



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**“IDENTIFICACIÓN DE DÍPTEROS CULÍCIDOS
ENTRE LA I REGIÓN Y REGIÓN METROPOLITANA DE
CHILE, BAJO EL PROGRAMA DE VIGILANCIA
ENTOMOLÓGICA PARA *Aedes aegypti*,
AÑOS 2000 – 2003”.**

ANNELISE FRITZ MAZZEI

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

Profesor Guía: Dra. Myriam Lorca Herrera

SANTIAGO – CHILE
2005



UNIVERSIDAD DE CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

“IDENTIFICACIÓN DE DÍPTEROS CULÍCIDOS ENTRE LA I REGIÓN Y REGIÓN METROPOLITANA DE CHILE, BAJO EL PROGRAMA DE VIGILANCIA ENTOMOLÓGICA PARA *Aedes aegypti*, AÑOS 2000 – 2003”.

ANNELISE FRITZ MAZZEI

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Medicina
Preventiva Animal

NOTA FINAL:.....

		NOTA	FIRMA
PROFESOR GUÍA	:MYRIAM LORCA H.
PROFESOR CONSEJERO	:FERNANDO FREDES M.
PROFESOR CONSEJERO	:AUDREY GREZ A.

SANTIAGO, CHILE
2005

FUENTE DE FINANCIAMIENTO

La presente Memoria se financió en forma parcial a través del:

PROYECTO MINSAL

La mantención, conservación e identificación de las muestras se realizó en el Laboratorio de Entomología Médica y Molecular de la Unidad de Parasitología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile.

DEDICATORIA

.....a Vicente, a mis padres.

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mis agradecimientos a todos aquellos que en forma directa e indirecta me apoyaron en la realización de este estudio a:

- Los encargados de los Programa del Ambiente de la I a Región Metropolitana por la constante búsqueda de material entomológico.
- Mario Elgueta, entomólogo del Museo de Historia Natural de Chile, por su disposición para proporcionarme bibliografía necesaria y su colaboración en la identificación de ejemplares.
- Dr. José Antonio Segura, Jefe Zoonosis, SESMA, por su apoyo en la recolección de material, bibliografía, material de referencia y constantes consejos.
- Grupo de académicos de la Unidad de Parasitología, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Dres: María Inés Bahamonde, María Del Carmen Contreras, Renzo Tassara, Patricia Salinas, Edurne Urarte, por su continuo estímulo.
- Grupo de no académicos de la Unidad de Parastología, Facultad de Medicina Universidad de Chile, Patricia Sanhueza, Luisa Castro, Alicia Guerra y José Meneses por su colaboración y disposición.
- En forma especial a David Garrido, fotógrafo de la Facultad de Medicina, Universidad de Chile quien inmortalizó estos mosquitos dedicándoles largas horas de trabajo.
- Dres. Héctor Alcaíno y Fernando Fredes por darme las facilidades para este estudio.
- Finalmente a los académicos TM MsCs Alejandro Garcia y Dra. Myriam Lorca, quienes han sido tutores, colaboradores y se han transformado en grandes amigos en todo este proceso.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

Resumen	
Summary	
Introducción	1
Revisión Bibliográfica	2
Antecedentes Generales	2
Ciclo biológico de los mosquitos	8
Morfología externa	9
Identificación de mosquitos	10
Objetivo General	12
Objetivos Específicos	12
Material y Método	13
Definición de Tipo de muestra	13
Recolección y Conservación de muestras	16
Identificación de las muestras	16
Elaboración de la Cartilla Entomológica actualizada	20
Mantención de una Colección de Referencia	20
Resultados	22
Discusión	32
<i>Culex tarsalis</i>	36
<i>Anopheles albimanus</i>	40
<i>Aedes atropalpus</i>	42

Conclusiones	47
Anexos	48
Bibliografía	51

RESUMEN

Las características geográficas y climáticas de nuestro país, proporcionan las condiciones ambientales para el desarrollo de numerosas especies de culícidos. Algunas de estas especies tienen poco impacto en la salud pública y animal, pero otras pueden actuar como vectores biológicos de importantes enfermedades que actualmente se presentan sólo en otros países o áreas geográficas de América.

El presente trabajo pretendió contribuir al conocimiento de las especies culícidas de la región bajo vigilancia entomológica, entregando: identificación, distribución geográfica, mantención de una colección de referencia y creación de una cartilla entomológica actualizada. En el Laboratorio de Entomología Médica y Molecular de la Unidad de Parasitología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, se recibió un total de 1.375 dispositivos de captura entre los años 2000 y 2003. De éstos, se obtuvieron 3.037 ejemplares de larvas y adultos, correspondiendo 2.859 a la familia Culicidae y 178 a no culícidos, no encontrándose huevos pertenecientes a ninguno de estos dos grupos. Como resultado se obtuvo la presencia de 3 especies de culícidos no descritas anteriormente en la región bajo vigilancia: *Culex tarsalis*, *Anopheles albimanus* y *Aedes atropalpus*.

Se identificaron 4 de los 5 géneros descritos en el catálogo de Angulo y Olivares, 1993, éstos fueron: *Culex*, *Anopheles*, *Aedes* y *Psorophora*. Con 10 especies, 3 de ellas son nuevas en la región y las 7 restantes correspondieron a: *Culex dolosus*, *C. apicinus*, *C. pipiens*, *C. restauns*, *Anopheles pseudopunctipennis*, *A. pictipennis* y *Aedes albifasciatus*. Los 4 géneros presentaron una distribución geográfica diferente, encontrándose *Culex* en toda el área de estudio, *Anopheles* sólo en Arica y Atacama, en cambio *Aedes* en Atacama, Coquimbo y Santiago.

Palabras claves: culícidos, vectores biológicos

SUMMARY

The geographic and weather characteristics of Chile provide the environmental conditions for the development of numerous culicid species. A few species of culicid do not have public health impact, however several species are effective biological vectors of important diseases that are prevalent in other countries or regions of America.

This report provides additional information on the culicid species found in the region under entomological surveillance. The information includes their identification, geographic distribution, maintenance of a reference collection, and creation of an entomological file. During 2000 to 2003, a total of 1375 insect capture systems were received in the Laboratory of Medical and Molecular Entomology of the Unit of Parasitology in the Faculty of Medicine, University of Chile. A total of 3037 larvae and pupae were obtained from the examined capture device. A total of 2859 larvae and pupae were classified as members of the family Culicidae, and 178 were named “non-Culicidae.” No eggs were found. Further examination of the 2859 larvae and pupae resulted in the identification of three culicid species that were not described in the region under surveillance: *Culex tarsalis*, *Anopheles albimanus*, and *Aedes atropalpus*. Four of the five genera described in the catalog of Angulo and Olivares (1993) were identified.

The genera included *Culex*, *Anopheles*, *Aedes*, and *Psorophora*. Among 10 species, three are new in the region and the remaining seven correspond to *Culex dolosus*, *C. apicinus*, *C. pipiens*, *C. restauns*, *Anopheles pseudopunctipennis*, *A. pictipennis*, and *Aedes albifasciatus*. The four genera showed a different geographic distribution: *Culex* spp. was found in the whole region, *Anopheles* spp. only in Arica and Atacama, however *Aedes* spp., was observed in Atacama, Coquimbo and Santiago.

Key words: Culicidae, biological vectors.

INTRODUCCIÓN

La correcta identificación de dípteros culícidos es necesaria para tener un adecuado conocimiento de la entomofauna endémica chilena y eventualmente, conocer las especies exóticas que puedan haberse establecido recientemente en el país como vectores emergentes (Forattini, 1998).

Dadas las características geográficas y climáticas de nuestro país, se presentan aquí las condiciones ambientales propicias para el potencial desarrollo de numerosas especies de culícidos. Así por ejemplo existen, zonas con temperaturas superiores a 20°C y alta humedad como en Isla de Pascua, o zonas de altas temperaturas como el extremo norte. Si a lo anterior se suman los posibles efectos de cambios climáticos globales, asociados a otros factores como las migraciones poblacionales, el incremento constante en el tráfico aéreo, terrestre y marítimo, es un evento posible la introducción y el establecimiento en nuestro territorio, de nuevas especies de mosquitos. Además es probable que algunas especies tengan muy poco impacto en la salud pública y animal, pero pueden existir otros culícidos que tengan un rol en la vectorización de agentes patógenos actuando como vectores biológicos de importantes enfermedades que actualmente se presentan en otros países o áreas geográficas de América y del mundo.

El presente trabajo pretendió contribuir al conocimiento detallado de especies culícidas de la región bajo vigilancia entomológica, entregando: identificación actualizada, distribución geográfica, mantención de una colección de referencia y creación de una cartilla entomológica actualizada de utilidad para los programas de control vectorial, laboratorios de entomología y fines docentes.

REVISION BIBLIOGRAFICA

ANTECEDENTES GENERALES

Las picaduras de dípteros hematófagos en el hombre y el ganado constituyen un problema presente en prácticamente todos los biotopos de la tierra, ya que éstos además de ser hematófagos y provocar molestias pueden transmitir diversas enfermedades, constituyéndose en una preocupación importante para la salud pública, en general (Gardner, 2002). Los agentes etiológicos transmitidos por estos insectos, conocidos como mosquitos, son múltiples, tales como bacterias, virus, protozoos e incluso nemátodos (Gubler y Trent, 1995).

Dentro de las enfermedades con mayor repercusión mundial transmitidas por mosquitos se encuentran la malaria o paludismo, produciendo anualmente millones de muertes, tanto en niños como en adultos en vastos territorios de África y América. El dengue, patología que se ha extendido nuevamente en América Latina, debido a falta de vigilancia y control del vector (Guzmán, 1995). La filariasis que continúa siendo una importante afección en el noreste brasileño y otros países americanos. Además, en los últimos años, la encefalitis causada por el llamado virus West Nile, ha generado gran alarma en EEUU, amenazando con extenderse a países vecinos (Gardner, 2002), al igual que la encefalitis de San Luis donde ambas son mantenidas en la naturaleza en un ciclo silvestre involucrando pájaros, mamíferos y mosquitos pertenecientes al género *Culex* (Nasci, *et al.*, 2002; Lillibrigdge, *et al.*, 2004).

Es por ello, que insectos considerados, solamente, como una molestia, pueden transformarse en un serio problema de salud pública y animal, afectando por ejemplo la producción de carne y leche (Almeida y Gorla, 1995). Además, la presencia de

determinados mosquitos puede tener enormes repercusiones políticas y económicas para un país, afectando por lo tanto sus exportaciones y diezmando actividades como el turismo y la recreación (Bram, 1978).

Chile a partir del año 2000, comenzó un activo programa de vigilancia entomológica para *Aedes aegypti* a raíz de la advertencia de la reintroducción o presencia de este insecto, mosquito vector biológico para el virus del dengue, en la Isla de Pascua (Bugueño y Diaz, 2001), no presentándose casos de dengue hasta el año 2002. La fiebre amarilla es otra infección viral vectorizada por este mosquito, la que no se ha reportado hasta la fecha desde el brote en Tocopilla de 1912, en que se produjeron 1.101 casos con 394 muertes (Neghme, 1960; Muñoz, 2003).

El programa de vigilancia es llevado a cabo por la red de Departamentos del Programa del Ambiente (DPA), dependientes de los distintos Servicios de Salud Regionales, desde la Primera Región hasta la Región Metropolitana, la Unidad de Parasitología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile (UPFM), como centro de referencia nacional y, a partir del año 2003, el Centro Nacional de Enfermedades Tropicales (CENETROP) de Bolivia, como centro de referencia internacional de la Organización Panamericana de Salud (OPS).

Los objetivos principales del plan de vigilancia entomológica fueron evitar la introducción de *A. aegypti* en Chile continental, como también controlar los focos de proliferación para recuperar la condición de área libre del vector en la Isla de Pascua.

Se debió sensibilizar e involucrar a la población mediante educación sanitaria, orientada al manejo integral del problema, ésto es, información sobre hábitos y biología del vector, tales como: condición antropofílica del mosquito, criaderos muy próximos al hombre, ya que se desarrolla en pequeñas colecciones de agua e incluso intradomiciliarias

(Vázquez, 2002); donde la hembra es capaz de colocar unos 300 huevos (Vargas –Vásquez *et al.*, 2003). Por lo tanto, su control debe estar orientado al manejo de recipientes donde se almacenan líquidos y elementos en desuso que se acumulan en patios y sectores muy próximos a las viviendas. Por último, contempla la utilización adecuada y racional de productos químicos (Vázquez, 2002).

Por otra parte, la vigilancia entomológica se desarrolla bajo el control permanente en estaciones de monitoreo situadas en puertos, aeropuertos, cementerios y pasos fronterizos. Dentro de las áreas urbanas la vigilancia se concentra en los ambientes de mayor cobertura vegetal (Vezzani *et al.*, 2003), pues es ahí donde en forma artificial se establecen las condiciones ambientales necesarias para el desarrollo de los distintos estadios del vector, para huevos la vigilancia se realiza por ovitrampas, larvas y pupas mediante larvitrapas (Vázquez, 2002), los adultos por captura directa, “cebo humano” y junto con la utilización de una máquina especializada generadora de CO₂. El personal técnico de terreno de los DPAs, se ha capacitado en la captura e identificación de mosquitos, por medio de reuniones, seminarios y visitas de expertos extranjeros que han colaborado en el adiestramiento teórico y práctico, bajo coordinación de la UPFM.

Además de las medidas de vigilancia y control anteriormente descritas, se involucró activamente a la comunidad, mediante distintas herramientas de difusión, a través de radios locales, entrega de panfletos, información puerta a puerta, afiches en diversos lugares; como centros de reunión, iglesias, colegios y organismos comunitarios (Bugueño y Díaz, 2001).

En forma paralela, se realizó la fumigación de aviones provenientes de áreas endémicas y de todas las aeronaves con destino a Chile continental utilizando Piretroides en aerosol en cabinas y bodegas (Olea y Ballester, 2000).

En Chile, luego de las exitosas campañas de “Erradicación de *A. aegypti* y *Anopheles pseudopunctipennis*”, los mosquitos desde el punto de la entomología médica, han sido poco estudiados.

Con respecto a *A. aegypti*, la distribución geográfica entre los años 1948 y 1950 era desde el extremo norte, puerto de Arica hasta Caldera (Lat. 27° Sur) (Neghme *et al.*, 1949; Neghme, 1950). La eliminación de este insecto se logró a través de la campaña realizada durante los años 1948-1952, quedando un pequeño foco residual en Pica-Matilla (Neghme *et al.*, 1953).

Otras especies de culícidos, fueron identificadas durante la referida campaña en las áreas descritas para *A. aegypti*, denominadas “especies asociadas” (Stein *et al.*, 2002). Éstas son: *Culex dolosus*, *C. fatigans*, *C. apicinus*, *Aedes albifasciatus* (Neghme, *et al.*, 1952).

Algo similar ocurre con *A. pseudopunctipennis*, vector biológico de *Plasmodium falciparum*, protozoo causal de malaria o paludismo. Chile fue el primer país de América que erradicó la malaria como enfermedad en 1945 (Neghme *et al.*, 1955) y, aunque se mantiene la presencia del vector, éste se encuentra controlado y muy localizado en algunos valles de la Primera Región. En forma ininterrumpida se ha realizado vigilancia y control, mediante limpieza de cursos de agua, canales de regadíos y acciones de educación sanitaria, todo ello para evitar ambientes propicios para su desarrollo (Lorca, 2002; Schenone *et al.*, 2002).

Otros informes de la presencia de culícidos en Chile hacen referencia a *Culex* (*Culex*) *serotinus* Philippi, especie perteneciente al complejo *pipiens*, abundante en

Santiago, Viña del Mar y Valparaíso; *Aedes (Ochlerotatus) albifasciatus* Macquart, común de Concepción al norte, insecto detectado durante el día, presente en arrozales de la provincia de Colchagua; *Culex (Culex) articularis* Philippi (*dolosus* en Lane, 1953) especie muy común en los alrededores de Santiago (González, 1968).

Un estudio sobre los “zancudos” focalizado, en la península de Hualpén (VIII región) describe la presencia de *Aedes (Ochlerotatus) albifasciatus* Macquart, *Culex (Culex) nigripalpus* Theobald y *Culex (Culex) dolosus* Arribáizaga (Angulo, 1988).

Actualmente se reconoce en el catálogo de culícidos (Díptera: Culicidae) de Chile (Angulo y Olivares, 1993) la existencia de 25 especies, repartidas en 5 géneros: *Culex* Linnaeus (9 spp.) *Aedes* Meigen (6 spp.), *Anopheles* Meigen (5 spp.), *Nothodixa* Edwards (4 spp.) y *Psorophora* Robineau-Desvoidy (1 sp.). Las especies pertenecientes al género *Culex* Linnaeus, 1758, son: a) *C. acharistus*, en Concepción y Puerto Montt, b) *C. annuliventris*, Valdivia, c) *C. apicinus*, Santiago, d) *C. articularis*, Puerto Montt y Casa Pangué, Llanquihue, e) *C. dolosus*, alrededores de Santiago y Concepción, f) *C. nigripalpus*, Concepción, g) *C. pipiens*, Chile, h) *C. restuans*, Chile, i) *C. serotinus* en Santiago y Valdivia, j) *C. curvibrachius*, Concepción y k) *C. plicatus*, Concepción. El género *Aedes* con 6 spp.: a) *A. aegypti* en Tarapacá, Antofagasta y Atacama, b) *A. albifasciatus*, Concepción, c) *A. colonarius*, Valle de Azapa y Tarapacá, d) *A. flavipes*, Concepción y provincias del sur, e) *A. annuliferus*, Coquimbo, Illapel., f) *A. vittatus*, Santiago. Con respecto a *Anopheles* se describen: a) *A. bigotii*, Chile, b) *A. neghmei*, Quebrada de Miñemiñe, Tarapacá, c) *A. noei*, Oasis de Suca, Tarapacá, d) *A. pictipennis* Aconcagua, e) *A. variegatus*, Arqueros.

Las especies para el género *Nothodixa* son: a) *N. atrovitatta* en Concepción, Ancud y Marga Marga, b) *N. chilensis*, Los Andes, Aconcagua y Concepción, c) *N. ensifera*, Casa

Pangue, Llanquihue, d) *N. nitida*, Casa Pangue. El último género descrito, el *Psorophora* se le atribuye una especie, *P. marmorata*, Chile, sin localización mas precisa.

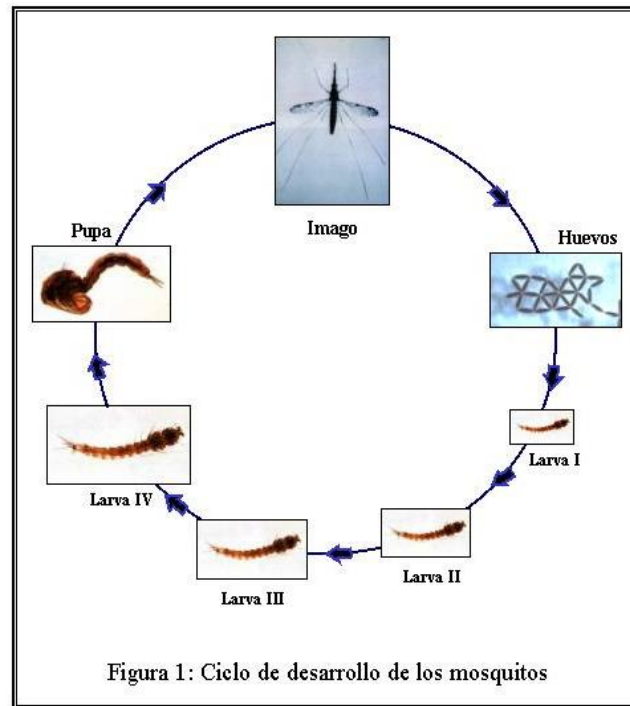
Cabe señalar que Reinert en el año 2000, eleva a la categoría de género a *Ochelerotatus*, anteriormente subgénero de *Aedes*, basado en las características de la genitalia de los machos y de las hembras. Además, el autor reconoce que algunas especies de *Ochelerotatus*, tanto adultos como larvas, no cumplen con las características morfológicas diagnósticas para dicho grupo, por ello aquí se incluyó a *Ochelerotatus* dentro del género *Aedes*, para facilitar la identificación.

Un aspecto subestimado y poco estudiado son las molestias, intranquilidad y alergias que provocan en hombres y animales las picaduras de los mosquitos. Durante el año 2000 hubo múltiples denuncias en el Departamento de Higiene Ambiental y Zoonosis de la Municipalidad de Huechuraba (Santiago), producto del aumento inusual de zancudos del género *Culex*. Ésto generó ausentismo laboral, problemas de alergias e irritación por las picaduras (Núñez, 2003). Por lo tanto es fundamental la correcta identificación junto con conocer la biología y el rol en la vectorización de enfermedades, para la elaboración de correctas estrategias de control (Lorca, 2002).

La identificación de los mosquitos se basa principalmente en las características morfológicas externas y fue la metodología empleada en el presente estudio, sin embargo, en la actualidad se están utilizando herramientas de discriminación molecular y cromosomal (Lounibos *et al.*, 1998), lamentablemente ausentes en nuestro país para tales objetivos.

CICLO BIOLÓGICO DE LOS MOSQUITOS

Los mosquitos poseen una metamorfosis de tipo holometabólica, conocida también como metamorfosis completa (Atías, 1998). Las hembras oviponen en el agua, los huevos miden aproximadamente 0.7 mm de longitud, son ovalados y varían en número desde 100 - 400 por postura según la especie. Al cabo de 1-3 días, eclosionan dando origen a larvas que luego de mudas, en 10 días, llegan hasta el estado de pupa y finalmente en 1 a 5 días emerge el adulto (Lozovei, 2001) Figura 1.

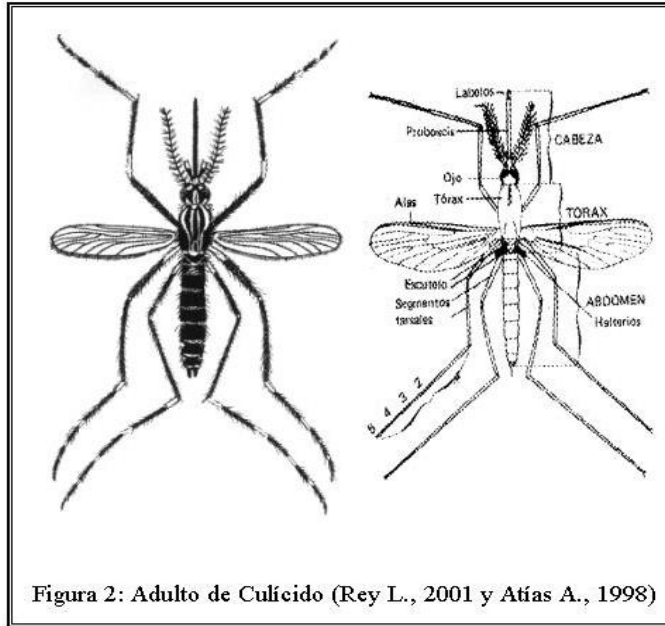


Las larvas que son acuáticas, poseen una morfología muy disímil a los adultos. Éstas son de aspecto vermiforme, de alrededor de 1 cm de longitud. Poseen una cabeza voluminosa con ojos compuestos y un potente aparato masticador. El abdomen está formado por ocho segmentos con espiráculos que le permiten la respiración, en cambio algunos géneros poseen en el último segmento abdominal un sifón respiratorio (Barth, 1972).

MORFOLOGÍA EXTERNA

Los mosquitos adultos poseen una cabeza prominente en la que se observan dos antenas filiformes, segmentadas y plumosas en el caso de los machos (Atías, 1998). Las hembras poseen dos antenas, dos palpos maxilares, el labrum o labrumepifaringe y seis estiletes que forman el aparato picador compuesto por dos maxilas, dos mandíbulas, hipofaringe y labrum o labio que se termina en un par de labelas (Rey, 2001). La hembra es hematófaga, en cambio los machos se alimentan de néctar y otros jugos vegetales con un aparato bucal formado por cuatro estiles debido a que en ellos las mandíbulas están atrofiadas (Barth, 1972).

El tórax está compuesto por tres segmentos. El segundo (mesonoto) es el más desarrollado y en él se insertan un par de alas transparentes, provistas de muchas venas y cubiertas de escamas de distintas características (Savage y Smith, 1995). Del tercer segmento torácico emergen los halterios o segundo par de alas, cuya función sería mantener el equilibrio durante el vuelo. Del tórax emergen, también las patas, muy desarrolladas, que constan de coxas, trocánteres, fémures, tibias y tarsos provistos de un par de uñas (Forattini, 1965). El abdomen es alargado, posee once segmentos y en él contiene los órganos internos, especialmente el aparato reproductor muy desarrollado en estos insectos (Atías, 1998) Figura 2.



IDENTIFICACIÓN DE MOSQUITOS

Para la identificación taxonómica existen diversas “claves entomológicas” que permiten, según las características morfológicas del espécimen, la identificación del género y especie a la que pertenece. Las claves corresponden a un listado numerado de características dicotómicas, las que se encuentran en textos o revistas especializadas donde se identifica, primeramente, el género y luego la especie a la que pertenece el ejemplar.

La identificación se puede realizar en los distintos estadios evolutivos de los insectos, huevos, larvas (de tercer y cuarto estadio), pupas y adultos (Rey, 2001). En el caso de los adultos generalmente la identificación se realiza en las hembras, debido a que los sistemas de captura que se utilizan para los géneros *Anopheles*, *Aedes* y *Culex* favorecen la

captura de este sexo ya que se emplean mecanismos liberadores de CO₂ gas atrayente para insectos hematófagos. La identificación de los machos es más compleja. Para ello se recurre a un estudio cuidadoso de sus genitales, preparación de la genitalia (extracción y aclarado con KOH al 10 % p/v) (Angulo y Olivares, 1993). Sin embargo por lo general, los machos no se utilizan en los estudios de rutina, ni en los Programas de Control de mosquitos (Pratt y Barnes, 1959).

De acuerdo con los antecedentes de vulnerabilidad frente a enfermedades emergentes transmitidas por vectores es necesario contar con una herramienta que contribuya al conocimiento detallado de especies culícidas de la región bajo vigilancia entomológica, entregando identificación actualizada, junto con la distribución geográfica respectiva de los ejemplares, lo cual será de utilidad para los programas de control vectorial, laboratorios de entomología y fines docentes.

OBJETIVO GENERAL

Identificar las especies de culícidos presentes en Chile, entre la Primera y Región Metropolitana de Chile.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar las especies de culícidos, presentes en el área de estudio.
- Describir la distribución geográfica de culícidos encontrados en esta zona.
- Mantener una colección de referencia, como fuente comparativa de material.
- Elaborar una cartilla entomológica actualizada para culícidos en las Regiones estudiadas.

MATERIAL Y METODO

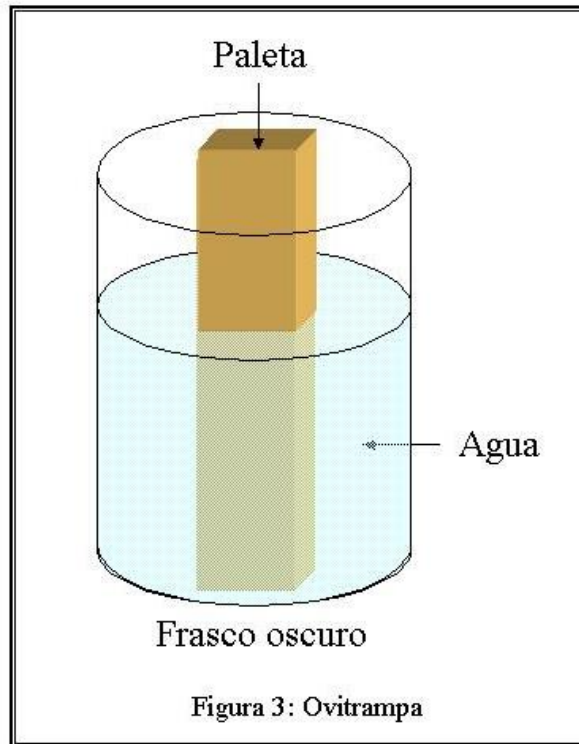
Este estudio, de tipo descriptivo, se realizó con el material recolectado, recibido y mantenido en el Laboratorio de Entomología Médica y Molecular de la Unidad de Parasitología, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, proveniente de los distintos Servicios de Salud desde la Primera Región hasta la Región Metropolitana de Chile entre Julio del año 2000 hasta Diciembre del año 2003.

1. DEFINICIÓN DE TIPO DE MUESTRA

Las muestras utilizadas, correspondieron a los distintos estadios biológicos de los mosquitos: huevos, larvas, pupas y adultos, recolectados mediante los siguientes dispositivos de captura: ovitrampa, larvitrampa y captura de ejemplares adultos.

a) Huevos:

Los huevos fueron colectados por medio de ovitrampas, las cuales consisten en un frasco de vidrio de 500 ml de capacidad, pintado de negro de 7,5 cm de diámetro y 13 cm de alto. En su interior cuenta con agua libre de cloro, hasta un tercio de su capacidad y una paleta de madera rugosa (Cholgúan) de 2 x 13 cm y 3 mm de espesor, sujeta en posición vertical (Vázquez, 2002). Los huevos se adhieren individualmente a la superficie rugosa de la paleta de madera apenas por encima del nivel del agua (Guzmán, 1995) (Figura 3).

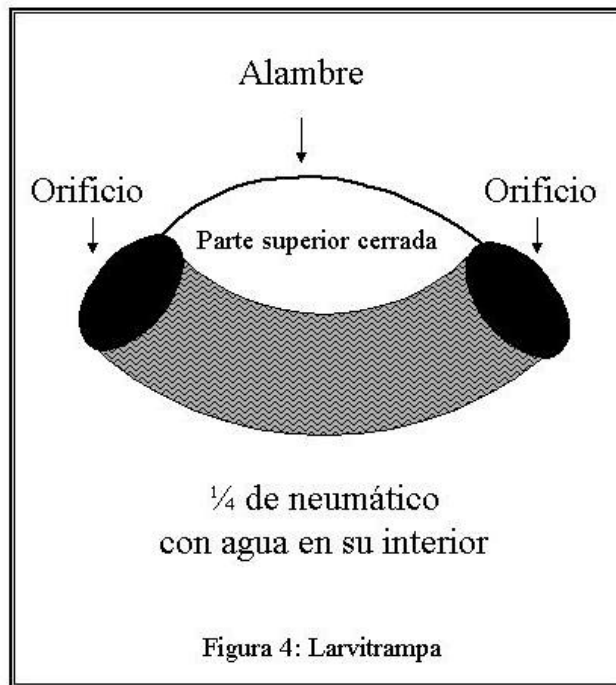


Las ovitrampas se situaron en los puertos (Arica, Iquique, Antofagasta hasta Valparaíso y San Antonio), aeropuertos (Arica hasta Santiago), paso fronterizo (Los Libertadores) y cuadrantes urbanos específicos (lugares debidamente detallados en el Programa de Vigilancia Entomológica) corresponden a aquellos lugares de mayor cobertura vegetal, próximos a pozas de agua, cursos de agua, donde en condiciones habituales estos insectos depositan sus huevos.

b) Larvas y pupas:

Las larvas y pupas fueron colectadas por medio de larvitrapas. Éstas corresponden a un trozo de neumático de 40 cm de largo, cortados en forma transversal, cerrados en la parte superior y extremos abiertos con capacidad para 1000 ml de agua que también debe

ser no clorada (Vázquez, 2002). Estas trampas se cuelgan de los extremos por medio de una cuerda o alambre, en los mismos lugares señalados para las ovitrampas (Figura 4).



c) Adultos:

La captura de adultos se efectuó, principalmente, sobre un operador (cebo humano). Ésto consiste en que una persona expone una zona de su piel, generalmente el brazo, y espera que se pose el insecto, capturándolo por medio de un frasco entomológico. Además la captura de adultos, se realizó mediante trampas de CO₂, las cuales son aparatos que producen dióxido de Carbono (CO₂) y octenol (alcohol liberado en la respiración y excreciones de mamíferos) producidos por medio de un balón de gas o una batería. Para estos muestreos se contó con la trampa mosquitomagnet de American Biophysics modelo 401.884.3500, United States Patent N° 6.145.243. Ésta posee un conducto generador de vacío que termina en una cámara de depósito en donde es succionado el insecto. Estos

equipos se ocupan tanto para la captura como en el control de estos insectos, debido a la mortalidad que genera en los ejemplares capturados (Vázquez, 2002).

2. RECOLECCIÓN Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS

Las ovitrampas fueron revisadas con una frecuencia no inferior a 48 horas (Vázquez, 2002). Las paletas fueron retiradas y puestas en una bolsa de plástico, selladas y enviadas al UPFM. Las larvitrampas se inspeccionaron cada 7 días (Vázquez, 2002).

Las larvas y pupas capturadas se mantuvieron en alcohol etílico de 70° hasta su identificación (Consoli y Lourenco de Oliveira, 1998a). Los adultos posterior a la recolección se mantuvieron secos y fueron enviados al UPFM entre algodones en el interior de un tubo de plástico o entre dos hojas de papel absorbente dentro de un sobre de papel (Bram, 1978; Consoli y Lourenco de Oliveira, 1998 a).

3. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las muestras se identificaron por medio de 7 claves entomológicas:

- Claves para la identificación de dípteros culícidos (Forattini, 2002)
- Claves para la identificación de dípteros culícidos de importancia médica (Consoli y Lourenco de Oliviera, 1998 b)
- Claves para la identificación de mosquitos de Argentina (Darsie y Mitchel, 1985)
- Claves para la identificación del subgénero *Nyssorhynchus* de *Anopheles* (Faran, 1980)
- Clave para los mosquitos anofelinos de Sudamérica Occidental (Gorham *et al.*, 1973).

- Claves para la identificación de mosquitos comunes de Estados Unidos (Pratt y Barnes, 1959)
- Claves para la identificación de las hembras y larvas de IV estadio de los mosquitos de Cuba (Díptera: Culicidae) (González, 1999)

Estas claves son las utilizadas en el programa de vigilancia entomológica para *A. aegypti* en Chile y para la identificación específica de los géneros estudiados en el presente trabajo.

La observación de las muestras se efectuó bajo lupa estereoscópica con aumentos entre 10x a 63x (Nikon SMZ800), dependiendo de las estructuras y detalles examinados. Cuando las larvas que contenían material contaminante, se les adicionó KOH al 10%, para su eliminación. En los adultos esto no se recomienda ya que puede afectar estructuras como alas y escamas (Consoli y Lourenco de Oliveira, 1998a). Aquellas estructuras que requirieron mayor detalle, como los dientes del pecten de las larvas, se observaron bajo microscopio óptico con aumentos de 100x y 400x.

La identificación de las larvas se basó en características propias de cada segmento. En el segmento cefálico se observó, principalmente, la forma de sus antenas, pelos cefálicos (clipiales, preantennales, frontales), forma y tamaño de las cerdas. En el torácico se estudiaron presencia o ausencia de cerdas, su forma, tamaño y número. En el segmento abdominal, se identificó presencia o ausencia de sifón respiratorio, como también una estructura propia denominada pecten, que corresponde a una pequeña corrida de dientes con forma y disposición precisa (Figura 5).

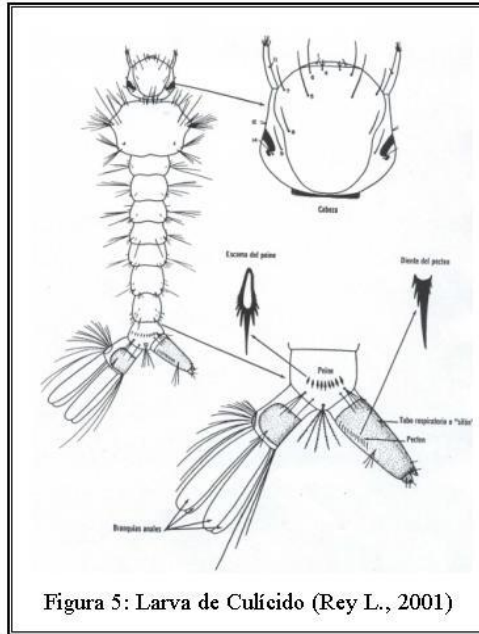


Figura 5: Larva de Cúlfcido (Rey L., 2001)

En las pupas, esencialmente, se observaron la forma y tamaño de las trompetillas, junto con los “paddles”, pequeños estructuras con forma de remos ubicados en su extremidad caudal, los que permiten establecer diferencias morfológicas y distinguir entre especies, (Figura 6).

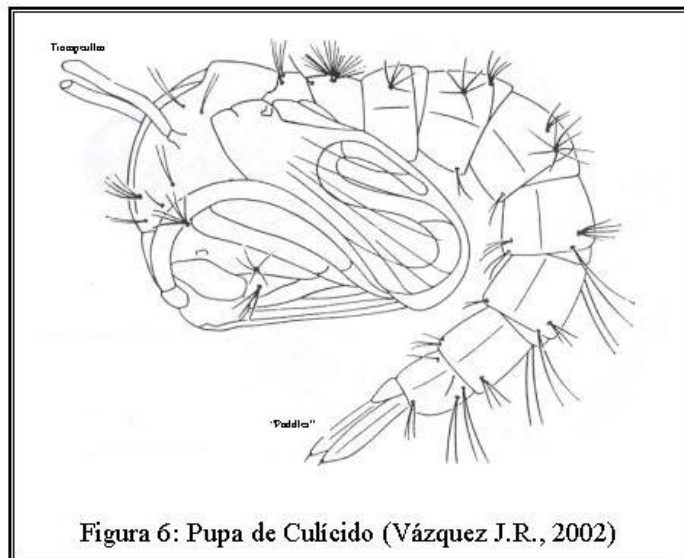
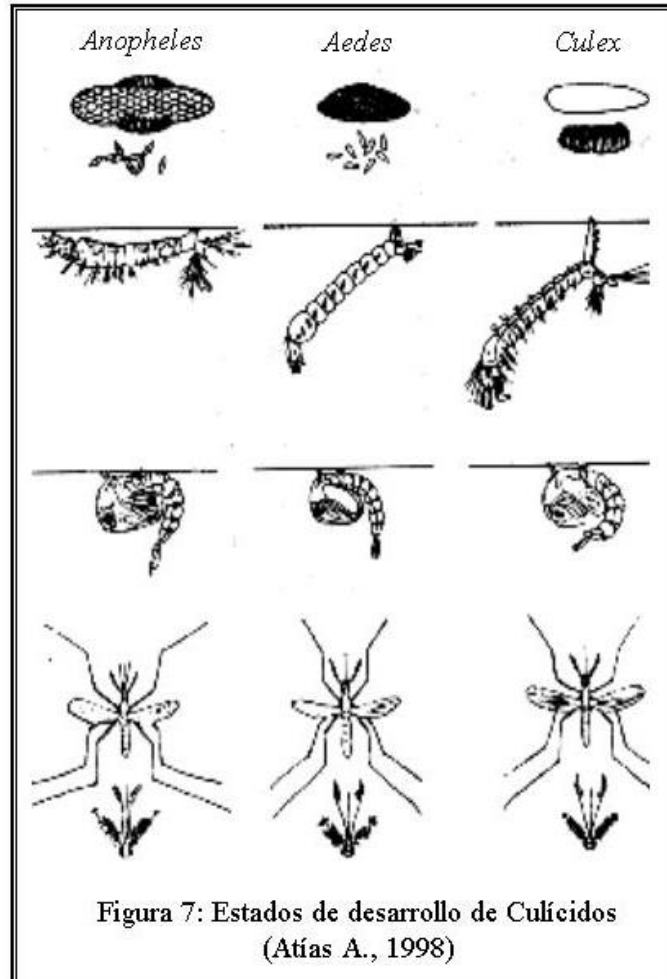


Figura 6: Pupa de Cúlfcido (Vázquez J.R., 2002)

Con respecto a los adultos, es importante diferenciar el sexo mediante las características antes mencionadas, ya que las hembras son las más estudiadas morfológicamente en los programas de control. Todos los segmentos corporales (cabeza, tórax, abdomen), alas, patas, apéndices bucales y sensoriales, representan una herramienta importante para la identificación, tanto en su forma, tamaño, coloración, entre otras.

Por lo tanto, todas las características anteriormente mencionadas, y aplicadas en cada una de las muestras estudiadas, permitió identificar géneros y especies presentes en la zona de estudio, (Figura 7).

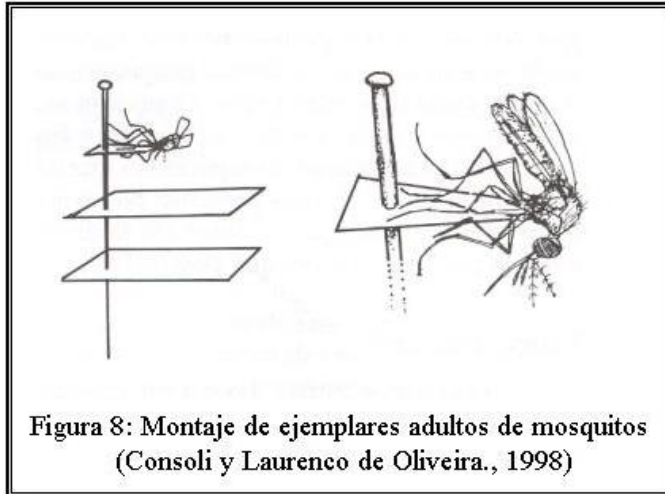


4. ELABORACIÓN DE LA CARTILLA ENTOMOLÓGICA ACTUALIZADA

Una vez identificados los diversos ejemplares de las especies culícidas, se confeccionó un listado resumen con su respectiva localización geográfica. Se verificó la descripción previa de los diversos culícidos en el territorio nacional y se incorporaron aquellos recientemente descritos.

5. MANTENCIÓN DE UNA COLECCIÓN DE REFERENCIA.

Se elaboró una colección de referencia de larvas y adultos de los ejemplares de culícidos identificados en este estudio. Para ésto, las larvas fueron conservadas en un frasco con alcohol de 70°, debidamente rotulado (género, especie, fecha de recolección y localidad geográfica) y almacenado a temperatura ambiente. Los adultos fueron expuestos a vapores de acetona por algunas horas antes del montaje para su mejor manipulación. Luego, los individuos fueron montados en un pequeño triángulo de cartulina blanca, con la ayuda un alfiler entomológico y un soporte de madera . El insecto fue pegado con esmalte transparente por la zona de la pleura torácica en la parte más aguda del triángulo de cartulina, de modo que las piernas quedan en dirección al alfiler. De esta manera parte de la pleura torácica queda libre para una mejor visualización de las estructuras. Una etiqueta inserta en el mismo alfiler lleva los datos de la colecta (género, especie, localidad geográfica, fecha e identificador (Figura 8). Los ejemplares son conservados en cajas especiales, con naftalina y cristales de sílice (Consoli y Lourenco de Oliveira, 1998 a).



RESULTADOS

En el Laboratorio de Entomología Médica y Molecular de la Unidad de Parasitología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, se recepcionó un total de 1.375 dispositivos de captura en la zona bajo vigilancia entomológica entre los años 2000 y 2003. De estas, 654 correspondieron a ovitrampas, las que fueron recepcionadas a partir del tercer año de estudio, debido a que antes de este periodo dichos dispositivos fueron analizados en sus lugares de origen por los técnicos de los DPAs. En el caso de larvitrapas el número fue de 275 y 446 correspondieron a captura de adultos. En el año 2000 se recepcionaron 84 dispositivos de captura (6,1%); el 2001, 101 (7,3%); el 2002, 323 (23,5%) y el año 2003, 867 (63,1%) (Cuadro 1).

Cuadro 1

Número total y porcentaje de dispositivos de captura para culícidos, en la zona bajo vigilancia entomológica durante los años 2000 - 2003.

Dispositivos de captura	Años				Total
	2000 n (%)	2001 n (%)	2002 n (%)	2003 n (%)	
Ovitrampa	*	*	237 (36,2)	417 (63,8)	654
Larvitrapa	78 (28,4)	70 (25,5)	53 (19,3)	74 (26,8)	275
Captura de adultos	6 (1,3)	31 (7)	33 (7,4)	376 (84,3)	446
Total	84 (6,1)	101 (7,3)	323 (23,5)	867 (63,1)	1.375

*: No se recepcionaron ovitrampas

El número total de ejemplares culícidos estudiados fue de 2.859, correspondiendo a 476 (16,7%) adultos y 2.383 (83,3%) a larvas (Cuadro 2). Cabe señalar, que en el caso de los huevos, la totalidad de las ovitrampas resultaron negativas.

Cuadro 2

Número de culícidos según estado de desarrollo (adulto/larva) en 2.859 ejemplares estudiados en la zona bajo vigilancia entomológica, durante los años 2000 - 2003.

Años	Adultos n (%)	Larvas n (%)	Total n
2000	8 (3,1)	253 (96,1)	261
2001	23 (13,1)	152 (86,9)	175
2002	178 (29,2)	431(70,8)	609
2003	267 (14,7)	1.547 (85,3)	1.814
Total	476 (16,7)	2.383 (83,3)	2.859

Nota: No se observaron huevos de culícidos por medio de ovitrampas

Lo anteriormente descrito se detalla en el cuadro 3, en base al material recolectado según los distintos Servicios de Salud para la zona en estudio. De Arica se recibieron 127 dispositivos de captura, Iquique 18, Antofagasta 20, Atacama 253, Coquimbo 2, Viña del Mar / Quillota 42, Valparaíso / San Antonio 251, Aconcagua 490, y Santiago (RM, SESMA) 172.

Cuadro 3

Número total de dispositivos de captura por Servicios de Salud en la zona bajo vigilancia entomológica durante los años 2000 - 2003.

	I Región	II Región	III Región	IV Región	V Región		RM			
Dispositivos de captura	Arica	Iquique	Antofagasta	Atacama	Coquimbo	Viña del Mar Quillota	Valparaíso San Antonio	Aconcagua	Santiago	Total
Ovitrapa	*	*	*	*	*	*	193	437	24	654
Larvitrapa	83	14	6	76	2	11	45	36	2	275
Captura de Imagos	44	4	14	177	*	31	13	17	146	446
Total	127	18	20	253	2	42	251	490	172	1.375

*: Sin recepción de dispositivos de captura

El cuadro 4 muestra la clasificación taxonómica para los culícidos identificados, según las zonas de recolección de los Servicios de Salud para el período del estudio. El número total de ejemplares fue de 2.859, entre los que se identificaron 10 especies distintas pertenecientes a 4 géneros: a) *Culex* con 5 especies, de ellas 1.413 (49.4 %) pertenecen a la especie *C. dolosus*, 87 (3%) a *C. apicinus*, 244 (8,5%) a *C. pipiens*, 441(15,4%) a *C. tarsalis* y 199 (7%) a *C. restauns*, b) *Anopheles* con 3 especies, con solo un ejemplar identificado como *A. albimanus* (0,03%), 374 (13%) como *A. pseudopunctipennis* y 25 (0,9%) como *A. pictipennis*, c) *Aedes* con 2 especies, 17 ejemplares de *A. albifasciatus* (0,6%) y 47 identificados como *A. atropalpus* (1,6%). En 9 ejemplares de *Aedes* no se identificaron sus especies, debido al mal estado en que se encontraban. El cuarto género fue identificado como *Psorophora* con 2 ejemplares, no lográndose la identificación de las especies por deterioro de la muestra. Del total de ejemplares estudiados, 1.251 fueron de Arica, 2 de Iquique, 16 de Antofagasta, 754 de Atacama, 2 de Coquimbo, 183 de Viña del Mar – Quillota, 410 de Valparaíso / San Antonio, 103 de Aconcagua y 138 de Santiago (RM, SESMA).

Cuadro 4

Clasificación taxonómica de culícidos capturados en los Servicios de Salud bajo vigilancia entomológica, durante los años 2000 - 2003.

Clasificación taxonómica	I Región		II Región		III Región		IV Región		V Región		RM	Total
	Arica	Iquique	Antofagasta	Atacama	Coquimbo	Viña del Mar Quillota	Valparaíso San Antonio	Aconcagua	Santiago			
<i>Culex dolosus</i>	811	2	6	109		138	192	102	53			1.413
<i>C. apicinus</i>						45		1	41			87
<i>C. pipiens</i>	66		3	136			19		20			244
<i>C. tarsalis</i>			5	436								441
<i>C. restauns</i>							199					199
<i>Anopheles albimanus</i>				1								1
<i>A. pseudopunctipennis</i>	374											374
<i>A. pictipennis</i>				25								25
<i>Aedes</i> sp. (larvas)					2							2
<i>A.</i> sp. (imagos)									7			7
<i>A. albifasciatus</i>									17			17
<i>A. atropalpus</i>				47								47
<i>Psorophora</i> sp.			2									2
Total	1.251	2	16	754	2	183	410	103	138			2.859

Finalmente se describe el listado correspondiente a la Cartilla Entomológica actualizada de los culícidos de Chile, elaborada sobre la base del Catálogo de Angulo y Olivares, 1993 y los resultados obtenidos en este estudio.

Cartilla entomológica actualizada de los culícidos de Chile, 2002 – 2003.

***Aedes* Meigen, 1818**

1. *Aedes (Aedes) aegypti* Linneus, 1762

Localización: Tarapacá, Antofagasta, Atacama lugares de los cuales se tiene registro histórico, debido a su erradicación producto de la campaña contra *A. aegypti* (Neghme *et al.*, 1952). Durante el año 2000 se advierte su presencia en Isla de Pascua (Olea y Ballester, 2000).

2. *Aedes (Ochlerotatus) albifasciatus* Macquart, 1836

Localización: Concepción (Angulo y Olivares, 1993) y Pudahuel, Santiago *.

3. *Aedes (Ochlerotatus) colonarius* Dyar, 1924

Localización: Valle de Azapa, Tarapacá.

4. *Aedes (Ochlerotatus) flavipes* Macquart, 1838

Localización: Concepción

5. *Aedes (Ochlerotatus) annuliferus* Blanchard, 1838

Localización: Coquimbo, Illapel.

(*Culex*, primera designación), localización: provincias del sur.

6. *Aedes (Ochlerotatus) vittatus* Philippi, 1865

Localización: Santiago.

(*Culex*, primera designación)

(*): Resultados obtenidos en este estudio

7. *Aedes (Finlaya) atropalpus* Coquillett.

Localización: Carrizal Bajo, Atacama *.

***ANOPHELES* Meigen.1818**

8. *Anopheles (Nyssorhynchus) bigotii* Theobald, 1901. Chile.

Aparece como sinónimo de *Anopheles pictipennis* (Lane, 1953).

9. *Anopheles (Anopheles) pseudopunctipennis* Meigen, 1818.

Localización: Valles de Lluta, Azapa, Chaca, Quebrada de Camarones, Pachica, Tarapacá y Huarasiña (Schenone *et al.*, 2002). Valles de Lluta y Azapa, Quebrada de Camarones *.

10. *Anopheles (Anopheles) neghmei* Mann, 1950.

Localización: Quebrada de Miñemiñe, Tarapacá.

11. *Anopheles (Anopheles) noei* Mann, 1950.

Localización: Oasis de Suca, Tarapacá.

Anopheles (Anopheles) neghmei y *noei* actualmente son considerados categorías infraespecíficas de *Anopheles pseudopunctipennis* (Forattini, 2002).

12. *Anopheles (Nyssorhynchus) pictipennis* Philippi, 1865

Localización: Aconcagua, (Angulo y Olivares, 1993) y Atacama *.

13. *Anopheles (Nyssorhynchus) variegatus* Blanchard, 1852

Localización: Arqueros

14. *Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus* Wiedermann, 1821

Localización: Atacama, sector costero *.

(*): Resultados obtenidos en este estudio

CULEX Linnaeus, 1758.

15. *Culex (Culex) acharistus* Root, 1927

Localización: Concepción, Puerto Montt.

16. *Culex (Culex) annuliventris* Blanchard, 1852

Localización: Valdivia

(*Anopheles* primera designación)

17. *Culex (Culex) articularis* Philippi 1865

Localización: Corral, Puerto Montt y Casa Pangue (Angulo y Olivares, 1993)

18. *Culex (Culex) dolosus* Lynch Arribálzaga, 1891

Localización: Concepción (Angulo y Olivares, 1993), Arica, Iquique, Antofagasta, Atacama, Viña del Mar Quillota, San Felipe Los Andes, Valparaíso San Antonio, Santiago*

19. *Culex (Culex) apicinus* Philippi, 1965

Localización: Santiago (Angulo y Olivares, 1993), Viña del Mar Quillota, San Felipe Los Andes, Santiago *

20. *Culex (Culex) nigripalpus* Theobald, 1901

Localización: Concepción (Angulo y Olivares, 1993)

21. *Culex (Culex) pipiens* Linnaeus 1758

Localización: Arica, Antofagasta, Atacama, Valparaíso San Antonio

Culex (Culex) serotinus Philippi., 1865 (sinónimo en Lane, 1953)

22. *Culex (Culex) restauns* Theobald, 1901.

Localización: Plazoleta El Yunque, Isla Juan Fernández, *

(*): Resultados obtenidos en este estudio

23. *Culex (Culex) serotinus* Philippi, 1865.

Localización: Santiago y Valdivia (Angulo y Olivares, 1993)

24. *Culex (Culex) tarsalis* Coquillett.

Localización: Antofagasta, Atacama *

25. *Culex (Culex) curvibrachius* Angulo, n. sp.

Localización: Concepción. (Angulo y Olivares, 1993)

26. *Culex (Culex) plicatuis* Olivares, n. sp.

Localización: Concepción. (Angulo y Olivares, 1993)

NOTODIXA Edwards, 1930.

27. *Nothodixa atrovittata* Edwards, 1930

Localización: Concepción, Ancud y Marga Marga.

28. *Nothodixa chilensis* Alexander, 1913

Localización: Los Andes, Aconcagua y Concepción (Angulo y Olivares, 1993)

29. *Nothodixa ensifera* Edwards, 1930

Localización: Casa Pangué, Llanquihue.

30. *Nothodixa nitida* Edwards, 1930

Localización: Casa Pangué (Angulo y Olivares, 1993)

PSOROPHORA Robineau-Desvoidy, 1827

31. *Psorophora marmorata* Philippi, 1865

Localización: Chile

Psorophora sp.: localidad de Antofagasta*

(*): Resultados obtenidos en este estudio

Cabe señalar que aunque la metodología de muestreo fue dirigida a culícidos, se recolectaron 178 ejemplares pertenecientes a otras familias de insectos de interés entomológico, los cuales se identificaron según Gill, 1968; Stehr, 1991; Borror *et al.*, 1992; Spinelli y Ronderos, 2001, se encuentran detalladas en los anexos de este trabajo.

DISCUSIÓN

La correcta identificación de dípteros culícidos es necesaria para conocer la entomofauna endémica chilena y eventualmente, identificar las especies exóticas que puedan haber ingresado recientemente al país, especialmente aquellas que pudieran tener importancia médica como vectores.

El presente estudio tuvo como objetivo actualizar los datos de la entomofauna chilena de culícidos y mejorar la identificación de las especies. Ya en la década del 60 se hablaba que la nomenclatura de los mosquitos de Chile estaba en un estado de confusión notable debido a: existencia de dobles denominaciones para una misma especie, identificaciones erróneas (utilización de un mismo nombre para distintas especies) originadas por falta de especialización, inexistencia en el país de colecciones de referencia adecuadamente identificadas, ausencia en el país de material tipo (especímenes que sirvieran de base para la descripción de cada especie) lo que dificulta la correcta identificación (González, 1968). Para ello se implementó tecnología más moderna de identificación morfológica: mejorando el sistema de observación microscópica y con el establecimiento de imágenes sectorizadas de los ejemplares para comparar en forma más objetiva los hallazgos con las claves.

Del total de dispositivos de captura (1.375) utilizados para este estudio, el menor número correspondió a larvitrapas (275) seguido de captura de imagos (446) y finalmente las ovitrapas (654). Se aprecia un marcado aumento en la captura de imagos en el año 2003 (376) con respecto a los años anteriores, 33 para 2002, 31 para el 2001 y 6 para el 2000. Con las ovitrapas se observa una situación similar, llegando a duplicar su cifra en el

último año (417 vs 237). Sin embargo la utilización de las larvitrapas se mantuvo constante durante los 4 años del estudio (Cuadro 1).

De los 2.859 ejemplares culícidos recepcionados, el 83,3% (2.383) correspondieron a larvas y el resto, 16,7% (476) a adultos, indicando que de los dispositivos de captura utilizados, la larvitrapa es el que presenta mayor rendimiento en lo que se refiere a recolección de especímenes.

Del total de las muestras estudiadas, la gran mayoría (94,1%) correspondió a ejemplares culícidos (2.859), y el resto a especímenes no culícidos (178) material presentado en anexos.

Se puede observar que durante los dos primeros años de programa, el muestreo total alcanzó a 261 y 175 para los años 2000 y 2001, cifra que se triplicó (609) a partir del tercer año, debido a la mayor coordinación y consolidación del programa. Similar situación se observó el último año, en donde la cifra final alcanzó a 1.832 muestras. Además, se puede apreciar claramente la selectividad de los especímenes culícidos al final del periodo de estudio, ya que aumentaron considerablemente en número con respecto a los no culícidos que se mantuvieron en cifras relativamente constantes (datos no mostrados). Esto podría deberse a la experiencia adquirida por el personal de los Departamentos de los Programas del Ambiente de cada Servicio, debido al entrenamiento y capacitación recibida durante los últimos años, reflejándose en un mejor criterio de selección para las muestras en estudio. Cabe señalar que durante los dos primeros años no se recepcionaron ovitrampas en la UPFM debido a que estas fueron examinadas en terreno.

Si se analiza el número total de dispositivos de captura por Servicio de Salud en la zona en estudio (Cuadro 3), se observa que el mayor número correspondió al Servicio de Aconcagua (490), seguido por los Servicios de Atacama y Valparaíso/San Antonio

(253/251), Santiago y Arica (172/127), Viña del Mar (42), Antofagasta e Iquique (20/18) y finalmente Coquimbo (2). En cuanto a la captura de adultos, se puede apreciar que los Servicios de Atacama y Santiago fueron los que utilizaron en mayor número este sistema (177/146), con respecto a los otros Servicios, en donde las cifras fluctuaron entre 4 y 44. Cabe señalar que el servicio de Coquimbo no envió adultos por este método. Con respecto a las larvitrapas, los Servicios de Arica y Atacama fueron los que utilizaron mayoritariamente este tipo de captura (83/76), seguido de Valparaíso/San Antonio y Aconcagua (45/36), y de los Servicios restantes se recibieron valores fluctuantes entre 2 y 14. Las ovitrampas principalmente fueron recibidas de los Servicios de Aconcagua (437), Valparaíso/San Antonio (193) y Santiago (24). Los demás Servicios no enviaron este tipo de dispositivo de captura.

La clasificación taxonómica se basó en la identificación de larvas y adultos, obtenidas por los dispositivos de captura mediante larvitrapas y captura de adultos, en el caso de las ovitrampas no se encontraron huevos de culícidos. Cabe recordar, que este tipo de metodología fue diseñada para la recolección de huevos de *A. aegypti*, debido a que este estudio se basó en el Programa de Vigilancia Entomológica realizado en Chile para el control de este mosquito.

De un total de 2.859 ejemplares culícidos examinados (476 adultos y 2.383 larvas), el principal género identificado fue *Culex* (2.384), seguido de *Anopheles* (400), *Aedes* (73) y *Psorophora* (2) (cuadro 4). Estos géneros tuvieron una distribución geográfica diferente, encontrándose *Culex* en toda el área de estudio, *Anopheles* sólo en los servicios de Arica y Atacama, en cambio *Aedes* en los servicios de Atacama, Coquimbo y Santiago, observándose una clara sectorización de estos mosquitos debido probablemente a alguna

condición ambiental favorable (temperatura, humedad, cursos de agua, etc.) para el desarrollo de las especies encontradas.

La especie con mayor número de ejemplares dentro del género *Culex*, fue *C. dolosus* (1413/2384), seguida de *C. tarsalis* (441/2384), *C. pipiens* (244/2384), *C. restauns* (199/2384) y *C. apicinus* (87/2384). Dentro del género *Anopheles*, la especie predominante fue *A. pseudopunctipennis* (374/400), seguido de *A. pictipennis* (25/400) y *A. albimanus* (1/400). En cambio para el género *Aedes* fueron *A. atropalpus* (47/ 73), y *A. albifasciatus* (17/73) los ejemplares identificados.

Al comparar estos resultados con el catálogo de culícidos de Chile (Angulo y Olivares, 1993), se observa que de los 5 géneros descritos en éste, sólo 4 de ellos fueron encontrados (*Culex*, *Anopheles*, *Aedes* y *Psorophora*) y que 7 de las 10 especies encontradas en este estudio, se encuentran incluídas en él. Éstas corresponden a *C. dolosus*, *C. apicinus*, *C. pipiens*, *C. restauns*, *A. pseudopunctipennis*, *A. pictipennis* y *A. albifasciatus*, y 3 no aparecen mencionadas en el territorio nacional, *A. atropalpus* y *A. albimanus*, y *C. tarsalis*. Las tres especies fueron procedentes del Servicio de Salud de Atacama, y para el caso de *C. tarsalis*, también se identificó ejemplares provenientes del S. S. de Antofagasta.

La distribución de las especies del género *Culex* por servicio, fue la siguiente: a) *C. dolosus* desde Arica hasta Santiago, con excepción de Coquimbo, b) *C. apicinus* se presentó desde Viña del Mar/Quillota, Aconcagua y Santiago con excepción de Valparaíso/San Antonio, c) *C. pipiens* se presentó en Arica, Antofagasta y Atacama, para reaparecer en Valparaíso / San Antonio y Santiago y d) *C. restauns* solo se detectó en Valparaíso/San Antonio. Para las especies del género *Anopheles*: *A. pseudopunctipennis* sólo se presentó en Arica, *A. albimanus* y *A. pictipennis* en Atacama. Para el género *Aedes*, *A.*

atropalpus se encontró en Atacama y *A. albifasciatus* en Santiago. Por último los dos ejemplares de *Psorophora* sp. sólo fueron detectados en el Servicio de Antofagasta.

Con respecto a las 3 especies nuevas identificadas en este estudio, se describen a continuación las características morfológicas más importantes en cada una de ellas. Esta descripción se realizó en el respectivo estado de desarrollo de los ejemplares encontrados.

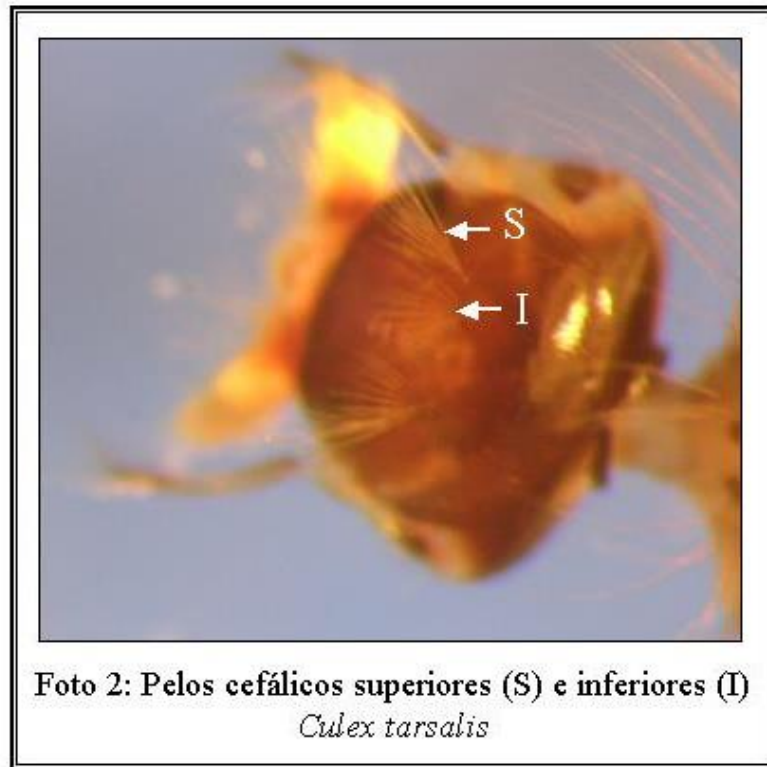
Culex tarsalis

El estado de desarrollo de los ejemplares identificados correspondieron a larvas, en donde se aprecia que la cabeza es ensanchada en su mitad basal, el segmento abdominal VIII posee un sifón respiratorio bien desarrollado, brocha ventral 4X (cerda 4 del segmento diez) formada por un par de cerdas, sifón más largo que el segmento anal y no cónico hacia el ápice. Este sifón con pecten de espículas y con 3 o mas pares de cerdas son características propias de este género (González, 1999) (Foto 1).



Foto 1: Larva *Culex* sp.

Con respecto a la especie, se observa que en la cabeza, tanto los pelos cefálicos superiores como los inferiores son múltiples y largos (Foto 2).



Las antenas se encuentran detrás del penacho antenal, y además cada antena posee un penacho inserto en el tercio apical (Foto 3).



El sifón respiratorio posee 5 o más pares de cerdas, formando una sola hilera (Pratt y Barnes, 1959) (Foto 4).



Anopheles albimanus

El estado de desarrollo identificado para esta especie fue una hembra adulta, caracterizada por presentar palpos maxilares tan largos como la proboscis (Foto 5), escutelo redondeado en el margen posterior, características propias del género *Anopheles* (González, 1999).



Foto 5: Ejemplar adulto *Anopheles* sp.

Esta especie se caracteriza por presentar en el caso de la hembra palpos con segmentos I y II de color negro con un anillo blanco apical, segmento III oscuro, IV blanco con escamas grises entremezcladas (Foto 6), en las patas los tarsómeros posteriores 3 y 4 son blancos, las alas están cubiertas con escamas negras y blancas formando manchas claras (Foto 7) y su abdomen es oscuro, tergos con manchones de escamas laterodistales claras (Lane, 1953).

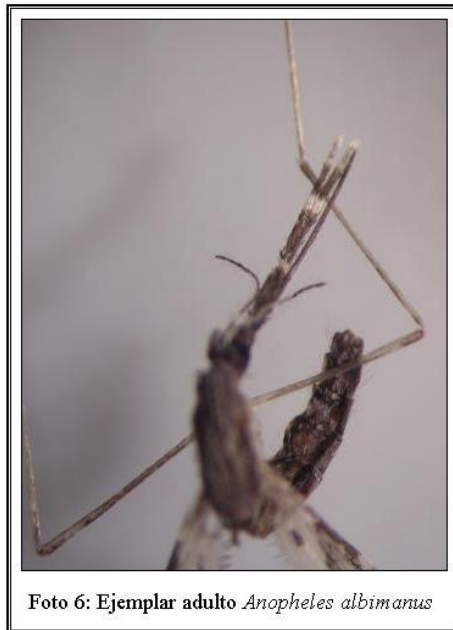


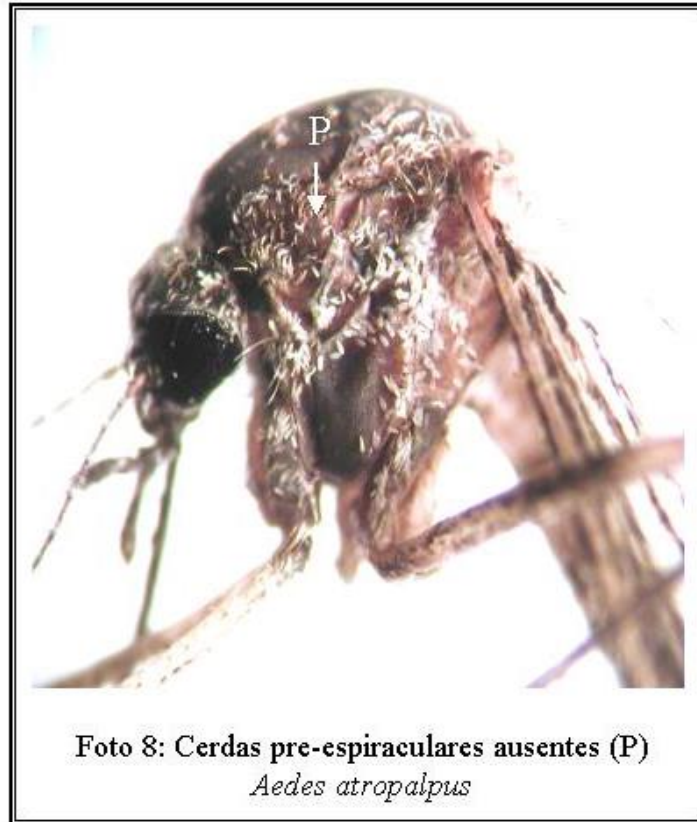
Foto 6: Ejemplar adulto *Anopheles albimanus*



Foto 7: Ala *Anopheles albimanus*

Aedes atropalpus

Para el caso de esta especie los estados de desarrollo fueron adultos. Las características propias de este género son palpos menores de 0,6 del largo de la probosis, escutelo trilobulado en su margen posterior, lóbulos antepronotales pequeños y alejados de la línea media, ápice del tergo VII agudo (abdomen aguzado), cerdas pre-espiraculares ausentes (González, 1999) (Foto 8).



Las características para la identificación de esta especie son: ojos ampliamente separados de la antena anterior (Romi *et al.*, 1999) (Foto 9), el frente del ala posee una mancha de escamas blancas cerca de la base, mesonoto pardo oscuro casi negro, que en su línea media presenta una ancha hilera de escamas pardo rojizas, la zona escutelar posee escamas amarillo limón dorado, bronceado o blancuzco (Foto 10), patas con anillos blancos y tarsos con anillos en ambos extremos de los artejos (Foto 11) (Pratt y Barnes, 1959).



Foto 9: Ojo (O) y antena (A) *Aedes atropalpus*

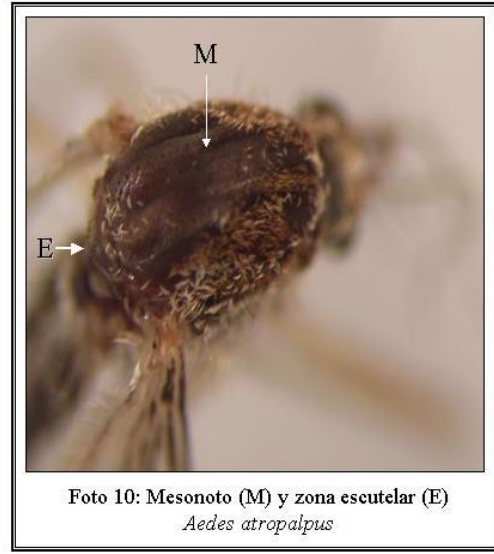


Foto 10: Mesonoto (M) y zona escutelar (E) *Aedes atropalpus*

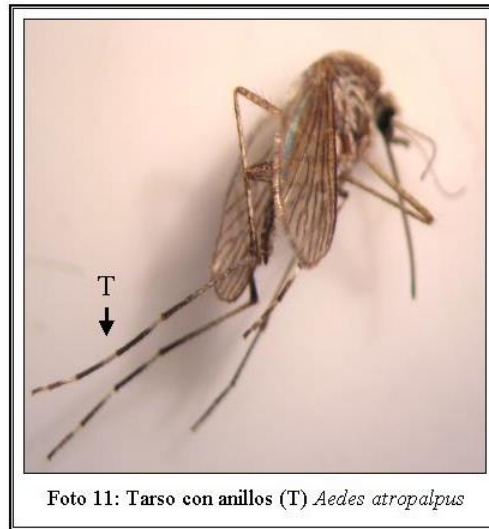


Foto 11: Tarso con anillos (T) *Aedes atropalpus*

Con respecto a la posible importancia médica de estas 3 especies en la transmisión de agentes patógenos y su distribución geográfica, a *C. tarsalis* se le conoce como el principal vector del virus de la Encefalitis Equina del Oeste, como también en la transmisión del virus causante de la Encefalitis de San Luis (Forattini, 2002). Recientemente se ha descrito en él la presencia del virus del Oeste del Nilo (Forattini, 2002). Su distribución se extiende desde Canadá hasta Argentina (Tsai y Mitchell, 1989; Almirón *et al.*, 1995).

A. albimanus es un importante vector de la Malaria de la zona costera del Norte, Centro y Sur de América (Faran, 1980). La localización más meridional registrada de esta especie, es la localidad de Ventanilla, en el puerto de Callao, Perú (Infante *et al.*, 2002).

En el caso de *A. atropalpus* no se describe como vector natural de algún agente patógeno, pero se ha aislado de esta especie el virus del Oeste del Nilo (Turell *et al.*, 2001).

Es importante destacar, que en este estudio se agruparon por familias a aquellos ejemplares no pertenecientes a los Culícidos, ya que no se incluyen dentro de los objetivos de este trabajo. Sin embargo, debido a que se detectaron ejemplares de las familias Psychodidae, Simulidae y Ceratopogonidae, sería recomendable estudiarlos en trabajos posteriores, ya que en la literatura internacional se describen especies dentro de estas familias como vectores biológicos de distintos organismos parasitarios, como leishmanias, oncocercas y filarias respectivamente (Rey, 2001). Cabe hacer notar que estas 3 familias se encuentran descritas con anterioridad en Chile (Peña, 1987; Camus y Barahona, 2002).

Finalmente, se elaboró una cartilla entomológica actualizada de los culícidos presentes en Chile, utilizando como base el catálogo de Angulo y Olivares, 1993 y los resultados obtenidos en este estudio, haciendo notar que el área bajo vigilancia entomológica comprendió desde la Primera hasta la Región Metropolitana. Además en el Laboratorio de la UPFM se mantendrá el material identificado como colección de referencia de los ejemplares culícidos encontrados en este estudio, además de la cartilla entomológica actualizada para esta familia.

Todos estos antecedentes permiten mejorar el conocimiento de la entomofauna culícida en Chile, aportando importantes datos para la elaboración de correctas estrategias de control y vigilancia entomológica, ya que se encontraron especies no descritas en el

territorio, con capacidad vectorial de enfermedades como la Malaria y algunas arbovirosis. Por lo tanto, se abren nuevos campos de estudio en nuestro medio en el área biológica y epidemiológica, considerando que Chile se encuentra en una situación de vulnerabilidad similar a los otros países del continente.

CONCLUSIONES

- Las especies de culícidos no descritas para Chile presentes en la región de vigilancia fueron 3: *Culex tarsalis*, *Anopheles albimanus* y *Aedes atropalpus*.
- Se identificaron 4 de los 5 géneros descritos en el catálogo de Angulo y Olivares 1993 (*Culex*, *Anopheles*, *Aedes* y *Psorophora*) y 7 especies (*Culex dolosus*, *C. apicinus*, *C. pipiens*, *C. restauns*, *Anopheles pseudopunctipennis*, *A. pictipennis* y *Aedes albifasciatus*).
- Los 4 géneros presentaron una distribución geográfica diferente, encontrándose *Culex* en la mayoría del área de estudio, *Anopheles* sólo en Arica y Atacama, en cambio *Aedes* en Atacama, Coquimbo y Santiago.

ANEXO 1

Número de no culícidos según estado de desarrollo (adulto/larva) en 178 ejemplares estudiados en la zona bajo vigilancia entomológica, durante los años 2000 - 2003.

Adultos	Larvas	Total
n (%)	n (%)	
10 (36)	18 (64)	28
15 (26,8)	41 (73,2)	56
29 (38,2)	47 (61,8)	76
5 (28)	13 (72)	18
59 (33,1)	119 (66,9)	178

ANEXO 2

Ejemplares no culícidos identificados por familia, género y especie según estado de desarrollo, en la zona bajo vigilancia entomológica durante los años 2000 - 2003.

Familia	Género	Especie	Larvas	Adultos	Total
Psychodidae	Psychoda	sp.	92	3	95
Drosophilidae	Drosophila	sp.		4	4
Tabanidae	Tabanus	<i>atrastusta</i>		3	3
Mycetophylidae	Mycetophila	sp.		5	5
Heleomyzidae	Helomyza	<i>chilensis</i>		6	6
	<i>Spilochroa</i>	<i>guttata</i>		3	3
Ephydriidae	Ephydra	sp.	5	10	15
Aphidiidae				2	2
Chloropidae	Hyppetostes	sp.		1	1
Nabidae	Nabis	<i>punctipennis</i>		1	1
Simuliidae			13		13
Formicidae				1	1
Tipulidae	Tipula	sp.	1	13	14
Mantidae	Coptopteryx	sp.		2	2
Sphecidae				1	1
Ceratopogonidae			8	3	11
Total			119	59	178

Estados de desarrollo

ANEXO 3

Ejemplares no culícidos identificados por familia, según los Servicios de Salud en la zona bajo vigilancia entomológica, durante los años 2000-2003.

Familia	Arica	Iquique	Antofagasta	Atacama	Coquimbo	Viña del Mar Quillota	Valparaíso San Antonio	Aconcagua	Santiago	
Psychodidae	48		11	4			21	11		95
Drosophilidae		1					3			4
Tabanidae							3			3
Mycetophylidae	2			2			1			5
Heleomyzidae			3				3		3	9
Ephydriidae							15			15
Aphidiidae							2			2
Chloropidae							1			1
Nabidae		1								1
Formicidae							1			1
Tipulidae				7		6			1	14
Mantidae		2								2
Sphecidae				1						1
Ceratopogonidae								11		11
Simuliidae								13		13
Total	50	4	14	14	0	6	50	35	4	178

Servicios de Salud

BIBLIOGRAFIA

- **ALMEIDA, F.; GORLA, D.** 1995. Daily pattern of flight activity of *Aedes albifasciatus* in Central Argentina. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 90: 639-644.
- **ALMIRON, W.R.; BREWER, M.E.** 1996. Classification of immature atages habitats of Culicidae (Diptera) collected in Cordoba, Argentina. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 91: 1-9.
- **ANGULO, A.** 1988. Los zancudos de la península de Hualpén, Concepción, Chile (Díptera, Nematocera, Culicidae). Bol. Soc. Biol. Concepción, 59: 7-8.
- **ANGULO, A.; OLIVARES, T.** 1993. Catálogo de los culícidos de Chile (DIPTERA CULICIDAE), y dos especies nuevas de *Culex* (*Culex*) Linnaeus. Bol. Soc. Biol. Concepción, 64: 21- 26.
- **ATÍAS, A.** 1998. Dípteros: mosquitos, tábanos y moscas. **In:** Parasitología Médica. Ed. Mediterráneo, Santiago, Chile, 450-464 p.
- **BARTH, R.** 1972. Anatomia externa do adulto. **In:** Entomología general. Ed. Fundacao Instituto Oswaldo Cruz. Brasil, 31-105 p.
- **BORROR, D.; TRIPLEHORN, CH.; JOHNSON, N.** 1992. Order: Diptera, Flies. **In:** An Introduction to the study of insects. 6º Ed. Saunders College Publishing, Florida, United States of America, 875 p.
- **BRAM, R.** 1978. Mosquitoes (Family Culicidae). **In:** Surveillance and Collection of Arthropods of Veterinary Importance. Agriculture Handbook N° 518. Ed. U. S. Department of Agriculture. United States, 645 p.
- **BUGUEÑO, A.; DIAZ, R.** 2001. Proyecto “Plan de prevención, estudio, control y análisis serológico del Nao-Nao (*Aedes aegypti*) en la Isla de Pascua. El Vigía, 13: 2-5.
- **CAMUS, P.; BARAHONA, R.** 2002. Insectos del intermareal de Concepción, Chile: perspectivas para la investigación ecológica. Rev. Chil. Hist. Nat. 75: 793-803.
- **CONSOLI, R.; LOURENCO-DE-OLIVEIRA, R.** (a). 1998. Técnicas, Capítulo 5. **In:** Principais mosquitos de importancia sanitária no Brasil. Ed. Fiocruz. Brasil. 161-194 p.
- **CONSOLI, R.; LOURENCO DE OLIVEIRA, R.** (b). 1998. Principais mosquitos de importancia sanitária no Brasil. Ed. Fiocruz. Brasil. 225 p.
- **DARSIE, R. F.; MITCHELL, C. J.** 1985. Mosquitoes of Argentina. Keys for the Adults females and fourth Stage Larvae in English and Spanish (Diptera, Culicidae). Mosq. Syst. 17(3): 153-254.

- **FARAN, M.** 1980. Mosquitoes studies (Diptera, Culicidae). A revision of *Albimanus* Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. *Contrib. Am. Entomol. Inst.* 15 (7). 16–215.
- **FORATTINI, O.P.** 1965. *Entomología Médica. Culicini: Culex, Aedes e Psorophora.* Volume 2. Editora da Universidade de São Paulo. Brasil. 506 p.
- **FORATTINI, O.P.** 1998. Mosquitos culicidae como vectores emergentes de infecciones. *Rev. Saúde Pública.* 32 (6): 497-502.
- **FORATTINI, O.P.** 2002. Outras Arboviroses. Capítulo 16. **In:** *Culicidología Médica.* Volume 2. Editora da Universidade de São Paulo. Brasil. 860 p.
- **GARDNER, R.** 2002. Control biológico de mosquitos. **In:** Seminario internacional enfermedades vectoriales y emergentes, Hanta y Dengue. Santiago, Chile. 25-26 de Septiembre 2002. ANASAC, Universidad de Chile. pp. 47.
- **GILL, G.** 1968. Family Heleomyzidae (Helomyzidae) including the Trixoscelidae (Trichoscelidae). A Catalogo of the Diptera of the Americas South of the United States. Ed. Michigan University Marquette, Michigan. USA. Fasc. 85, 13 p.
- **GONZÁLEZ, R.** 1968. Crónicas. *Rev. Chil. Entomol.* 6: 149.
- **GONZÁLEZ, R.** 1999. Clave para la identificación de las hembras y larvas de IV estadio de los mosquitos de Cuba (Diptera: Culicidae). *Bol. Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental.* 39 (2): 66-82.
- **GORHAM, J.; STOJANOVICHAND, C.; SCOTT, H.** 1973. Clave ilustrada para los anofelinos de Sudamérica Occidental / Ilustrated key to anopheline mosquitoes of Western South America. *Mosq. Syst.* 5: 97-156.
- **GUBLER, D.; TRENT, D. W.** 1995. Emergence of epidemic dengue/ dengue hemorrhagic fever as a public health problem in the americas. *Infect Agents Dis.* 2: 383 – 393.
- **GUZMAN, M.G.** 1995. Dengue y dengue hemorrágico en las Américas, guías para su prevención y control. Publicación científica N ° 548. OPS. 15-20 p.
- **INFANTE, B.; GUTIERREZ, P.; GAVILAN, M.; VELA, H.; TORRES, E.; TICONA, C.; PÉREZ, J.; VENTOSILLA, P.** 2002. *Anopheles albimanus* (Diptera: Culicidae: Anophelinae) Reporte de su presencia en Ventanilla, Callao. **In:** XI Encuentro Científico Internacional de Verano. Lima. Perú. 7-8 de Enero 2002. pp. 6-7.
- **LANE, L.** 1953. Tribe Anophellini. **In:** *Neotropical Culicidae.* Ed. University of Sao Paulo. Brasil. Vol. I.

- **LILLIBRIDGE, K.; PARSONS, R.; RANDELY, Y.; TRAVASSOS DA ROSA, A.; GUZMAN, H.; SIIRIN, M.; WUITHIRANYAGHOL, T.; HAILEY, C.; HIGGS, S.; BALA, A.; PASCUA, R.; MEYER, T.; VANLANDINGHAM, D.; TESH, R.** 2004. The 2002 introduction of West Nile Virus into Harris County, Texas, an area historically endemic for St. Louis Encephalitis. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 70 (6): 676-681.
- **LORCA, M.** 2002. Vigilancia epidemiológica y control Vectorial en Chile. **In:** Seminario internacional, *Aedes aegypti* y dengue en Chile, algunos tópicos de fiebre amarilla, malaria y anofelinos. Iquique, Chile. 22-23 de Abril 2002. Universidad de Chile, Ministerio de Salud (MINSAL). pp 12-18 .
- **LOUNIBOS, P.; WILKERSON, C.; CONN, E; HRIBAR, J.; FRITZ, N.; DONOFFBURG, A.** 1998. Morfological, Molecular and Chromosomal discrimination of cryptic *Anopheles* (*Nyssorhynchus*) (Diptera: Culicidae) from South America. *J Med Entomol.* 35: 830-830.
- **LOZOVEI, A. L.** 2001. Culicídeos (Mosquitos). **In:** Marcondes C. B. Entomología Médica e Veterinária. Ed. Atheneu Ltda. Sao Paulo. Brasil. pp. 59-104.
- **MUÑOZ, X.** 2003. *Aedes* en Isla de Pascua, Experiencia de control de *Aedes aegypti* en Isla de Pascua. *Bol. Téc. Área Pest Cont. ANASAC.* 4: 2-4.
- **NASCI, R.; KOMAR, N.; MARFIN, A.; LUDWIG, G.; KRAMER, L.; DANIELS, T.; FALCO, R.; CAMBELL, S.; BROOKES, K.; GOTTFRIED, K.; BURKHALTER, K.; ASPEN, S.; KERST, A.; LANCIOTTI, R.; MOORE, C.** 2002. Detection of West Nile virus-infected mosquitoes and seropositive juvenile birds in the vicinity of virus positive dead birds. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 67: 492-496.
- **NEGHME, A.; MONTERO, R.; VILLALÓN, J.; GUTIERREZ, J.; ALBI, H.; REYEZ, A.** 1949. Método de lucha anti-*Aedes* aplicado en Iquique. *Bol. Inf. Parasit. Chil.* 4 (2): 4-6.
- **NEGHME, A.** 1950. Control del *Aedes aegypti* in Chile / *Aedes aegypti* control in Chile. *Bol OPS,* 29 (4): 389-396.
- **NEGHME, A.; ALBI, H.; GUTIERREZ, J.** 1952. Campaña de erradicación del *Aedes aegypti* en Chile. *Bol. Inf. Parasit. Chil.* 7(3): 41-42.
- **NEGHME, A.; ALBI, H.; GUTIERREZ, J.** 1953. Campaña de Erradicación del *Aedes aegypti* en Chile / *Aedes aegypti* eradication campaign in Chile. *Bol. OPS.* 34 (3): 205-220.
- **NEGHME, A.; GUTIERREZ, J.; ALEE, R.** 1955. Attempt to eradicate *Anopheles* in the malaria zone of Chile. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 4: 1114-1118.

- **NEGHME, A.** 1960. *Aedes aegypti* (L). The yellow fever mosquito: Its life history, biomics and structure. Bol. Chil. Paras. 15 (4): 41.

- **NÚÑEZ, C.** 2003. Zancudos en Huechuraba. Bol. Téc. Área Pest Cont. ANASAC. 2: 2-4.
- **OLEA, A.; BALLESTER, J.L.** 2000. Historia de las enfermedades infecciosas en Chile. El Vigía. 3: 5-6. **PEÑA, L.** 1987. Introducción a los insectos de Chile. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. 256 p.

- **PRATT, H.; BARNES, R.** 1959. Claves para la Identificación de mosquitos comunes de Estados Unidos. Agencia para el desarrollo (A I D). México. 41p.

- **REINERT, J. F.** 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (DIPTERA: Culicidae: Aedini), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. JAMA. 16 (3): 175-188.

- **REY, L.** 2001. Dípteros Nematóceros em general. Psicodídeos, Simulídeos e Ceratopogonídeos. In: Parasitología. Ed. Guanabara Koogan S.A. Rio de Janeiro. Brasil. 697-703 p.

- **ROMI, R.; SABATINELLI, G.; GIANNUZZI, L.; RARIS, M.; ZAGO, M.; MALATESTA, R.** 1999. Identification of a North American mosquito species, *Aedes atropalpus* (Diptera: Culicidae), in Italy. JAMCA. 13 (3): 245-246.

- **SAVAGE, H.; SMITH, G.** 1995. *Aedes albopictus* y *Aedes aegypti* en las américas: implicancias para su transmisión de arbovirus e identificación de hembras adultas dañadas. Bol. Of. Sanit. Param. 118 (6) 473 - 477

- **SCHENONE, H; OLEA, A; ROJAS, A; GARCIA, N.** 2002. Malaria en Chile: 1913-2001. Rev. Méd. Chile. 130 (10): 1170-1176.

- **SPINELLI, G.; RONDEROS, M.** 2001. First record of the genus *Bezzia* in Chile, with a description of the new species of the Venustula Group (Diptera: Ceratopogonidae). Rev. Chil. Hist. Nat. 74: 751-754.

- **STEHR, F.** 1991(a). Immature Insects. Vol 1. Ed. Kendall/Hunt Publishing Company. Iowa. United States.

- **STEHR, F.** 1991 (b). Immature Insects. Vol 2. Ed. Kendall/Hunt Publishing Company. Iowa. United States.

- **STEIN, M.; ORIA, G.; ALMIRON, W.** 2002. Main breeding-containers for *Aedes aegypti* and associated culicids (Díptera: Culicidae) Chaco, Argentina. Rev. Saúde Pública. 36 (5): 627-630.

- **TSAI, T; MITCHELL, C.** 1989. St. Louis Encephalitis. The arboviruses: epidemiology. Boca Raton, CRC Press. 4: 113-143.

- **TURELL, M.; O`GUINN, M.; DOHM, D.; JONES, J.** 2001. Vector competence of North American mosquitoes (Diptera: Culicidae) for West Nile virus. J. Med. Entomol. 38 (2): 130-134.

- **VARGAS-VÁSQUEZ, F.; CÓRDOVA, S.; RODRIGUEZ, R.; VERGARA, C.; VARGAS, J.; BISSET, J.; RODRÍGUEZ, M.** 2003. Detección de los niveles de resistencia de *Aedes aegypti* al temephos y evaluación de la efectividad biolarvicida de *Bacillus thuringiensis* h-14 var. Israelensis. **In:** XVI Congreso Latinoamericano de Parasitología. Trujillo-La Libertad. FLAP. 1-3 de Octubre 2003. La Paz. Bolivia.

- **VAZQUEZ, J.R .** 2002. Vigilancia epidemiológica y control de *Aedes aegypti* en Cuba. **In:** Seminario internacional, *Aedes aegypti* y dengue en Chile, algunos tópicos de fiebre amarilla, malaria y anofelinos. Iquique, Chile. 22-23 de Abril 2002. Universidad de Chile, Ministerio de Salud (MINSAL). pp. 12-18.

- **VEZZANI, D.; VELÁZQUEZ, S.M., WISNIVESKY, C.; SCHEIGMANN, N.** 2003. Estudios de hábitad de *Aedes aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE) en la ciudad de Buenos Aires (Argentina). **In:** XVI Congreso Latinoamericano de Parasitología. La Paz. Bolivia. FLAP.1-3 de Octubre 2003.