escamas y setas blanquecinas, abundantes en los distintos escleritos (Fig. 25 B). Patas con las coxas con escamas blancas. Alas con escamas oscuras y claras entremezcladas. Abdomen con los tergitos oscuros excepto por una banda media longitudinal mas ancha en el ápice de los tergitos de escamas blanquecinas (Fig. 25 C). Esternitos blanquecinos.

**Macho:** palpos más largos que la probóscide y con escamas blanquecinas basalmente en algunos palpómeros. Antena plumosa y tan larga como la probóscide. Genitalia: gonocoxito uniforme, lóbulo apical inconspicuo; gonostilo delgado con 2 cerdas en el margen superior (Fig. 26)

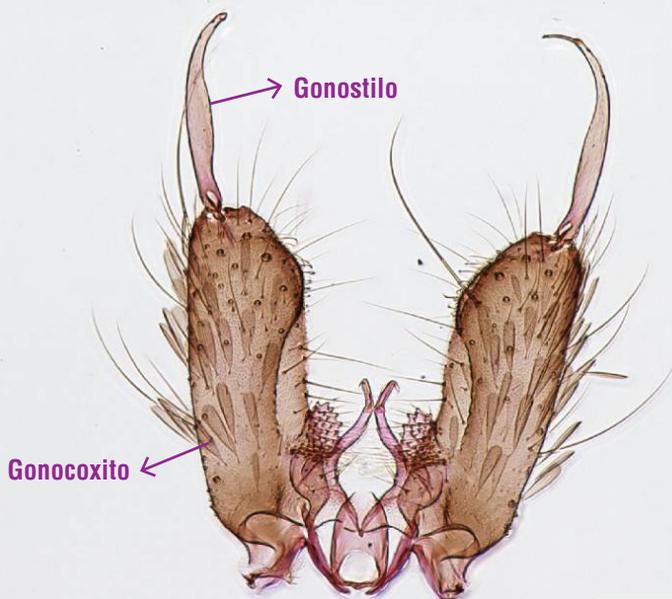
**Larva 4° estado:** cabeza con cerda 6C simple y más corta que la 7C que es múltiple. Sifón con pecten formado por una fila de espinas, de los cuales los distales son lisos y el resto son irregularmente dentados en la base; cerda 1S trífida o con más ramas e insertada junto o insertada mas allá de la ultima espina del pecten (Fig. 27). Segmento X con silla incompleta. (Fig. 28).

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada desde la III a la VI región (Fig. 29)

**Fig. 25 A, B y C.**

A. Cabeza, B. Tórax. C. abdomen  
del adulto hembra de *Aedes (Oc.)*  
*albifasciatus*





Gonostilo

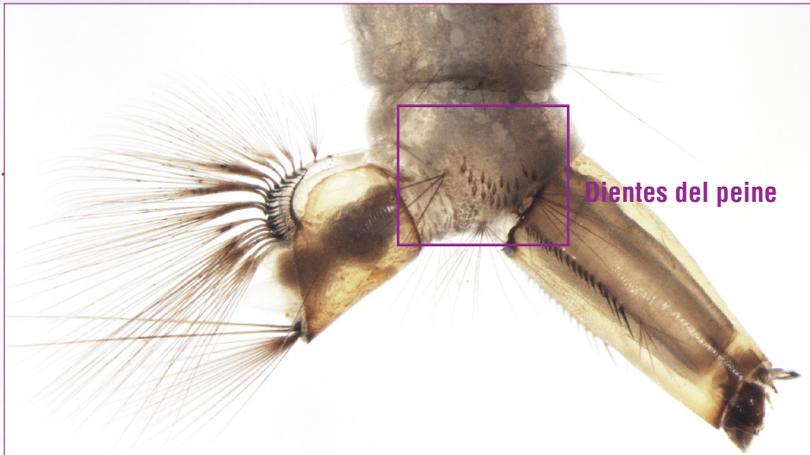
Gonocoxito

**Fig. 26.**

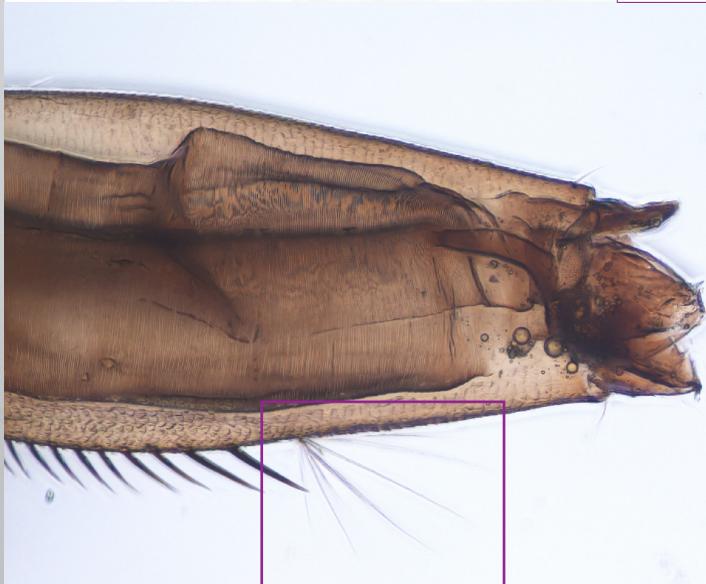
Gonocoxito y gonostilo de *Aedes (Oc.) albifasciatus*

**Fig. 27.**

Dientes del peine del segmento abdominal VIII de *Aedes (Oc.) albifasciatus*



Dientes del peine

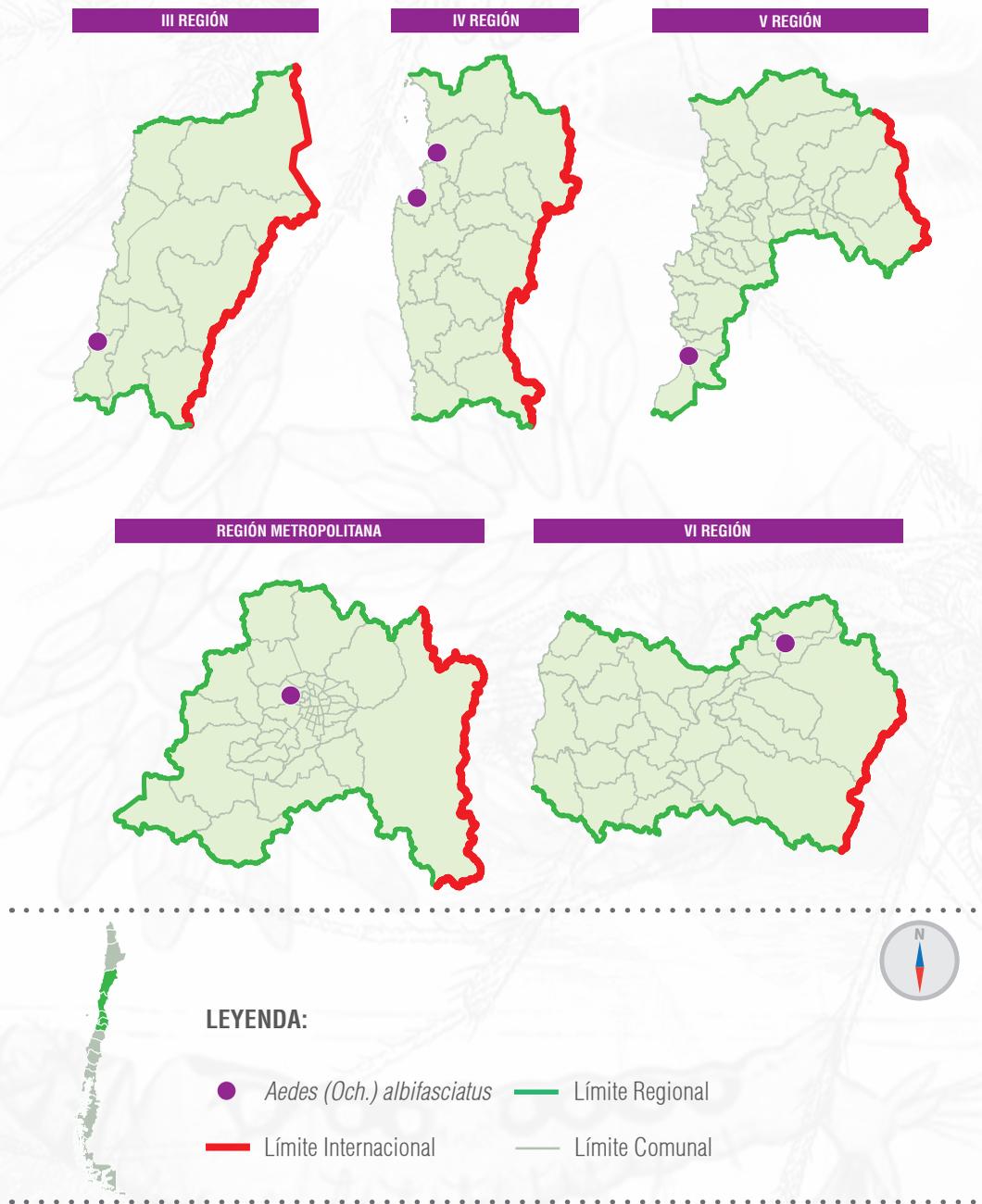


Cerde 1 S

**Fig. 28.**

Sifón respiratorio de *Aedes (Oc.) albifasciatus*

**Fig. 29.**  
Distribución geográfica de *Aedes (Och.) albifasciatus*



## *Aedes (Ochlerotatus) sallumi*

González & Reyes, 2016

**Localidad-tipo:** Huasco, Región de Atacama

**Diagnosis:** cuerpo café cubierto por escamas café oscuras y blancas. Antenas café oscuras. Clípeo con escamas blanquecinas. Probóscide café oscura con algunas escamas blanquecinas (Fig. 30). Probóscide café oscuro con escamas blanquecinas en el tercio distal. Tórax café oscuro con los márgenes dorsales con escamas blancas formando líneas que recorren toda la extensión; escutelo con escamas blanquecinas; alas con escamas café. Abdomen café con escamas blancas formando una línea medio longitudinal continúa.

**Hembra:** Cuerpo café con escamas café oscuro y escamas blancas. Probóscide café oscuro y con algunas escamas blanquecinas. Palpos maxilares café oscuros con algunas escamas blanquecinas. Clípeo con escamas blanquecinas. Tórax café oscuro con escamas café, márgenes dorsales laterales con escamas blancas con recorren toda la extensión del tórax; escutelo con escamas blanquecinas en todos sus lóbulos; pleuras torácicas con patrones de escamas blancas; alas con escamas café; patas café con fémures con escamas blancas (Fig. 31). Abdomen café con escamas

blancas formando una línea media longitudinal continua (Fig. 32).

**Genitalia:** gonocoxito cilíndrico, lóbulo apical desarrollado con escamas en las superficies dorso-lateral y lateral, gonostilo simple, delgado con uña gonostilar espiniforme. (Fig. 33)

**Larva de 4° estado:** cabeza con cerda 6C simple y más larga que la 7C que es múltiple. Sifón con pecten con 16 espinas, las que disminuyen de tamaño proporcionalmente hacia la base del sifón. Sifón con solo un par de cerda 1S, con 6 ramas cada una e insertadas más allá de la última espina del pecten (Fig. 34). Segmento X con silla incompleta, seta 2X múltiple.

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido capturada en la zona de Huasco, Carrizalillo y Perales (III Región) (Fig. 35).



**Fig. 30.**  
Cabeza del adulto de *Aedes (Oc.)  
sallumi*



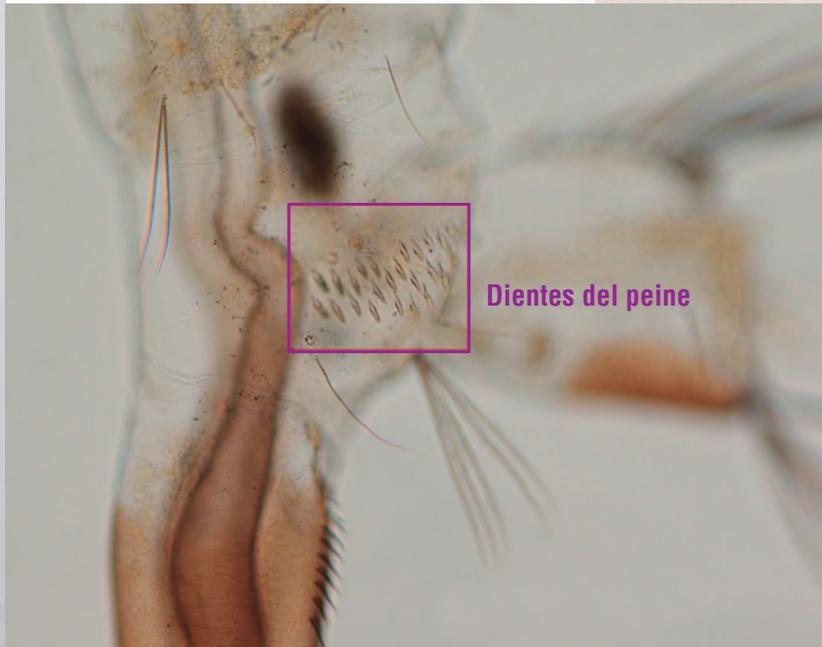
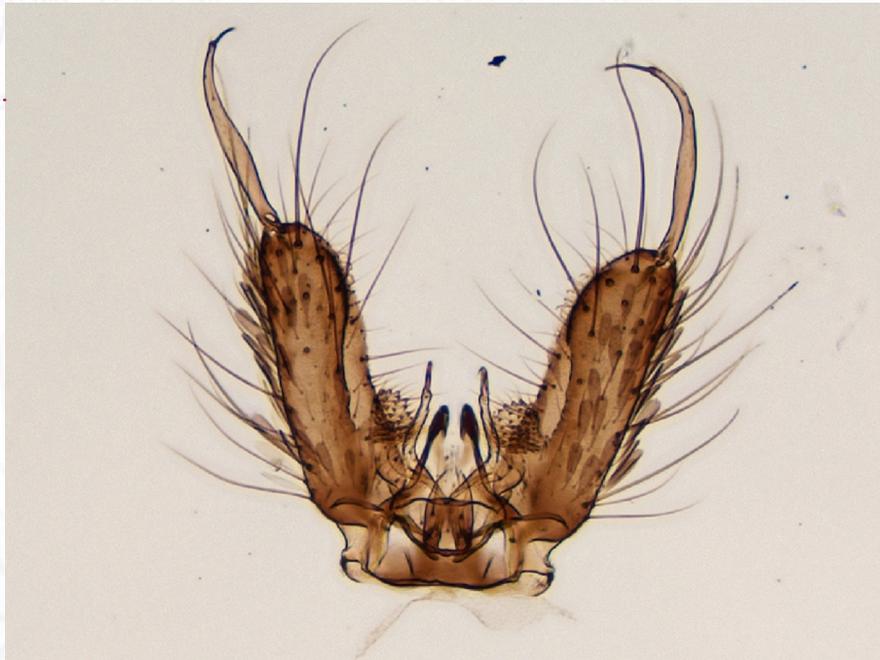
**Fig. 31.**  
Tórax del adulto de *Aedes (Oc.)  
sallumi*



**Fig. 32.**  
Abdomen del adulto de *Aedes  
(Oc.) sallumi*

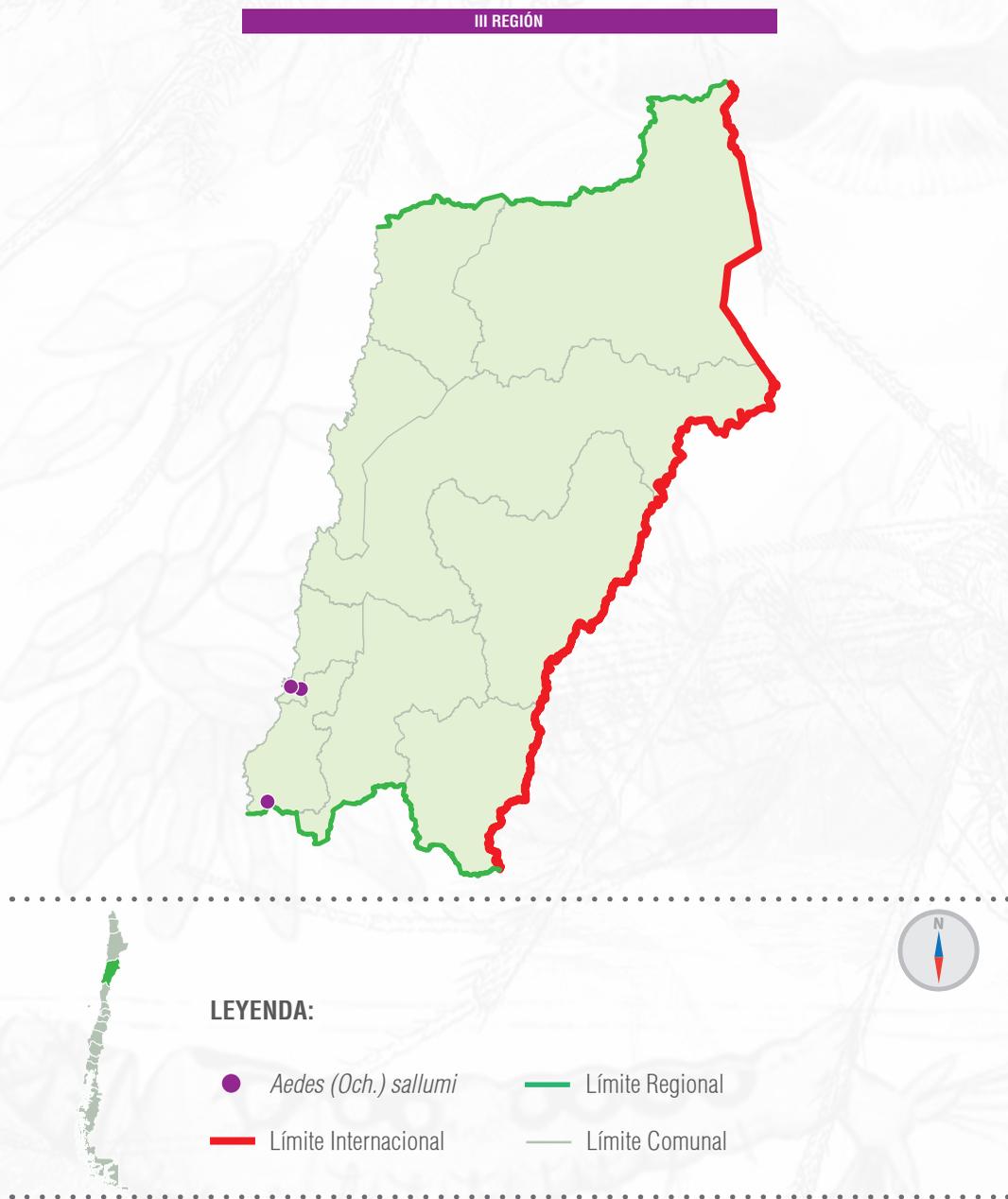


**Fig. 33.**  
Genitalia del adulto de *Aedes*  
(*Oc.*) *sallumi*



**Fig. 34.**  
Sifón de la larva *Aedes* (*Oc.*)  
*sallumi*, mostrando la cerda 1-S

**Fig. 35.**  
Distribución geográfica de *Aedes (Och.) sallumi*



## SUBGÉNERO

***Stegomyia* Meigen, 1818:374** Especie tipo:  
*Aedes cinereus* Wiedemann.

### ***Aedes (Stegomyia) aegypti***

(Linnaeus, 1762): 470 (*Culex*). Localidad-tipo:  
Egipto (tipo inexistente).

= *Aedes (St.) toxorhynchus* Macquart, 1838:  
39. Localidad-tipo: Guanabara, Brasil (tipo en  
MNHP).

= *Aedes (St.) exagitans* Walker, 1856:430. Loca-  
lidad-tipo: Pará, Brasil (tipo en NHM).

**Diagnosis:** adultos oscuros o prácticamente ne-  
gruzcos, con tonalidades blanquecinas principal-  
mente observables en los apéndices y zona pleural.

**Hembras:** palpos maxilares con patrones de  
escamas claras. Clípeo con escamas plateadas  
centralmente. Occipucio con una estrecha franja  
mediana blanca y, en cada lado con 2 áreas oscu-  
ras. Antenas con escamas plateadas dorsalmente.  
Tórax recubierto de escamas oscuras y claras. Es-  
cudo con evidentes escamas plateadas dispuestas  
en líneas longitudinales formando una lira, con el

contorno externo de ésta formado por escamas  
largas (Fig. 36). Huevos negruzcos (Fig. 37).

**Genitalia del macho:** gonocoxito relativamente  
corto. Lóbulo basal dorsomedial fuertemente cer-  
doso y con el ápice curvo. Aedeagus fuertemente  
esclerotizado, de forma triangular y formado por 2  
placas con dientes apicales.

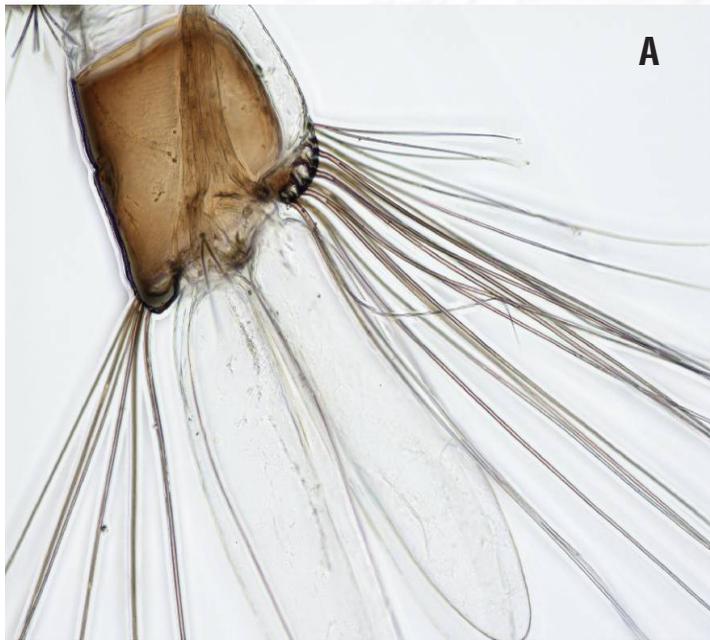
**Larva 4° estado:** cuerpo liso. Dientes del peine  
del segmento VIII, formado por una hilera única de  
cerdas. Cerda 4-C pequeña y múltiple; 5-C y 6-C  
largas y simples. (Figs 38 A y B)

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido  
colectada en Isla de Pascua. (V Región) (Fig. 39)



**Fig. 36.**  
Adulto de *Aedes (St.) aegypti*

**Fig. 37.**  
Huevo de *Aedes (St.) aegypti* colocado  
en paleta de ovitrampa en Isla de  
Pascua

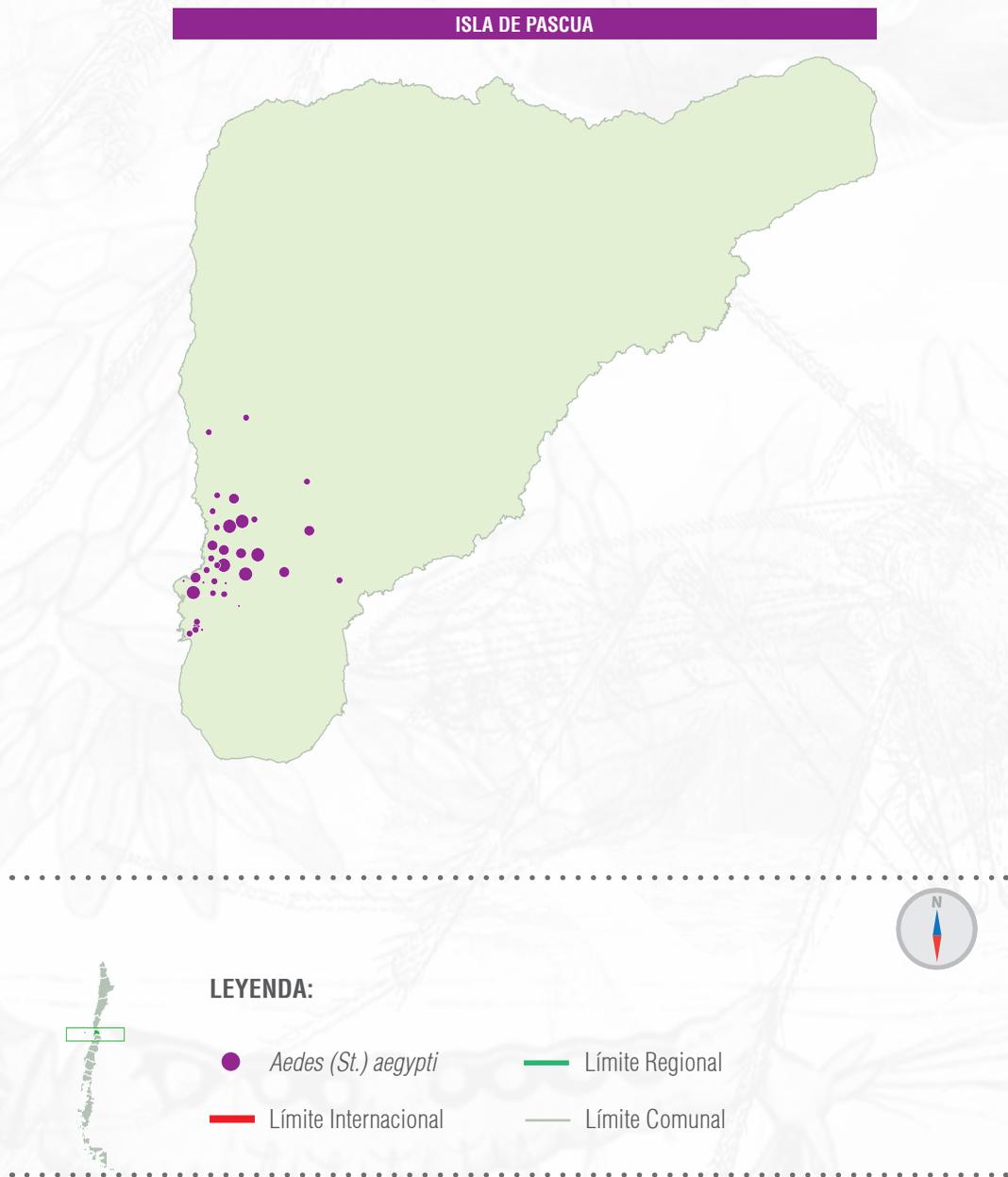


**Fig. 38 A y B.**  
A. Segmento anal de la larva de  
*Aedes (St.) aegypti*. B. Dientes del  
pecten del segmento abdominal VIII  
de la larva de *Aedes (St.) aegypti*



**B**

**Fig. 39.**  
Distribución geográfica de *Aedes (St.) aegypti*



## TRIBU CULICINI

### 8.3.2 GÉNERO

**Culex Linnaeus, 1758: 602** Especie-tipo:  
*Culex pipiens* Linnaeus

### SUBGÉNERO *Culex* Linnaeus, 1758:602

Se ofrecen claves tanto para los adultos como para las larvas de 4° estado de las especies de *Culex* L. encontradas en la zona de estudio, en base a características morfológicas externas.

### 8.4 Clave para las hembras de las especies de *Culex (Culex)* L. de la zona Norte y Centro de Chile

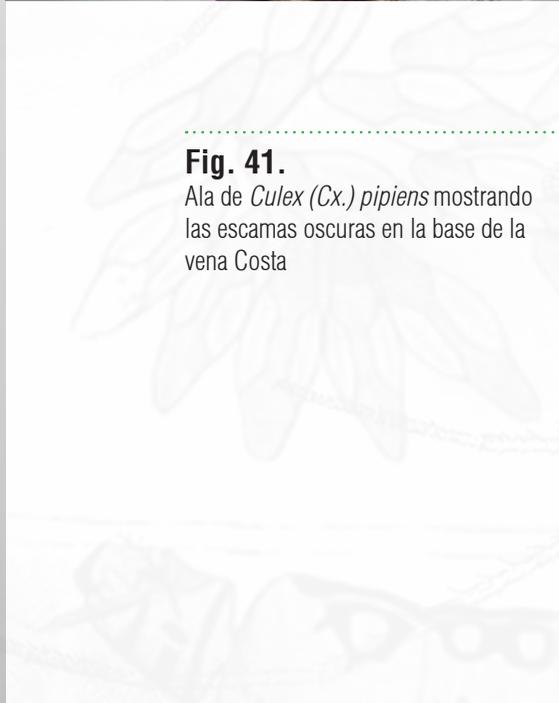
- 1 Alas con escamas claras en la base de la vena costa (Fig. 40) ..... ***Culex apicinus***  
Alas totalmente cubiertas con escamas oscuras (Fig. 41) ..... 2
- 
- 2(1) Tergos abdominales con bandas basales anchas y completas de escamas claras (Fig. 42) ..... 3  
Tergos abdominales con bandas basales angostas de escamas claras o bandas anchas que se unen levemente con las bandas de escamas claras basolaterales (Fig. 43) ..... 4
- 
- 3(2) Esternos abdominales con bandas basales de escamas claras anchas y bandas apicales de escamas oscuras. Occipucio con escamas aplanadas claras y oscuras entremezcladas, las escamas erectas son oscuras y claras ..... ***Culex acharistus***  
Esternos abdominales con bandas basales de escamas claras angostas y bandas apicales de escamas oscuras. Occipucio con escamas aplanadas doradas o amarillas, las escamas erectas son en su mayoría oscuras ..... ***Culex articularis***
- 
- 4(2) Escamas erectas bifurcadas oscuras en la región anterior del occipucio, zona prealar con setas oscuras largas y numerosas ..... ***Culex dolosus***  
Escamas erectas bifurcadas oscuras y claras en la región anterior del occipucio, zona prealar con setas claras cortas y menos numerosas ..... ***Culex pipiens/Culex quinquefasciatus***



Escamas claras  
de la base del ala

**Fig. 40.**

Ala de *Culex (Cx.) apicinus*  
mostrando las escamas  
claras en la base de la vena  
Costa



**Fig. 41.**

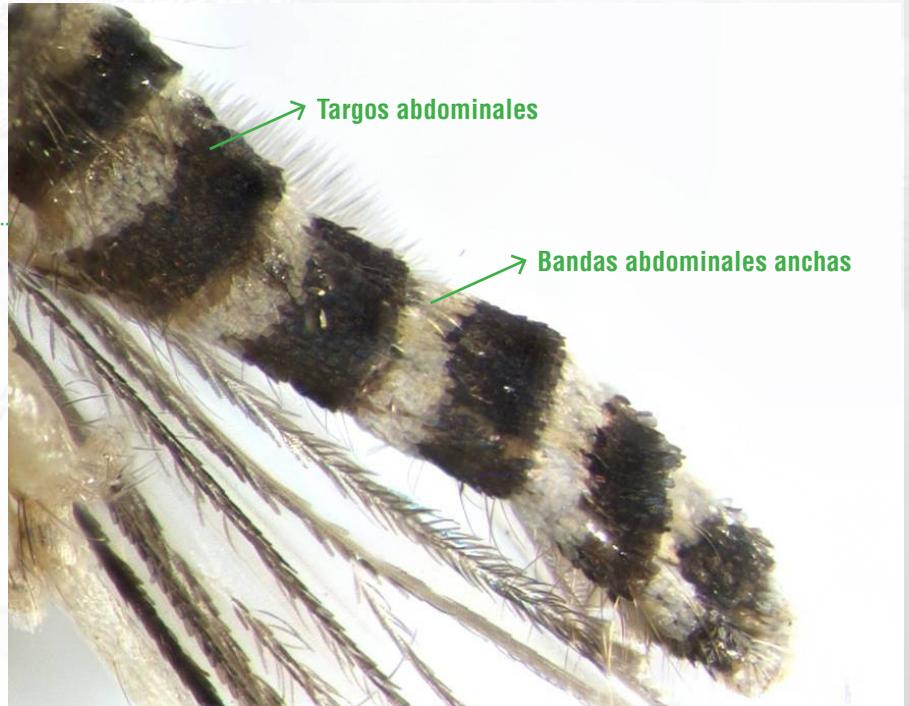
Ala de *Culex (Cx.) pipiens* mostrando  
las escamas oscuras en la base de la  
vena Costa



Escamas oscuras

**Fig. 42.**

Tergos abdominales de *Culex (Cx.) apicinus* con bandas anchas de escamas claras.



**Fig. 43.**

Tergos abdominales de *Culex (Cx.) articularis* con bandas angostas de escamas claras.



## 8.5 Clave para larvas de 4º estado de las especies de *Culex (Culex)* L. de la zona Norte y Centro de Chile.

- 1 Sifón. Pecten con 10 espinas o menos ..... 2
- Sifón. Pecten con más de 10 espinas ..... 3
- .....
- 2(1) Cabeza. Seta 5C con más de 7 ramas (Fig.47) ..... *Culex apicinus*  
Philippi
- Cabeza. Seta 5C con menos de 7 ramas (Fig.72) ..... *Culex quinquefasciatus*  
Say
- .....
- 3(1) Sifón. Pecten con 17 o más espinas (Fig.56) ..... *Culex articularis*  
Philippi
- Sifón. Pecten con menos de 17 espinas ..... 4
- .....
- 4(2) Abdomen. Seta 6-VI con 1 rama (Fig.46) ..... *Culex acharistus*  
Root
- Abdomen. Seta 6-VI con 2 o más ramas (Fig.66) ..... 5
- .....
- 5(4) Cabeza. Seta 1C espiculada (Fig.61) ..... *Culex dolosus*  
Lynch-Arribálzaga
- Cabeza. Seta 1 C no espiculada (Fig.65) ..... *Culex pipiens*  
Linnaeus

### *Culex (Culex) acharistus*

Root, 1927:578. Localidad-tipo: Agua Limpa (sic), Minas Gerais, Brasil 27/3/1925 (tipo en USNM).

**Diagnosis:** Probóscide café, sin anillos de escamas blancas. Mesoscuto con escamas café, con escamas doradas a lo largo de los lados de los márgenes de la depresión ante-escutelar. Patas café, con manchas blancas en el extremo del fémur y tibia. Abdomen café, con bandas blancas basales en todos los segmentos. Larva con seta 6 del segmento VI del abdomen con 1 rama. Gonostilo con diminutas anulaciones en el tercio apical.

**Hembra:** Probóscide café, sin anillos de escamas blancas. Mesoscuto con escamas café, con escamas doradas a lo largo de los lados de los márgenes de la depresión ante-escutelar. Patas café, con manchas blancas en el extremo del fémur y tibia. Abdomen café, con bandas blancas basales en todos los segmentos (Fig. 44).

**Genitalia:** gonocoxito cónico, cubierto por finas setas. Lóbulo apical del gonocoxito con tres setas no delgadas; la basal más corta que las otras y con el ápex como garfio, la del medio y la distal de similar largo ambas terminadas como garfio. Hoja ovoide, con dos setas; una larga, delgada y curva y la otra gruesa del largo de la hoja y con el extremo terminado como un prominente gancho. Gonostilo con pequeñas anulaciones en la cresta del tercio apical (Fig. 45).

**Larva de 4º estado:** Cabeza más ancha que larga. Seta 1C más gruesa que seta 5C. Seta 5C con 5 ramas. Antenas más corta que el largo de la cabeza y cubierta por pequeñas espículas. Maxila sin espinas apicales, peine maxilar presente interno y desarrollado. Maxila y palpos fusionados a nivel de la base de la antena. Abdomen: Segmento VIII sin placa esclerotizada dorsal. 40 dientes del peine con todo el borde en flequillo distribuidos en dos o más filas irregulares. Seta 7-I con 2 ramas y más cortas que seta 6-I. Seta 1-III y 1-IV single. Seta 6-VI con 1 rama (Fig. 46). Sifón: Largo del pecten menor a 1/3 del largo del sifón, con 13-16 espinas de 4 denticulos en forma de escala cada una. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1 S con 4 o menos ramas, las que nacen caudal al pecten y no se encuentran insertadas en una sola fila presentando de 1-3 setas anterolaterales. Índice sifonal con un rango entre 4,3-4,81. Segmento anal: Montura rodea completamente el segmento anal, seta 1X con 2 ramas, seta 4X con mínimo 4 pares de setas que nacen de un promontorio. 4 papilas anales de menor o igual largo que el segmento anal.

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada en la IV, V regiones y metropolitana. (Fig. 47)



**Fig. 44.**  
Adulto de *Culex (Cx.)*  
*acharistus*

**Fig. 45.**  
Gonocoxito y gonostilo  
de macho *Culex (Culex)*  
*acharistus* Root. (10X)

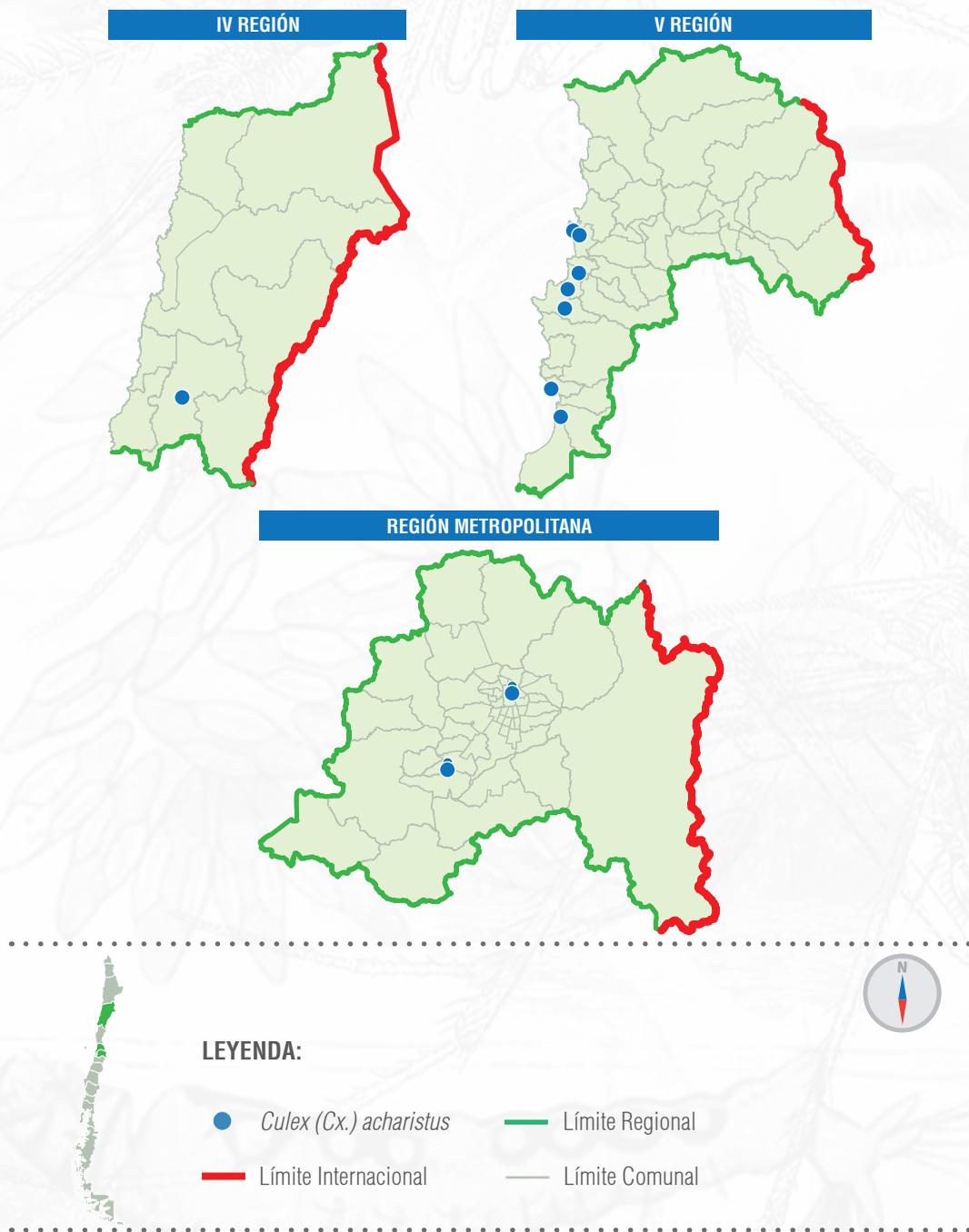
Gonostilo ←

Gonocoxito ←

Seta 6 ←

**Fig. 46:**  
Segmento abdominal VI de larva de 4º  
estado *Culex (Culex)*  
*acharistus* Root. (10X)

**Fig. 47.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx.) acharistus*



## *Culex (Culex) apicinus*

Philippi, 1865:596. Localidad-tipo: Santiago, Chile (tipo inexistente). Localidad-tipo: Santiago.

= *Culex debilis* Dyar & Knab, 1914: 58 (Phalangomyia). Localidad-tipo: Matucana, Perú (tipo en USNM).

= *Culex escomeli* Brethes, 1920 :41. Localidad-tipo: Arequipa, Perú (tipo en MACN).

= *Culex alticola* Martini, 1931: 216. Lectotipo, hembra. Localidad-tipo: Serata, Bolivia (tipo en NHM).

**Diagnosis:** Probóscide café. Mesoscuto con escamas doradas, con 2 bandas de escamas café a lo largo de los lados en los márgenes de la depresión ante-escutelar. Patas café. Abdomen café, con gruesas bandas blancas basales en todos los segmentos. Larva con seta 5C con más de 7 ramas. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1S cada una con más de 4 ramas, las que nacen casi en la base del sifón. Índice sifonal con un rango entre 2,45-3,97. N° de espinas del pecten < 10. Genitalia de macho con la sección basal lóbulo apical del gonocoxito con un denso parche de fuertes setas con el ápice como gancho y dos setas más gruesas también terminadas en forma de gancho, la distal más larga y terminada con punta roma; la sección distal del lóbulo apical posee una densa y muy esclerotizada proyección biterminal. Gonostilo con pequeñas anulaciones en la cresta del tercio apical y una estructura como gancho en forma de "T" en el ápex.

**Hembra:** Probóscide café, sin anillos de escamas blancas. Mesoscuto con escamas doradas, con 2 bandas de escamas café a lo largo de los lados en los márgenes de la depresión ante-escutelar. Patas café. Abdomen café, con bandas blancas basales en todos los segmentos (Fig. 48).

**Genitalia:** gonocoxito cónico, corto y ancho. Cubierto por finas setas y con un parche de setas largas en la zona basal interna. Lóbulo apical del

gonocoxito dividido en dos secciones; la sección basal presenta un denso parche de fuertes setas con el ápice como gancho y dos setas más gruesas también terminadas en forma de gancho, la distal más larga y terminada con punta roma; la sección distal del lóbulo apical posee una densa y muy esclerotizada proyección biterminal. Hoja: Larga y delgada. Gonostilo: Largo y delgado, con pequeñas anulaciones en la cresta del tercio apical, presenta además una estructura como gancho en forma de "T" en el ápex (Fig. 49).

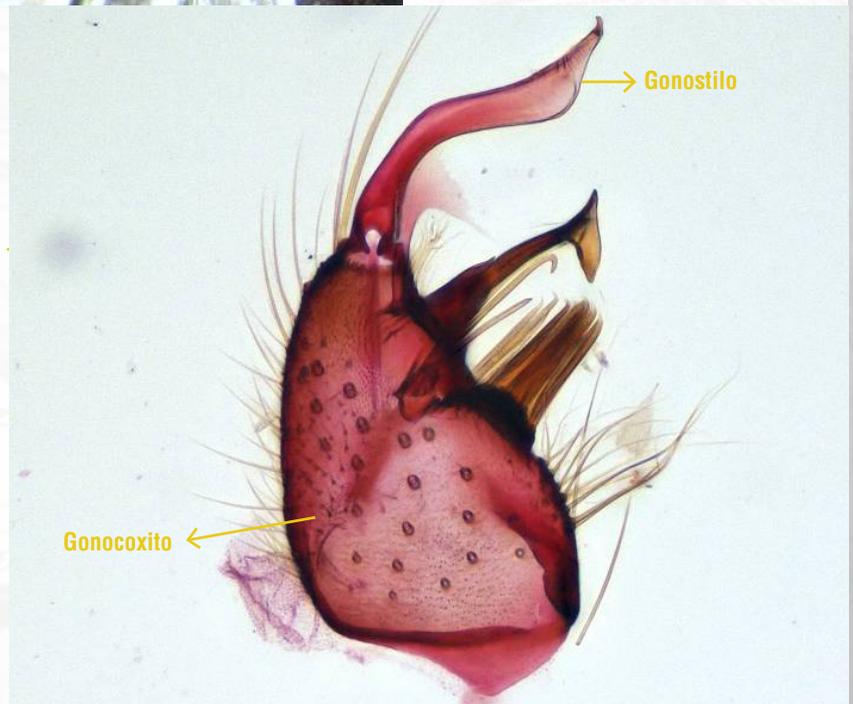
**Larva de 4º estado:** Cabeza más ancha que larga. Seta 1C más gruesa que seta 5C. Seta 5C con más de 7 ramas (Fig. 50). Antena más corta que el largo de la cabeza y cubierta por pequeñas espículas. Maxila sin espinas apicales, peine maxilar presente, interno y desarrollado. Maxila y palpos fusionados a nivel de la base de la antena. Tórax: Seta 13T más corta que la seta 12T (metatórax ventral). Abdomen: Segmento VIII sin placa esclerotizada dorsal. Entre 20-37 dientes del peine con todo el borde en flequillo distribuidos en dos o más filas irregulares. Seta 7-I más corta que seta 6-I. Seta 1-III y 1-IV single. Seta 6-VI con 1 rama. Sifón: De forma cónica. Largo del pecten usualmente mayor a 1/3 del largo del sifón, con 5-10 espinas, con denticulos en forma de escala. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1 S cada una con más de 4 ramas, las que nacen casi en la base del sifón y no se encuentran insertadas en una sola fila, presentando de 1-3 setas anterolaterales, seta 1S(a) de menor largo que el ancho del sifón a la altura de la inserción. Índice sifonal rango 2,45-3,97. Segmento anal: Montura rodea completamente el segmento anal, seta 4X con mínimo 4 pares de setas que nacen de un promontorio. 4 papilas anales de menor o igual largo que el segmento anal. Usualmente con borde caudal de la montura en forma sigmoidea que no se junta con el borde caudal del segmento anal (Figs. 51 y 52).

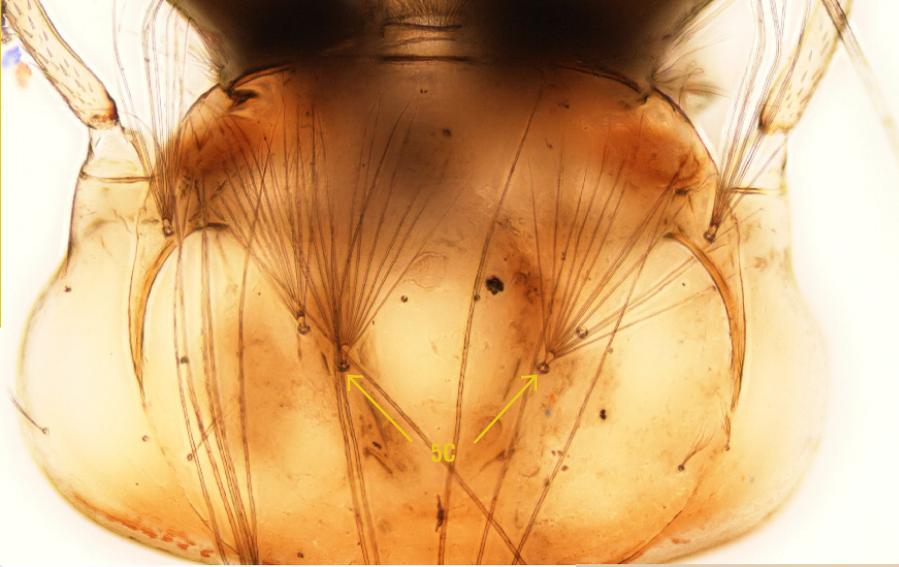
**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada entre la XV Región y la V Región (Fig. 53)



**Fig. 48.**  
Adulto de *Culex (Cx.)*  
*apicinus*

**Fig. 49.**  
Gonocoxito y gonostilo del macho  
*Culex (Culex) apicinus* Philippi. (10X)



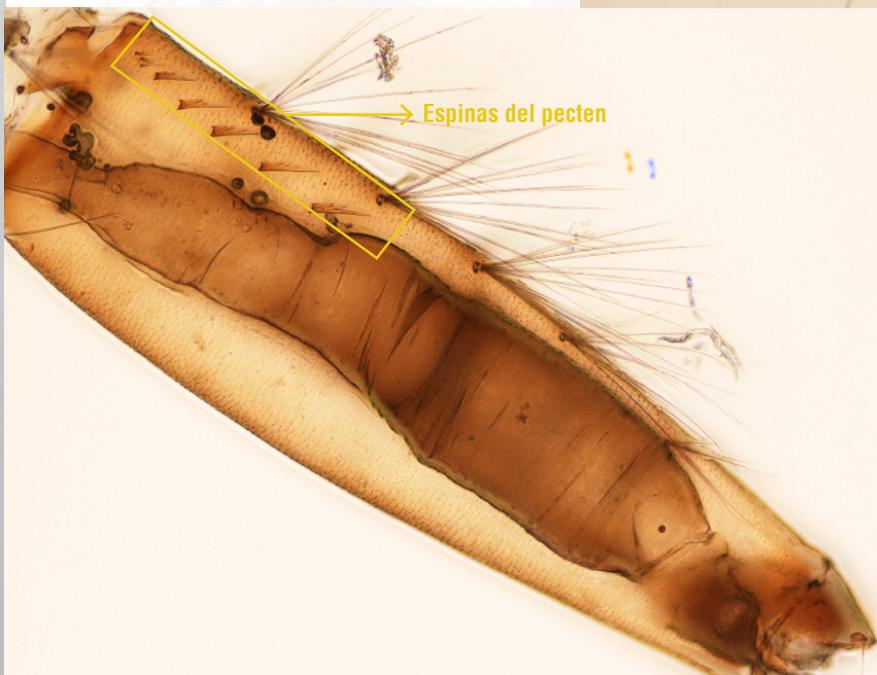


**Fig. 50.**

Cabeza de larva de 4º estado  
*Culex (Culex) apicinus*  
Philippi, mostrando la cerda 5C  
de la cabeza. (10X) vista dorsal

**Fig.51.**

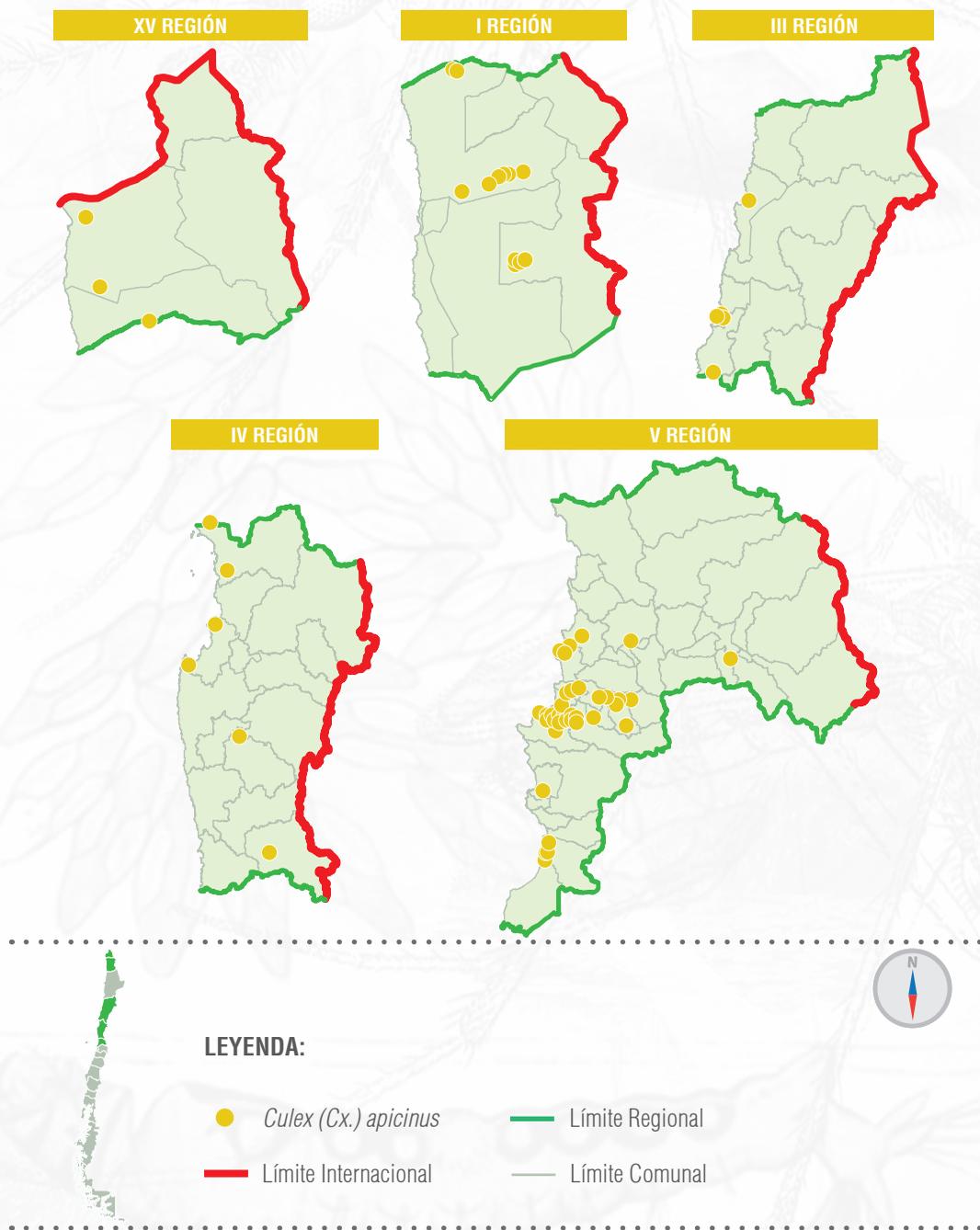
Sifón respiratorio y segmento anal  
de larva de 4º estado *Culex (Culex)*  
*apicinus* Philippi. (4X)



**Fig.52.**

Sifón de larva de 4º estado  
*Culex (Culex) apicinus*  
Philippi, mostrando las espinas  
del pecten. (10X)

**Fig. 53.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx.) apicinus*



### *Culex (Culex) articularis*

Philippi, 1865:596. Localidad-tipo: Casa Pan-gue, Chile (tipo inexistente).

**Diagnosis:** Probóscide café, con centro de escamas doradas. Mesoscuto con escamas café y doradas. Segmento abdominal con bandas basales blancas. Pleura con parche de escamas blancas. Larva con más de 16 espinas en el pecten y con un índice sifonal entre 4,3 y 4,81. Genitalia macho con gonostilo con pequeñas anulaciones apicales. Hoja, con seta larga con el extremo terminado prominente curvo.

**Hembra:** Segmento abdominal con estrechas bandas basales blancas. Pleura con parche de escamas blancas. Tibia y fémur con pálida banda apical (Fig. 54).

**Genitalia:** gonocoxito cónico, cubierto por finas setas. Lóbulo apical del Gonocoxito con tres setas delgadas; la basal más corta que las otras y con el ápex como garfio, la del medio y la distal de similar largo ambas terminadas como garfio. Hoja: Ovoide, con una seta larga, delgada y con el extremo terminado prominente curvo. Gonostilo: Presenta pequeñas anulaciones en la cresta del tercio apical, el que termina en una pequeña estructura perpendicular (Fig. 55).

**Larva de 4º estado:** Cabeza más ancha que larga. Seta 1C más gruesa que seta 5C. Seta 5C con 4-6 ramas. Antena más corta que el largo de la cabeza y cubierta por pequeñas espículas. Maxila sin espinas apicales, peine maxilar presente interno y desarrollado. Maxila y palpos fusionados a nivel de la base de la antena. Abdomen: Segmento VIII sin placa esclerotizada dorsal. Entre 37-49 dientes del peine con todo el borde en flequillo distribuidos en dos o más filas irregulares. Seta 7-I usualmente con 2 ramas y más corta que seta 6-I. Seta 6-VI con 1 rama. Sifón: Largo del pecten menor a 1/3 del largo del sifón, con 13-16 espinas de 4 denticulos en forma de escala cada una. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1 S con 4 o menos ramas, las que nacen caudal al pecten y no se encuentran insertadas en una sola fila presentando de 1-3 setas anterolaterales. Índice sifonal con un rango entre 4,3-4,81. Segmento anal: Montura rodea completamente el segmento anal, seta 1X con 2 ramas, seta 4X con mínimo 4 pares de setas que nacen de un promontorio. 4 papilas anales de menor o igual largo que el segmento anal (Fig. 56).

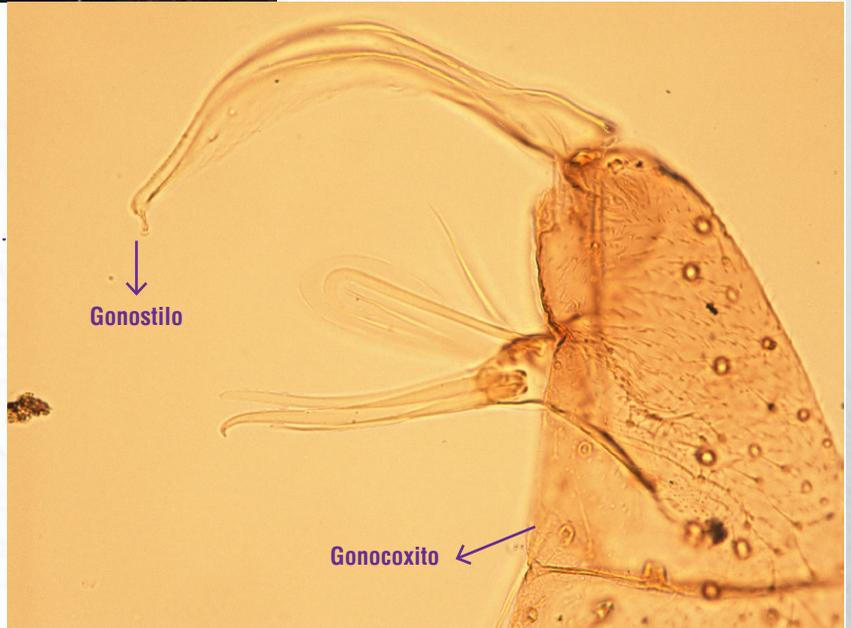
**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada solamente en la V Región (Fig. 57)



**Fig. 54.**  
Adulto de *Culex (Cx.) articularis*

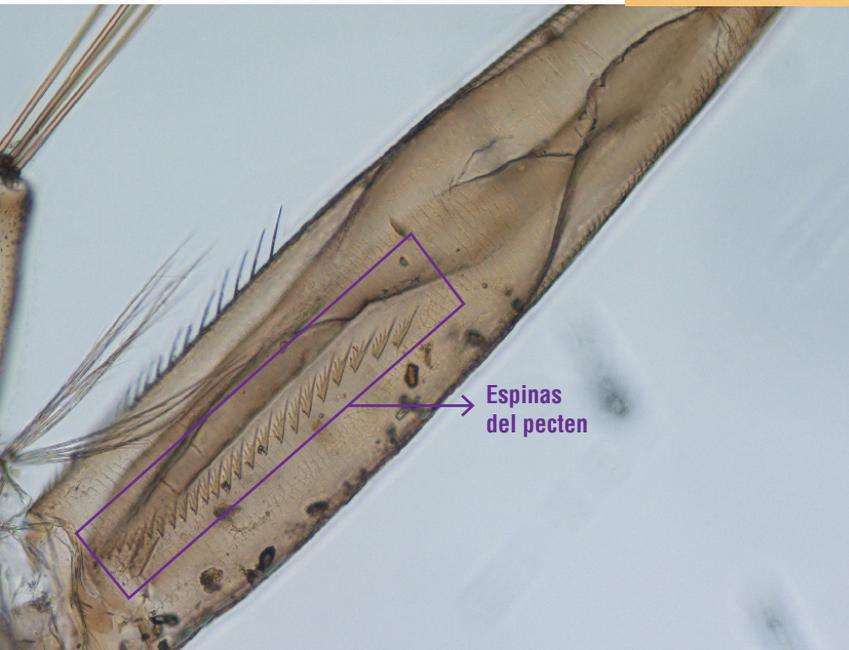


**Fig. 55.**  
Gonocoxito y gonostilo del macho  
*Culex (Culex) articularis* Philippi.



Gonostilo

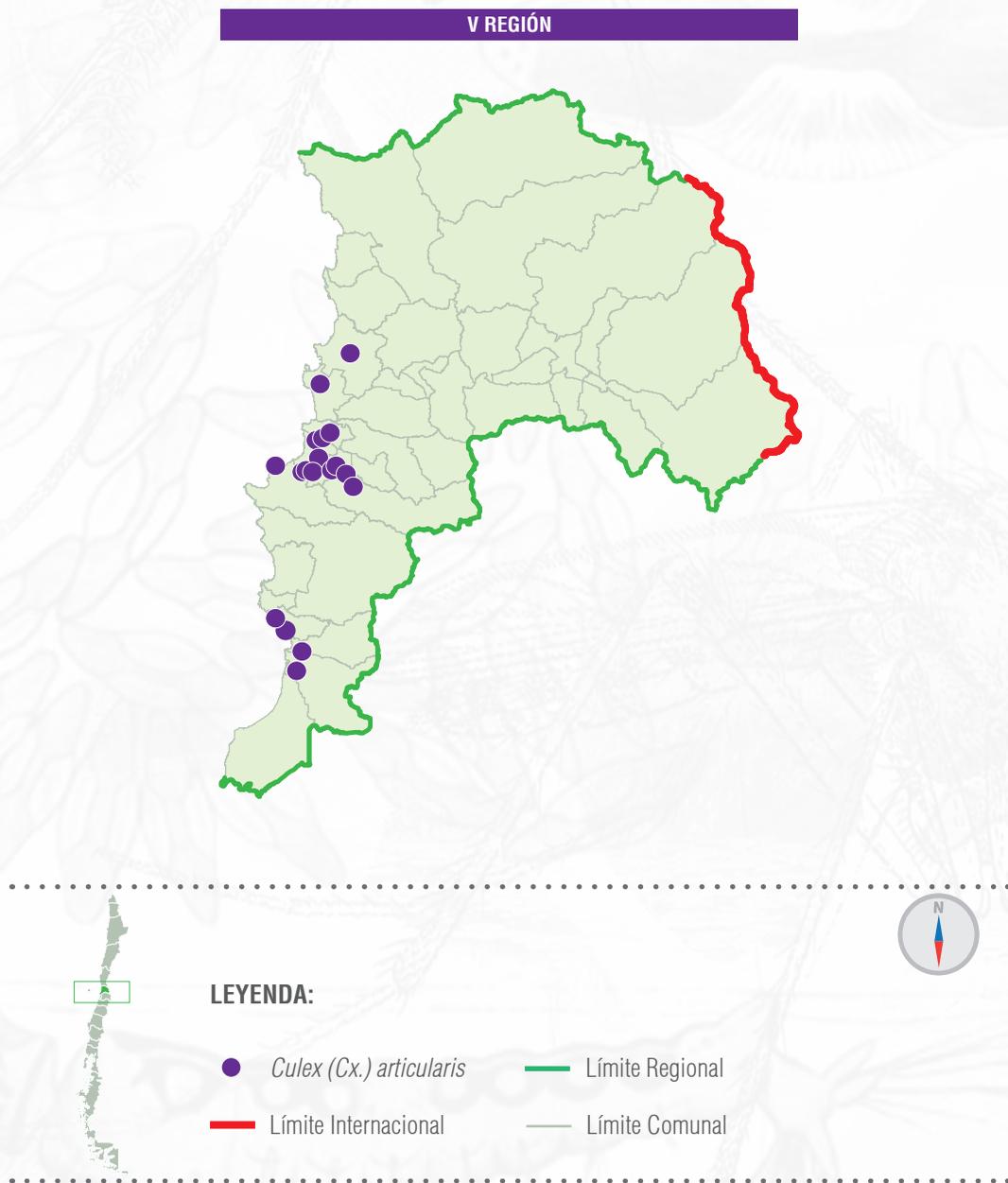
Gonocoxito



Espinas  
del pecten

**Fig.56.**  
Sifón respiratorio de larva de 4º  
estado *Culex (Culex) articularis*  
Philippi, mostrando las espinas  
del pecten. (10X)

**Fig. 57.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx.) articularis*



### *Culex (Culex) dolosus*

(Lynch-Arribáizaga), 1891: 156 (*Heteronycha*).  
Localidad-tipo: Buenos Aires, Argentina (tipo en MACN).

- = *Culex (C.) bilineatus* Theobald, 1903: 196. Localidad-tipo: Sao Paulo, Brasil (tipo en NHM).
- = *Culex (C.) boneriensis* Brethes, 1916: 213. Localidad-tipo: San Isidro, Buenos Aires, Argentina (tipo en MACN).

**Diagnosis:** Probóscide café con escamas café oscuro. Mesoscuto cafésoso. Abdomen amarillento pálido; tergitos abdominales con bandas basales anchas, con escamas blancas. Larva con seta 1C de la cabeza espiculada. Genitalia macho con lóbulo apical del gonocoxito con 3 cerdas; gonostilo sin anulaciones apicales; hoja ovoide.

**Hembra:** Segmento abdominal con amplias bandas basales blancas. Segmento tarsal con bandas blancas. Tibia con pálida banda apical (Fig. 58).

**Genitalia:** gonocoxito cónico, cubierto por finas setas. Lóbulo apical del Gonocoxito con tres setas; la basal más corta que las otras dos y con el ápex redondeado, la del medio y la distal de similar largo ambas terminadas como garfio. Hoja: Ovoide, con dos setas una larga, delgada y curva y la otra delgada más corta que la hoja y con el extremo

terminado en gancho. Gonostilo: Sin anulaciones en la cresta del tercio apical (Fig. 59).

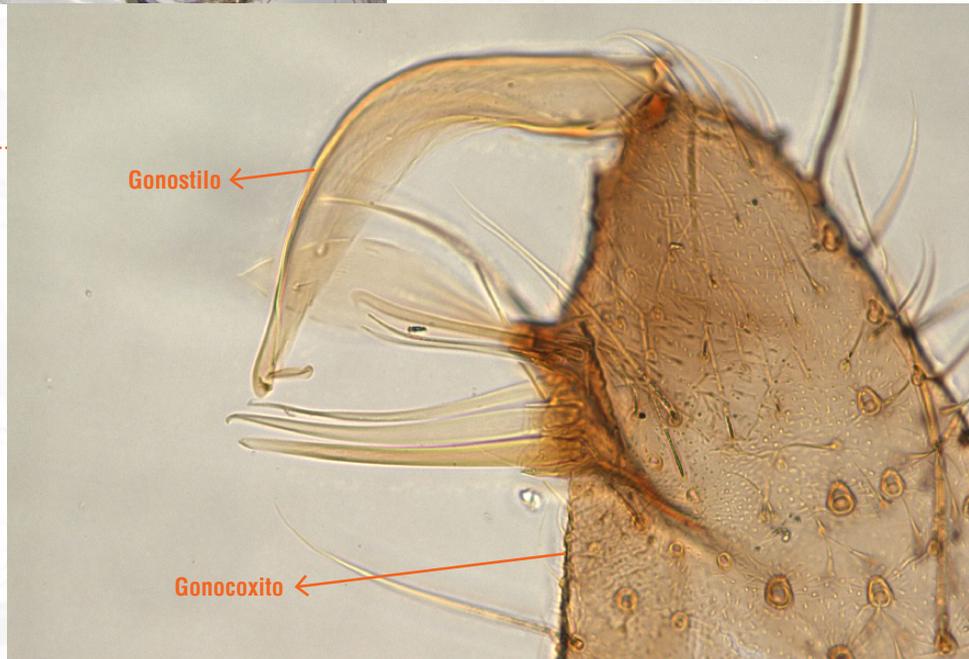
**Larva de 4° estado.** Cabeza más ancha que larga. Setas 1C espiculada y más gruesa que seta 5C (Fig. 60). Setas 5C con 5 ramas. Antena más corta que el largo de la cabeza y cubierta por pequeñas espículas. Maxila sin espinas apicales, peine maxilar presente interno y desarrollado. Maxila y palpos fusionados a nivel de la base de la antena. Abdomen: Segmento VIII sin placa esclerotizada dorsal. 32-53 dientes del peine con todo el borde en flequillo distribuidos en dos o más filas irregulares. Setas 7-I usualmente con 2 ramas y más corta que seta 6-I. Setas 6-VI con 1 rama. Setas 1-III y 1-IV single. Sifón: Largo del pecten menor a 1/3 del largo del sifón, con 10-16 espinas de entre 4-6 denticulos en forma de escala cada una. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1 S con 4 o menos ramas, las que nacen caudal al pecten y no se encuentran insertadas en una sola fila presentando de 1-3 setas anterolaterales. Índice sifonal rango 4,1-6,35. Segmento anal: Montura rodea completamente el segmento anal, seta 1X usualmente con 1 rama, seta 4X con mínimo 4 pares de setas que nacen de un promontorio, 4 papilas anales de menor o igual largo que el segmento anal (Fig. 61).

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada en la V Región y Metropolitana (Fig. 62)

**Fig. 58.**  
Adulto de *Culex (Cx.) dolosus*



**Fig. 59.**  
Gonocoxito y gonostilo del  
macho *Culex (Culex) dolosus*.  
Lynch-Arribáizaga. (10X)



**Fig.60.**

Cabeza de larva de 4º estado  
*Culex (Culex) dolosus* Lynch-  
Arribálzaga, mostrando la  
cerda 1C de la cabeza. (40X)

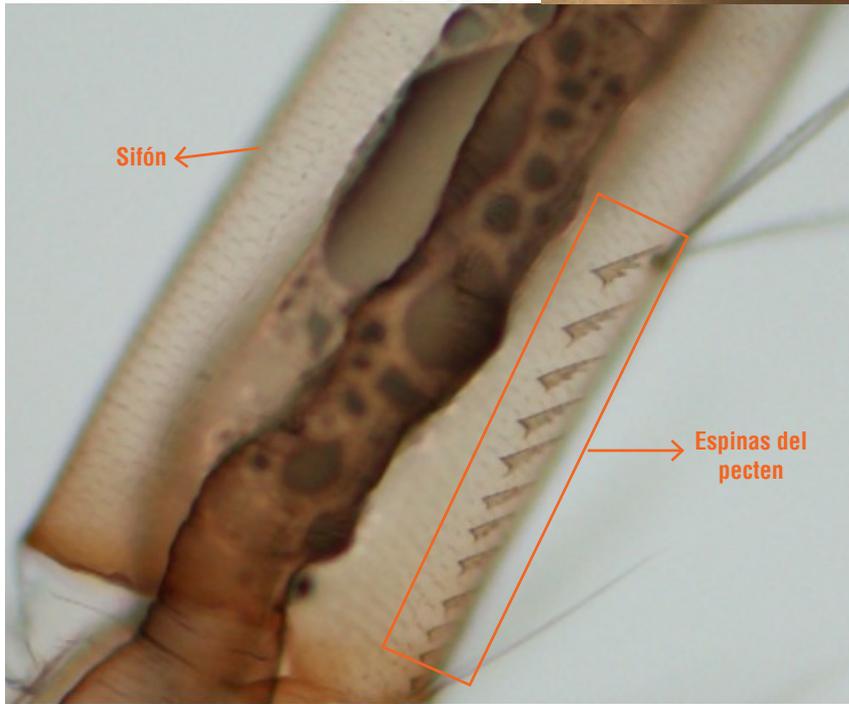


Sifón ←

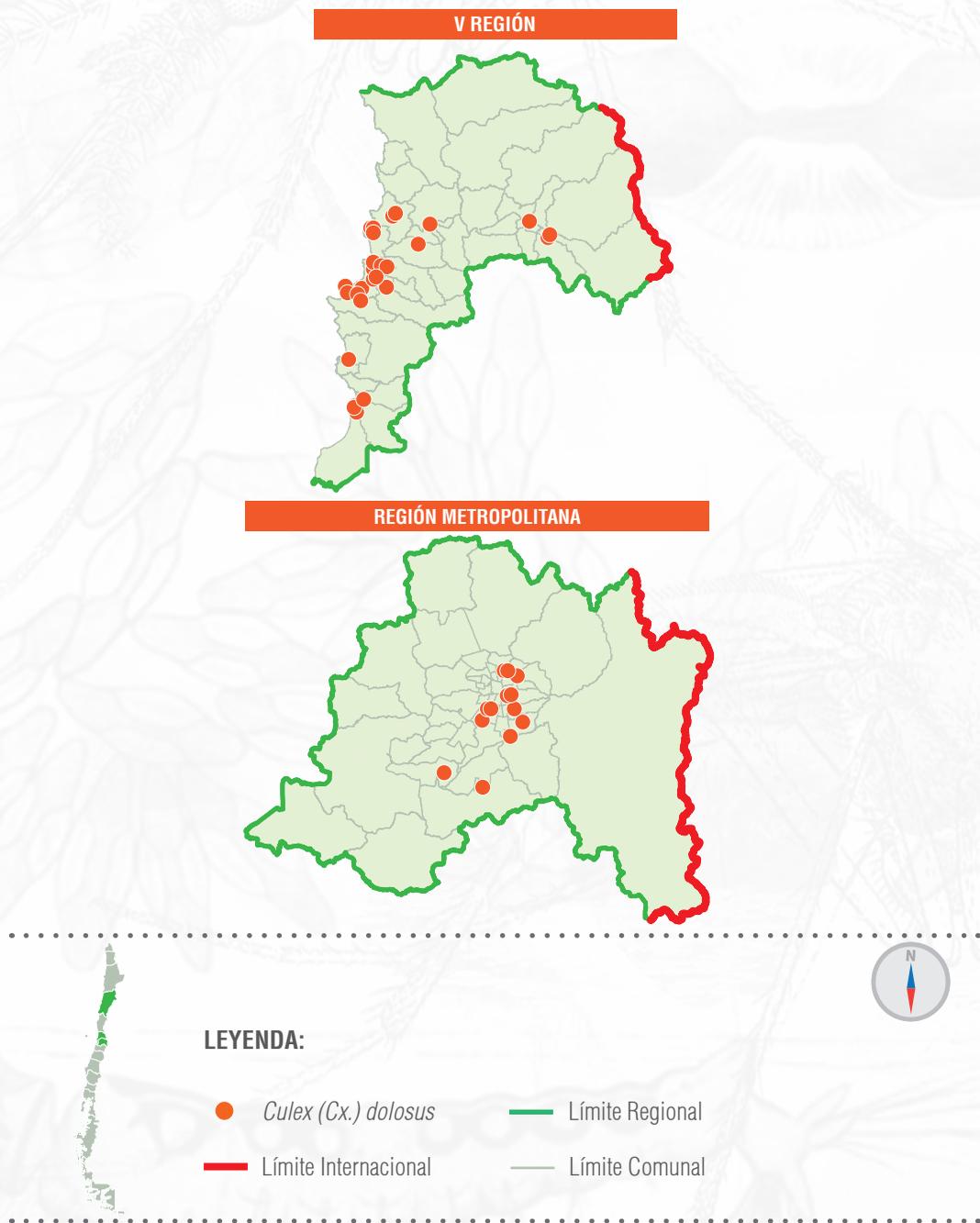
→ Espinas del  
pecten

**Fig.61.**

Sifón respiratorio de larva de 4º  
estado *Culex (Culex) dolosus*  
Lynch-Arribálzaga, mostrando  
las espinas del pecten. (10X)



**Fig. 62.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx.) dolosus*



### *Culex (Culex) pipiens*

Linnaeus, 1758:602. Localidad-tipo: cerca Lago Kranjesko, Suecia (tipo en USNM).

**Diagnosis:** Probóscide con escamas negruzcas, con parches ventrales de escamas blancas. Mesoscuto café oscuro, pleuras café amarillentas. Escutelo con escamas estrechas amarillentas. Patas enteramente café pálido. Tergitos abdominales con bandas basales estrechas de escamas blancas. Larva con índice sifonal con un rango entre 4,2-6,0; seta 1C, no espiculada. Genitalia macho, con gonocoxito cónico cubierto con setas; no anulado; seta basal del lóbulo apical del gonocoxito más gruesa y terminando como garfio.

**Hembra:** Escutelo con escamas amarillentas. Patas enteramente café pálido. Pleura con parche de escamas blancas. Segmento abdominal con estrechas bandas basales blanca (Fig. 63).

**Genitalia:** gonocoxito cónico, cubierto por finas setas. Lóbulo apical del Gonocoxito con tres setas; la basal más gruesa que las otras y con el ápex como garfio, la del medio y la distal de similar largo ambas terminadas como garfio, siendo la dorsal mas delgada que las otras. Hoja: Ovoide, presenta una seta “ancha” casi transparente que asemeja una segunda hoja de menor tamaño que la hoja propiamente tal, más dos setas delgadas con el extremo terminado como gancho. Gonostilo no anulado (Fig. 64).

**Larva de 4° estado.** Cabeza más ancha que larga. Seta 1C no espiculada y más gruesa que seta 5C (Fig. 65). Seta 5C con 5-7 ramas. Antena más corta que el largo de la cabeza y cubierta por pequeñas espículas. Maxila sin espinas apicales, peine maxilar presente, interno y desarrollado. Maxila y palpos fusionados a nivel de la base de la antena. Abdomen: Segmento VIII sin placa escler-

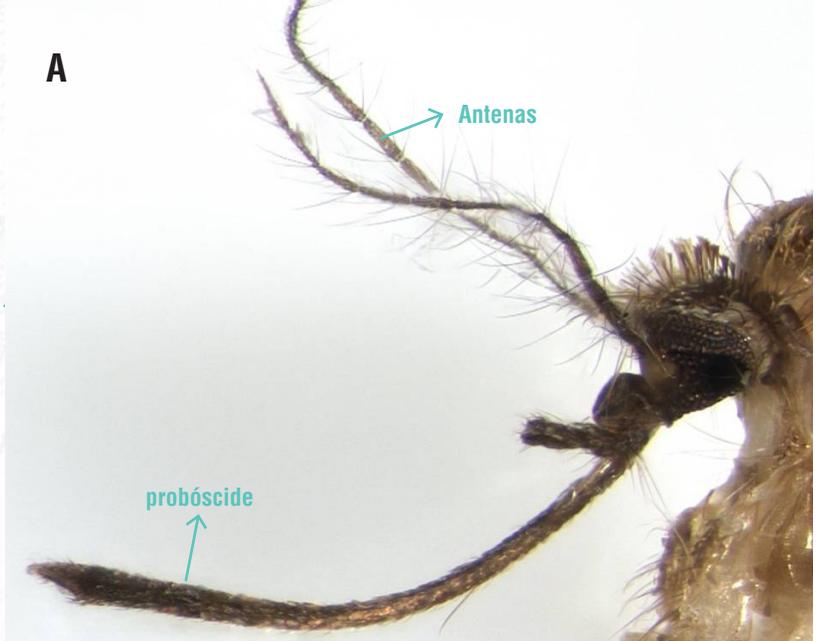
rotizada dorsal. 30-58 dientes del peine con todo el borde en flequillo, distribuidos en dos o más filas irregulares. Seta 7-I con 2 ramas y más corta que seta 6-I. Seta 6-VI con 2 ramas (Fig. 66). Seta 1-III y 1-IV single. Sifón: Largo del pecten menor a 1/3 del largo del sifón, con 12-16 espinas de 4-5 dentículos en forma de escala cada una. Sifón con 3 a 6 pares de setas 1S con 4 o menos ramas, las que nacen caudal al pecten y no se encuentran insertadas en una sola fila presentando de 1-3 setas anterolaterales. Índice sifonal con un rango entre 4,2-6,0 (Fig. 67). Segmento anal: Montura rodea completamente el segmento anal, seta 1X usualmente con 1 rama, seta 4X con mínimo 4 pares de setas que nacen de un promontorio, 4 papilas anales de menor o igual largo que el segmento anal.

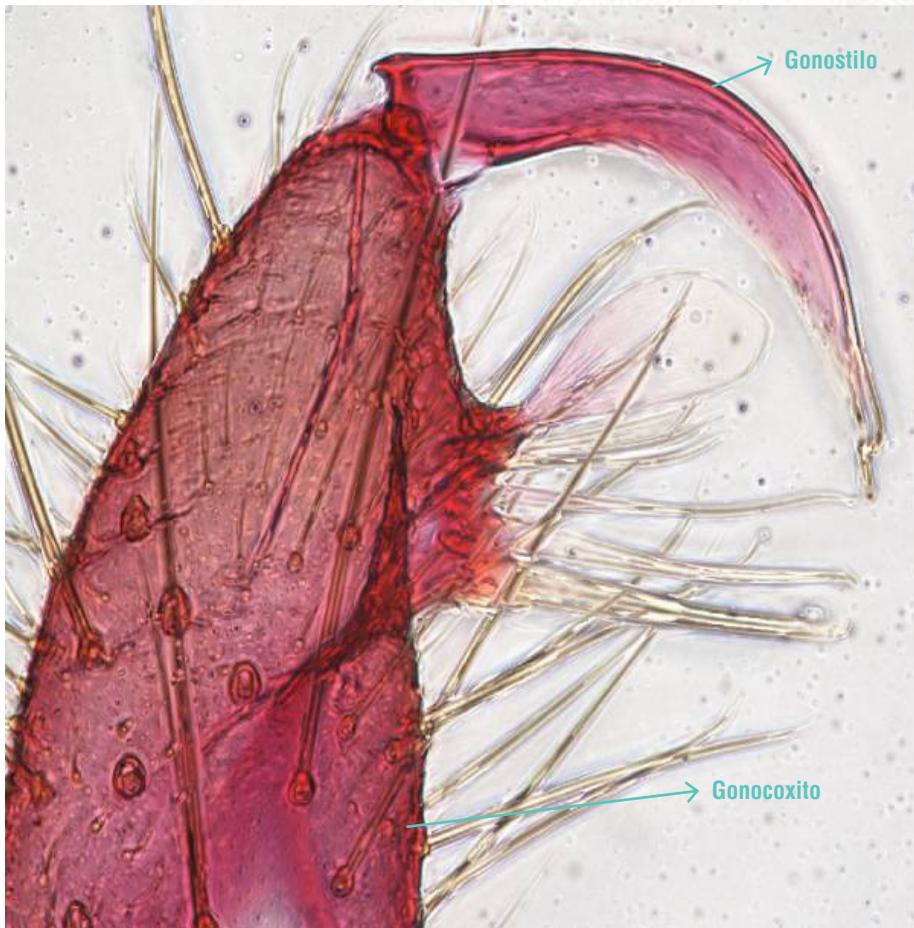
**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada entre la Región XV, la Región Metropolitana y en la Isla de Pascua (Fig. 68).



**Fig. 63.**

A, B y C. Adulto de *Culex (Cx) pipiens*



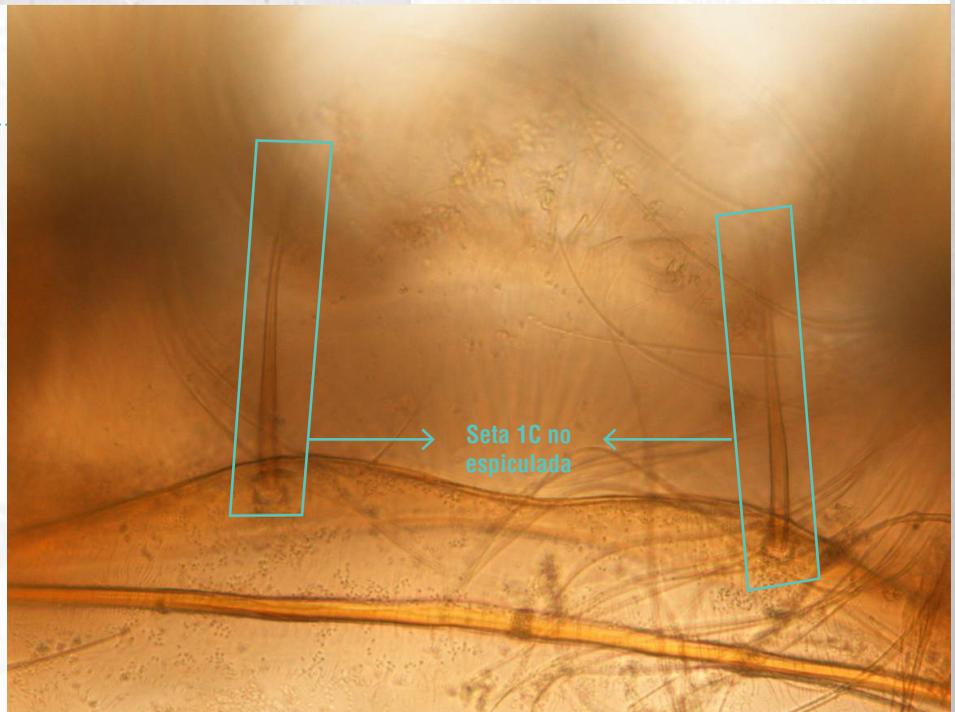


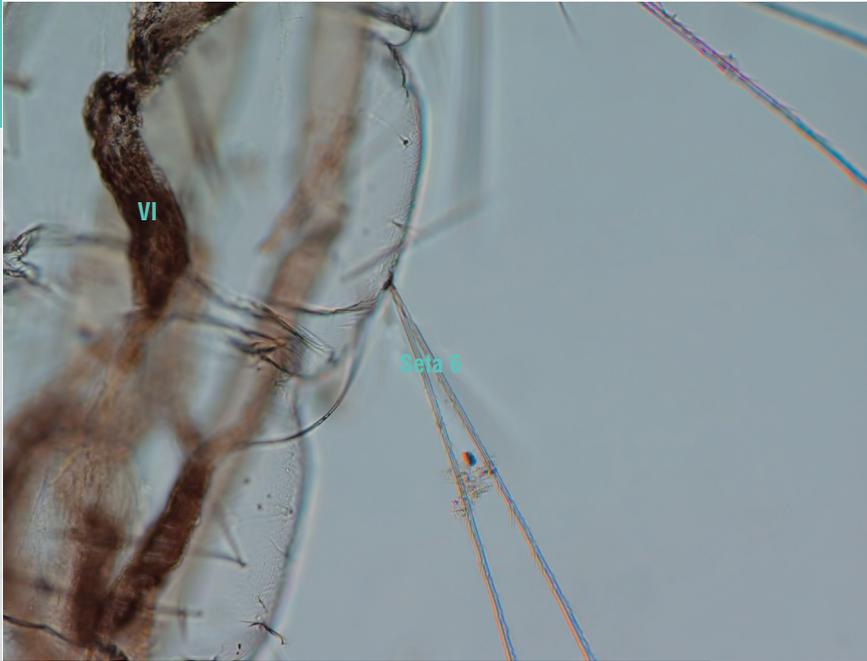
**Fig. 64.**

Gonocoxito y gonostilo del macho  
*Culex (Cx.) pipiens* Linnaeus.  
(10X)

**Fig. 65.**

Cabeza de larva de 4º  
estado *Culex (Cx.) pipiens*  
Linnaeus, mostrando la  
cerda 1C de la cabeza.  
(40X)



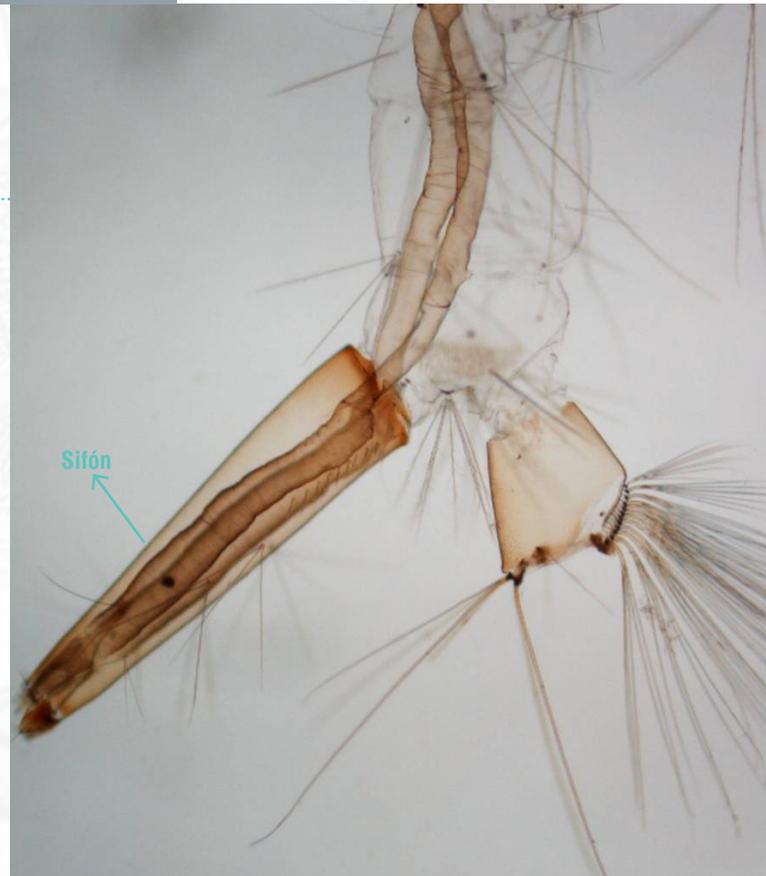


**Fig.66.**

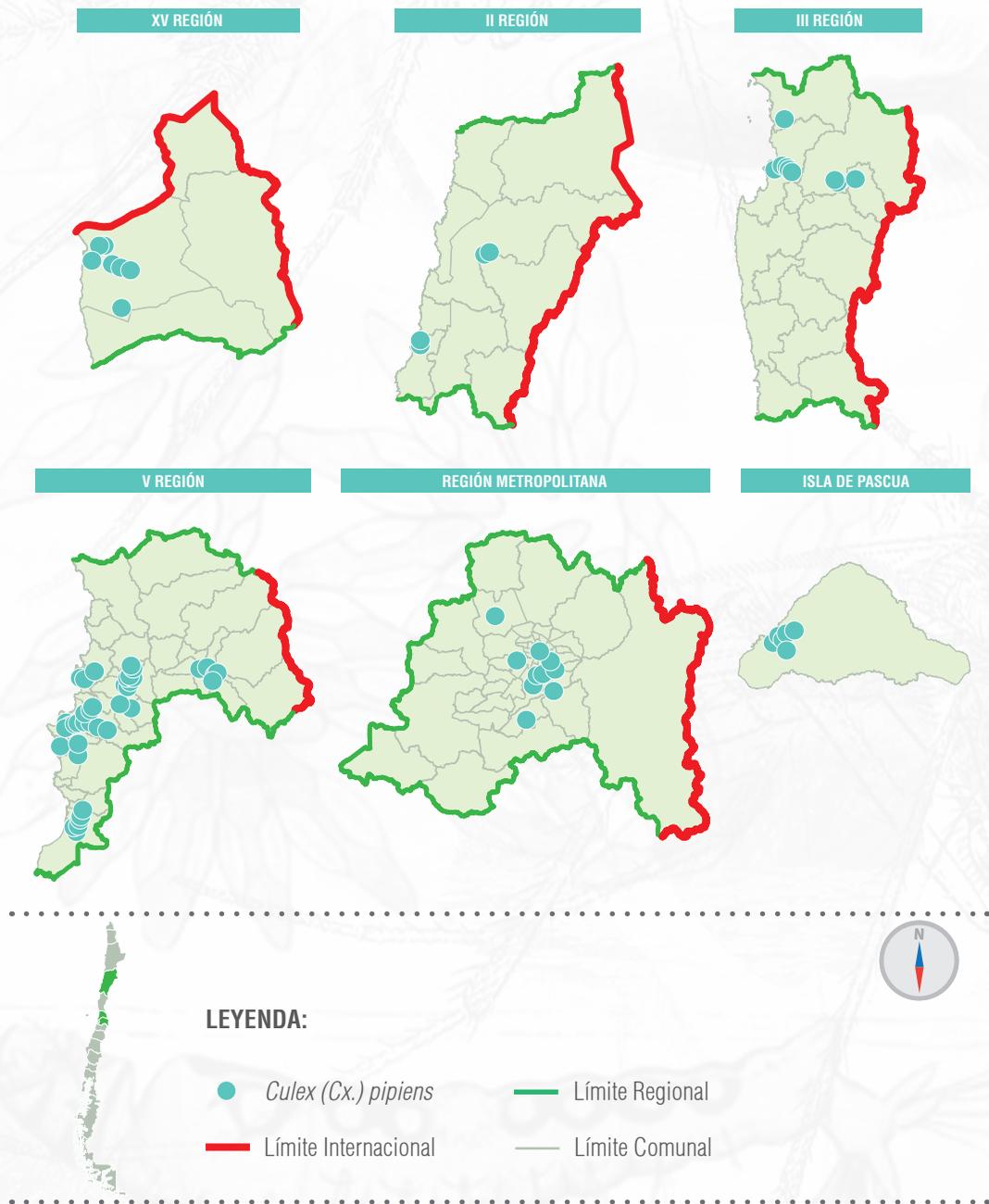
Segmento abdominal VI de larva de 4º estado *Culex (Cx.) pipiens* Linnaeus, mostrando seta 6 del segmento VI del abdomen (10X)

**Fig.67.**

Sifón respiratorio y segmento anal de larva de 4º estado *Culex (Cx.) pipiens* Linnaeus. (4X)



**Fig. 68.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx.) pipiens*



### *Culex (Culex) quinquefasciatus*

Say, 1823:10. Localidad-tipo: Río Mississippi, USA (tipo inexistente).

- = *Culex (C.) fatigans* Wiedemann, 1828:10. Localidad-tipo: Indonesia (tipo en NMW).
- = *Culex (C.) serotinus* Philippi, 1865: 595. Localidad-tipo: Santiago y Valdivia (tipo inexistente).
- = *Culex (C.) autumnalis* Weyenbergh, 1882: 23. Localidad-tipo: Río Primero, Córdoba, Argentina (tipo en UCOR?).
- = *Culex (C.) raymondii* Tamayo, 1907: 36. Localidad-tipo: Huacachina, Ica, Perú (tipo inexistente)

**Hembras:** Tegumento café claro. Probóscide enteramente con escamas oscuras. Palpos maxilares con escamas oscuras. Antenas más cortas que la probóscide. Tórax café claro, con escamas angostas, densas y más o menos de coloración café claro o amarillenta sobre el disco; cerdas acrosticales blanquecinas. Alas con escamas oscuras y densas, escamas plumosas sobre las venas radiales. Patas con las tibias oscuras sobre la superficie dorsal, ápice con escamas pálidas; tarsos completamente con escamas oscuras o negruzcas (Fig. 69).

**Macho:** Tegumento café claro. Probóscide completamente con escamas oscuras, aunque algunas veces con un pálido anillo más allá de la mitad de su extensión. Antenas más cortas que la probóscide, flagelo densamente plumoso. Palpos más largos que la probóscide, palpómeros 2 y 3 enteramente con escamas oscuras. Alas con escamas menos densas que en la hembra. Abdomen con los tergitos II-VII con bandas pálidas basales completas. Genitalia: gonocoxito delgado, cónico superficie tergal interna con 1-2 irregulares corridas de alrededor de 15 fuertes cerdas extendiéndose

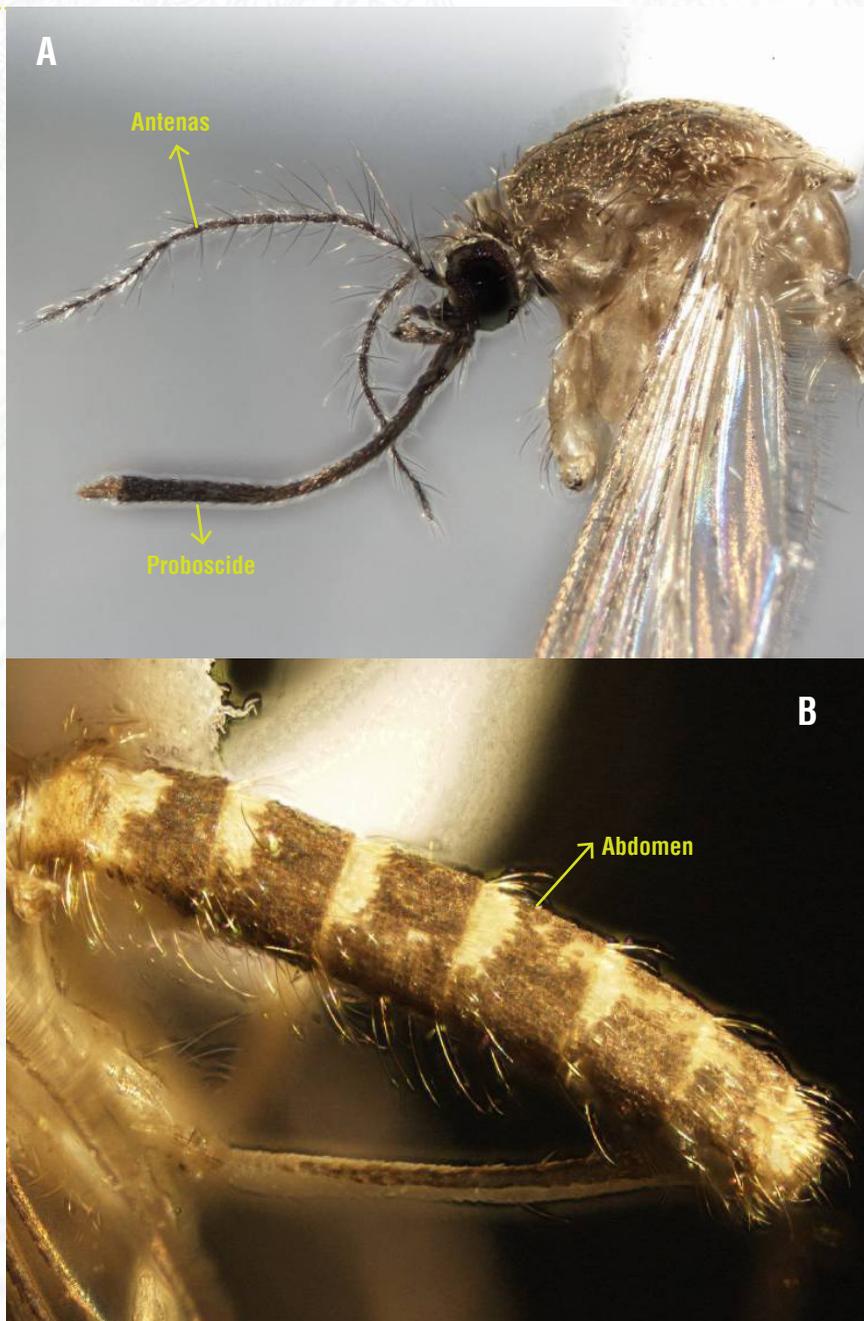
desde la base hasta más allá del nivel del lóbulo subapical. Gonostilo no anillado. Lóbulo subapical ancho (Fig. 70 y 71).

**Larva de 4° estado:** Cabeza: Más ancha que larga. Seta 1C no espiculada. Seta 5C con 4-6 ramas (Fig. 72). Seta 1C-4C simple. Antena más corta que el largo de la cabeza. Abdomen: Seta 7-I con 1-2 ramas y más corta que 6-I, Seta 1-III simple. Seta 6-VI con dos ramas. Seta 1-III con 1-3 ramas y 1-IV simple. Sifón: Pecten con 6-8 espinas de 2-4 denticulos en forma de escala cada una. Sifón con 4 pares de setas 1S con 3-6 ramas (Fig. 73). Índice sifonal con un rango de 3,0 – 4,72. Segmento anal: Montura rodeando completamente el segmento anal, seta 1X del segmento anal con 1 sola rama. Seta 2-X con 3 ramas. Cerda 1S del sifón múltiple. 4 Papilas anales más cortas que el segmento anal. Peine del segmento anal con más de 8 dientes.

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada entre las regiones XV y la II Región. (Fig. 74)

**Fig. 69.**

A y B. Adulto de *Culex (Cx.)  
quinquefasciatus* Say





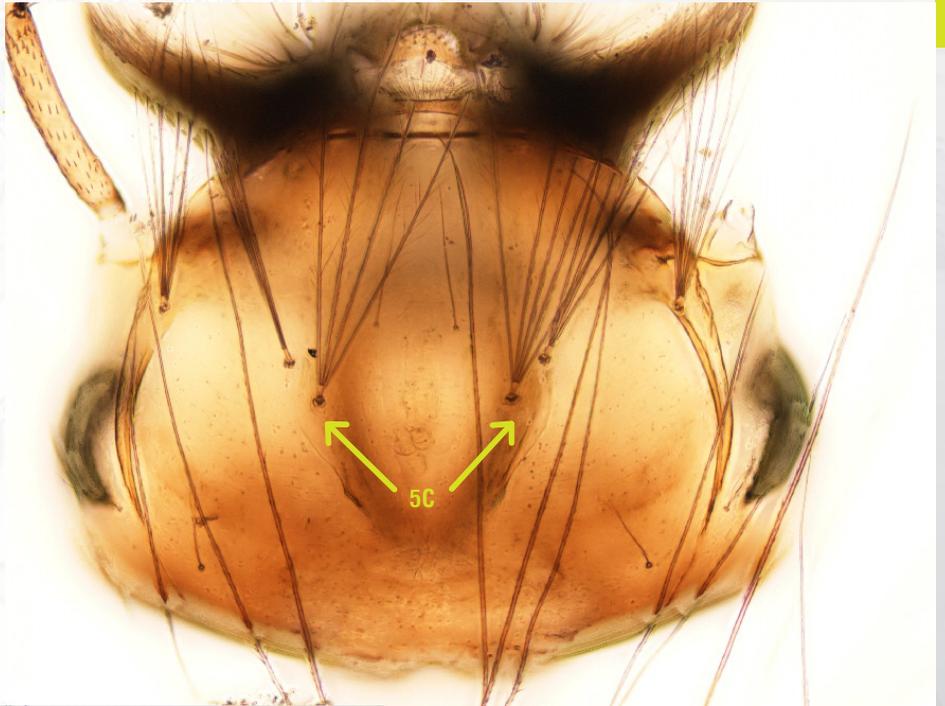
**Fig. 70.**  
Gonocoxito y gonostilo de *Culex*  
(*Cx.*) *quinquefasciatus*

**Fig. 71.**  
Phallosoma y proctiger de  
*Culex* (*Cx.*) *quinquefasciatus*



**Fig.72.**

Cabeza de larva de 4º estado  
*Culex (Cx.) quinquefasciatus*  
Say, mostrando la ceda 5C de  
la cabeza (10X) vista dorsal

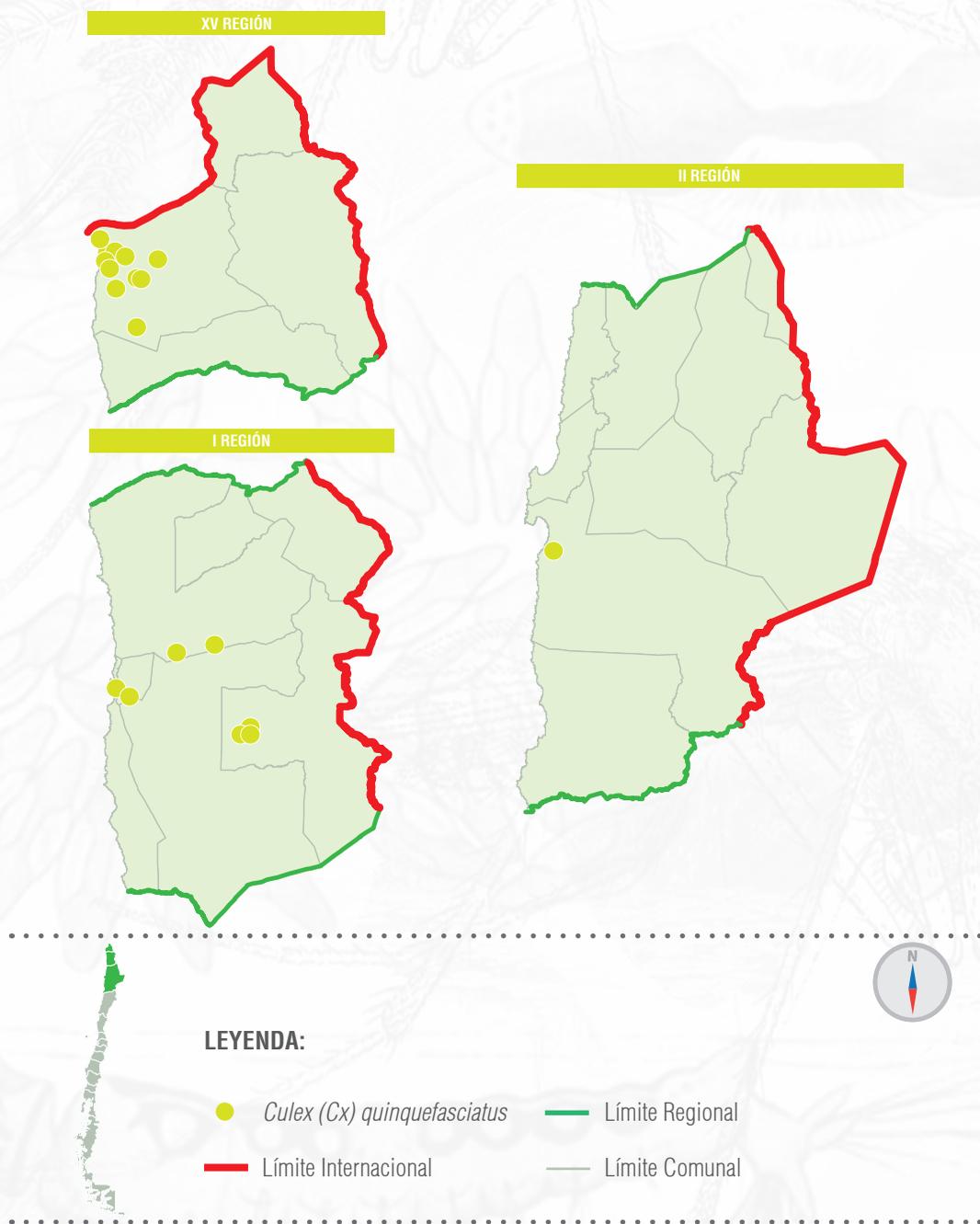


**Fig.73.**

Sifón de larva de 4º estado *Culex*  
(*Cx.*) *quinquefasciatus* Say. (10X)



**Fig. 74.**  
Distribución geográfica *Culex (Cx) quinquefasciatus*



## 8.4 SUBFAMILIA ANOPHELINAE

La subfamilia reúne 3 géneros y más de 460 especies. Los adultos se caracterizan por presentar el primer tergito abdominal sin escamas, los palpos maxilares en ambos sexos son tan largos como la probóscide y las larvas carecen de sifón respiratorio.

### 8.4.1 GÉNERO

***Anopheles* Meigen, 1818:10** Especie  
tipo: *Anopheles maculipennis* Meigen

### SUBGÉNERO

***Nyssorhynchus* Blanchard, 1902:795** Especie  
tipo: *Anopheles argyritarsis* Robineau-Desvoidy.

### *Anopheles (Nyssorhynchus) atacamensis*

**González & Sallum, 2010.** Localidad tipo: Los Perales, Copiapó

**Diagnosis:** Adultos con pruinosis grisácea oscura, porción central de la cabeza desnuda, escuto grisáceo, escamas escutales grandes, con un par de anchas marcas que se extienden posteriormente desde el ángulo escutal anterior hasta el escutelo. Área escutal con 2 líneas de escamas espatuladas blancas que alcanzan el margen del escutelo. Tarsómero posterior 5 principalmente con escamas blancas y con un anillo oscuro en el ápice. Integumento abdominal café oscuro, tergo II-VII medialmente con escamas blanquecinas, sin escamas caudolaterales (Figs. 75 A y B).

**Hembra:** Oscuro con pruinosis grisácea. Pedicelo de la antena con escamas blancas. Palpo maxilar predominantemente con escamas café oscuro. Probóscide con escamas oscuras y largas setas en la superficie ventral. Mesoescuto con pruinosis grisácea. Escutelo pálido con

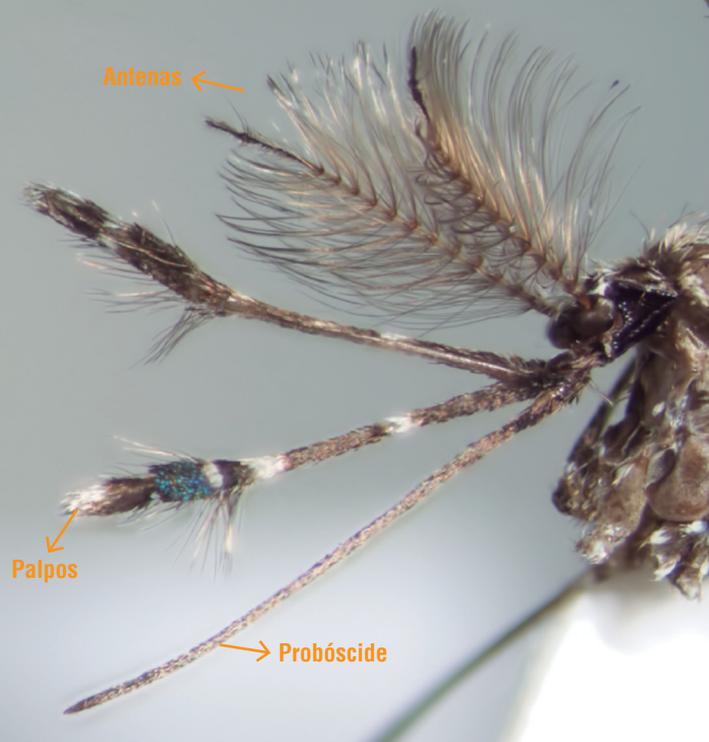
largas setas a lo largo del margen posterior. Patas con tarsómero posterior blanco con un anillo apical oscuro. Alas con escamas café oscuras y con escamas pálidas blancas en la mayoría de las manchas y las venas posteriores. Abdomen con integumento café oscuro, tergo II-VII cubierto con escamas blanquecinas medialmente.

**Genitalia:** gonocoxito cilíndrico, mesalmente recto, superficie dorsal con largas escamas desde la base al ápice. Gonostilo curvado mesalmente, ligeramente ancho en la base terminando en un ápice truncado, uña gonostilar corta. Aedeagus con el ápice más largo que ancho fuertemente esclerotizado lateralmente, escasamente sobre el ápice y los márgenes laterales.

**Larva 4° estado:** Cabeza con áreas pigmentadas oscuras. Flagelo antenal fuertemente aciculado con fuertes espículas en las superficies dorsal, ventral y mesal; seta 1-A más larga que el ancho del flagelo en el punto de inserción. Seta 1-P tipo abanico con delgadas ramas y no insertada en un tubérculo común con 2-P. Abdomen con placas tergales medias presentes, fuertemente esclerosadas. Pecten con 7 largos dientes mezclados con 12 cortos; dientes usualmente curvados dorsalmente y con serraciones en la base. Placa media fuertemente pigmentada sin brazos laterales; seta 1-S fuertemente desarrollada con 4 ramas.; silla incompleta, 1-X sencilla bien desarrollada, larga insertada fuera de la silla, 2-X fuertemente plumosa, seta 4-X con 8,5 pares de largas, plumosas setas (Figs. 76 A y B).

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada en la III Región. (Fig. 77)

A



**Fig. 75 A y B.**

Adulto macho de *Anopheles*  
(*Nys.*) *atacamensis*

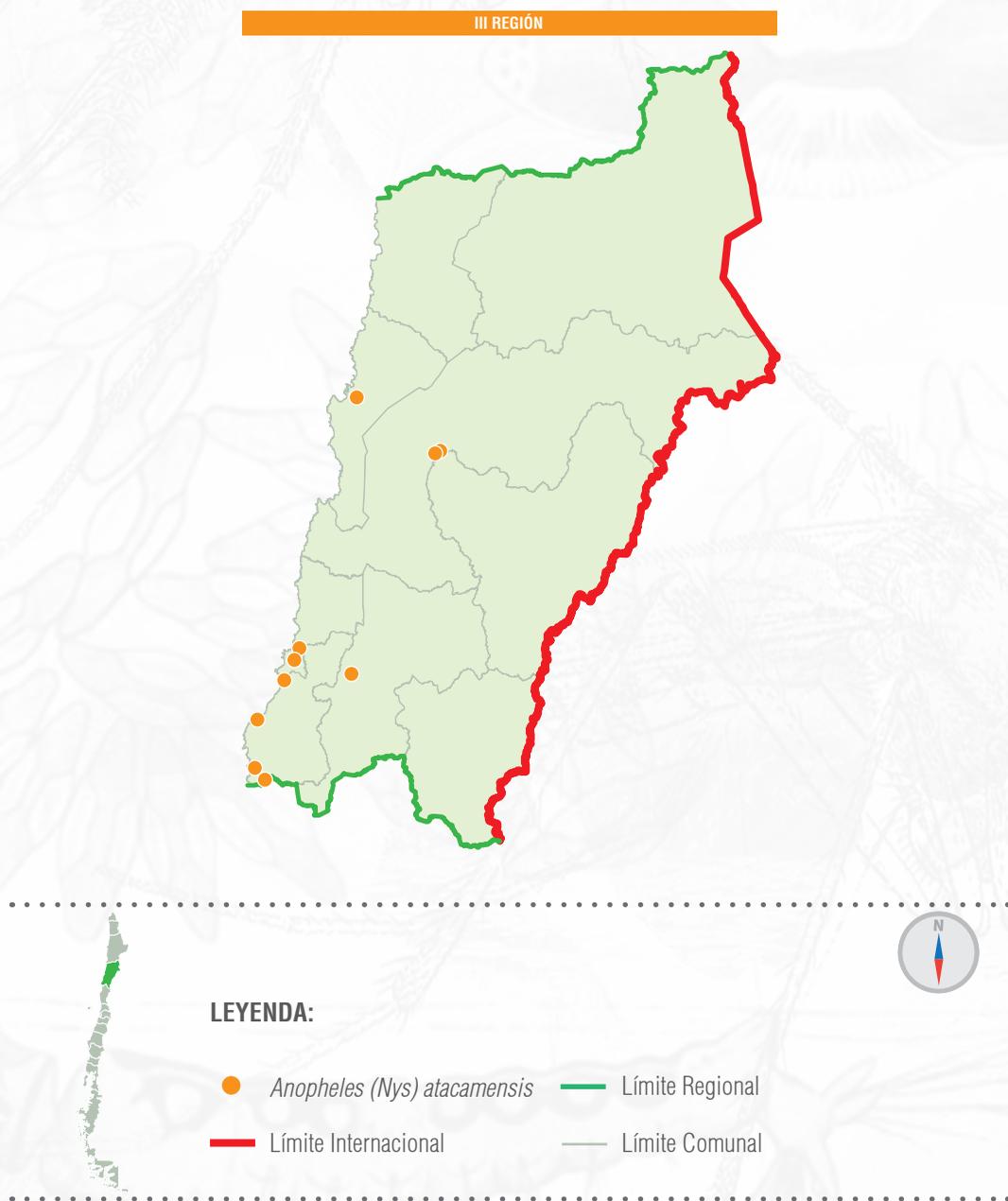
B



**Fig. 76 A y B.**  
Larva de *Anopheles (Nys.) atacamensis*



**Fig. 77.**  
Distribución geográfica de *Anopheles (Nys.) atacamensis*



### ***Anopheles (Nyssorhynchus) pictipennis***

(Philippi, 1865): 596 (*Culex*). Localidad-tipo: Prov. Aconcagua, Chile. (tipo inexistente).

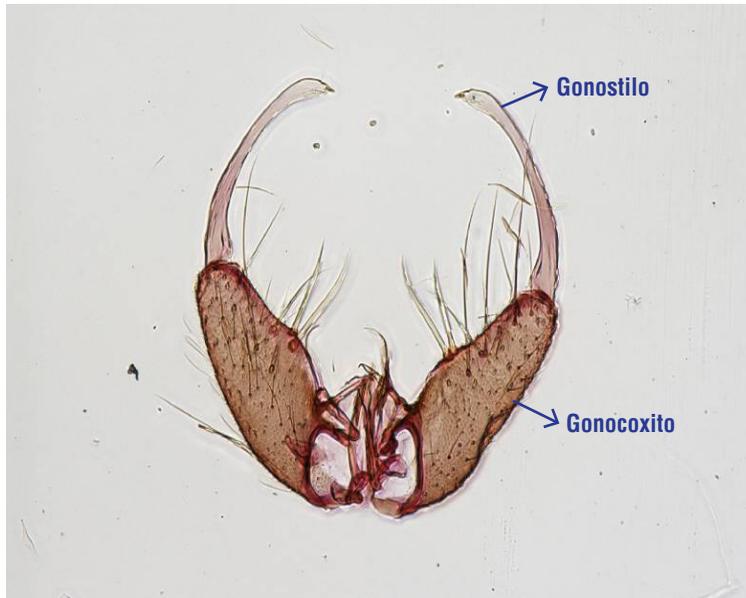
- = *Anopheles (Nys.) variegatus* Blanchard, 1852:333. (*Culex*, nuevo nombre para *C. variegatus* Blanchard (Belkin, 1968). Localidad-tipo: Arquero, Chile (Lectotipo en MNHP, designado por Belkin, 1968).
- = *Anopheles (Nys.) bigotii* Theobald, 1901: 135. Localidad-tipo: Chile (tipo, originalmente en NHM, perdido).
- = *Anopheles (Nys.) chilensis* Blanchard, 1905:289. Nuevo nombre para *An. variegatus* Blanchard.

**Hembra:** Oscura con pruinosis grisácea. Proboscide negruzca. Palpos ligeramente más largos que el fémur anterior con escamas oscuras erectas sobre el palpómero 1; todos los segmen-

tos con estrechos anillos, excepto el penúltimo que sólo tiene una marcha dorso-apical. Patas con el tarso anterior I oscuro en el medio, ápice blanquecino; tarso II casi completamente oscuro, excepto por el anillo apical blanco, resto de los tarsos oscuros. Tarso posterior con extensas regiones blanquecinas. Alas con 3 manchas negruzcas en la zona costal.

**Macho:** palpos con grandes anillos y los últimos segmentos con largos pelos. Antenas con pilosidad amarillenta y 3 veces el largo del palpo.

**Genitalia:** gonocoxito subcónico, ancho, mesalmente curvo con 2 gruesas, puntiagudas cerdas accesorias. Gonostilo 0.9 del largo del gonocoxito, curvado mesalmente, ligeramente ancho en la base adelgazándose hacia el ápice. Aedeagus con el ápice más largo que ancho, ápice curvado, pobremente esclerotizado lateralmente y sobre el ápice (Fig. 78).



**Fig. 78.**

Gonocoxito y gonostilo del macho de *Anopheles (Nys.) pictipennis*

## SUBGÉNERO

### *Anopheles* Meigen, 1818:10

#### *Anopheles (An.) pseudopunctipennis*

Theobald, 1901: 305. Localidad-tipo: Granada. (tipo inexistente).

- = *Anopheles (An.) peruvianus* Tamayo, 1907:35. Localidad-tipo: Huacachina, Chanchamayo, Lima, Perú (tipo inexistente).
- = *Anopheles (An.) argentinus* Brethes, 1912:15. Localidad-tipo: Tucumán, Salta, Jujuy, Santiago del Estero, Argentina (tipo en MACN).
- = *Anopheles (An.) tucumanus* Lahille, 1912:253. Localidad-tipo: Río Sali, Argentina (tipo inexistente).
- = *Anopheles (An.) pseudopunctipennis* neghmei Mann, 1950:34. Localidad-tipo: Qda. de Miñe-Miñe, Tarapacá, Chile (tipo en IBJN).
- = *Anopheles (An.) pseudopunctipennis* noei Mann, 1950:37. Localidad-tipo: Oasis de Suca, Tarapacá, Chile (tipo en IBJN).

**Diagnosis:** Probóscide oscura, palpos negros. Tórax café oscuro con línea longitudinal mediana de escamas amarillentas. Abdomen café, oscurecido epicalmente.

**Hembra:** probóscide oscura. Palpos maxilares negros con los palpómeros 1 a 3 con anillo apical claro; palpómero 4 enteramente claro. Occipucio con integumento café y con escamas cafés. Tórax con tegumento café oscuro; escudo con faja longitudinal mediana con escamas angostas amarillas y cerdas claras; escutelo más oscuro medialmente. Pleuras café con áreas más oscuras. Alas dotadas de áreas claras y oscuras; Costa oscura hasta la unión con la subcosta. Abdomen café, más oscuro apicalmente, cubierto con pelos dorados. (Fig. 79).

**Genitalia:** gonocoxito 1.8 veces más largo que ancho, superficie dorsal con cortas y largas cerdas entremezcladas. Gonostilo 1.5 veces el gonocoxito y con muchas pequeñas cerdas en la superficie dorsal. Aedeagus cilíndrico, ancho y furcado en la base, con 2 pares de hojas en el ápice, delgado, ligeramente curvo y de bordes aserrados.

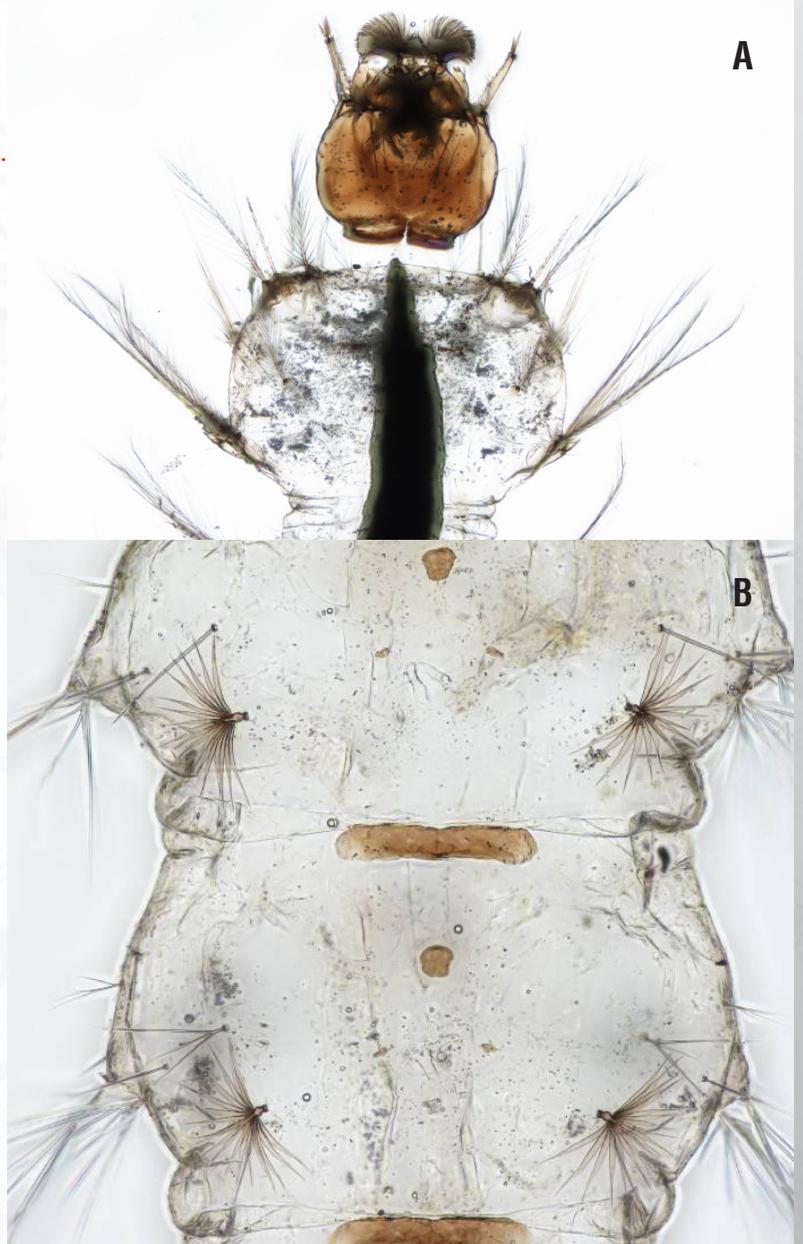
**Larva 4° estado:** cerdas 2 y 3-C largas y simples, equidistantes y separadas por una distancia mayor del diámetro del tubérculo de inserción de cada una de ellas. Abdomen con cerda 1 palmeada y presente en los segmentos III a VII; lóbulo espiracular posterolateral con una prolongación esclerotizada (Fig. 80 A y B).

**Distribución geográfica:** Esta especie ha sido colectada solo en la regiones XV y I (Fig. 81)



**Fig. 79.**  
Adulto macho de *Anopheles*  
(*An.*) *pseudopunctipennis*

**Fig. 80 A y B.**  
Larva de *Anopheles* (*An.*)  
*pseudopunctipennis*

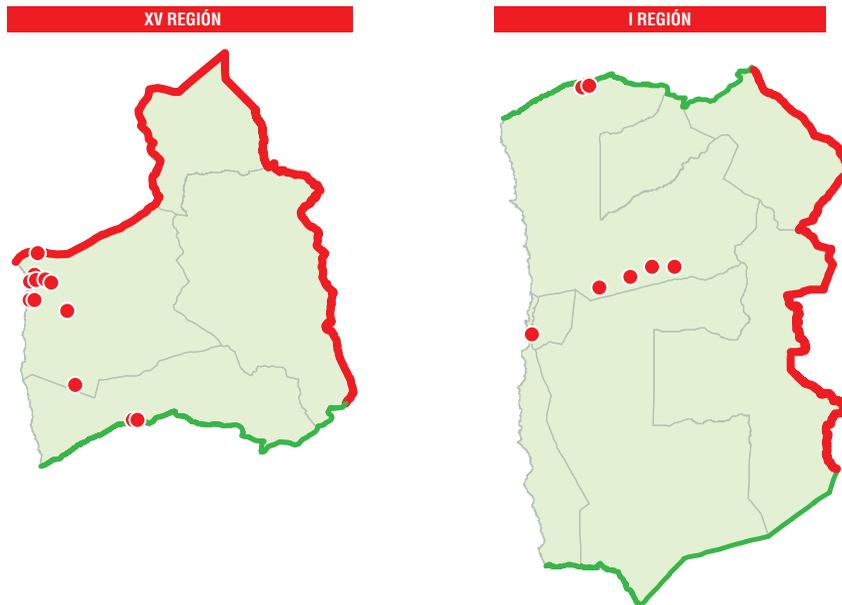


**A**

**B**

**Fig. 81.**

Distribución geográfica de *Anopheles (An.) pseudopunctipennis*



## VI. VIGILANCIA DE ENFERMEDADES TRANSMITIDAS POR MOSQUITOS

---

### 1. Relevancia de las enfermedades transmitidas por mosquitos

Las enfermedades vectoriales tienen gran importancia en salud pública por su magnitud, dispersión, provocando, además de los efectos sanitarios, impactos en diversos ámbitos que afectan la calidad de vida y posibilidad de desarrollo de las comunidades afectadas. Estas enfermedades se caracterizan por ser transmitidas entre individuos infectantes y otros susceptibles por medio de un vector sanitario, habitualmente un artrópodo. Representan alrededor de un 17% de la carga mundial estimada entre las enfermedades infecciosas,

El área de presentación de estas enfermedades está estrechamente relacionado con la distribución de los vectores. Aun cuando se presentan con mayor intensidad en zonas tropicales y subtropicales, existe una tendencia a aumentar su dispersión hacia áreas templadas por efecto de los mismo factores que están incidiendo en la emergencia y reemergencia del resto de enfermedades transmisibles, tales como los cambio medioambientales, contaminación ambiental, globalización, migraciones, comercio internacional, aumento de la rapidez de los medios de transporte, fenómenos de resistencia a tratamiento y medidas de control habituales, debilitamiento de los programas de control, entre otros (fig. 82).

Dentro de la gran diversidad de vectores sanitarios, los zancudos o mosquitos ocupan un rol relevante. Entre los más importantes, cabe destacar diversas especies del género *Anophe-*

*les*, transmisores de malaria; varias especies del género *Culex*, responsables de la transmisión de virus como el de la Fiebre del Nilo Occidental; *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus*, que participan en la transmisión de Dengue y otros arbovirus, como Chikungunya y Zika. Las dos últimas enfermedades han aumentado su relevancia en los últimos años por el aumento sostenido de las áreas endémicas y la co-circulación viral, que se asocia a aumento del riesgo de letalidad y complicaciones severas, como artrosis crónica, en el caso de virus Chikungunya, Guillian Barre y Microcefalias, en el caso de virus Zika.

### 2. Situación Nacional de Enfermedades Transmitidas por Mosquitos

Chile mantiene de una situación excepcional dentro del contexto internacional debido al éxito de acciones de control, como la campaña contra la Malaria efectuada durante la primera mitad del siglo XX, que logró eliminar esta enfermedad, lo que fue certificado oficialmente en 1945, persistiendo focos remanentes de Anophelinos vectores en algunas quebradas de la Región de Arica-Parinacota y en la Quebrada de Tarapacá, Región de Tarapacá. Estos focos se mantienen bajo control, existiendo una población en niveles tan bajos que es incapaz de sustentar la transmisión de la enfermedad. En este escenario, en el país, sólo se registran casos importados, aislados y esporádicos. Para mantener este logro, se mantienen

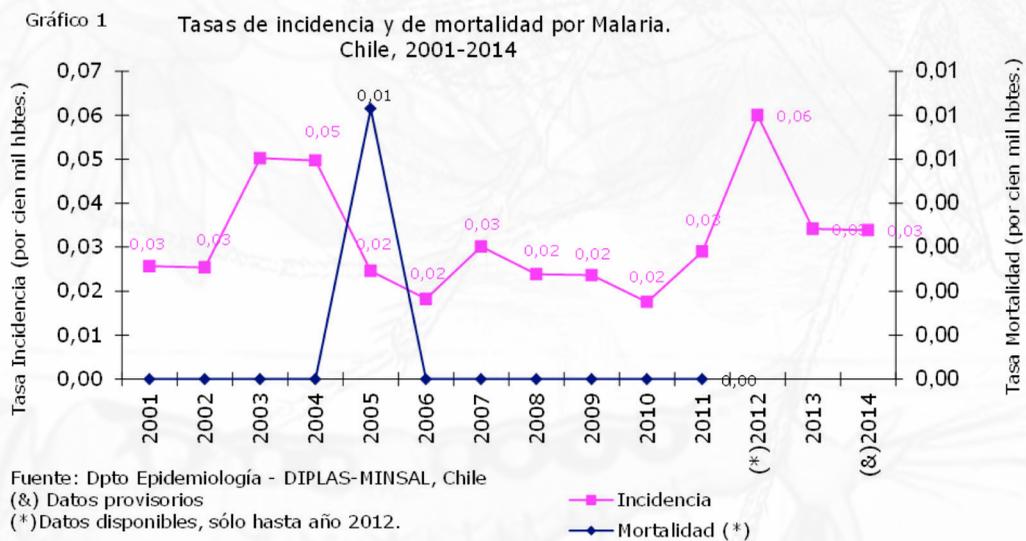
**Fig. 82.**

Principales determinantes que inciden en la emergencia y reemergencia de las enfermedades vectoriales



**Fig. 83.**

Tasa de incidencia y mortalidad por Malaria en Chile entre el año 2001 y 2014.



las acciones de vigilancia y control de los focos remanentes. Estos focos se intensifican en verano debido a las lluvias en el altiplano. Las acciones de vigilancia permiten tener identificadas las áreas remanentes, así mismo permiten focalizar las acciones control y, de este modo, evitar que se dispersen a sectores poblados, previniendo el riesgo de reingreso de la enfermedad. Cabe señalar que anualmente se confirman entre 2-10 casos de Malaria, todos importados, prácticamente sin letalidad asociada (Fig. 83). La mayoría de los casos provienen de África y, en menor medida, de América del Sur. Durante el año 2015, el ISP confirmó 8 casos de Malaria.

El control vectorial de Malaria en Chile, además permitió eliminar la presencia de *Aedes aegypti*, el que se extendía entre el extremo norte y Caldera en la Región de Atacama. El último registro oficial data del año 1961. Sin embargo, como consecuencia de la reemergencia de Dengue a nivel mundial, ingresa *Aedes aegypti* a Isla de Pascua, registrando oficialmente su presencia en el año 2000. Desde entonces, se han implementado acciones de control, las que lamentablemente no han logrado ser efectivas, debido a la existencia de factores ambientales y socioculturales altamente favorables. Como consecuencia de este vector en Isla de Pascua, el año 2002, se presentó un brote de Dengue que afectó clínicamente al 17% de la población residente de la época, es decir 636 casos de 3.500 habitantes aproximadamente. El brote fue producido por serotipo DEN-1, se estima que el 80% de la población quedó sensibilizada para este serotipo. Luego del brote, han existido años silentes o se han presentado casos aislados o pequeños brotes en Isla de Pascua, todos ellos producidos por DEN-1, a excepción de dos casos de DEN-4 identificados en el año 2009 (tabla 1). Todos los casos, incluidos los del brote del 2002, corresponden a la manifestación leve de la enfer-

medad según la clasificación de OPS/OMS, sin la presencia de casos fatales.

En el mes de febrero de 2016, se detectó un nuevo brote de Dengue, causado por el mismo serotipo DEN-1, el que puede ser explicado por la existencia de un gran número de personas susceptibles que incluye a personas residentes que no se infectaron en el brote de 2002, menores nacidos posterior al brote, además de continentales que se han trasladado a vivir a la isla. Cabe señalar que la población prácticamente se ha duplicado desde el brote del 2002. Por otra parte, como ya se indicó, persisten altos índices de infestación de *Aedes aegypti* en la Isla asociado a condiciones ambientales y antrópicas.

Por su parte, en Chile continental se registran habitualmente importados de casos de Dengue, correspondiente a personas que han visitado o provienen de zonas endémicas. Debido al aumento del acceso al turismo y oportunidades laborales en el extranjero, así como la inmigración desde países endémicos, los casos de Dengue pueden ser detectados en cualquier región del país, tanto en centros asistenciales públicos como privados.

En Isla de Pascua, además del riesgo de presentación de nuevos brotes de Dengue, causados por serotipos distintas al DEN-1, con posibilidad de casos graves, incluso fatales, existe riesgo permanente de introducción de otros arbovirus. Esta situación se confirmó con el brote de Zika, registrado en el año 2014, producido como consecuencia del intenso brote sufrido en la Polinesia Francesa, con la cual existe fuertes lazos sociales y culturales, manifestado, por ejemplo, en continuos viajes especialmente de la Población Rapa Nui hacia Tahití, Islas Marquesas, Moorea y otras islas de la Polinesia. En total, se identificaron 173 casos, principalmente subfebriles y exantemáticos, no observándose complicaciones neurológicas ni en recién nacidos.

Además, existe un alto riesgo de introducción de Chikungunya en Isla de Pascua, producto del alto flujo turístico entre la Isla y Polinesia o zonas donde se ha detectado circulación viral de América. Solo se registran casos importados de esta enfermedad, durante el año 2014 hubo 19 notificaciones, 3 de ellos residentes en Isla de Pascua con antecedentes de viaje a Tahití, los que afortunadamente no generaron casos secundarios. Durante el año 2015 se registran 8 casos importados de Chikungunya, 5 de ellos con antecedentes de viaje a Bolivia.

En este contexto, los principales desafíos para los equipos técnicos encargados de la prevención y control de las enfermedades vectoriales, es fortalecer las capacidades de vigilancia y reforzar las acciones de control de manera de lograr mantener los logros alcanzados, minimizar los focos remanentes de Anophelinos, evitando su dispersión a otras áreas vulnerables y controlar *Aedes aegypti* en Isla de Pascua. La integración de la vigilancia en las personas, de los vectores y de los agentes es fundamental para actuar de manera oportuna y eficiente frente al ingreso y dispersión de vectores o las enfermedades que transmiten.

### 3. Vigilancia Vectorial

La vigilancia vectorial es un componente de la Vigilancia Sanitaria de enfermedades vectoriales, la que debe estar estrechamente interrelacionada con la vigilancia epidemiológica y la vigilancia del agente o de laboratorio (Fig. 84).

La finalidad de la Vigilancia Vectorial es prevenir la ocurrencia enfermedades transmitidas por esta vía, por medio de la detección oportuna del ingreso de un vector de interés sanitario un área libre, de modo de adoptar medidas de intervenciones inmediatas y eficientes que permitan, idealmente, su eliminación. En las áreas donde

los vectores ya son endémicos, la vigilancia vectorial orienta la implementación y evaluación de las acciones de control, además de contribuir a la estimación del riesgo de presentación de casos o brotes de estas enfermedades.

Los principales objetivos de la vigilancia vectorial, son:

- Identificación oportuna de la presencia de vectores de interés sanitario
- Conocer el área de dispersión
- Determinar el nivel de infestación
- Estimar nivel de infección de agentes etiológicos de interés sanitario
- Conocer aspectos biológicos del vector relevantes para la dinámica de transmisión de la enfermedad o de interés para las acciones de control
- Identificar factores ambientales y antrópicos que inciden en la dinámica de la población vectorial
- Determinar resistencia a plaguicidas y otras medidas de control

#### 3.1 Sistema de Vigilancia Vectorial de Mosquitos de Interés Sanitario

El área de riesgo de introducción y dispersión de mosquitos de interés sanitario en el territorio continental está asociado a las distintas determinantes, biológicas, ambientales y sociales que inciden en su expansión. En el caso de *Aedes aegypti*, el área de riesgo considerada para las acciones de vigilancia, se extiende desde el extremo norte a la zona central, incluyendo las Regiones de Arica Parinacota a la Metropolitana. En el caso particular de Isla de Pascua, donde *Aedes aegypti* es endémico, la vigilancia se enfoca a determinar

**Tabla 1.**

Número de casos de Dengue Autóctono en Isla de Pascua, Chile, 2002-2016\*

Año	Total casos Dengue
2002	636
2007	27
2008	25
2009	25
2015	2
2016	20

\*Semana Epidemiológica xx

**Fuente:** Departamento de Epidemiología, MINSAL

**Fig. 84.**

Vigilancia Sanitaria Integrada de Enfermedades Vectoriales



los niveles de infestación, el desafío es agregar información sobre factores antrópicos que influyen en la persistencia de la especie y conocer la existencia de resistencia a plaguicidas.

Por otra parte, el riesgo de expansión de *Anopheles (An.) pseudopunctipennis* de interés vectorial, son las quebradas ubicadas en las Regiones de Arica – Parinacota y la Región de Tarapacá y su desplazamiento a zonas más pobladas.

Los responsable de la ejecución de las actividades de vigilancia, son los Equipos de Zoonosis y Vectores de las Seremis de Salud de las regiones del área de riesgo. El Laboratorio de Entomología

Médica de la Sección de Parasitología del Instituto de Salud Pública actúa como referente nacional en el diagnóstico y servicios de apoyo en el ámbito entomológico. La Oficina de Zoonosis y Vectores de la División de Políticas Públicas Saludables y Promoción, de la Subsecretaría de Salud Pública del Ministerio de Salud, cumple el rol normativo, establece las directrices y los lineamientos técnicos, coordina y supervisa las acciones regionales.

En Chile existen 457 puntos de muestreo distribuidos desde la Región de Arica-Parinacota a la Región Metropolitana (Tabla 2).

**Tabla 2.**

Puntos de muestreo de mosquitos vectores por Región, Chile, 2015 (Fuente: Oficina de Zoonosis y Vectores, División de Políticas Públicas Saludables y Promoción, Subsecretaría de Salud Pública).

Región	Puntos de Muestreo
Arica Parinacota	24
Tarapacá	10
Antofagasta	60
Atacama	26
Coquimbo	38
Valparaíso	257
Región Metropolitana	80
<b>Total</b>	<b>457</b>

### 3.1.1 Definición de puntos estratégicos de muestreo

Considerando que la dispersión de mosquitos vectores, desde zonas endémicas a áreas libres, particularmente en el caso de *Aedes aegypti*, se realiza principalmente a través del transporte, se ha estimado pertinente definir, puntos estratégicos donde focalizar las acciones de vigilancia, basándose en los siguientes criterios:

- Lugares y recintos que, por su ubicación o servicios que prestan, impliquen un riesgo de ingreso de mosquitos al país, tales como: puertos, aeropuertos, puntos fronterizos.
- Terminales de camiones y buses de transporte internacional o lugares de almacenamiento de contenedores utilizados para el transporte de carga internacional.
- Otros lugares riesgo de instalación y propagación de mosquitos de interés local, como cementerios, estanques naturales o artificiales ubicados en zonas urbanas y periurbanas

Estos puntos estratégicos, para la vigilancia de mosquitos vectores, deben ser georreferenciados en coordenadas UTM, idealmente incorporados a un sistema de información geográfica.

### 3.1.2 Técnicas de Vigilancia Entomológica

Las acciones de vigilancia entomológica de mosquitos vectores comprende el área de riesgo y dispersión de estos vectores, que se extiende desde las Regiones de Arica Parinacota a la Región Metropolitana. Estas actividades deben ser efectuadas, de manera sistemática, analizando permanentemente la pertinencia de la incorporación o descarte de puntos estratégicos de muestreo, con el fin de asegurar una cobertura mínima del área de riesgo de ingreso y dispersión de mosquitos vectores.

La coordinación intra y extrasectorial con otras instituciones, académicas, asociaciones científicas y la comunidad, ubicada en zonas de riesgo, es fundamental para mejorar la sensibilidad de las acciones.

Las actividades de muestreo de mosquitos vectores, deben ser efectuadas por medio de prospecciones entomológicas y la aplicación y revisión de dispositivos para captura de estados inmaduros o huevos de mosquitos.

#### Prospecciones entomológicas

Planificación y ejecución de visitas a zonas de riesgo de ingreso o dispersión de mosquitos vectores, realizadas por personal debidamente capacitado, utilizando equipos y materiales que posibiliten la captura y traslado de mosquitos, en cualquiera de sus estados de desarrollo, desde los lugares de muestreo al lugar de pre-identificación, ubicado a nivel local o regional.

Estas actividades son aplicables tanto para Anophelinos de interés vectorial, como para *Aedes aegypti*.

#### Dispositivos de captura de estados inmaduros

Esta alternativa es adecuada principalmente para la detección de huevos, larvas y pupas de *Aedes aegypti*.

El emplazamiento de estos dispositivos deben ser registrados en planos o mapas usando georreferenciación y sistemas de información geográfica.

El período en que se realizará la vigilancia debe extenderse durante todo el año entre las Regiones de Arica Parinacota y Atacama. Desde la región de Coquimbo a la Metropolitana la vigilancia debe extenderse, como mínimo, entre los meses de septiembre a abril. Evidentemente

puede haber modificaciones en la extensión de la vigilancia en función a condiciones particulares a nivel local y a los recursos disponibles.

Los dispositivos básicos a utilizar son las ovitrampas y larvitrapas, la decisión por una u otra modalidad, pasa por la capacidad y recursos disponibles para su mantención e inspección.

Para aumentar la eficiencia de estos dispositivos se utiliza una solución atractante preparada en base a heno dispuesto en agua (9 gr de heno/2 litros de agua), el que se deja en reposo entre 5 a 7 días. Esta solución se utiliza para rellenar las ovitrampas y larvitrapas cada vez que sea necesario. (WHO-CDC-CPE-PV 2001) (Fig. 85).

### Ovitrampas (Fig. 86)

- Se construyen con frascos de vidrio o plástico de color negro con capacidad para 500 ml, de 7,5 cm de diámetro y 13 cm de alto.
- En su interior se introduce y sujeta una paleta de madera en posición vertical de manera que quede cubierta de agua hasta 3 cm, como mínimo, en su extremo distal
- Deben ser ubicadas en lugares protegidos, sombríos y tranquilos, a una altura máxima de 50 cm del suelo, fijadas de manera de evitar caídas o roturas
- Deben ser rotuladas e identificadas
- Deben ser inspeccionadas cada 5-7 días, retirando las paletas las cuales deben ser debidamente identificadas y transportadas de manera adecuada al lugar de pre-identificación entomológica
- Los frascos deben ser lavados y reinstalados con agua con el líquido atractante y una nueva paleta

### Larvitrapas (Fig. 87)

- Se construyen con trozos de 45 cm de largo de neumáticos en desuso, aro 13, cortados en forma de inguilete, cerrados en la parte superior, con capacidad para 1 litro de agua.
- Se cuelga desde sus extremos y se ubican en lugares sombríos, tranquilos y protegidos, a una altura máxima de 50 cm del suelo, fijadas de manera segura para evitar caídas, roturas o volcamientos.
- Se rotulan para su adecuada identificación.
- Deben ser revisadas rigurosamente cada 14 días, vaciando su contenido en un receptáculo transparente para observar presencia y comportamiento de larvas.
- Larvas sospechosas de *Aedes aegypti* o eventualmente Anophelinos de interés vectorial, deben ser capturadas con una pipeta pasteur, almacenadas en tubos de transporte, rotuladas y enviadas al lugar de pre-identificación.
- Posteriormente, la larvitrapa debe ser rellena con un litro de agua con atractante y reubicada para su re-inspección a los 14 días.

### Muestreo de mosquitos en cementerios

Considerando el riesgo que significan estos lugares para el establecimiento y mantención de poblaciones de mosquitos considerando la amplia disponibilidad de agua; como surtidores, fuentes, floreros, maceteros, entre otros, se deben realizar muestreos representativos y aleatorios de estos depósitos o receptáculos de agua. El procedimiento de muestreo de ejemplares sospechosos es similar al indicado en el caso de las larvitrapas.



**Fig. 85.**  
Infusión atractante de  
mosquitos para ovitrampas y  
larvitampas

**Fig. 86.**  
Ovitrampas (Fuente: Seremi  
de Salud RM)



**Fig. 87.**  
Larvitampa ubicada en  
terreno (Fuente, Seremi de  
Salud RM)

## Identificación Taxonómica

### Pre-identificación Nivel Regional

Las muestras recolectadas en terreno son transportadas al laboratorio local de la Seremi de Salud donde se observan las muestras bajo microscopio estereoscópico, de acuerdo al siguiente procedimiento:

- Extraer las larvas con ayuda de una pipeta Pasteur.
- Depositar las larvas en una placa Petri.
- Observar bajo microscopio estereoscópico con ocular de 10X para pre-identificación de especie siguiendo el sistema de claves instruido por el Laboratorio de Referencia<sup>1</sup>.
- Enviar las muestras sospechosas a confirmación al Laboratorio de referencia de acuerdo a las instrucciones correspondientes.

En el caso de las ovitrampas el procedimiento es:

- Observar paleta bajo microscopio estereoscópico desde la zona al cual llegaba el nivel del agua y luego observar hacia los extremos.
- En caso de detección de huevos, se pueden disponer en bandejas independientes teniendo la precaución de identificar correctamente la bandeja según la larvitrapa observada, hasta la eclosión de la larva desde el huevo; posteriormente las larvas deben mantenerse en recipientes con alimento (puede utilizarse alimento para mascotas finamente molido) hasta que éstas alcancen su último estadio y puedan ser identificadas, siguiendo el procedimiento antes señalado.

- Para confirmar los pre-diagnósticos los huevos, larvas y pupas deben ser enviados al Laboratorio de Referencia.

### Confirmación de diagnóstico entomológico

El Laboratorio Entomología Médica de la Sección de Parasitología del Instituto de Salud Pública de Chile, es el Laboratorio de Referencia Nacional de los Programas de Vigilancia Vectorial ejecutados por las Seremis de Salud, en temas de diagnóstico entomológico.

Este laboratorio se encargará de la confirmación diagnóstica de las muestras enviadas por las Seremis de Salud.

Así mismo, en coordinación con la Oficina de Zoonosis y Vectores del nivel central<sup>2</sup>, planificará prospecciones entomológicas. En conjunto desarrollarán lineamientos y directrices para perfeccionar la vigilancia entomológica y ejecutarán acciones de capacitación y perfeccionamiento para los equipos de terreno.

Además, este Laboratorio coordina, con otros equipos del ISP, servicios complementarios de diagnóstico molecular, parasitológico, virológico, entre otros.

### Comunicación de los hallazgos

En el caso que a nivel regional se detecte un ejemplar sospechoso de *Aedes aegypti* o Anophelelino de interés vectorial, se debe efectuar una comunicación inmediata, por la vía más expedita, a los referentes nacionales de la Oficina de Zoonosis y Vectores, con copia a los referentes del Laboratorio de Entomología Médica del ISP, los que deberán confirmar recepción para fines de registro.

1 Laboratorio de Entomología Médica, Sección de Parasitología, ISP

2 Oficina de Zoonosis y Vectores, División de Políticas Públicas Saludables y Promoción, Subsecretaría de Salud Pública, Ministerio de Salud de Chile

Una vez efectuada la confirmación de la detección de *Aedes aegypti* o Anophelinos de interés vectorial, el laboratorio, además de comunicar por los canales oficiales, informará por la vía más expedita, idealmente por correo electrónico, tanto al nivel regional como al nivel central, quienes deberán confirmar recepción.

La mantención de flujos de comunicación expeditos y oportunos es fundamental para la implementación de una respuesta temprana y efectiva.

#### 4. Desafíos

La existencia de un Sistema de Vigilancia Integrada de enfermedades transmitidas por mosquitos, es una necesidad imperiosa para nuestro país, considerando la situación de emergencia y reemergencia de estas patologías en el escenario internacional. De este modo será posible mantener los logros alcanzados y actuar, oportunamente, en el caso que se produzca el reingreso o dispersión de mosquitos vectores al territorio nacional.

La vigilancia vectorial, como componente indispensable de esta vigilancia integrada, requiere disponer de recursos humanos, técnicos, logísticos y financieros suficientes para efectuar, de manera sistemática y sostenida, las acciones de vigilancia. Por lo tanto, uno de los desafíos primordiales es promover la percepción de riesgo, en los distintos niveles, sean estos gerenciales, técnicos y operativos, así como en la comunidad, de esta forma podrán gestionarse los recursos para satisfacer, de manera adecuada, los requerimientos de recursos.

Así mismo, es necesario generar las capacidades necesarias para diseñar y ejecutar las acciones de vigilancia. Se requiere capacitar y perfeccionar, de manera continua, a profesionales y técnicos en aspectos epidemiológicos, entomológicos, clínicos, medidas de prevención y control, de gestión

y promoción de la salud, entre otros, de manera que se disponga de un programa sustentado en la evidencia científica disponible, con una amplia cobertura, niveles óptimos de sensibilidad y operatividad permanente.

Además, es necesario implementar equipos y lugares de trabajo, para el adecuado desarrollo de las actividades, particularmente para los análisis e investigaciones entomológicas.

La renovación tecnológica es una demanda importante, teniendo en cuenta las nuevas herramientas, por ejemplo las herramientas genéticas y moleculares que permiten precisar el diagnóstico entomológico y de los agentes etiológicos que estos pueden portar.

La vigilancia y control de las enfermedades transmisibles, en particular de las enfermedades vectoriales, supera las capacidades sectoriales, por lo que es necesario establecer una fuerte coordinación con diversos actores, públicos y privados, especialmente con las autoridades de salud animal y medioambiente, la academia, tanto en su rol de investigación como en su rol formador de profesionales y técnicos, las sociedades científicas y agrupaciones profesionales también son relevantes en la investigación, comunicación de eventos de interés y en la comunicación del riesgo. La participación y adhesión de la comunidad también es un requisito importante para el éxito de las acciones.

## VII. USO DE HERRAMIENTAS MOLECULARES EN LA IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES VECTORAS

---

Una de las problemáticas desde el punto de vista taxonómico en los Culícidos es la existencia de complejos de especies, híbridos y especies crípticas. La caracterización de estos grupos, con el fin de resolver su estatus taxonómico o diferenciarlo de otro por motivos epidemiológicos, forenses o de conservación, ha sido llevada a cabo con mayor frecuencia por taxónomos especialistas mediante caracteres morfológicos. Sin embargo, actualmente, esta caracterización es llevada a cabo además, con marcadores de tipo bioquímico, genético o cromosómico.

Para realizar una correcta identificación de un espécimen, es fundamental el tipo de muestra a partir de la cual se realizará la caracterización. Esta puede estar representada por parte de un espécimen o el individuo completo, en buen o mal estado de preservación. Si el espécimen no está completo o en mal estado, se dificulta la identificación mediante caracteres morfológicos o la extracción del ADN para su identificación mediante marcadores moleculares.

Los marcadores moleculares son fragmentos de ADN que sirven de referencia para seguir la transmisión de un segmento de un cromosoma de una generación a otra. En un sentido restringido, un marcador es una entidad genética que manifiesta polimorfismo y se hereda en forma mendeliana. En este sentido, el nivel de polimorfismo es una característica importante para la elección de un marcador molecular, ya que un marcador monomorfo no permite establecer diferencias.

Los marcadores pueden ser de origen mitocondrial o nuclear y su elección depende del tipo de pregunta de investigación a resolver. En los marcadores de origen mitocondrial su polimorfismo es debido a las mutaciones y su información genética es monoparental, mientras que en los marcadores de origen nuclear, su polimorfismo se debe a mutaciones y recombinación y su información genética es biparental. Por lo tanto, la elección del tipo de marcador depende del nivel taxonómico en el cual se esté desarrollando la investigación, es decir si es a nivel intraespecífico debe ser un marcador con una tasa de mutación más alta, como Microsatélites o Citocromo b y si es a nivel inter específico un marcador molecular más conservado con una tasa de mutación más lenta, como genes ribosomales (12S, 16S).

Un marcador molecular de origen mitocondrial utilizado ampliamente para la identificación de especies patógenas con importancia médica, ecológica y agronómica, cuando la morfología no es discriminatoria es el DNA Barcode. Este método estándar de identificación de especies fue propuesto por Hebert et al. (2003a), y está constituido por un fragmento de 648 pares de bases (pb) en dirección 5' del gen Citocromo Oxidasa I (COI) que hace parte del complejo IV de la mitocondria. El supuesto para la identificación de especies es que el individuo a caracterizar tenga un DNA Barcode en que la variación genética inter específica exceda la variación intra específica (Hebert et al. 2003b). Toda la información de las especies que

han sido identificadas con este marcador esta almacenada en una base de datos pública nombrada "DNA barcodes" (DNA Barcode of Life Project; <http://www.barcoding.si.edu>).

El DNA barcode tiene limitaciones, una de ellas respecto a la base de datos cuando la taxonomía del grupo estudiado no está resuelta y por consiguiente no hay información suficiente y las otras, inherentes a las características del ADN mitocondrial, por su herencia vía materna y la presencia de NUMT (fragmentos nucleares insertos dentro de la mitocondria), los cuales pueden generar una identificación errónea si no son detectados mediante la determinación de codones de términos en el marco de lectura de la proteína. A modo de ejemplo, en un estudio realizado por Behura et al (2011) fueron evidenciados NUMT en los intrones de genes que codifican para proteínas de *Aedes aegypti* (0.008%) y *Culex quinquefasciatus* (0.001%).

El Citocromo b, es un gen que hace parte del complejo III de la mitocondria y es otro marcador de elección para la identificación de especímenes, ya que al igual que el COI es polimórfico (Nicolas et al., 2012). Una de las bases de datos que permiten buscar similitud entre la secuencia de este marcador, obtenido del individuo sin identificación con secuencias de referencia es el GenBank, mediante un BLAST (<http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). Por otra parte, los marcadores nucleares de elección para realizar estudios genético poblacionales, que permitan anticipar los patrones de distribución de las enfermedades y así hacer una intervención desde el punto de vista epidemiológico son los microsatélites y los SNP (polimorfismos de un solo nucleótido).

En este sentido, las herramientas moleculares para la identificación de especies constituyen entonces un complemento a la taxonomía tradicional, y son una alternativa cuando no existen

especialistas en el grupo que se está estudiando, los holotipos están perdidos o en mal estado, o el grupo de estudio no es monofilético. Es así como las herramientas moleculares no constituyen una amenaza para la taxonomía tradicional debido a que una caracterización correcta de un organismo debe considerar un enfoque integral con varias líneas de evidencia como la molecular, morfológica y ecológica.

## VIII. BIBLIOGRAFIA

---

- ANGULO AO & TS OLIVARES (1993) Catálogo de los Culícidos de Chile (Diptera: Culicidae), y dos especies nuevas de *Culex* (*Culex*) Linnaeus Boletín de la Sociedad Biología de Concepción 64:21-26
- ARROYO MTK, J ARMESTO & R PRIMACK (1983) Tendencias altitudinales y latitudinales en mecanismos de polinización en la zona andina de los Andes templados de Sudamérica. *Revista Chilena Historia Natural* 56:159-180
- AVILES G, G RANGEON, V VORNDAM, A BRIONES, P BARONI, D ENRIA & MS SABATTINI (1999) Dengue reemergence in Argentina. *Emerging Infectious Diseases* 5(4): 575-579.
- BASÁÑEZ MG, RC COLLINS, CH PORTER, MP LITTLE & D BRANDLING-BENNETT (2002) Transmission intensity and the patterns of *Onchocerca volvulus* infection in human communities American Journal Tropical Medicine and Hygiene 67(6):669-679
- Behura SK, Lobo NF, Haas B, de Bruyn B, Lovin DD, Shumway MF, Puiu D, Romero-Severson J, Nene V, Severson DW 2011. Complete sequences of mitochondria genomes of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* and comparative analysis of mitochondrial DNA fragments inserted in the nuclear genomes. *Insect Biochem Mol Biol* 41: 770-777.
- BRITISH MUSEUM (NATURAL HISTORY) (1929-1937) Varios Autores y en Fascículos: Diptera of Patagonia and South Chile.
- BROWN BV (2001) Flies, Gnats, and Mosquitoes pp 815-826 En *Encyclopedia of Biodiversity* SA Levin et al. (Eds) Vol 2 Academic Press
- COLLES DH & DK MCALPINE (1991) Diptera pp:717-786 En CSIRO (Eds) *The Insects of Australia A textbook for students and research workers* (2° Edic) Melbourne University Press
- COSCARÓN S & CR GONZÁLEZ (1991) Tabanidae de Chile: lista de especies y clave para los géneros conocidos de Chile (Diptera: Tabanidae) *Acta Entomológica Chilena* 16:125-150
- DIALLO M, P NABETH, KBA, AA SALL, Y BA, M MONDO, L GIRAULT, MO ABDALAHY & C MATHIOT (2005) Mosquito vectors of the 1998-1999 outbreak of Rift Valley Fever and other arboviruses (Bagaza, Sanar, Wesselsbron and West Nile) in Mauritania and Senegal. *Medical and Veterinary Entomology* 19:119-126.
- DOMÍNGUEZ C & S LAGOS (2001) Presencia de *Aedes aegypti* (Diptera : Culicidae) en la provincia de Mendoza, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 60(1-4) :79-80.
- DOWNES JA (1971) The ecology of blood-sucking Diptera: an evolutionary perspective, pp. 232-258 En AM Fallis (Ed.) *Ecology and physiology of parasites*. University of Toronto Press, Toronto Canada.
- ECHEVARRIA J & A LLANOS (2000) Infecciones Tropicales en viajeros a Latinoamérica. Parte II *Revista Chilena Infectología* 17(1):25-33

- FOOTE, BA (1991) Order Diptera pp. 690-915 En FW Stehr (Ed.) *Immature Insects Vol 2* Kendall/Hunt Publishing Company, Iowa, USA.
- FORATTINI OP (1962) *Entomología médica*. Faculdade de Higiene e Saude Pública. Departamento de parasitología. Sao Paulo, Brasil.
- FRIEDRICH M & D TAUTZ (1997) Evolution and phylogeny of the Diptera: a molecular phylogenetic analysis using 28S rDNA sequences. *Systematic Biology* 46(4):674-698
- GIBSON G & SJ TORR (1999) Visual and olfactory responses of haematophagous Diptera to host stimuli *Medical and Veterinary Entomology* 13:2-23
- GOODWIN LG, OTTESEN EA, SOUTHGATE BA (1984) Recent advances in research of filariasis. *Transactions Royal Tropical Medicine and Hygiene* 78: 1-28.
- GONZÁLEZ CR (1995) Diptera pp. 256-265 En *Diversidad Biológica de Chile*, JA Simonetti et al. (Eds.) Conicyt. Artegrama.
- GONZÁLEZ CR & M MAC-LEAN (2008). Diptera pp. 299-352 en *Zoología Médica II Invertebrados*. M. Canals & PE Cattán (Eds.). Editorial Universitaria
- GONZÁLEZ CR, MI JERCIC & L MUÑOZ (2005) Los Culicidos de Chile (Diptera: Culicidae) *Acta Entomológica Chilena* 29(1):31-35
- GRATZ NG (1999) Emerging and resurging vector-borne diseases. *Annual Review of Entomology* 44:51-75
- GRATZ NG (2004) Critical review of the vector status of *Aedes albopictus*. *Medical and Veterinary Entomology* 18 :215-227
- GUIMARAES LR (1968) Fascicule 99 Family Hippoboscidae En Vanzolini & Papavero (eds) *A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States*. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, Sao Paulo 17 pp.
- HARBACH RE (2007) The Culicidae (Diptera): a review of taxonomy, classification and phylogeny *Zootaxa* 1668: 591-638
- HARBACH RE & IJ KITCHING (1998) Phylogeny and classification of the Culicidae (Diptera) *Systematic Entomology* 23:327-370
- Hebert P D N, Cywinska A, Ball S L, DeWaard J R (2003a) Biological identifications through DNA barcodes. *Proc R Soc Biol Sci Ser B* 270: 313-321.
- Hebert PDN, Ratnasingham S, deWaard JR (2003b) Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proc R Soc Biol Sci Ser B* 270, S96-S99.
- KETTLE DS (1990) *Medical and veterinary entomology*. CAB International, Wallingford, UK.
- KNIGHT KL & A STONE (1977) *A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera, Culicidae)*, 2nd Edn. Thomas Say Foundation 6:1-611.
- KILPATRICK AM, LD KRAMER, SR CAMPBELL, EO ALLEYNE, AP DOBSON & P DASZAK (2005) West Nile virus risk assessment and the bridge vector paradigm. *Emerging Infectious Diseases* 11(8): 1167-1173.
- LANE RP & RW CROSSKEY (Ed)(1993) *Medical Insects and Arachnids (Natural History Museum)*. Chapman & Hall.
- LAVAL E (2001) ¿Hubo Dengue autóctono en Chile? *Revista Chilena de Infectología* 18(1):69-71
- LEE RMKW & DA CRAIG (1983) Maxillary, mandibular, and hypopharyngeal stylets of female mosquitoes (Diptera: Culicidae); a scanning electron microscope study. *Canadian Entomologist* 115:1503-1512

- LOUNIBOS PL (2002) Invasions by insect vectors of human disease Annual Review of Entomology 47:233-266
- LOUNIBOS PL & JE CONN (2000) Malaria vector heterogeneity in South America American Entomologist 46(4):238-249
- LUKASHEVICH ED & MB MOSTOVSKI (2003) Hematophagous Insects in the fossil record. Paleontological Journal 37(2):153-161
- MACDONALD G (1957) The epidemiology and control of malaria. Oxford University Press, London.
- MANGUIN S, DR ROBERTS, EL PEYTON, E REJMANKOVA & J PECOR (1996) Characterization of Anopheles pseudopunctipennis larval habitats Journal American Control Association 12:619-626
- MANN G (1950) Dos nuevas sub-especies del Anopheles pseudopunctipennis Th. 1901 Biológica, Fasc. VIII-XI:33-42
- MCALPINE JF (1981) Morphology and terminology – adults pp. 9-63 En JF McAlpine et al. (Eds) Manual of Nearctic Diptera Vol 1 Monograph 27 Ottawa, Canada. Research Branch Agriculture Canada.
- MCALPINE JF & DM WOOD (Ed)(1989) Manual of Nearctic Diptera Vol. 3 Monograph 32 Ottawa, Canada. Research Branch Agriculture Canada
- MCALPINE JF, PETERSON, GE SHEWELL, HJ TESKEY, JR VOCKROTH & DM WOOD (Eds.) (1981) Manual of Nearctic Diptera Vol. 1 Monograph 27 Ottawa, Canada. Research Branch Agriculture Canada
- MONCAYO AC, Z FERNÁNDEZ, D ORTÍZ, M DIALLO, A SALL, S HARTMAN, CT DAVIS, L COFFEY, CC MATHIOT, RB TESH & SC WEAVER (2004) Dengue emergence and adaptation to peridomestic mosquitoes. Emerging Infectious Diseases 10(10): 1790-1796.
- MULLEN G & L DURDEN (2002) Medical and Veterinary Entomology Academic Press 597 pp.
- NEGhme A, H ALBI & J GUTIERREZ (1952) Campaña de erradicación del Aedes aegypti en Chile. Boletín Informaciones Parasitarias Chilenas 7(3):41-42
- NEGhme A & REYES (1991) Malaria pp. 231-248. En Parasitología Clínica (Atías A. Ed)., Mediterráneo, Santiago, Chile
- NEGhme A & REYES (1991) Mosquitos, flebótomos y jejenes pp. 486-497. En Parasitología Clínica (Atías A. Ed), Mediterráneo, Santiago, Chile.
- Nicolas V, Schaeffer B, Missoup AD, Kennis J, Colyn M, et al. (2012) Assessment of Three Mitochondrial Genes (16S, Cytb, CO1) for Identifying Species in the Praomyini Tribe (Rodentia: Muridae). PLoS ONE 7(5): e36586. doi:10.1371/journal.pone.0036586
- PINHEIRO FP, APA TRAVASSOS DA ROSA & PFC VASCONCELOS (1998) An overview of Oropouche fever epidemics in Brazil and neighbouring countries En Travassos da Rosa APA et al. (eds.) An overview of Arbovirology in Brazil and neighbouring countries Belem, Brazil ECI 296 pp
- PUMAROLA A. (1984) Arbovirus: togavirus, bunyavirus y orbivirus pp. 625-634. En Microbiología y parasitología médica (Pumarola A, Rodríguez-Torres A, García-Rodríguez JA & Piédrola-Angulo G. Eds). Salvat Editores SA, Barcelona.
- RIBEIRO, JMC (1995) Blood-feeding arthropods: live syringes or invertebrate pharmacologist?. Infectious Agents and Disease 4:143-152.
- RICHARDS OW & RG DAVIES (1984) Tratado de Entomología. Vol. 2 Clasificación y Biología Editorial Omega Barcelona 998 pp
- ROSSI, GC & WR ALMIRON (2004). Clave ilustrada de los insectos de importancia médica y veterinaria. Omega, Barcelona.

- trada para la identificación de larvas de mosquitos de interés sanitario encontradas en criaderos artificiales en la Argentina. Publicación Monográfica 5, 49 pp.
- RUEDA LM (2004) Pictorial keys for the identification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) associated with Dengue Virus Transmission Zootaxa 589:1-60
- RUEDA LM, EL PEYTON & S MANGUIN (2004) *Anopheles (Anopheles) pseudopunctipennis* Theobald (Diptera: Culicidae): Neotype designation and description. Journal of Medical Entomology 41(1):12-22
- SCHENONE H, A OLEA & A ROJAS (2002) Malaria en Chile: 1913-2001. Revista Médica de Chile 130:1170-1176
- STONE, A. (1981). Culicidae, En McAlpine, JF et al. (Eds.) Manual of Nearctic Diptera. Volume 1. Research Branch Agriculture Canada, pp. 341-350.
- STUARDO C (1946) Catálogo de los Dípteros de Chile. Ministerio de Agricultura. Imprenta Universitaria
- TURELL MJ, ML O'GUINN, JW JONES, MR SARDELIS, DJ DOHM, DM WATTS, R FERNÁNDEZ, A TRAVASSOS DA ROSA, H GUZMAN, R TESH, CA ROSSI, GV LUDWIG, JA MANGIAFICO, J KONDIG, LP WASIELOSKI JR, J PECOR, M ZYZAK, G SCHOELER, CN MORES, C CALAMPA, JS LEE & TA KLEIN (2005) Isolation of viruses from mosquitoes (Diptera: Culicidae) collected in the Amazon Basin Region of Perú. Journal of Medical Entomology 42(5):891-898
- VANZOLINI PE & N PAPAVERO (Eds) (1967) A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, Sao Paulo
- VASCONCELOS PFC, JE BRYANT, APA TRAVAS-
- SOS DA ROSA, RB TESH, SG RODRIGUES, ADT BARRET (2004). Genetic divergence and dispersal of yellow fever virus. Emerging Infectious Diseases 10(9) : 1578-1584.
- WERNSDORFER WH 1980 The importance of malaria in the world pp. 1-93 In: Malaria (Kreier JP Ed.). Academic Press, New York
- YEATES DK (2003) Relationships of extant lower Brachycera (Diptera): a quantitative synthesis of morphological characters Zoologica Scripta 31:105-121
- YEATES DK & BM WIEGMANN (1999) Congruence and Controversy: toward a higher-level Phylogeny of Diptera Annual Review of Entomology 44:397-428.