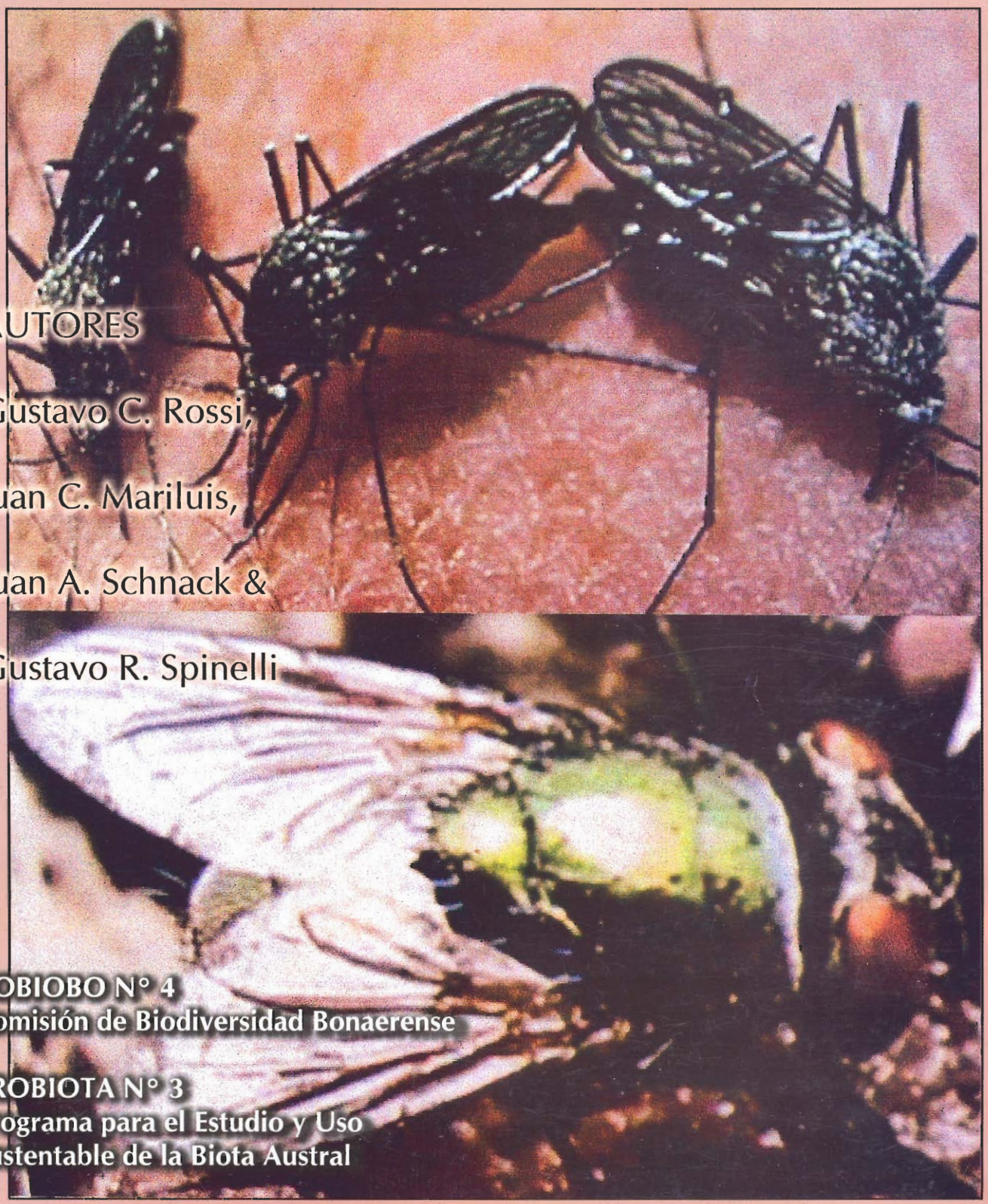
ISSN 1514-2841

DIPTEROS VECTORES (CULICIDAE Y CALLIPHORIDAE) DE LA PROVINCIA DE BUENOS AIRES



AUTORES

Gustavo C. Rossi,

Juan C. Mariluis,

Juan A. Schnack &

Gustavo R. Spinelli

COBIOBO N° 4
Comisión de Biodiversidad Bonaerense

PROBIOTA N° 3
Programa para el Estudio y Uso Sustentable de la Biota Austral

Convenio: SECRETARIA DE POLÍTICA AMBIENTAL - UNLP

AUTORIDADES

Gobernador de la Provincia de Buenos Aires
Ing. Felipe Carlos Solá

Secretario de Política Ambiental
Dr. Ricardo Eusebio Rodríguez

Subsecretario Técnico y Operativo
Dr. Mario Guerchicoff

Subsecretaria de Organizaciones No Gubernamentales
y Relaciones Institucionales
Dra. María Elena Torresi de Mércuri

Directora Provincial de Evaluación y Recursos Naturales
Dña. Olga Fernández

Director de Ecología y Recursos Naturales
Arq. Néstor Gil Conners

RESPONSABLES DE LA COBIOBO

Por la Secretaria de Politica Ambiental
Lic. Susana Mulvany

Por la Facultad de Ciencias Naturales y Museo
de la Universidad Nacional de La Plata.
Dr. Jorge V. Crisci
Dr. Hugo López
Dr. Juan Schnack

Diseño Gráfico
Ing. Agr. Claudio della Croce

Impresiones PublicArt / 76-707 La Plata, Argentina
Te: (0221) 451-4700 - Email: publicar@netverk.com.ar
Junio de 2002

PRÓLOGO

Con esta nueva publicación, continua la serie organizada por el Programa COBIOBO, formalizado entre la Secretaria de Política Ambiental y la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la UNLP. Volvemos a intentar acercar el conocimiento específico de alguno de los aspectos particulares del medio biológico, con la gestión efectiva que desarrollan los organismos gubernamentales, sin descuidar el interés que naturalmente despierta esta temática en ciertos y determinados sectores de la comunidad.

El criterio abarcativo y esencialmente integrador que encierra el estudio de la biodiversidad, nos obliga a prestar atención también a los organismos pequeños, como en este caso lo hacemos con los insectos. Circunstancias diversas y a veces de muy variado origen, producen en ellos, algunas variaciones significativas e importantes de analizar especialmente en su relación con la salud del Hombre y en su eventual convivencia con el mundo antrópico

Por causas naturales o culturales pueden por ejemplo, aumentar su densidad poblacional, produciéndose conflictos por su crecimiento o eventual peligrosidad en relación con la salud humana. En estos casos, estamos obligados a prestar particular atención a un tema que involucra interdisciplinariamente a la Ecología, la Zoología, la Salud y el Saneamiento Ambiental, cual es el caso de ***los insectos que resultan vectores de enfermedades.***

A causa de situaciones como las descriptas, entendemos a este tipo de publicaciones como una forma eficiente de hacer llegar información científica actualizada a los entes provinciales y municipales interesados en la materia. El propósito es que posean una herramienta de identificación de los vectores que hoy preocupan a nuestra región, como sin duda resulta el caso de los mosquitos y las moscas, cuyo control adecuado e integrado puede contribuir a erradicar enfermedades infecciosas como —por ejemplo— el dengue y otras virosis endémicas.

Poner a disposición de los administradores de la gestión gubernamental y de la Comunidad en general, datos como los que aquí se describen, promueve en buena medida una política preventiva respecto de la potencial actividad de estos vectores. Entre otras posibilidades, los pobladores locales, munidos de este tipo de información, podrán contribuir a la identificación de criaderos de insectos o a la promoción de medidas básicas para erradicarlos, siendo lo expuesto un buen ejemplo de una acción esencial a desplegar por cualquier programa básico de control sanitario.

Finalmente nos resta el desafío mayor del Programa COBIOBO: articular de manera integrada, acciones de gobierno que interactúen sobre la realidad ambiental descripta, con participación comunitaria y eficiente gestión de los organismos de control. Una tarea que necesariamente nos involucra, sin distinción de banderías políticas y pensando en un papel preponderantemente activo del Estado -en cualesquiera de sus niveles-, que contribuya a revertir y/o minimizar la situación de marcado deterioro que presentan algunos de los aspectos ambientales del Hábitat y contribuir desde estos asuntos a mejorar sensiblemente nuestra calidad de vida.

Dr. Ricardo Eusebio Rodríguez
Secretario de Política Ambiental

DIPTEROS VECTORES (CULICIDAE Y CALLIPHORIDAE) DE LA PROVINCIA DE BUENOS AIRES

Gustavo C. Rossi [1]

Juan C. Mariluis [2]

Juan A. Schnack [3]

Gustavo R. Spinelli [3]

[1] Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE), calle 2 Nro. 584, 1900 La Plata, Argentina.

[2] Instituto Nacional de Microbiología "Dr. Carlos G. Malbrán". Av. Vélez Sarsfield Nro. 563, Buenos Aires, Argentina.

[3] Departamento Científico de Entomología, Museo de La Plata, Universidad Nacional de La Plata, Paseo del Bosque s/n., 1900 La Plata, Argentina.

Introducción

Entre los insectos vectores de patógenos, de indudable incidencia en la salud pública y animal, aquellos incluidos en el orden Diptera exhiben una importancia relevante. Dentro de este orden, los mosquitos (Nematocera, Culicidae) y las moscas metálicas o zumbadoras (Brachycera, Calliphoridae) son grupos muy bien representados en el ámbito de la provincia de Buenos Aires.

Esta contribución, que constituye una puesta al día del estado de conocimientos de estas dos familias, desde los puntos de vista taxonómico, distribucional, sanitario y ecológico en la provincia, cumple con parte de los objetivos de la Comisión de Biodiversidad Bonaerense (COBIOBO), recientemente creada en virtud de la existencia de un convenio entre la Secretaría de Política Ambiental de la Provincia de Buenos Aires y la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la UNLP.

Los dos taxa objeto de estudio son tratados por separado sobre la base de un enfoque similar aunque adaptado a las particularidades de cada uno de ellos.

En lo relativo al tratamiento taxonómico, se presenta una breve caracterización morfológica a nivel familiar, así como claves para el reconocimiento de géneros y especies presentes en el territorio bonaerense. Las listas sinonímicas serán omitidas (consignándose sólo su denominación en la descripción original), indicándose en que trabajo pueden ser consultadas, así como las referencias bibliográficas más importantes referidas a cada una de las especies tratadas. En cuanto a los aspectos distribucionales, se hace referencia a la distribución de cada especie, consignándose, asimismo, sus registros en los partidos provinciales.

Las consideraciones sobre aspectos sanitarios y ecológicos incluirán, según los casos, referencias acerca de los diferentes tipos de patógenos transmitidos, modos de transmisión, alternativas de control, grado de sinantropía, endofilia y comunicatividad.

FAMILIA CULICIDAE

Desde la publicación del primer trabajo referente a los mosquitos de la Argentina (Lynch Arribalzaga, 1878) hasta el presente, numerosos autores realizaron aportes tendientes a elucidar aspectos sistemáticos de las especies argentinas, así como de las enfermedades que algunas de ellas transmiten. Entre las obras más representativas se destacan la revisión del género "*Rynchotaenia*" (hoy *Coquillettidia*) (Castro & Bresanello, 1952), el texto *Manual de Entomología Médica y Veterinaria Argentina* (Del Ponte, 1958), la revisión de la tribu Anophelini para la Argentina (García & Ronderos, 1962) y la de los mosquitos de la Argentina (Darsie & Mitchell, 1985). También merecen destacarse obras de índole general, tales como "*The Mosquitoes of the Americas*" (Dyar, 1928) y "*Neotropical Culicidae*" (Lane, 1953). Otras referencias importantes son los catálogos de Knight & Stone (1977), Knight (1978) y Ward (1984), así como informaciones acerca de depositarios de tipos (Belkin, 1968; Belkin *et al.*, 1968). Como obra de referencia en lo que respecta a la morfología y nomenclatura, tanto de adultos como de lo estados preimaginales, merece destacarse la obra "*Taxonomist glossary of Mosquito Anatomy*" (Harbach & Knigth, 1980).

Caracterización morfológica (hembras adultas y larvas)

Hembra (Fig.1)

Cabeza globular, cubierta dorsalmente (en diferente grado, según los géneros) por escamas claras u oscuras, decumbentes, erectas o semierectas. Ojos compuestos voluminosos, más o menos arriñonados, con alrededor de 350-500 ommatidias; ocelos ausentes. Antenas filiformes, formadas por un segmento basal, el escapo (corto y anular), el pedicelo o torus (donde se halla el órgano de Johnston, auditivo, de mayor desarrollo en los machos) y el flagelo (con 13 flagelómeros subcilíndricos, cada uno de los cuales lleva diferentes tipos de sensilas, setosas o no). Aparato bucal picador-suctor, con seis estiletes (mandíbulas, lacinias, labro-epifaringe e hipofaringe); los palpos maxilares, cortos (excepto en Anophelini) y generalmente cubiertos por escamas, son visibles por debajo de un clípeo triangular, y están formados por 5 palpómeros (el 1ro y el 2do fusionados).

Tórax compuesto por pro, meso y metatórax (cada uno de los cuales lleva un par de patas), ocupando el mesotórax casi todo el tagma. Dorsalmente el protórax está reducido a dos lóbulos, los

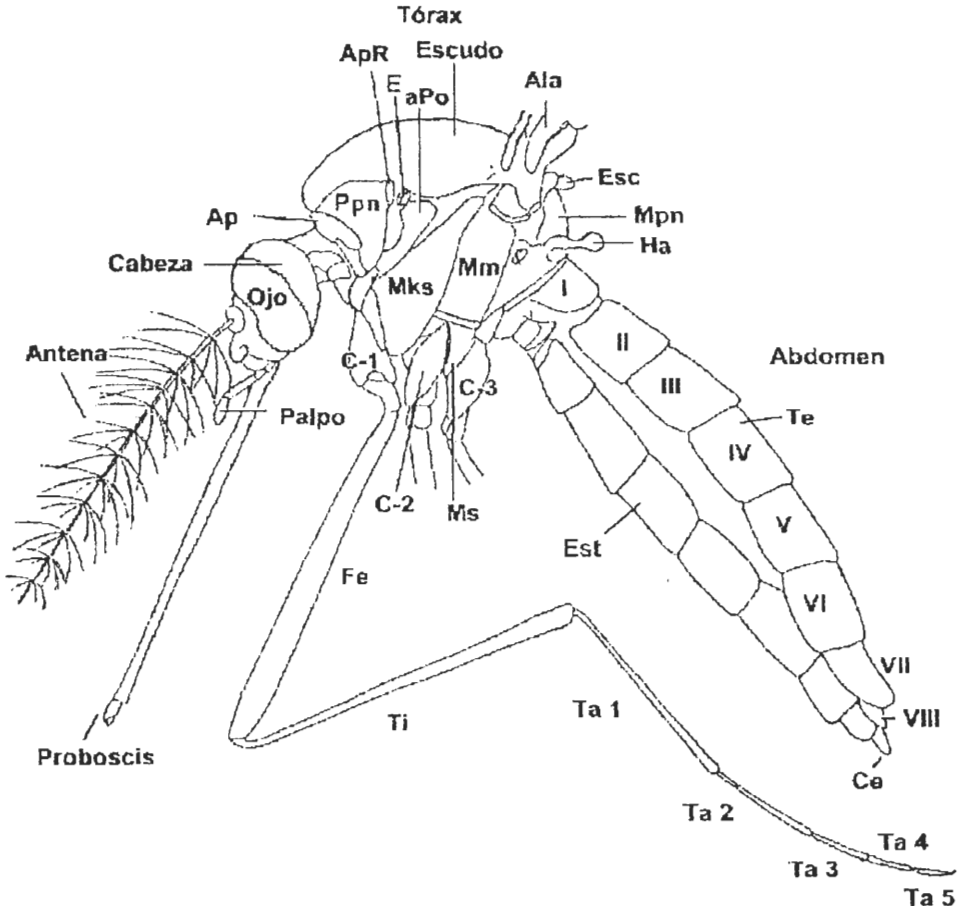
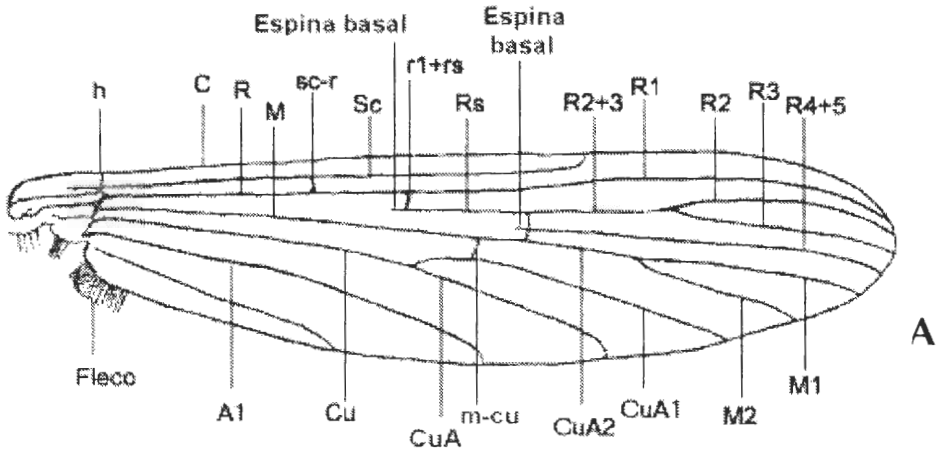

Tórax
ApR
Escudo
E
aPo
Ala
Esc
Ppn
Ap
Mpn
Ha
Cabeza
Mm
Mks
Ojo
I
II
Abdomen
Antena
C-1
C-3
III
Palpo
Te
IV
C-2
Ms
V
Est
Fe
VI
VII
Ti
Ta 1
VIII
Proboscis
Ce
Ta 2
Ta 4
Ta 3
Ta 5

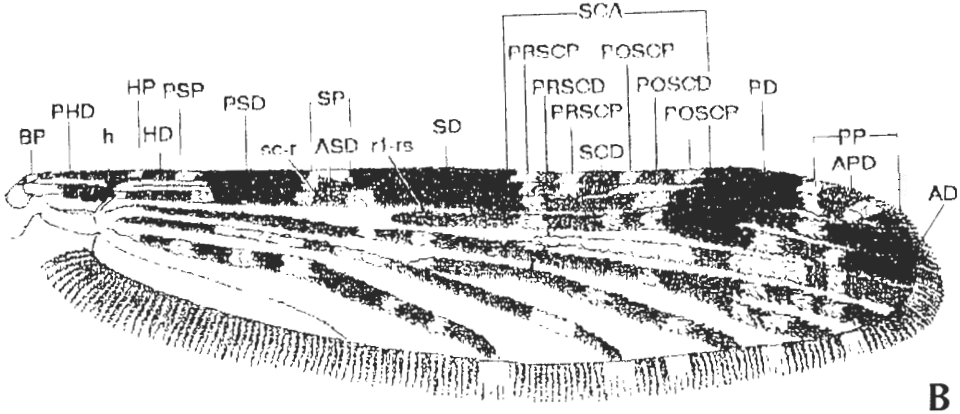
***Figura 1**. Culicidae, adulto hembra. Ap: lóbulo antepronotal; aPo: área postespiracular; ApR: área preespiracular; C-1, C-2, C-3: coxa anterior, media y posterior, respectivamente; Ce: cercos; E: espiráculo; Esc: escutelo; Est: esternito abdominal; Fe: fémur; Ha: halterio; Mks: mesokatepisterno; Mm: mesanepimero; Mpn: mesoposnoto; Ms: mesómero; Ppn: postpronoto; Ta1, Ta2, Ta3, Ta4, Ta5: tarsómeros 1,2,3,4 y 5, respectivamente; Te: tergito abdominal; Ti: tibia (los números romanos indican el segmento abdominal correspondiente).*

lóbulos antepronotales, de desarrollo variable según los grupos. El mesonoto, ovoide, carece de sutura transversa; está formado por el escudo (de donde se origina el primer par de alas), el escutelo y el postescutelo (= mesoposnoto). El metatórax está reducido al metanoto y lleva los halterios o balancines, que representan el segundo par de alas transformados en órganos de regulación del vuelo y la marcha. Lateralmente, la mesopleura está bien desarollada, y dividida en una serie de escleritos, donde se insertan escamas y/o setas, cuya localización, estructura y color son de gran importancia en la clasificación genérica y específica. Las patas, cubiertas diferencialmente por escamas según los grupos, están formadas por trócanter, fémur, tibia y tarso, éste último subdividido en cinco tarsómeros, el distal con una o dos uñas terminales. Las alas (Fig.2), membranosas, alargadas y delgadas, están recorridas por nervaduras, en donde se implantan escamas de estructura y coloración muy utilizadas en la clasificación; sobre el borde posterior poseen una hilera de escamas alargadas, el fleco.

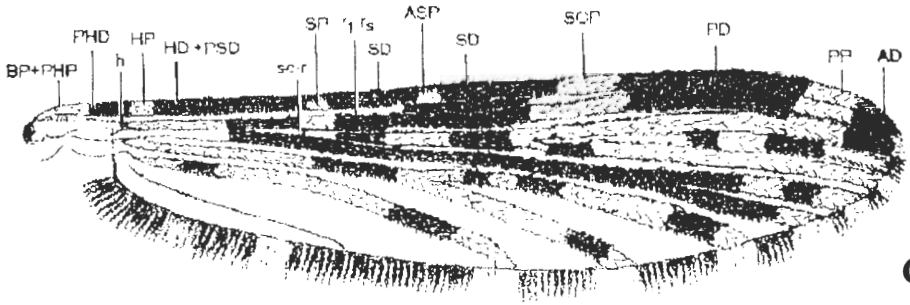
Abdomen cubierto total o parcialmente por escamas y/o setas, con disposición y coloración variable. Compuesto por 10 segmentos, cada uno de los cuales está formado por un tergito dorsal y un esternito ventral, escleritos que se hallan conectados por medio de la membrana pleural (la que se dilata al ingerir sangre u otros fluídos). El segmento VIII es el último completo, ya que los dos distales están muy reducidos; el décimo presenta sus apéndices, los cercos. En algunos géneros (*Culex*, *Mansonia*) los segmentos terminales están invaginados y los cercos son muy pequeños, por lo que el abdomen es romo; en otros (*Aedes*, *Psorophora*), estos segmentos están protruídos y los cercos son alargados, por lo que el abdomen es puntiagudo.


Espina basal
Espina basal
r1+rs
h
C
R
M
sc-r
Sc
Rs
R2+3
R1
R2
R3
R4+5
Fleco
A1
Cu
CuA
m-cu
CuA2
CuA1
M2
M1

A


SCA
PRSCP
POSCP
PRSCD
POSCD
PRSCP
POSCP
PD
HP
PSP
PHD
PSD
SP
BP
h
HD
sc-r
ASD
r1-rs
SD
SCD
PP
APD
AD

B


PHD
HP
HD+PSD
SP
r1-rs
ASD
SCP
PD
BP+PHP
h
sc-r
SD
SD
PP
AD

C

Figura 2. *Culicidae, alas. A: plan de nerviación general; B:* ***Anopheles (Anopheles)*** *sp.; C:* ***Anopheles (Nyssorhynchus)****. AD: mancha apical oscura; APD: mancha sector preapical oscuro (serie Arribalzagia); ASD: mancha sector accesorio oscuro; ASP: mancha sector claro accesorio; BP: mancha basal clara; C: nervadura costal (= costa); CU: nervadura cubital; h: nervadura humeral transversa; HD: mancha humeral oscura; HP: mancha humeral clara; M: nervadura mediana; M1: nervadura mediana 1; CuA1: nervadura cubital anterior; CuA2: nervadura cubital posterior; mcu: nervadura mediocubital transversa; PD: mancha preapical oscura; PHD: mancha prehumral oscura; POSCD: mancha postsubcostal oscura; PP: mancha preapical clara; PRSCP: mancha postsubcostal clara; PSP: mancha presector clara; R: nervadura radial; R1: nervadura radial 1; r1+rs: nervadura radial transversa; R2: nervadura radial 2; R2+3: nervadura radial 2+3; R3: nervadura radial 3; R4+5: nervadura radial 4+5; Rs: sector radial; Sc: nervadura subcostal; SCA: area subcostal; SCD: mancha subcostal oscura; sc-r: nervadura subcostal transversa; 1A: primera nervadura anal; SD: mancha sector oscura; SP: mancha sector clara.*

Larva (Fig.3)

Es ápoda y eucéfala. Excepto por la cabeza y el sifón (si está presente), el tegumento es mayormente delicado y membranoso, permitiendo los movimientos sinuosos de natación. Pasan por 4 estadíos larvales previos a la pupación. Los caracteres que se utilizan para el reconocimiento específico son los mayormente ofrecidos por las larvas del 4to estadío.

La cabeza, bien esclerotizada, es globosa y está constituída por tres placas: dos epicraneales,

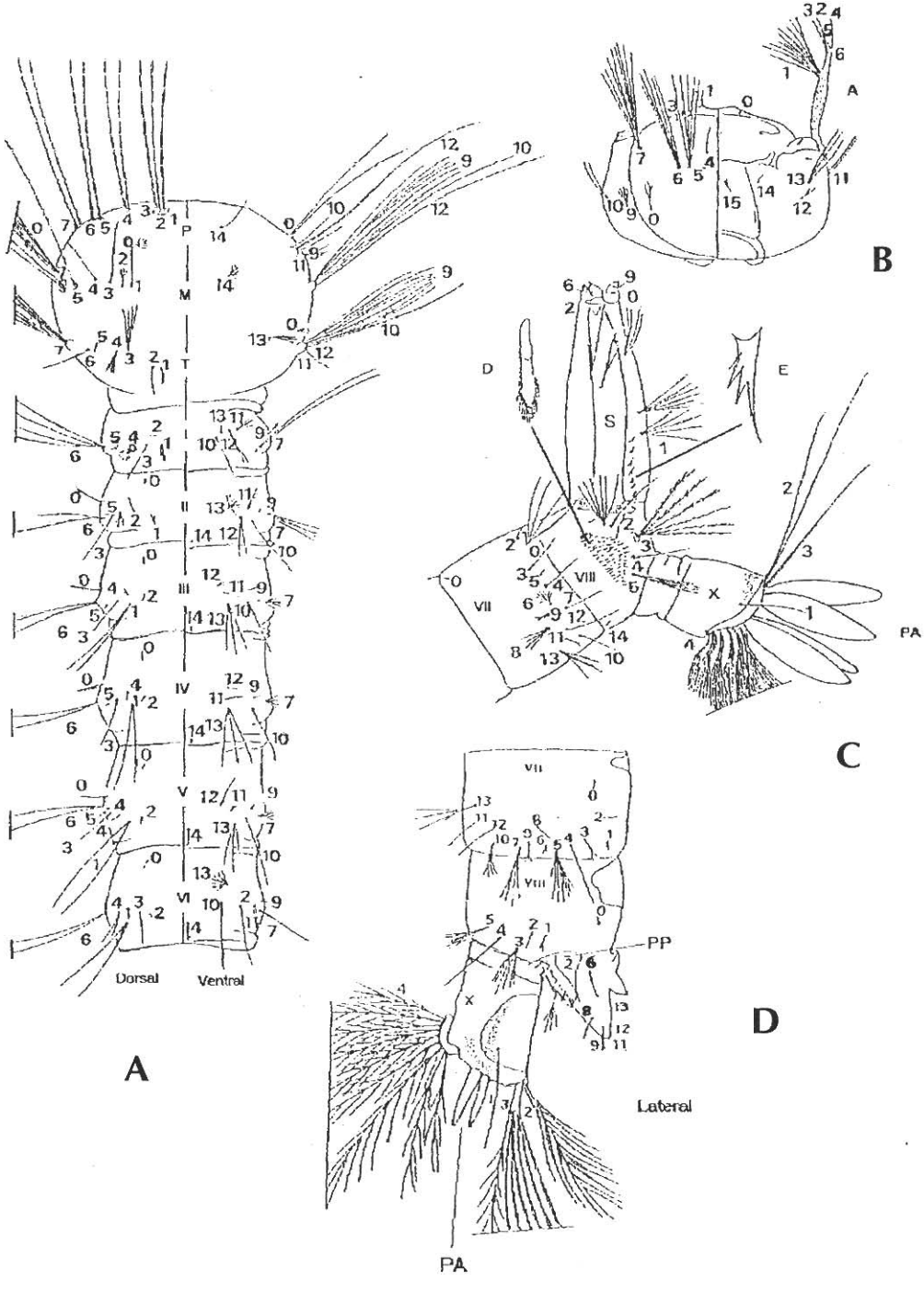

A
Dorsal
Ventral
P
M
T
I
II
III
IV
V
VI
B
A
C
D
E
S
VII
VIII
X
PA
D
VII
VIII
X
PP
PA
Lateral

***Figura 3**: Culicidae, larva. A: Culicinae, tórax y segmentos abdominales I-VI; B: Culicinae, cabeza; C: Culicinae, segmentos abdominales VII-X; D: Anophelinae, segmentos abdominales VII-X. A: antena; C: cabeza; D: diente del peine; E: espina del pécten; PA: papilas anales; P: protórax; M: mesotórax; T: metatórax; S: sifón (los números romanos indican el segmento abdominal correspondiente; los arábigos corresponden a la nomenclatura de cada seta en el segmento).*

separadas por la sutura epicraneal de la placa impar, el fronto-clípeo. Anteriormente lleva las piezas bucales, cuyos componentes más conspicuos son los cepillos bucales pares. La quetotaxia (disposición de las setas) cefálica es de gran importancia sistemática, recibiendo cada pelo o seta una nomenclatura numérica especial para su reconocimiento. Las antenas, de forma, longitud y ornamentación muy variables según los grupos, se insertan anterolateralmente (en *Anopheles* es de importancia la forma de las setas antenales 2 y 3, también denominadas "sables"). El índice clipeal, que se utiliza como carácter diagnóstico en *Anopheles*, es la relación entre la distancia existente entre las setas 2-C y 3-C de un lado de la cabeza, y la distancia entre ambas setas 2-C.

El tórax, apreciablemente más ancho que la cabeza, está formado por tres segmentos. Aunque aparece como una sola pieza, su segmentación primitiva puede reconocerse por la inserción de las setas.

El abdomen, cubierto por setas y a veces por espículas, es más angosto que el tórax. Los 10 segmentos que lo forman son fácilmente individualizables, aunque son sólo visibles nueve, ya que el octavo y el noveno están fusionados. El segmento IX lleva el sifón respiratorio (en Culicinae) o directamente las aberturas espiraculares (en Anophelinae), con setas y escamas de valor taxonómico; el segmento VIII lleva una serie de setas de forma y disposición variables (los dientes del peine), insertos o no en una placa esclerotizada; el segmento X (anal) es cilíndrico y se halla esclerotizado en diferente grado (silla de montar completa o incompleta), lleva dos pares de branquias anales (= papilas anales), y los siguientes grupos de setas: las laterales (1-X), las dorsales (2-X y 3-X), y un mechón o cepillo ventral (4-X) que puede o no originarse de arcos esclerotizados (la "parrilla"). El índice sifonal es la relación entre el ancho máximo del sifón y su largo.

SIGLAS DE LAS INSTITUCIONES DEPOSITARIAS DE TIPOS
BA: Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires, Argentina.
BM: Museo Británico, Londres, Inglaterra.
FH: Facultad de Higiene y Salud Pública, São Paulo, Brasil.
HNM: Magyar Nemzeti Muzeum, Budapest, Hungría.
IB: Instituto Butantan, São Paulo, Brasil.
INM: Instituto Nacional de Microbiología "Dr. Carlos G. Malbrán", Buenos Aires, Argentina.
IOC: Instituto Oswaldo Cruz, Río de Janeiro, Brasil.
MNHP: Museo de Historia Natural, París, Francia.
MNRJ: Museo Nacional de Río de Janeiro, Brasil.
O: Universidad de Oxford, Inglaterra (Hope Collection).
USNM: Museo Nacional de Historia Natural, Washington, D.C., USA.
LU: Localización desconocida.
NE: Tipo no existente.

Notas

- Castro *et al.* 1959 (60), basándose en Del Ponte *et al.* (1951), hacen referencia a las citas de *Aedes sollicitans* y *Ae. taeniorhynchus* capturadas en un barco en el Puerto de La Plata, aunque estas especies no están presentes en el país.
- De acuerdo con García & Casal (1965), la cita de *Culex inflictus* por parte de Prosen *et al.* (1960) es producto de una identificación errónea, ya que el material reestudiado por ellos correspondía a *Culex maxi*. Por lo tanto, *Cx. inflictus* no estaría representada en la Argentina.
- *Culex oblita* (Lynch Arribalzaga, 1891a,b), especie descripta sobre la base de ejemplares provenientes del partido de Navarro, es tratada como *nomen nudum* por Casal, en Belkin *et al.* (1968).
- Las citas de *Haemagogus leucocelaenus* y de *Sabethes intermedius* para la provincia de Buenos Aires que figuran en Ronderos *et al.* (1992), son producto de identificaciones erróneas. Los autores de este trabajo revisaron el material estudiado en el trabajo referido, depositado en el Departamento Científico de Entomología del Museo de La Plata, concluyendo que los ejemplares pertenecen al género *Coquillettidia* (Rossi, 2000).
- Al no existir una descripción adecuada de la hembra de *Psorophora ochripes*, esta especie es excluída de la clave.
- Recientemente (Reinert, 2000) realiza una nueva clasificación para el género *Aedes*, elevando al subgénero *Ochlerotatus* al rango de género. En cuanto a las especies incluidas en *Aedes*, en la provincia de Buenos Aires está representado por *Ae. aegypti*, perteneciendo al resto de las especies al género *Ochlerotatus*.

CLAVES DE GÉNEROS PRESENTES EN LA PROVINCIA DE BUENOS AIRES

(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Proboscis más o menos recta, o levemente curvada ventralmente; borde posterior del ala recto o redondeado 2
   Proboscis curvada ventralmente en un ángulo de aproximadamente 90°; borde posterior del ala cóncavo por debajo del extremo de la nervadura M3+4 (*Toxorhynchytes*) ..... *Tx. theobaldi*
2. Palpos casi tan largos como la proboscis..... *Anopheles*
   Palpos mucho más cortos que la proboscis 3
3. Mesoposnoto sin grupo de setas ni escamas 4
   Mesoposnoto con un grupo de setas, a veces con escamas 10
4. Celda R2 más corta que la nervadura R2+3; ápice de la nervadura anal finalizando por delante de la bifurcación de la nervadura Cu ; tórax generalmente con escamas azuladas .....*Uranotaenia*
   Celda R2 por lo menos del mismo tamaño que la nervadura R2+3; ápice de la nervadura anal finalizando más allá de la bifurcación de la nervadura Cu; tórax variable 5
5. Antena corta y con penacho de escamas en el 1er flagelómero, éstos cortos y gruesos; fémures medios y posteriores con penachos de escamas semierectas (*Aedeomyia*).....*Ad. squamipennis*
   Antena normal, flagelómeros alargados, fémures sin penachos de escamas semierectas 6
6. Setas postespiraculares ausentes, escamas del ala generalmente unicolor a veces con manchas de escamas claras en la base de C, pulvillos presentes.....*Culex*
   Setas posterpiraculares presentes, ala variable, sin pulvillos 7
7. Último segmento abdominal romo; cercos visibles; alas con escamas anchas clararas y oscuras dando una apariencia de salpicado o moteadas; patas sin marcas evidentes.....*Mansonia*
   Último segmento abdominal delgado, con los cercos retráctiles bien visibles; alas generalmente con escamas claras y unicolor; patas generalmente con marcas claras 8
8. Fémures con banda de escamas claras subapical; proboscis con anillo de escamas claras en el tercio apical.....*Coquillettidia*
   Fémures sin banda clara subapical; proboscis con anillo de escamas claras mediano o sin el 9
9. Setas preespiraculares presentes; bandas o grupos de escamas claras de los tergitos abdominales de posición apical.....*Psorophora*
   Setas preespiraculares ausentes; bandas o grupos de escamas claras de los tergitos abdominales de posición basal..... *Ochlerotatus, Aedes*
10. Proboscis tan o más larga que el fémur anterior; escamas del escudo y pleuras de color, pero no doradas; tórax sin escamas preespiraculares, pero con al menos una seta preespiracular; Ta-III-5 con dos uñas 11
    Proboscis mas corta que el fémur anterior; escamas del escudo doradas, bronce o púrpura, pleura con abundantes escamas plateadas o doradas; tórax con escamas preespiraculares y sin setas; Ta-III-5 con una uña (*Limatus*) ..... *Li. durhamii*
11. Lóbulos antepronotales pequeños, separados; occipucio con escamas posteriores erectas; escamas del vertex sin reflejos plateados; mesoposnoto sin escamas (*Isostomyia*).....*Is. paranensis*
    Lóbulos antepronotales grandes, casi en contacto en la línea media; occipucio y vertex sin escamas erectas; mesoposnoto con escamas (*Wyeomyia*) .....*Wy. leucostigma*

*: La separación de las hembras de *Aedes* y *Ochlerotatus* se realiza mediante la disección de la genitalia, donde la ínula de la hembra de *Aedes* tiene forma de lengua y no posee sectas, mientras que la de *Ochlerotatus* tiene forma de labio y lleva setas bien desarrolladas.

Larvas (modificada de Darsie & Mitchell, 1985).

1. Segmento abdominal VIII sin sifón ..... *Anopheles*
   Segmento abdominal VIII con sifón 2

2. Cepillo ventral 4-X formado por un solo par de setas 10
   Cepillo ventral 4-X formado al menos por 4 pares de cerdas 3
3. Sifón modificado en el ápice para perforar los tejidos vegetales 4
   Sifón sin tales modificaciones 5
4. Silla de montar del segmento X con 3,4 setas largas ventrales semejando cintas; setas 2,3-A tan largas como el flagelómero que es sublingual al segmento basal ..... *Mansonia*
   Silla de montar en X sin setas ventrales; setas 2,3-A más cortas que el flagelómero y este más largo que el segmento basal ..... *Coquillettidia*
5. Sifón sin pécten 9
   Sifón con pécten 6
6. Peine del segmento VIII partiendo de una conspícua placa esclerotizada; cabeza más larga que ancha ..... *Uranotaenia*
   Peine del segmento VIII generalmente no partiendo de una placa esclerotizada, si presente muy reducida; cabeza más ancha que larga 7
7. Sifón con 3 o más pares de setas posterolaterales, además de la seta 2-S ..... *Culex*
   Sifón con un sólo par de setas posterolaterales, además de la seta 2-S 8
8. Cepillo ventral del segmento abdominal X con al menos 4 setas unidas a la silla de montar, cuando ésta es completa; si la silla es incompleta, el sifón está ensanchado en la porción media ..... *Psorophora*
   Cepillo ventral del segmento abdominal X sin setas unidas a la silla de montar, cuando ésta es completa; si la silla de montar es incompleta, el sifón no está ensanchado en la porción media ..... *Ochlorotatus, Aedes**
9. Segmento abdominal VIII con peine; antenas curvadas, más largas que la cápsula cefálica; setas torácicas muy largas (*Aedeomyia*) ..... *Ad. squamipennis*
   Segmento abdominal VIII sin peine; setas abdominales en grupos, partiendo de placas esclerotizadas; cepillos palatinos laterales reducidos, formando 12 flamentos gruesos (*Toxorhynchytes*) ..... *Tx. theobaldi*
10. Cápsula cefálica con foramen magnum extendido, en forma de hendidura corta o larga, sin collar (*Isostomyia*) ..... *Is. paranensis*
    (la larva de *paranensis* es desconocida. Debido a que es la única especie de *Isostomyia* presenteen la provincia, se utilizan los caracteres genéricos).
    Cápsula cefálica con foramen magnum circular, con collar 11
11. Seta 4-X del mismo largo que seta 3-X; sifón corto, con 4-5 pares de setas laterales y una hilera ventral de setas dobles o triples; segmento VIII con 6 dientes en fila (*Limatus*) ..... *Li. durhamii*
    Seta 4-X más corta que seta 3-X; sifón con falso pecten; índice sifonal > 4; segmento VIII con dos hileras de dientes pequeños (*Wyeomyia*) ..... *Wy. leucostigma*

*: Las larvas de *Aedes* no poseen la seta 12-I, mientras que las de *Ochlerotatus* si la presentan.

Claves de Especies de los Géneros *Aedes* y *Ochlerotatus* (modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Patas oscuras o con pequeños anillos en las articulaciones 2
   Patas con bandas anchas de escamas claras en la base de los artejos; escudo con escamas plateadas en forma de lira ..... *Ae. aegypti*
2. Alas cubiertas por escamas oscuras 3
   Alas con escamas claras y oscuras entremezcladas, sin formar un patrón definido; tergitos abdominales con una franja longitudinal de escamas claras ..... *Oc. albifasciatus*
3. Tibia III con franja muy visible de escamas claras en la superficie anterior; tergitos abdominales usualmente con bandas de escamas claras; ¾ proximales del escudo cubiertos por escamas claras ..... *Oc. scapularis*
   Tibia III oscura; tergitos abdominales oscuros, o con bandas basales de escamas claras 4
4. Escudo con escamas pardas o amarillas en la porción media, no formando un patrón definido; escutelo a veces con escamas doradas en el lóbulo medio ..... *Oc. serratus*
   Escudo con tres franjas longitudinales de escamas bronceadas o doradas, con escamas pardas entre ellas; tergitos abdominales con manchas basolaterales de escamas claras ..... *Oc. crinifer*

Larvas (modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

1. Segmento X no totalmente rodeado por la silla de montar 2
   Segmento X totalmente rodeado por la silla de montar 3
2. Espinas del pécten separadas distalmente; peine con más de 18 dientes, con espinas subapicales pequeñas; seta 11-T normal ..... *Oc. albifasciatus*
   Espinas del pécten no separadas distalmente; peine con menos de 18 dientes, con espinas subapicales grandes; seta 11-T en forma de púa ..... *Ae. aegypti*
3. Peine del segmento abdominal VIII con menos de 12 dientes, en una línea ..... *Oc. serratus*
   Peine del segmento abdominal VIII con más de 12 dientes, en dos líneas o formando un triángulo 4
4- Sifón con 2-3 pares de setas dorsolaterales, casi del mismo tamaño que la seta 1-S; setas 5,6-C múltiples ..... *Oc. crinifer*
   Sifón sin setas dorsolaterales; setas 5,6-C simples ..... *Oc. scapularis*

Clave de Especies del Género *Anopheles* presentes en la provincia de Buenos Aires

(modificada de Darsie & Mitchell, 1985.)

Hembras

1. Tarsómeros III-2-5 casi totalmente blancos, parte o todo Ta-III-3 y todo 4 y 5 blancos o 5 con anillo oscuro, Fe-II,III con mancha apical blanca, no jaspeados (subgénero *Nyssorhynchus* 2
   Tarsómeros III oscuros o jaspeados y/o Ta-III-4 con banda o mancha oscura, sí 4 y 5 claros, 2 y 3 jaspeados, Fe-II,III jaspeados (subgénero *Anopheles*) 6
2. Tarsómeros III-5 con escamas claras 3
   Tarsómeros III-5 con banda basal de escamas oscuras 4
3. Esternito I con dos líneas de escamas blancas; mechones posterolaterales del abdomen en segmentos IV-VII ..... *albitarsis*
   Esternito I sin líneas de escamas; mechones posterolaterales del abdomen en segmentos V,VI ..... *argyrytarsis*
4. Mesanepimero con escamas claras anteriormente; nervadura C con mancha humeral clara pequeña; Ta-I-4 con el 40-70% apical claro ..... *triannulatus*
   Mesanepimero sin escamas, nervadura C con mancha humeral clara grande; Ta-I-4 variable 5
5. Nervadura C con mancha sector oscura interrumpida por una mancha clara; Ta-III-2,3 con anillos grises o dorados; escamas del ala grises o doradas, no blancas ..... *evansae*
   Nervadura C con mancha sector oscura sin interrupción; Ta-III-2,3; con anillos blancos o crema; escamas anteriores del ala blanco o crema ..... *strodei*
6. Tarsómeros III: ápice de 3, todo 4 y 5 claros; nervadura C mayormente oscura ..... *annulipalpis*
   Tarsómeros III: 3,4 y 5 variables; nervadura C variable 7
7. Tarsómero III-5 oscuro; Ta-III-2-4 con bandas apicales claras ..... *minor*
   Tarsómero III-5 claro y oscuro 8
8. Tarsómero III-5 con escamas claras apicales, Ta-III-2,3 con 1-2 manchas claras además de las bandas apical y basal, Ta-III-4 con bandas basal y apical ..... *maculipes*
   Tarsómero III-5 con escamas claras en la base y en el ápice 9
9. Nervadura Cu con escamas grandes, más anchas que el ancho de la nervadura; nervadura anal con mancha oscura pequeña; mesanepimero sin escamas ..... *punctimacula*
   Nervadura Cu mayormente oscura, con escamas pequeñas no más anchas que el ancho de la nervadura; mancha apical oscura grande; nervadura anal con manchas negras conspícuas..... *apicimacula*

Larvas (modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

1. Seta abdominal 1-III-VI palmada, con bordes lisos (subgénero *Nyssorhynchus*) 2
   Seta abdominal 1-III-VI palmada, con borde aserrado (subgénero *Anopheles*) 6
2. Sea 1-P plumosa o en abanico; seta abdominal 9-V más larga que 9-IV, seta 4-C llegando hasta la inserción de la seta 2-C, IC>3 ..... *argyrytarsis*
   Seta 1-P palmada, de hojas anchas; seta 9-V menos de tres veces el largo de 9-IV; IC variable 3
3. Seta 11-I alargada (5-7); seta 13-I muy alargada (2-4); seta 1-P (13-20); armazón lateral del

aparato espiracular bien desarrollado ..... *triannulatus*
Seta 11-I moderadamente alargada (2-4); seta 13-1 mediana (2-4); seta 1-P (8-18); armazón lateral del aparato espiracular pequeño 4
4- Indice clipeal 0,75-1,10; setas 2 y 3-C lisas o con acículas ..... *albitarsis*
Indice clipeal > que 1,50 5
5- Indice clipeal 3,0-4,0; setas 2 y 3-C barbadas, esta última 0,8 de la longitud de 2-C; seta 4-C corta; seta 1-P (13-17); seta 2-P (16-24); seta 1-X inserta en el margen ventral de la silla de montar ..... *strodei*
Indice clipeal 2,5-4,0; setas 2 y 3-C barbadas desde la mitad, casi iguales; seta 4-C con 2-5 ramas de 0,3-0,4 de la longitud de la seta 3-C; seta 14-P (7-10) ..... *evansae*
6- Antena con la seta 2-A truncada y la 3-A puntiaguda 7
Antena con las setas 2-A y 3-A puntiagudas 9
7- Seta 3-C simple o doble, 0,5 de la longitud de la seta 2-C, esta última no es más gruesa que 3-C; seta 4-C corta (2-3); setas 1,2,3-P insertas en una placa esclerotizada; seta 9-P doble; seta 6-IV,V usualmente doble y corta ..... *apicimacula*
Seta 3-C con más de 3 ramas 8
8- Setas 9-12-P simples; seta 4-C corta (4-8); seta 2-C alargada, con acículas, el doble del largo de 3-C (3-8); seta 1-P (4-7); seta 3-P simple ..... *punctimacula*
Alguna de las setas 9-12 P doble o triple; seta 1-P simple o doble; seta 2-C barbada en el ápice; seta 3-C ramificada en el ápice, IC 2 ..... *maculipes*
9- Tórax y abdomen con espículas ventrales; seta 3-C ramificada desde la base; seta 9-10-P doble o triple ..... *minor*
Tórax y abdomen sin espículas, seta 1-P doble o triple; seta 4-A más corta que 2 y 3-A; 3-C con 4 ramas apicales cortas ..... *annulipalpis*

Clave de Especies del Género *Coquillettidia* presentes en la provincia de Buenos Aires
(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Escudo con franja longitudinal delgada de escamas claras, lateralmente con escamas pardo rojizas; ala con mancha de escamas claras en la base de C y de R1 ..... *fasciolata*
Escudo sin franja longitudinal de escamas claras, con líneas delgadas de escamas doradas en la porción media y en los márgenes laterales; ala con mancha de escamas claras en la base de R 2
2. Tibia posterior oscura, a veces con una línea de escamas claras en la cara posterior ..... *albifera, chrysonotum*
(es extremadamente dificultosa la diferenciación de las hembras de estas dos especies)
Tibia posterior jaspeada en la cara posterior, a veces con escamas claras en la mitad apical; nervadura M oscura ..... *venezuelensis*

Larvas

1. Placa del mentón con al menos 5 dientes grandes a cada lado ..... *chrysonotum*
Placa del mentón con sólo dos dientes a cada lado ..... *venezuelensis*
(larvas de *fasciolata* y *albifera*, desconocidas).

Clave de Subgéneros y Especies del Género *Culex* presentes en la provincia de Buenos Aires
(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Setas acrosticales cubriendo el escudo 2
Setas acrosticales sólo en el extremo anterior del escudo y/o cerca del área preescutelar 20
2. Mesokatepisterno con escasas escamas, mezcladas con setas; tarsos anillados en las articulaciones (subgénero *Microculex*) ..... *imitator*

Mesokatepisterno con una mancha de escamas muy visible (subgénero *Culex*) 3
3. Alas con escamas claras en la base de la nervadura C, a veces en alguna otra nervadura 4
Alas con escamas totalmente oscuras 6
4. Tarsómeros posteriores con bandas de escamas claras en las articulaciones ..... *maxi*
Tarsómeros posteriores oscuros, a veces con algunas escamas claras en las articulaciones que no llegan a formar una banda 5
5. Escamas postespiraculares presentes ..... *lahillei*
Escamas postespiraculares ausentes ..... *apicinus*
6. Tarsómeros posteriores con bandas de escamas claras en las articulaciones 7
Tarsómeros posteriores sin bandas de escamas claras en las articulaciones, o con escamas claras que no llegan a formar una banda 11
7. Escamas postespiraculares presentes 8
Escamas postespiraculares ausentes 9
8. Tergitos abdominales con bandas de escamas claras en la base ..... *hepperi*
Tergitos abdominales sin bandas de escamas claras; proboscis con anillo de escamas claras ..... *renatoi*
9. Escamas claras del escudo formando un diseño de dos manchas, cercanas a la línea media; abdomen con bandas anchas de escamas claras en la base; proboscis oscura ..... *coronator*, en parte
Escamas claras del escudo dispuestas en ambos márgenes; proboscis con o sin anillo de escamas claras 10
10. Tergitos abdominales con línea delgada y manchas de escamas claras en la base; proboscis oscura ..... *bidens*, en parte
Tergitos abdominales con bandas anchas de escamas claras en la base; proboscis con anillo de escamas claras ..... *coronator*, en parte
11. Escamas postespiraculares presentes ..... *chidesteri*
Sin escamas postespiraculares 12
12. Escudo con manchas antealares de escamas amarillentas; articulaciones de los tarsos con escamas claras ..... *dolosus*
Escudo sin manchas antealares de escamas amarillentas 13
13. Tergitos con escamas oscuras y bandas basales o manchas medio dorsales de escamas claras 14
Tergitos con escamas oscuras y manchas basolaterales de escamas claras, las que raramente se unen para formar una banda delgada 17
14. Tergitos con banda ancha completa de escamas claras 15
Tergitos con bandas delgadas de escamas claras o banda ancha unida a las manchas basolaterales 16
15. Esternitos totalmente oscuros ..... *brethesi*
Esternitos oscuros distalmente, con banda basal ancha de escamas claras ..... *acharistus*
16. Escamas erectas del occipucio bifurcadas, claras y oscuras; palpos con algunas escamas claras; esternitos claros ..... *pipiens, quinquefasciatus*
Escamas inclinadas del occipucio doradas; esternitos con manchas de escamas oscuras de posición media ..... *bidens* en parte, *interfor*
17. Palpos con algunas escamas claras ..... *spinosus*
Palpos sin escamas claras 18
18. Occipucio con escamas aplanadas pardodoradas, las erectas generalmente oscuras ..... *eduardoi*
Occipucio con escamas aplanadas y erectas, claras y oscuras entremezcladas 19
19. Esternitos abdominales con manchas casi triangulares de escamas oscuras, de posición basolateral; patas oscuras ..... *castroi*
Esternitos cubiertos uniformemente por escamas amarillentas o blancas; patas con anillos claros en las articulación ..... *mollis, tatoi*
20. Vertex con al menos una hilera de escamas anchas, planas, a lo largo del margen orbital 21
Vertex con escamas claras, delgadas, aún a lo largo del margen orbital (subgénero *Aedinus*) ..... *amazonensis*
21. Todas las escamas del vertex anchas (sección *Melanoconion*) 22
Escamas delgadas del vertex desde la línea media hacia los márgenes, manchas laterales con escamas anchas (sección *Spissipes*, grupo *Paracrybda*) ..... *delpontei*
22- Mesanepimero medio con mancha oscura de escamas claras anchas (grupo *Erraticus*) ..... *clarki*
Mesanepimero medio sin escamas 23
23- Escudo y pleura castaño oscuros, escamas planas del vertex anchas (grupo *Intrincatus*) ..... *intrincatus, idottus*
Escudo y pleura castaño claros, escamas planas del vertex claras (grupo *Inhibitator*) ..... *oedipus*
(por ser la hembra *oedipus* desconocida, los caracteres son inferidos a partir del macho)

Larvas

1. Cepillo ventral (4-X) con 4 pares de setas; índice sifonal 9,0; margen posterior de la silla de montar sin espículas (subgénero *Microculex*) ..... *imitator*
   Cepillo ventral (4-X) con 5 o más pares de setas; índice sifonal variable 2
2. Seta 3-P al menos 0,67 de la longitud de 1-P; seta 2-S normal (subgénero *Culex*) 3
   Seta 3-P mucho más corta que 1-P (≤ 0,5); seta 2-S variable 19
3. Indice sifonal < 4,0 4
   Indice sifonal ≥ 4,0 10
4. Espinas del pécten sin dientes laterales; la mayoría de las setas del sifón con 1-3 ramas 5
   Espinas del pécten con dientes laterales, por lo menos de un lado; setas del sifón con 4 o más ramas 7
5. Sifón con 4 pares de setas además de seta 2-S ..... *spinosus*, en parte
   Sifón con 3 pares de setas además de seta 2-S 6
6. Seta 1-A originándose de la porción media de la antena; setas 5,6-C con menos de ocho ramas..... *renatoi*
   Seta 1-A originándose en el tercio distal de la antena; setas 5,6-C con más de ocho ramas..... *hepperi*
7. Sifón con 5 o más pares de setas además de seta 2-S ..... *apicinus*
   Sifón con 4 o menos pares de setas además de seta 2-S 8
8. Sifón con 4 pares de setas además de seta 2-S ..... *acharistus*
   Sifón con 3 pares de setas además de seta 2-S 9
9. Setas 5,6-C con 8 o más ramas; tórax liso ..... *castroi*
   Setas 5,6-C usualmente con tres ramas; tórax con espículas; pecten con 44-52 dientes..... *bidens, interfor*
10. Indice sifonal 4,0-5,0 11
    Indice sifonal ≥ 5,0 13
11. Seta 4-C muy desarrollada, con varias ramas, aciculada ..... *spinosus*, en parte
    Seta 4-C poco desarrollada, delgada, simple o bífida, sin acículas 12
12. Sifón con 4 pares de setas; tórax liso ..... *pipiens, quinquefasciatus*
    Sifón con 3 pares de setas; tórax cubierto con espículas pequeñas ..... *mollis*
13. Sifón con espinas subapicales 14
    Sifón sin espinas en la región subapical 15
14. Región subapical del sifón con una corona de espinas ..... *coronator*
    Región subapical del sifón generalmente con espinas dorsales; si las espinas están ausentes: seta 3-P triple; 1-P simple; 5,6-C con 5-8 ramas ..... *maxi*
15. Sifón con 3 pares de setas además de seta 2-S ..... *tatoi*
    Sifón con más de 3 pares de setas además de seta 2-S 16
16. Sifón con más de 7 pares de setas; I.S. > 8,0 ..... *chidesteri*
    Sifón con 4-6 pares de setas; I. S. < 7,0 17
17. Sifón con 4 pares de setas; setas 5,6-C ramificadas ..... *dolosus*
    Sifón con 5-6 pares de setas 18
18. Placa del mentón con 6 dientes laterales; peine con alrededor de 20 dientes ..... *brèthesi*
    Placa del mentón con 8 dientes laterales; peine con más de 40 dientes ..... *eduardoi*
19. Seta 2-S muy desarrollada, fuertemente curvada, sifón con o sin setas subdorsales (subgénero *Melanoconion*) ..... *intrincatus*
    Seta 2-S inconspícua, setas subdorsales y subventrales del sifón semejantes (Subgénero *Aedinus*..... *amazonensis*

Clave de Especies del Género *Mansonia* presentes en la provincia de Buenos Aires
(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembra

1. Tergitos abdominales cubiertos por escamas amarillas; palpos de aproximadamente 0,5 de la longitud de la proboscis ..... *flaveola*
   Tergitos abdominales con escamas oscuras y claras; palpos < 0,5 de la longitud de la proboscis 2
2. Tibia posterior con al menos la mitad basal cubierta por escama erectas ..... *humeralis*
   Tibia posterior sin escamas erectas 3
3. Mancha dorsal de escamas mesanepimerales ausente; palpos 0,3-0,5 de la longitud de la

proboscis. ..... *pseudotitillans*
Mancha dorsal de escamas mesanepimerales presente; palpos < 0,3 de la longitud de la proboscis 4
4. Tercer palpómero 2,5 veces más largo que el palpómero 2 ..... *titillans*
Tercer palpómero casi de la misma longitud que el palpómero 2 ..... *indubitans*

Larvas

1. Borde interno del proceso cónico apical de la protuberancia antenal dentado 2
Borde interno del proceso cónico apical de la protuberancia antenal liso 3
2. Seta 1-VIII simple; alguno de los dientes del peine alargado, la espina central larga y gruesa y las espículas a cada lado de ésta, regulares ..... *flaveola, pseudotitillans*
Seta 1-VIII con 2-4 ramificaciones; dientes del peine cortos, espina central y espículas laterales irregulares ..... *humeralis*
3. Seta 4-X con 4 pares de setas; segmento basal de la antena delgado, más largo que el filamento..... *titillans*
Seta 4-X con 3 pares de setas; segmento basal de la antena grueso, casi del mismo tamaño que el filamento ..... *indubitans*

Claves de Especies del Género *Psorophora* presentes en la provincia de Buenos Aires
(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Escudo sin escamas entre las setas acrosticales y dorsocentrales; especies de gran talla (subgénero *Psorophora*) 2
Escudo cubierto uniformemente por escamas; especies de talla mediana o pequeña..... 4
2. Escudo con franja longitudinal mediana de escamas oscuras ..... *holmbergi*
Escudo con franja longitudinal mediana de escamas doradas 3
3. Alas con escasas escamas claras, o sin ellas; tegumento oscuro ..... *ciliata*
Alas con escamas oscuras y claras en todas las nervaduras; tegumento pardo claro ..... *pallescens*
4. Uñas tarsales simples; alas usualmente con escamas claras y oscuras (excepto *cingulata*) (subgénero *Grabhamia*) 5
Uñas tarsales dentadas; alas con escamas oscuras (subgénero *Janthinosoma*) 7
5. Alas con escamas oscuras; proboscis con banda delgada de escamas claras ..... *cingulata*
Alas con al menos algunas escamas claras; proboscis cubierta con escamas oscuras, o con escamas amarillas, o con banda ancha de escamas claras 6
6. Alas con mancha conspícua de escamas oscuras en la base de la nervadura R4 + 5; tergitos abdominales cubiertos por escamas claras ..... *varinervis*
Alas con escamas claras y oscuras distribuidas uniformemente; Ta-III-1 con banda media de escamas claras ..... *confinnis*
7. Tarsómeros posteriores sólo con escamas oscuras ..... *cyanescens*
Al menos algunos tarsómeros posteriores con escamas claras 8
8. Tarsómero III-4 total o parcialmente cubierto de escamas claras; Ta-III-5 cubierto por escamas oscuras 9
Tarsómeros III-4,5 cubiertos por escamas claras 10
9. Escudo con escamas amarillentas en los márgenes laterales; Ta-III-4 casi totalmente blanco..... *albigenu*
Escudo con escamas blancas o plateadas en los márgenes laterales; tercio apical del Ta-III-4 blanco ..... *discrucians*
10. Escudo con escamas claras y oscuras entremezcladas, sin formar un patrón definido; Ta-III-3 con escamas claras apicales, proboscis tanto o más corta que el fémur anterior..... *ferox*
Escudo con franja longitudinal mediana de escamas oscuras; Ta-III-3 con escamas oscuras; proboscis más larga que el fémur anterior ..... *albipes*

Larvas

1. Cabeza cuadrada; cepillos palatinos laterales con ganchos gruesos (subgénero *Psorophora*); seta sifonal 1-S simple ..... *ciliata*
   Cabeza redondeada; cepillos palatinos laterales compuestos por numerosos filamentos; seta sifonal 1-S variable 2
2. Antena definitivamente más corta que la longitud de la cabeza en la porción media; seta 6-S del lóbulo espiracular anterolateral, más corta que el diámetro apical del sifón (subgénero *Grabhamia*) 3
   Antena tanto o más larga que la longitud de la cabeza en la porción media; si no es así (*cyanescens*) entonces la seta 6-S es de la misma longitud que el diámetro apical del sifón (subgénero *Janthinosoma*) 4
3. Seta 6-C no ramificada; espina media de los dientes del peine dos veces más larga que las espinas submedianas largas ..... *cingulata*
   Seta 6-C con 3 o más ramas; espina media de los dientes del peine cuatro veces más larga que las espinas submedianas largas ..... *confinnis*
4. Antenas más cortas que la longitud de la región media de la cabeza ..... *cyanescens*
   Antenas tanto o más largas que la longitud de la región media de la cabeza 5
5. Antenas del mismo tamaño o ligeramente más cortas que el largo de la cabeza ..... *albigenu*
   Antenas definitivamente más largas que la longitud de la cabeza 6
6. Seta 1-X simple; seta 5-C con dos ramas; índice sifonal 3,0 ..... *discrucians*
   Seta 1-X con tres o más ramas, índice sifonal variable 7
7. Seta 1-A originándose de la porción media de la antena; índice sifonal > 3,0 ..... *ferox*
   Seta 1-A originándose distalmente a la porción media de la antena; índice sifonal 2,5 ..... *albipes*

(larvas de *varinervis, holmbergi, ochripes,* y *pallescens,* desconocidas).

Clave de Especies del Género *Uranotaenia* presentes en la provincia de Buenos Aires

(modificada de Darsie & Mitchell, 1985)

Hembras

1. Tarsómeros posteriores con escamas oscuras; escudo con franja lateral corta de escamas blancas o azules, desde el área supraalar al ángulo del escudo ..... *nataliae*
   Tarsómeros posteriores con escamas claras abundantes; escudo con marcas diferentes 2
2. Tercio basal de Ta-III-3 y la totalidad de Ta-III-4-5 con escamas claras; escudo con franja lateral corta de escamas claras ..... *lowii*
   Tarsómeros posteriores con escamas claras al menos en la base y en el ápice; escudo variable 3
3. Tarsómeros III-4-5 cubiertos por escamas claras. Escudo con mancha de escamas azuladas en la región media, justo por delante del área preescutelar ..... *geometrica*
   Tarsómeros III-4 con anillo de escamas oscuras en la porción media; Ta-III-5 con escamas claras; escudo variable 4
4. Escudo con línea delgada de escamas azuladas, desde el borde anterior hasta el área preescutelar.....*pulcherrima*
   Escudo con mancha pequeña de escamas azuladas, justo por delante del área preescutelar .....*apicalis*

Larvas

1. Seta 6 de los segmentos abdominales I-II, doble ..... *lowii*
   Seta 6 de los segmentos abdominales I-II, triple 2
2. Seta 14-P con tres o más ramas; cápsula cefálica pardo oscura ..... *pulcherrima*
   Seta 14-P simple; cápsula cefálica amarillenta (excepto *apicalis*) 3
3. Seta 13-C larga, gruesa (igual tamaño que 6-C) ..... *apicalis*
   Seta 13-C pequeña, débil, 0,5 o< que seta 6-C) 4
4. Superficie de la antena lisa, no espiculada..... *geometrica*
   Superficie de la antena con espículas pequeñas ..... *nataliae*

ESPECIES REPRESENTADAS EN LA PROVINCIA DE BUENOS AIRES

Aedeomyia (Aedeomyia) squamipennis (Lynch Arribálzaga). *Aedes squamipenna* Lynch Arribálzaga, 1878. El Nat. Arg. 1:131.

Tipo NE.

Refs.- Balseiro, 1985 (86) (biología); Balseiro, 1987 (descripción de estadíos preimaginales); Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (listado); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (cita, distribución); Duret, 1951a (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Prosen *et al.*, 1960 (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Berazategui, Berisso, Ensenada, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Aedes (Ochlerotatus) albifasciatus (Macquart) *Culex albifasciatus* Macquart, 1838. Dipt. Exot. 1: 35 (ver nota pág. 6).

Tipo en MNHP.

Refs.- Brèthes, 1916b (como *Culex*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1952 (distribución); Edwards, 1930 (cita); García & Casal, 1965 (cita); García & Micieli, 2000 (ecología); Lynch Arribálzaga 1891a (cita como *Ochlerotatus*); Lynch Arribálzaga, 1891b (cita como *Culex flavipes*); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Paraguay, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Chubut, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, La Rioja, Mendoza, Misiones, Neuquén, Río Negro, Salta, Santa Cruz, Santa Fe, Santiago del Estero, Tierra del Fuego, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Adrogué, Banfield, Baradero, Berazategui, Berisso, Carmen de Patagones, Castelli, Chacabuco, Chascomús, El Talar, Ensenada, Escobar, General Alvarado, General Conesa, General Belgrano, General Madariaga, General Lavalle, General Pueyrredón, La Costa, La Plata, Las Flores, Las Heras, Lincoln, Lomas de Zamora, Magdalena, Mar Chiquita, Marcos Paz, Navarro, Quilmes, Roque Pérez, Saladillo, San Andrés de Giles, San Isidro, Tigre, Vicente López, Zárate. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Aedes (Ochlerotatus) crinifer (Theobald) *Culex crinifer* Theobald, 1903. Mon. Cul. 3: 209 (ver nota pág. 6).

Tipo en BM.

Refs.- Arnell, 1976 (revisión); Balseiro, 1981 (biología); Balseiro, 1988 (89) (biología); Brèthes, 1910 (como *Culex lynchii*); Brèthes, 1917 (como *Culex tapinops*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret 1951b (distribución); García & Casal, 1965 (sistemática, biología); García & Ronderos, 1962 (63) (sistemática); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Panamá, Paraguay, Perú, Uruguay, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Misiones, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Campana, Ensenada, La Plata, Quilmes, San Isidro, Tigre, Vicente López. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en la Isla Martín García.

Aedes (Ochlerotatus) scapularis (Rondani) *Culex scapularis* Rondani, 1848. Studi Ent. (Turín) 1: 109 (ver nota pág. 6).

Tipo: LU.

Refs.- Arnell, 1976 (revisión del grupo); Brèthes, 1916b (como *Culex confirmatus*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Del Ponte *et al.*, 1951 (clave); Duret, 1950a (distribución); Duret 1951b (distribución); García & Casal, 1965 (sistemática, biología); Lynch Arribálzaga, 1891a,b (como *Oclerotatus confirmatus*); Prosen *et al.*, 1960 (cita).

Distribución: Argentina, Brasil, Caribe, México, Panamá, Paraguay, Trinidad, USA (Texas, Florida), Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Río Negro, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Banfield, Berisso, Campana, Ensenada, La Plata, Navarro, Tigre, Vicente López. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Aedes (Ochlerotatus) serratus (Theobald) *Culex serratus* Theobald, 1901. Mon. Cul. 2: 45 (ver nota pág. 6).

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Río Negro, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, San Isidro. También en la Isla Martín García.

Aedes (Stegomyia) aegypti (Linnaeus)

Culex aegypti Linnaeus, 1762. Hass. Pal. Reisse: 470.

Neotipo en USNM.

Refs.- Campos, 1993 (reinfestación en la Argentina); Campos & Maciá, 1996, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a; (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1951a (como *Culex mosquito*); Lynch Arribálzaga, 1891a (como *Culex mosquito*); Ousset *et al.*, 1965 (67) (erradicación de la Argentina).

Distribución: Cosmotropical, entre isotermas de 20° C.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Mendoza, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires (según datos del Departamento de Zoonosis de la provincia de Buenos Aires, año 2000): partidos de Adolfo Alsina Almirante Brown, Arrecifes, Avellaneda, Baradero, Berazategui, Bolívar, Berisso, Brandsen, Campana, Cañuelas, Chacabuco, Chascomús, Ensenada, Escobar, Esteban Echeverría, Exaltación de la Cruz, Ezeiza, Florencio Varela, General Rodríguez, Guaminí, Hurlingham, Ituzaingó, José C. Paz, Junín, La Matanza, Lanús, La Plata, Gral. Las Heras, Lomas de Zamora, Luján, Magdalena, Malvinas Argentinas, Marcos Paz, Mercedes, Merlo, Monte, Moreno, Morón, Navarro, Pergamino, Pilar, Punta Indio, Quilmes, Rojas, Salto, San Andrés de Giles, San Antonio de Areco, San Fernando, San Isidro, Gral. San Martín, San Miguel, San Nicolás, San Vicente, Suipacha, Tapalque, Tigre, 3 de Febrero, Vicente López, Zárate. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Anopheles (Anopheles) annulipalpis (Lynch Arribálzaga)

Anopheles annulipalpis Lynch Arribálzaga, 1878. El Nat. Arg. 1: 149.

Tipo NE.

Refs.- Alvarado & Del Ponte, 1939 (descripción larva), Bejarano 1957 (distribución); Bejarano, 1959 (60) (distribución); Belkin *et al.* 1968 (información tipo); Brèthes, 1912 (cita); Brèthes, 1916b (cita, comentarios); Brèthes, 1926b (descripción del macho como *Arribalzagia*); Campos, 1997 (biología); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo *et al.* 1995 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968b (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Del Ponte, 1940 (descripción genitalia), Del Ponte, 1958 (cita); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1950b (distribución); García & Casal 1964 (65) (descripción de la pupa); García & Casal 1965 (sistemática, biología); García & Ronderos 1962 (claves, biología); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Mendoza, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Berisso, Ensenada, Escobar, La Plata, San Fernando, San Isidro, Tigre. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Anopheles (Anopheles) apicimacula Dyar & Knab

Anopheles apicimacula Dyar & Knab, 1906. Proc. Biol. Soc. Wash. 19: 136.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968b (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Rossi, 1995 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Corrientes, Misiones, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Isla Martín García.

Anopheles (Anopheles) maculipes (Theobald)

Arribalzagia maculipes Theobald, 1903. Mon. Cul. 3: 81.

Tipo en BM.

Refs.- Bejarano, 1957 (distribución); Bejarano, 1959 (60) (distribución); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo *et al.* 1995 (distribución), Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1950b (distribución, comentarios); García & Ronderos, 1962 (claves, biología); Petrocchi, 1925 (cita); Prosen *et al.*, 1960 (cita, notas).

Distribución: Argentina, Brasil, Guayana Francesa, Trinidad, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Misiones, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de San Isidro. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Anopheles (Anopheles) minor Da Costa Lima
Anopheles minor Da Costa Lima, 1929. Brasil. med.: 1100.

Tipo en IOC.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968b (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Ronderos, 1962 (claves, biología); Martínez et *al.*, 1959 (cita); Rossi, 1995 (distribución).

Distribución: Argentina, Brasil, Paraguay, Surinam.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Corrientes, Entre Ríos.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Anopheles (Anopheles) punctimacula Dyar & Knab
Anopheles punctimacula Dyar & Knab, 1906. Proc. Biol. Soc. Wash. 19: 136.

Tipo en USNM.

Refs.- Bejarano, 1957 (distribución); Bejarano, 1959 (60) (distribución); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Duret, 1950a (distribución); García & Ronderos, 1962 (claves, biología); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen et *al.*, 1960 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Misiones, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de San Isidro.

Anopheles (Nyssorhynchus) albitarsis Lynch Arribalzaga
Anopheles albitarsis Lynch Arribálzaga, 1878. El Nat. Arg. 1: 150.

Neotipo en IOC.

Refs.- Bejarano, 1957 (distribución); Bejarano, 1959 (60) (distribución); Belkin et *al.* 1968 (información tipo); Brèthes, 1916a,b (descripción); Brèthes, 1926a,b (cita); Campos, 1997 (biología); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1950b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); García & Ronderos, 1962 (clave, biología); Linthicum, 1988 (revisión del grupo); Lynch Arribálzaga, 1891a,b (cita, distribución); Petrocchi, 1925 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Rosa Freitas et *al.*, 1989 (designa neotipo); Umana et *al.*, 1959 (redescripción).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Guatemala, Guayana, Panamá, Paraguay, Trinidad, Uruguay, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, La Rioja, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Baradero, Berisso, Ensenada, Escobar, José C. Páz, La Plata, Lomas de Zamora, Magdalena, Martínez, Quilmes, San Andrés de Giles, San Antonio de Areco, San Isidro, San Miguel del Monte, San Pedro, Tigre, Vicente López, Zárate. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Anopheles (Nyssorhynchus) argyritarsis Robineau-Desvoidy
Anopheles argyritarsis Robineau-Desvoidy, 1827. Mem. Soc. H. N. Paris 3: 411.

Tipo en MNHP.

Refs.- Bejarano, 1957 (distribución); Bejarano, 1959 (60) (distribución); Brèthes, 1926b (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo et *al.*, 1995 (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (como *Cellia rooti*); Duret, 1950b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); García & Ronderos, 1962 (claves, biología); Linthicum, 1988 (revisión del grupo); Prosen et *al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, La Rioja, Misiones, Salta, San Luis, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Pilar, San Isidro. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Anopheles (Nyssorhynchus) evansae (Brèthes)
Cellia evansi Brèthes, 1926. Prensa Méd. Arg., 13: 106.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin et *al.*, 1968 (designan lectotipo); Brèthes, 1926a,b (como *evansi*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Ronderos, 1962 (claves, biología); Faran, 1980 (revisión, distribución como *noroostensis*)

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: sin localidad especificada.

Anopheles (Nyssorhynchus) strodei Root
Anopheles strodei Root, 1926. Am. J. Hyg. 6: 711.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Faran, 1980 (revisión, distribución).

Distribución: Argentina, Brasil, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: sin localidad especificada.

Anopheles (Nyssorhynchus) triannulatus (Neiva & Pinto)
Cellia triannulatus Neiva & Pinto, 1922. Braz. Med. 36: 356.

Tipo en LU.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Colombia, Costa Rica, Guayana Francesa, Panamá, Paraguay, Perú, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Campana.

Coquillettidia (Rhynchotaenia) albifera (Prado)
Mansonia albifera Prado, 1931. Mem. Ins. Butantan 6: 193.

Tipo en IB.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & Bresanello, 1952 (clave, distribución), Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita).

Distribución: Brasil, Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Coquillettidia (Rhynchotaenia) chrysonotum (Peryassú)
Taenyorhynchus crhysonotum Peryassú, 1922. Fl. Med. 3: 117.

Tipo en MNRJ, IOC.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & Bresanello, 1952 (claves, descripción); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Brasil, Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Coquillettidia (Rhynchotaenia) fasciolata (Lynch Arribálzaga)
Taenyorhynchus fasciolatus Lynch Arribálzaga, 1891. Rev. Mus. La Plata: 150.

Neotipo en INM.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información sobre el tipo); Brèthes, 1912 (como *Rhynchotaenia fasciolata*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & Bresanello, 1952 (claves, descripción, comentarios, como *fasciolatus*, designan neotipo); Castro *et al.*, 1959 (60) (cita, como *fasciolatus*); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución, como *fasciolatus*); Duret, 1951a (como *araozi*); Prosen *et al.*, 1960 (distribución, como *Mansonia*); Rossi, 2000 (cita, aclaración).

Distribución: Argentina, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Formosa, Jujuy, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Navarro, San Isidro, Tigre. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Coquillettidia (Rhynchotaenia) venezuelensis (Theobald)
Pseudotaenyorhynchus venezuelensis Theobald, 1912 (in Surcouf), Bull. Mus. H.N. París 18: 61.

Tipo en MNHP.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a (distribución); Castro & Bresanello, 1952 (clave, distribución), Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución, como *Mansonia*).

Distribución: ampliamente distribuida en América Central y América del Sur.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Navarro.

Culex (Aedinus) amazonensis (Lutz)
Aedinus amazonensis Lutz, 1904 *in* Bourrul: 54.

Tipo en LU

Refs.- Campos & Maciá 1998 (distribución); Castro, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1953 (distribución); Rossi, 2000 (cita).

Distribución: Argentina, Brasil, Colombia, Guayana Francesa, Panamá, Surinam, Trinidad, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Culex) acharistus Root
Culex (Culex) acharistus Root, 1927. Am. J. Hyg. 7: 574-598.

Tipo en USNM.

Refs.- Bachmann & Casal, 1962/63 (descripción larva); Bianchini *et al.*, 1965 (67) (distribución); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Rossi, 2000 (cita).

Distribución: Argentina, Brasil, Chile.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Jujuy, Neuquen, Río Negro, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Berisso.

Culex (Culex) apicinus Philippi
Culex apicinus Philippi, 1865. Verh. Zool.-bot. Ges. Wien 15: 596.

Tipo en NE.

Refs.- Almirón *et al.*, 1995 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita); Rossi, 2000 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Chile, Perú.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Córdoba, Jujuy, La Rioja, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Bahía Blanca, Ensenada.

Culex (Culex) bidens Dyar
Culex bidens Dyar, 1922. Insect. Inscit. Menstr.10: 190.

Tipo en USNM.

Refs.- Bachmann & Casal, 1962a (nota aclaratoria); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Harbach *et al.*, 1986 (redescripción genitalia); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, México, Paraguay, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, La Rioja, Misiones, Salta, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada.

Culex (Culex) brethesi Dyar
Culex brethesi Dyar, 1919. Insect. Inscit. Menstr. 7: 86.

Tipo en BA.

Refs.- Bachmann & Casal, 1962(63) (redescripción); Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Bram, 1967 (clave, descripción macho); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1953b (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, ¿Brasil?

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, Mendoza, Misiones, Santa Fe, Santiago del Estero.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, La Plata, San Isidro. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Culex (Culex) castroi Casal & García
Culex castroi Casal & García, 1967. Physis 26: 451.

Tipo en INM.

Refs.- Balseiro, 1983 (biología); Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Lounibos, 1999 (ecología); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución).

Distribución: Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada. También en Delta Bonaerense.

Culex (Culex) chidesteri Dyar
Culex chidesteri Dyar, 1921. Insec. Inscit. Menstr. 9: 117.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde USA (Texas) hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, La Plata, San Andrés de Giles, Tigre.

Culex (Culex) coronator Dyar & Knab
Culex coronator Dyar & Knab, 1906. J. N. Y. Ent. Soc. 14: 215.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde USA (Arizona,Texas) hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Corrientes, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: sin localidad especificada.

Culex (Culex) dolosus (Lynch Arribálzaga)
Heteronichia dolosa Lynch Arribálzaga, 1891. Rev. Mus. La Plata. 2: 156.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Brèthes, 1916b (cita, como *bonaeriensis*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1951a (distribución); Duret, 1953b (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Maciá *et al.*, 1996 (97) (ecología); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Ecuador, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Misiones, Neuquén, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Berazategui, Berisso, Bragado, Chacabuco, Ensenada, La Plata, Magdalena, Navarro, Quilmes, San Isidro, San Nicolás, Zárate. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Culex (Culex) eduardoi Casal & García
Culex eduardoi Casal & García, 1968. Rev. Soc. entomol. Arg. 30: 105.

Tipo en INM.

Refs.- Balseiro, 1981 (biología); Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita); Rossi, 2000 (aclaración.

Distribución: Argentina, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Entre Ríos.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada. También en el Delta Bonaerense.

Culex (Culex) hepperi Casal & García

Culex hepperi Casal & García, 1967. Physis 27: 67.

Tipo en INM.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Lounibos, 1999 (ecología); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución).

Distribución: Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Entre Ríos.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada. También en el Delta Bonaerense.

Culex (Culex) interfor Dyar.

Culex (Culex) interfor Dyar, 1928. Carnegie Inst. Pub. N° 387: 372.

Tipo en USNM.

Refs.- Bram, 1967 (sinonimia bajo *Cx. bidens*); Harbach *et al.*, 1986 (elevación a especie, descripción genitalia masculina); Sallum *et al.*, 1996 (redescripción); Rossi, 2000 (distribución).

Distribución: Argentina, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Jujuy, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, La Plata.

Culex (Culex) lahillei Bachmann & Casal

Culex lahillei Bachmann & Casal, 1962. Physis 23: 267.

Tipo en INM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita) .

Distribución: Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Culex) maxi Dyar

Culex maxi Dyar, 1928. Carnegie Inst. Pub. N° 387: 386.

Lectotipo en USNM.

Refs.- Almirón & Harbach, 1996 (taxonomía, biología); Bachmann & Casal, 1962b (como *Culex florense* Petrocchi, 1923); Bram, 1967 (descripción genitalia macho, claves, distribución); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita); Maciá *et al.*, 1996 (97) (ecología); Rossi, 1993 (ginandromorfo).

Distribución: Argentina, Brasil, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Jujuy, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Arrecifes, Berisso, Brandsen, Ensenada, La Plata, Lomas de Zamora, Magdalena, Navarro, Tigre, Tres de Febrero, Zárate.

Culex (Culex) mollis Dyar & Knab

Culex mollis Dyar & Knab, 1906. Proc. Biol. Soc. Wash., 19: 174.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, La Plata.

Culex (Culex) pipiens Linnaeus

Culex pipiens Linnaeus, 1758. Syst. Nature 1: 602.

Neotipo en USNM.

Refs.- Balseiro, 1982 (biología); Bram, 1967 (claves, distribución, descripción genitalia macho); Brewer *et al.*, 1986 (87) (distribución); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchel, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret 1951a (distribución); Duret 1953b (distribución); Harbach *et al.*, 1985 (designación neotipo); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Holártica, este y sur de Africa, sur de América del Sur.

Distribución en la Argentina: al sur de la línea imaginaria que une Buenos Aires con San Juan, con registros en Entre Ríos.

Registros en la provincia de Buenos Aires: ampliamente distribuida en casi todos los partidos de la provincia.

Culex (Culex) quinquefasciatus Say

Culex pipiens quinquefasciatus Say, 1823. J. Acad. Sci. Philad. 3: 10.

Tipo en NE.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Brewer *et al.*, 1986 (87) (distribución); Almirón & Brewer, 1995 (cita); Darsie & Mitchel, 1985 (claves, distribución); Duret, 1953b (distribución); García & Casal, 1965 (cita).

Distribución: Cosmotropical.

Distribución en la Argentina: al norte de la línea imaginaria que une Buenos Aires con San Juan. *Registros en la provincia de Buenos Aires*: partido de San Miguel. También en la ciudad autónoma de

Buenos Aires.

NOTA: Esta especie, perteneciente al complejo *pipiens*, es considerada por algunos autores como subespecie de *Cx pipiens*. Según la literatura, la diferenciación de ambas especies se lleva a cabo a través del análisis de los caracteres que ofrecen la genitalia masculina y la larva de 4to estadio, existiendo, no obstante, formas intermedias producto de la hibridización natural de ambas. Si *Cx. pipiens* y *Cx. quinquefasciatus* son consideradas especies diferentes, su separación geográfica está determinada por la línea imaginaria que une a la ciudad autónoma de Buenos Aires con San Juan. No obstante, ambas especies y formas intermedias han sido halladas en las provincias de Buenos Aires, Córdoba y Santa Fe, por lo que es necesario profundizar en los estudios taxonómicos del complejo *pipiens*, especialmente en estas zonas de hibridización, para establecer la entidad de los ejemplares capturados, especialmente en los casos en que se ven involucrados en problemas de índole sanitaria.

Culex (Culex) renatoi Lane & Ramalho

Culex renatoi Lane & Ramalho, 1960. Rev. Bras. Ent. 9: 173.

Tipo en FH.

Refs.- Campos & Lounibos, 1999 (ecología); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Casal & García, 1967a,b (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución).

Distribución: Argentina, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Entre Ríos, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada. También en el Delta Bonaerense.

Culex (Culex) spinosus Lutz

Culex spinosus Lutz, 1905 (in Borroul, nomen nudum) Mos. Brazil: 46; Lutz, 1905. Imp. Med. 13: 103.

Tipo en BM.

Refs.- Bachmann & Casal, 1962 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Casal & García, 1967b (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución).

Distribución: Argentina, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Entre Ríos, Misiones, Río Negro, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Culex (Culex) tatoi Casal & García

Culex (Culex) tatoi Casal & García, 1971. Physis 30: 631.

Tipo INM.

Refs.- Campos y Macia, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Rossi, 2000 (distribución).

Distribución: Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Salta.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Melanoconion) clarki Evans

Culex (Melanoconion) clarki Evans, 1924. An. Trop. Med. Parasit. 18: 365.

Tipo en BM.

Refs.- Belkin, 1968 (designa lectotipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Casal, 1963 (sinonímia); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1969 (distribución); Rossi, 2000 (distribución); Sirivanakarn & Jakobs, 1981 (claves).

Distribución: Argentina, Brasil, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Formosa

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Melanoconion) delpontei Duret

Culex (Melanoconion) delpontei Duret, 1969. Rev. Soc. entomol. Arg. 31: 8.

Tipo en LU.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1953a (como *Cx. paracrybda*); Rossi, 2000 (distribución); Sirivanakarn & Jakobs, 1981 (claves).

Distribución: Argentina, Paraguay, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Melanoconion) idottus Dyar

Culex idottus Dyar, 1920. Insect. Inscit. Menstr. 8: 77.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Caribe, Guayana Francesa, Paraguay, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Culex (Melanoconion) intrincatus Brèthes

Culex intrincatus Brèthes, 1916. An. Mus. Nat. B. A. 28: 214.

Tipo en BA.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Duret, 1951a, 1953b (distribución), 1953a, 1954 (clave, distribución, descripciones); Maciá *et al.* 1996 (97) (ecología); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Guayana Francesa, ¿Paraguay?, Surinam, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, San Isidro.

Culex (Melanoconion) oedipus Root
Culex oedipus Root, 1927. Am. J. Hyg. 3: 508.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); García & Casal, 1964 (65) (distribución); García & Casal, 1965 (descripción pupa)

Distribución: Argentina, Brasil, Ecuador, Panamá.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Misiones, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Culex (Microculex.) imitator Theobald
Culex imitator Theobald, 1903. Mon. Cul. 3: 175.

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Ronderos *et al.* 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Guyana, México, Trinidad, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Formosa, Misiones, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada

Isostomyia paranensis (Brèthes)
Lynchiaria paranensis Brèthes, 1912. Bol. Inst. Pat. Veg. 1: 40.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Campos & Maciá, 1998 (distibución); Castro et al, 1959 (60) (citas); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (cita); Duret, 1951b (cita, distribución, como *Tr. (Hyloconops) leuconops*); García & Casal, 1965 (como *Tr. (Run.) lunatus*); Harbach & Peyton, 1993 (elevación a género), Knigth & Stone, 1977 (como *Tr. (Run.*); Prosen *et al.*, 1960 (distribución, como *Tr. (Run.) lunatus*); Ronderos *et al.* 1992 (cita); Zavortink, 1979 (combinación).

Distribución: Argentina, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Corrientes, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada. También en el Delta Bonaerense.

Limatus durhamii Theobald
Limatus durhamii Theobald, 1901. Mon. Cul. 1: 350.

Tipo en BM.

Refs.- Belkin *et al.*,1968 (designación lectotipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (distribución); Castro et al, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Rossi, 2000 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Costa Rica, Colombia, Ecuador, El Salvador, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Trinidad, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Formosa, Jujuy, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Mansonia (Rynchotaenia) flaveola (Coquillett)
Taeniorhynchus flaveola Coquillett, 1905 (1906). Proc. Ent. Soc. Wash. 7: 182.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (cita).

Distribución: Islas Vírgenes, Puerto Rico, ¿Argentina?, ¿Bolivia?, ¿Brasil?, ¿Guayana Francesa?, ¿Jamaica?, ¿Panamá?, ¿Perú?, ¿Puerto Rico?, ¿Surinam?.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

NOTA: A pesar de haberse incluido esta especie en la clave y en la lista, en este trabajo se considera dudosa su presencia en la Argentina. Darsie & Mitchell (1985) contemplan la posibilidad de que esta especie esté restringida al Caribe.

Mansonia (Rhynchotaenia) humeralis Dyar & Knab
Mansonia humeralis Dyar & Knab, 1916. Insec. Inscit. Menstr. 4: 65.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); García Campos & Maciá, 1995 (ecología);Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia , Brasil, Colombia, Guayana Francesa, Guyana, Panamá, Perú, Surinam, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Mansonia (Rynchotaenia) indubitans Dyar & Shannon
Mansonia indubitans Dyar & Shannon, 1925. J. Wash. Acad. Sci. 15: 41.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (como *pessoai*); Castro *et al.*, 1959 (60) (como *pessoai*); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García et al. (Ecología); García & Casal, 1965 (cita); Ronderos & Bachmann, 1963 (descripción larva); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Ecuador, Panamá, Trinidad, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Mansonia (Rhynchotaenia) pseudotitillans (Theobald)
Panoplites pseudotitillans Theobald, 1901. Mon. Cul. 2: 178.

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita); Ronderos & Bachmann, 1963 (cita); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Brasil, Colombia, Guayana Francesa, Panamá, Perú, Surinam, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Salta, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada. También en el Delta Bonaernse.

Mansonia (Rhynchotaenia) titillans (Walker)
Culex titillans Walker, 1848. List. Dipt. Brit. Mus. 1: 5.

Tipo en BM.

Refs.- Balseiro, 1988 (89) (cita); Brèthes, 1912 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución, como *Taeniorhynchus*); Duret, 1951a (distribución, como *Taeniorhynchus*); García Campos & Maciá, 1995 (ecología); García & Casal, 1965 (cita); Lynch Arribálzaga, 1891a,b (como *Taenyorhynchus*); Prosen *et al.*, 1960 (distribución); Ronderos & Bachmann, 1963 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde USA (Florida, Texas) hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Berisso, Ensenada. También en la ciudad de Buenos Airs y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Grabhamia) cingulata (Fabricius)
Culex cingulata Fabricius, 1805. Syst. Antliat. 36.

Tipo en ZMC.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Guyana, Perú, Trinidad, ¿América Central ?.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Misiones, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta bonaerense.

Psorophora (Grabhamia) confinnis (Lynch Arribálzaga)
Taeniorhynchus confinnis Lynch Arribálzaga, 1891. Rev. Mus. La Plata 2: 149.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (designan lectotipo); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen *et al.*, 1960 (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida en América Central y América del Sur; ¿México?.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, General Madariaga, San Isidro.

Psorophora (Grabhamia) varinervis Edwards
Psorophora varinervis Edwards, 1922. Bull. Ent. Res. 13: 78.

Tipo en HNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Janthinosoma) albigenu (Peryassú)
Janthinosoma albigenu Peryassú, 1908. Os culic. do Brasil Inst. de Manguinhos, R. J.:155.

Tipo en IOC.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Duret, 1951b (cita); Knigth & Stone, 1977 (cita, comentarios); Prosen *et al.*, 1960 (distribución, como *varipes*); Ronderos *et al.*, 1992 (como *varipes*).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay, Perú, Venezuela (límite norte de la distribución aún no establecido).

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta. Santa Fe, Santiago del Estero.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, San Isidro, Tigre, Vicente López . También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

NOTA: según diversos autores *Psorophora varipes* es una especie propia del hemisferio norte, siendo *Ps. albigenu* la

contraparte sudamericana. Los registros corresponden a las citas de ambas especies.

Psorophora (Janthinosoma) albipes (Theobald)
Janthinosoma albipes Theobald, 1907. Mon. Cul. 4: 157.

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen et *al.*, 1960 (cita); Ronderos et *al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida en América Central y América del Sur.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Campana, Ensenada.

Psorophora (Janthinosoma) cyanescens (Coquillett)
Culex cyanescens Coquillett, 1902. J. N. Y. Ent. Soc. 10: 137. USA.

Tipo en USNM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (citas); Castro et *al.*, 1959 (60) (citas); Darsie & Mitchell, 1985 (claves distribución); Duret, 1951b (cita); García & Casal, 1965 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Ronderos et *al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde centro y sudoeste de USA hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de La Plata y General Madariaga. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Janthinosoma) discrucians (Walker)
Culex discrucians Walker, 1856. Ins. Saund. 1: 430.

Tipo en BM.

Refs.- Brèthes, 1912 (como *Janhtinosoma*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1951b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Lynch Arribálzaga, 1891a,b (como *Janthinosoma*); Prosen et *al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Uruguay, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Salta, Santa Fe, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Chacabuco, Chivilcoy, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Janthinosoma) ferox (Von Humboldt)
Culex ferox Von Humboldt, 1819. Voy. Reg. Equin. 7: 119.

Tipo: NE.

Refs.- Balseiro, 1988 (89) (cita); Brèthes, 1912 (como *Janthinosoma centrale*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Carcavallo & Martínez, 1968a (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (citas); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Campos, Maciá, García, 1993 (ecología); Duret, 1951b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Knigth & Stone, 1977 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Ronderos et *al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde el este de USA hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada, Navarro, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Psorophora) ciliata (Fabricius)
Culex ciliata Fabricius, 1794, Ent. Syst., 4: 401.

Tipo: NE.

Refs.- Belkin et *al.*, 1968 (información tipo); Brèthes, 1912 (cita); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Del Ponte & Castro, 1952 (breve descripción, citas, distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Duret, 1951b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Lynch Arribálzaga, 1891b (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde USA hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fé, Santiago del Estero, Tucumán,

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Campana, Chivilcoy, Ensenada, La Plata, Las Flores, Luján, Mercedes, San Miguel del Monte. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Psorophora) holmbergi Lynch Arribalzaga
Psorophora holmbergi Lynch Arribálzaga, 1891. Rev. Mus. La Plata 2: 142.

Lectotipo en BA.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Del Ponte & Castro, 1952 (descripción alotipo macho, citas, distribución); Duret, 1950a (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, ¿Brasil?, Paraguay, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Psorophora (Psorophora) ochripes (Macquart)
Culex ochripes Macquart, 1850. Dipt. Exot., supp. 4: 11.

Tipo en MNHP.

Refs.- Belkin, 1968 (rescata de sinonimia de *Ae. fulvus*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Stone & Knight, 1959 (sinonimiza con *Ae. fulvus*).

Distribución: Argentina

Distribución en la Argentina: Buenos Aires

Registros en la provincia de Buenos Aires: sólo conocida por la localidad tipo, Islas del Paraná.

Psorophora (Psorophora) pallescens Edwards
Psorophora pallescens Edwards, 1922. Bull. Ent. Res. 13: 76.

Tipo en O.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (citas); Castro et *al.*, 1959 (60) (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen et al, 1960 (distribución).

Distribución: Argentina, Bolivia, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero.

Registros en la provincia de Buenos Aires: Delta Bonaerense.

Toxorhynchytes (Lynchiella) theobaldi (Dyar & Knab)
Megarhinus theobaldi Dyar & Knab, 1906. Smths. Misc. Colls. Quar. Iss. 48: 246.

Lectotipo en O.

Refs.- Campos, 1994 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Misiones, Salta.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Ensenada.

Uranotaenia (Uranotaenia) apicalis Theobald
Uranotaenia apicalis Theobald, 1903. Mon. Cul. 3: 298.

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro & García, 1959 (60) (distribución); Castro et *al.* 1959 (60) (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); García & Casal, 1965 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Ronderos et *al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde el norte de México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Formosa, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Berisso, Ensenada. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Uranotaenia (Uranotaenia) geometrica Theobald
Uranotaenia geometrica Theobald, 1901. Mon. Cul. 2: 247.

Tipo en BM.

Refs.- Brèthes, 1912 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distibución); Castro et *al.* 1959 (60) (distribución); Duret, 1950b (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen et *al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Entre Ríos, Corrientes, Misiones, Santa Fe.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Campana, Ensenada, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires.

Uranotaenia (Uranotaenia) lowii Theobald
Uranotaenia lowii Theobald, 1901. Mon. Cul. 2: 339.

Tipo en BM.

Refs.- Campos & Maciá, 1998 (distribución); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Ronderos et *al.*, 1992 (cita).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde el sur de USA hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Misiones, Santa Fe, Santiago del Estero.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, La Plata, San Isidro, Tigre.

Uranotaenia (Uranotaenia) nataliae Lynch Arribálzaga
Uranotaenia nataliae Lynch Arribálzaga, 1891. Rev. Mus. La Plata 2: 164.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin et *al.*, 1968 (información tipo); Brèthes, 1912 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro et *al.* 1959 (60) (cita); Darsie & Mitchell, 1985 (claves, distribución); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1950b (distribución); García & Casal, 1965 (cita); Prosen et *al.*, 1960 (distribución); Ronderos et *al.* 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Guayana Francesa, Guyana, Honduras, Nicaragua, Panamá, Surinam, Trinidad, Venezuela.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Baradero, Berisso, Ensenada, La Plata. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta

Bonaerense.

Uranotaenia (Uranotaenia) pulcherrima Lynch Arribalzaga

Uranotaenia pulcherrima Lynch Arribalzaga, 1891b. Rev. Mus. La Plata 2: 165.

Lectotipo en BA.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo); Brèthes, 1912 (cita); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (cita); Duret, 1950a (distribución); Duret, 1950b (distribución, como *urania*); García & Casal 1965 (cita); Prosen *et al.*, 1960 (distribución).

Distribución: Ampliamente distribuida, desde México hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Misiones, Santa Fe, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, La Plata, Vicente López, Zárate. También en la ciudad autónoma de Buenos Aires y en el Delta Bonaerense.

Wyeomyia (Menolepis) leucostigma (Lutz)

Menolepis leucostigma Lutz, 1904 in Bourroul, 1905. Mos. Brazil: 48: 67.

Tipo en NE.

Refs.- Belkin *et al.*, 1968 (información tipo *leontinae*); Brèthes, 1910 (como *Li. leontinae*); Brèthes, 1912 (como *Li. leontinae*); Campos & Maciá, 1998 (distribución); Castro *et al.*, 1959 (60) (distribución); Duret, 1951b (distribución); Ronderos *et al.*, 1992 (cita).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Corrientes, Entre Ríos, Jujuy, Misiones, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Ensenada, San Isidro, Tigre.

IMPORTANCIA SANITARIA

Los mosquitos constituyen uno de los grupos de artropódos que reviste mayor importancia desde el punto de vista médico-veterinario. Muchas de sus especies cumplen eficientemente el rol de vectores de numerosos gérmenes patógenos, entre los que se destacan por su importancia el *Plasmodium* que provoca la malaria, diferentes tipos de filaroideos causantes de elefantiasis, así como gran cantidad de virus.

En lo que respecta al ámbito específico de la provincia de Buenos Aires, las dos afecciones señaladas en primer término son de importancia casi nula, aunque es de destacar que en el norte de la provincia se halla presente *Anopheles albitarsis*, especie que aunque sindicada como vector secundario de la malaria (Service, 1993), es la responsable del mantenimiento de focos endémicos en el sudeste del Brasil y Paraguay, sitios donde el vector primario, *An. darlingi*, está ausente durante períodos muy prolongados.

En cuanto a las enfermedades cuyos agentes causales son virus transmitidos por mosquitos, y que son importantes de señalar para la provincia de Buenos Aires, se hará especial referencia al dengue, así como a la fiebre amarilla y a la encefalitis.

DENGUE: es una infección viral transmitida por el mosquito *Aedes aegypti*. Habida cuenta que la voz "dengue" es en cierto modo genérica y no expresa con precisión una sintomatología definida, deben considerarse al menos las siguientes situaciones:

- proceso asintomático
- fiebre indiferenciada
- «dengue clásico»
- «dengue hemorrágico» (DH).

El impacto en la salud humana causado por el dengue se conoce desde hace más de dos siglos en el Nuevo Mundo. Durante las décadas del '50 y del '60, en el marco de programas de lucha contra la fiebre amarilla y a instancias de la XI Conferencia Sanitaria Panamericana celebrada en 1942, se realizó la campaña panamericana contra *Aedes aegypti*, cuyo éxito quedó demostrado con la erradicación de este vector de la fiebre amarilla y del dengue en la mayor parte de América Latina. Sin embargo, el drástico deterioro socioeconómico posterior y la consecuente reducción del gasto público destinado a la salud (incluyendo la vigilancia de vectores) trajo como consecuencia la reinfestación de casi todos los países, con las subsiguientes epidemias de dengue clásico, así como las epidemias de dengue hemorrágico en Cuba en 1981 y Venezuela en 1989-1990. Estos últimos hechos dejaron en evidencia la imperiosa necesidad de contar con un documento completo que incorporara todos los

aspectos de la prevención y el control de la enfermedad. Afortunadamente, esta carencia se cubrió en gran parte con la aparición, en 1995, del documento *"Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control"*, publicado por la Organización Panamericana de la Salud. Gran parte de la información acerca del dengue suministrada en la presente contribución surge de los contenidos de la publicación antes mencionada, por lo que detalles adicionales pueden ser consultados en la misma.

Según Sabattini *et al.* (1998a), el dengue fue reconocido por primera vez en la Argentina en 1899, cuando personas con esta dolencia llegaron en barco a la ciudad de Buenos Aires procedentes de Santos, Brasil. En 1905 y 1911 el dengue afectó a los habitantes de las provincias de Corrientes, Chaco y Misiones, aunque los brotes más explosivos comenzaron en Febrero de 1916, en ciudades aledañas al río Uruguay. Algunas personas afectadas llegaron a la ciudad de Buenos Aires, donde como ocurriera en 1899, no se produjeron casos secundarios. En Marzo de 1916 la epidemia llego a su fin, y desde ese momento no se había registrado dengue en la Argentina, hasta que se detectaran los brotes recientes de 1997-1998 en el área noroeste del país.

Aspectos clínicos: el tratamiento detallado de los aspectos clínicos de la dolencia exceden los objetivos de esta contribución, pero las mismas pueden resumirse de la siguiente manera: las características principales suelen depender de la edad del paciente, pudiendo los lactantes y preescolares sufrir una enfermedad febril indiferencida, mientras que los niños mayores y los adultos pueden tener una enfermedad febril leve o bien la clásica enfermedad incapacitante de inicio abrupto (alta temperatura, cefalea intensa, dolor retroorbital, dolores articulares y musculares y erupción cutánea), no siendo raras las hemorragias de la piel. Muchas epidemias de este tipo de dengue clásico, cuya tasa de mortalidad es sumamente baja, pueden asociarse a complicaciones hemorrágicas tales como epitaxis, hemorragia gingival y/o gastrointestinal, hematuria e hipermenorrea. De todas maneras, es fundamental diferenciar estos casos de dengue clásico con hemorragia inusual, de aquellos de dengue hemorrágico: el cambio fisiopatológico principal que determina la gravedad de la enfermedad en el DH, y que lo distingue del dengue clásico, es la **extravasación de plasma**, y se manifiesta por alta temperatura, fenómenos hemorrágicos, hepatomegalia e insuficiencia circulatoria. En los casos leves a moderados, los síntomas desaparecen cuando cede la fiebre, lo que puede acompañarse con gran sudoración, cambios leves en la frecuencia del pulso y de la presión arterial, congestión de la piel y frialdad de las extremidades (estos cambios reflejan los trastornos circulatorios leves y transitorios, a causa de la extravasación del plasma, y los pacientes suelen recuparse espontáneamente o después de recibir líquidos y electrolitos). Por el contrario, en casos graves, el estado del paciente se deteriora súbitamente luego de una fiebre de pocos días de duración, sobreviniéndo el «sindrome de choque de dengue» (SCD), con dolor abdominal agudo y la aparición de signos de insuficiencia circulatoria, tales como agitación, piel fría, húmeda y congestionada, cianosis circunoral, pulso acelerado y apenas perceptible. La duración del choque es corta; el paciente puede morir en 12-24 horas o recuparase rápidamente luego de recibir el tratamiento de reposición de líquidos apropiado.

El patógeno: el virus del dengue se ubica en la familia Flaviviridae, y mediante métodos serológicos se distinguen cuatro serotipos. La infección en el hombre, por un serotipo, produce inmunidad para toda la vida contra la reinfección con ese serotipo, pero sólo protección temporal y parcial contra los otros.

El ciclo de transmisión del virus: en la Naturaleza es hombre -*Aedes agypti* - hombre. El período de incubación extrínseca (en el vector) es de 8-12 días, aunque también es posible la transmisión mecánica cuando se interrumpe la alimentación y el mosquito se alimenta de inmediato en un huésped susceptible cercano. Aunque *Ae. aegypti* es el más importante, y tal vez el único vector del dengue en las Américas, recientemente invadió el Nuevo Mundo (tanto América del Norte como América del Sur) un vector secundario comprobado en Asia y el Pacífico, *Aedes albopictus* Skuse. Este hecho obviamente encendió una luz de alarma entre los diferentes organismos de control del continente, pero felizmente hasta el presente esta especie no se ha visto implicada en la transmisión del dengue en la región.

El vector: *Aedes aegypti* es una especie exótica originada probablemente en Africa. Seguramente fue introducida en el continente por medio de buques en barriles de agua, durante las primeras exploraciones y colonizaciones europeas. En la actualidad se distribuye en las franjas tropical y subtropical de todo el mundo, y aunque generalmente no se encuentra por encima de los 1000 m.s.n.m., se lo

halló a una altitud de 2200 m. en Colombia. Al contrario de Africa, donde existen formas tanto selváticas como domésticas, en el Nuevo Mundo es, ante todo, una especie "doméstica" que cría en los recipientes naturales o artificiales (tanques lavaderos, tanques elevados, toneles, floreros, tinajas, botellas vacías, latas descartadas, neumáticos abandonados, bebederos de animales, huecos de árboles, plantas bromeliáceas, etc.) que se hallan en las viviendas o en sus cercanías, raramente a más de 100 metros de distancia de las casas.

Los huevos se adhieren individualmente a la superficie interna de los recipientes en la parte húmeda (apenas por encima del nivel de agua), y en condiciones de alta temperatura y humedad completan su desarrollo embrionario en 48 horas. Posteriormente, los huevos pueden resistir largos períodos de sequedad, a veces durante más de un año. Cuando se vuelven a hidratar, se produce la eclosión de las larvas en la mayoría de ellos. Justamente esta capacidad de los huevos de las especies de *Aedes* de resistir la sequedad, es uno de los obstáculos mayores en la erradicación de *Ae. aegypti*, ya que pueden ser trasladados a grandes distancias en recipientes que ya no contienen líquidos. Por lo tanto, la eliminación de adultos y larvas de un lugar durante muchos meses no impide la reinfestación a partir de huevos hidratados con posterioridad.

Las larvas pasan por cuatro estadíos, y la duración de su desarrollo depende de la temperatura, disponibilidad de alimento y densidad larvaria (en condiciones favorables, luego de 5 días tiene lugar la pupación).

Cerca de uno o dos días después de su emergencia como adultos, los mosquitos se aparean y, luego de un período de reposo las hembras buscan proveerse de una ingesta sanguínea (preferentemente sobre humanos), lo que les permitirá iniciar su fase vitelogénica. La particularidad que ostentan las hembras de *Ae. aegypti* de alimentarse con frecuencia más de una vez entre cada oviposición, especialmente si se lo perturba antes de alcanzar la repleción, aumenta las probabilidades de que ingiera y transmita virus. La hembra grávida es atraída hacia sitios umbríos u oscuros de paredes ásperas en las cuales pueda depositar sus huevos, prefiriendo el agua relativamente limpia y clara a la contaminada y turbia, con alto contenido orgánico; distribuye cada lote de huevos entre varios recipientes distintos. La dispersión por el vuelo es muy limitada, por lo general de menos de 100 metros, dependiendo de la disposición de huéspedes, lugares de reposo, y sitios de oviposición, pasando normalmente toda su vida muy cerca del sitio donde emergió como adulto. Reposan en lugares oscuros y tranquilos; los sitios preferidos son el interior de las viviendas: los dormitorios, los baños y cocinas, y sólo ocasionalmente se los encuentra en el exterior de las viviendas, en la vegetación circundante. Las superficies de reposo preferidas son las paredes, los muebles y objetos colgantes como ropa, toallas, cortinas, etc.

Es importante destacar, asimismo, su presencia muy frecuente y en foma abundante, en floreros de cementerios y en cubiertas de autos abandonadas. Aunque los mosquitos adultos pueden vivir durante varios meses en el laboratorio, sólo sobreviven pocos días en la Naturaleza. A pesar de ello, este corto tiempo es suficiente para adquirir el virus y transmitirlo.

Los factores de riesgo: el término «riesgo» es empleado para medir la probabilidad de la ocurrencia futura de un resultado negativo, e.g., la infección por dengue o un brote de dengue, y depende de la presencia de una o más características o factores (macro y micofactores) determinantes del suceso.

Entre los macrofactores, puede mencionarse la zona geográfica (latitud y altitud) donde el vector se desarrolla y se pone en contacto con la población huésped, así como parámetros climatológicos (temperatura, humedad, precipitaciones), los que pueden usarse en combinación para estratificar las zonas donde la transmisión previsible puede ser endémica, epidémica o esporádica. También son de importancia los diferentes factores socioeconómicos observables en los países de América Latina, tales como densidad poblacional moderada o alta, urbanización no planificada, densidad de asentamiento elevada, viviendas con mosquiteros inadecuados y desagües obstruidos con desechos, ausencia o defectos en el abastecimiento de agua potable con el consiguiente uso de tambores o tanques destapados, recolección de desechos sólidos (envases de almacenaje inadecuados, recolección inadecuada o inexistente, recipientes pequeños en desuso, neumáticos desechados, y automóviles abandonados), períodos inactivos de los moradores en la casa durante el día, desconocimiento acerca del dengue, etc.

Los microfactores de riesgo son aquellos propios del huésped, del agente causal y del vector. Los primeros incluyen el sexo y la edad (mujeres y niños pequeños podrían correr mayor riesgo al estar mayor tiempo en contacto con los mosquitos en el entorno doméstico), el grado de inmunidad, y las condiciones de salud específicas. Un factor propio del agente causal es el nivel de viremia, ya que una persona con viremia alta puede infectar el 100% de los mosquitos que ingieren su sangre, y aunque la

población del vector sea baja, algunos pueden superar el período de incubación extrínseco y transmitir el virus. Entre los factores de riesgo propios del vector, figuran la densidad de hembras adultas, su edad, frecuencia de alimentación, preferencia y disponibilidad de huéspedes, susceptibilidad a la infección, y abundancia y tipo de criaderos. Este último factor está condicionado por algunos de los macrofactores antes señalados.

Estudios realizados en México mostraron que, en el ámbito doméstico, el factor de riesgo más importante era el número de criaderos potenciales por unidad, mientras que en la esfera de la comunidad los factores fundamentales eran la temperatura media durante la estación lluviosa, la proporción de casas infestadas con larvas y el porcentaje de viviendas con depósitos de agua destapados.

La vigilancia: es de fundamental importancia implementar un sistema de vigilancia que permita la adopción de medidas inmediatas de prevención y control del dengue epidémico, debiéndose considerar la enfermedad desde una perspectiva tanto clínica (vigilancia pasiva y activa) como entomológica (vigilancia del vector).

La necesidad de la vigilancia clínica se hace evidente por el hecho de que a menudo no es posible diferenciar clinicamente el dengue de enfermedades causadas por otros virus, bacterias e incluso algunos protozoos. La vigilancia pasiva, cuyo sistema debe ser establecido por una ley que considere al dengue/DH una enfermedad notificable, consiste en requerir informes de casos de todas las clínicas, consultorios privados y centros de salud que proporcionen atención médica a la población en riesgo, con el propósito de poder definir las tendencias en la transmisión de la enfermedad y detectar cualquier aumento de su incidencia. La vigilancia activa, basada en pruebas de laboratorio, tiene por objeto porporcionar a los funcionarios de Salud Pública información temprana y precisa acerca de cuatro aspectos del aumento de la actividad del dengue (el tiempo, la ubicación, el serotipo del virus y la gravedad de la enfermedad), por lo que posee una alta capacidad predictiva, permitiendo la detección precoz de casos y el mejoramiento de la capacidad de los servicios de prevención y control de la propagación de la enfermedad.

La vigilancia entomológica se emplea para determinar los cambios en la distribución geográfica del vector, para obtener mediciones relativas de sus poblaciones a lo largo del tiempo y para facilitar las decisiones apropiadas y oportunas en lo referente a intervenciones. Puede servir para identificar las zonas de alta densidad de infestación o los períodos de aumento de poblaciones. En las zonas donde el vector no está presente, la vigilancia entomológica es crucial para detectar rápidamente introducciones antes que ellas se generalicen y sean dificiles de eliminar. La vigilancia de la susceptibilidad de la población de vectores a los insecticidas también debe ser parte integral de cualquier programa que utilice estos productos. Se disponen de métodos de muestreo tanto para la detección o vigilancia de las poblaciones de larvas como las de adultos, mientras que la selección de los mismos depende de los objetivos de la vigilancia, de los niveles de infestación y de los conocimientos prácticos de que se disponga para su ejecución.

En los casos en que se ha eliminado al vector, otras actividades de vigilancia de capital importancia son aquellas dirigidas contra la reinfestación. En tal sentido, se deben implementar controles en puertos de mar (focos históricos de penetración de *Ae. aegypti*), aeropuertos, cementerios (actúan como focos importantes de *Aedes*, pues abundan floreros y otros envases con agua), chatarrerías y plantas de recauchutaje de neumáticos. Estas últimas, cuando están situadas en los puertos o aeropuertos internacionales o en su vecindad, son sitios claves potenciales para la introducción de los *Aedes* urbanos, por lo que se deben hacer inspecciones periódicas en busca de focos e insistir en que se cubran las pilas de neumáticos con lonas, o se coloquen bajo techo al abrigo de la lluvia

Las estrategias de prevención y control: a pesar del éxito inicial de la campaña panamericana de erradicación de *Ae. aegypti*, la posterior reinfestación y proliferación del vector en casi todos los países del continente, hizo que la misma sea considerada un fracaso definitivo. A partir de la última década, la Organización Panamericana de la Salud (OPS) efectuó un importante cambio de política al abandonar los programas de **erradicación** (que supone la cobertura completa de las zonas infestadas, con ciclos de tratamientos frecuentes). Paralelamente, este organismo decidió apoyar los programas de **control**, que es la utilización efectiva, en función de los costos, de recursos limitados para reducir los problemas de vectores a niveles en los que ya no sean de gran importancia para la salud pública.

Los métodos de control reconocidos actualmente en la lucha contra *Ae. aegypti*, contemplan saneamiento del medio, control químico y control biológico.

En lo referente al saneamiento del medio, la Organización Mundial de la Salud ha definido tres clases:

Modificación del medio: se refiere a las transformaciones físicas duraderas del hábitat del vector, que en el caso de *Ae. aegypti* puede lograrse a través de un servicio de agua potable que garantice el suministro en calidad, cantidad y con la regularidad suficiente durante todo el año para reducir el uso de tambores, tanques elevados y vasijas.

Manipulación del medio: se refiere a los cambios temporales en el hábitat del vector, que en el caso de *Ae. aegypti* consisten en la cobertura o protección de recipientes «útiles», el almacenamiento adecuado, el reciclaje o la eliminación de envases «inservibles», y el tratamiento o eliminación de criaderos «naturales».

Cambios de la vivienda o del comportamiento humano: consiste en la reducción del contacto hombre-vector-agente causal, tal como la instalación de mosquiteros en ventanas y el uso de repelentes.

El control químico se realizó a través del DDT, a partir de la década del '40, cuando se descubrieron sus propiedades insecticidas. Al surgir la resistencia al DDT en la década del '60, ya se habían desarrollado insecticidas organofosforados, algunos de los cuales (fentión, malatión, temefós, etc) empezaron a utilizarse en el control de *Ae. aegypti*. Los métodos de aplicación de insecticidas para el control de *Ae. aegypti* son: tratamiento focal, tratamiento perifocal y aplicación espacial:

Tratamiento focal en criaderos: consiste en la aplicación de larvicidas, limitada a los criaderos que no pueden ser tratados o eliminados de otro modo. Se utizan temefós, metopreno (regulador del crecimiento de insectos) y BTI (*Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* H-14). Todos ellos exhiben una toxicidad extremadamente baja para mamíferos, y el agua potable tratada con las dosis correctas es inocua para el consumo humano.

Tratamiento perifocal: consiste básicamente en el rociado con un concentrado emulsionable de organofosforados y algunos piretroides, de todos los criaderos potenciales de *Ae. aegypti*, contengan o no agua. La fumigación debe realizarse tanto por dentro como por fuera de las paredes del recipiente, además de cualquier pared dentro de un radio de 60 cm del mismo. Tiene por objeto terminar con las infestaciones larvales y subsiguientes, así como los mosquitos adultos que frecuentan los criaderos.

Aplicación espacial: consiste en la aplicación de microgotas de insecticida en el aire para tratar de eliminar a los mosquitos adultos. Se utilizan diferentes modos de aplicación espacial, entra las que pueden citarse nebulizaciones térmicas, aerosoles y nieblas frías para la administración a volúmen ultrabajo (VUB), realizando aplicaciones casa por casa mediante mochila, desde las calles empleando equipo montado en vehículo y aérea. Cada una de estas modalidades debe ser aplicada por técnicos especialmente adiestrados, que conozcan en detalle las diferentes técnicas, el equipo a utilizar y la formulación correcta del producto químico.

El control biológico consiste en la introducción de organismos vivos que eliminen o parasiten a las larvas de *Ae. aegypti*. Las ventajas de su aplicación se refleja en la no contaminación del ambiente con productos químicos, la especificidad de su actividad y la autodispersión de algunos de estos agentes en sitios inaccesibles por otros medios. Las desventajas se refieren al gasto de desarrollar los organismos, la dificultad de su aplicación y cría y la limitación de su utilidad donde la temperatura, el pH y la contaminación orgánica constituyen un ambiente hostil a su adaptación. Entre otros, algunos de los más importantes bioagentes de control de *Ae. aegypti* son:

El pesticida microbiano *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* H-14, descubierto en la década del '70, es un larvicida que no afecta al medio ambiente, y además, es totalmente inofensivo para el hombre. El cuerpo paraesporal presente dentro de este agente contiene una toxina que se desgrana exclusivamente en un ambiente alcalino, y sólo los dípteros del suborden Nematocera poseen un sistema digestivo alcalino. Es un componente de comprobada eficacia para cualquier programa de control del dengue. Las preparaciones están disponibles comercialmente y pueden aplicarse con confianza en el agua potable. Las formulaciones en forma de bloques pueden proporcionar protección duradera.

Ciertos copépodos ciclopoideos (Crustacea) se pueden aplicar en depósitos pequeños de agua, y pueden ser eficaces en la destrucción de larvas recién eclosionadas de *Ae. aegypti*. Este método parece

prometedor en la lucha contra el dengue.

El uso de peces omnívoros pequeños (*Gambusia affinis* y *Poecilia* spp.) tiene un lugar asegurado en los programas de control del dengue en los que el vector se reproduce en depósitos de agua grandes y relativamente permanentes.

El metopreno, hormona juvenil sintética, promete ser el larvicida químico más aceptable desde el punto de vista ambiental. Su aparente ausencia de toxicidad para mamíferos permite su uso en agua potable.

Sebastian *et al.* (1990, 1991) implementaron un interesante método de control biológico de *Aedes aegypti*, mediante la liberación periódica de larvas del estadio F-3 de la libélula *Crocothemis servilia* en un suburbio densamente poblado de Yangon (= Rangon), Myanmar (=Burma) localidad noroccidental de la Península Indochina. El plan de control biológico de *Aedes aegypti* contó con la cooperación de los 2773 pobladores de las 578 viviendas tratadas, incluyendo acciones de difusión y educación, de modo tal que la comunidad afectada y participante percibiera los objetivos y las razones del plan al cual contribuían. Mediante la liberación sistemática ("augmentative release") de las larvas depredadoras en los receptáculos potencial o realmente portadores de larvas de *Ae. aegypti*, la acción combinada de entomólogos y pobladores permitió la eliminación total de la población de mosquitos durante la estación lluviosa de Yangon.

Finalmente, cabe señalar que para poner en práctica programas de control a largo plazo y sostenibles, una de las recomendaciones a seguir es la integrar los métodos de control del vector, que no es otra cosa que la combinación lógica de todos los métodos disponibles antes mencionados, de la manera más eficaz, económica y segura para mantener las poblaciones a niveles aceptables.

- *Fiebre Amarilla*: se trata de una afección virósica (el agente causal también es un virus de la familia Flaviviridae), que se presenta bajo un ciclo urbano y otro selvático. El mosquito *Ae. aegypti* transmitió durante siglos la fiebre amarilla urbana, un grave problema de salud pública en Africa y las Américas. En la ciudad autónoma de Buenos Aires, en 1871, tuvo lugar una epidemia que enfermó a 13.761 personas; esta epidemia, así como la que tuvo lugar en la ciudad de Montevideo, Uruguay, representan el límite histórico meridional de la fiebre amarilla urbana, en el paralelo 35° S (Sabattini *et al.*, 1998a). Aunque todos los años se notifican algunos casos de fiebre amarilla selvática (que es transmitida a los monos y ocasionalmente al hombre por especies de *Haemagogus*) en la mayoría de los países de América del Sur, por razones desconocidas no ha habido transmisión urbana documentada durante las últimas cuatro décadas.

- *Encefalitis de St. Louis*: el agente causal es un virus (SLE) perteneciente a la familia Flaviviridae. Los estudios efectuados hasta el presente sugieren una relativamente alta endemicidad de este virus en la Argentina. Durante la epidemia de fiebre hemorrágica argentina en 1963, tuvo lugar el primer aislamiento de cepas de SLE en dos sitios de la provincia de Buenos Aires (Mettler & Casals, 1971), a partir del suero de dos pacientes en fase aguda que habían registrado un diagnóstico serológico negativo para la fiebre hemorrágica. Por otro lado, Mettler *et al.* (1983) informaron acerca de evidencias serológicas en infecciones humanas por flavivirus, habiendo hallado asimismo, bovinos infectados con SLE. Poco se conoce acerca del vector, pero a partir del hecho de que cepas de este virus fueron aisladas de *Cx. quinquefasciatus*, y de que esta especie cumple un rol preponderante en la ecología del virus en América del Norte, es de fundamental importancia emprender estudios relativos a taxonomía, distribución, posible superposición geográfica y competencia vectorial, en las especies que configuran el grupo *pipiens* (Sabattini *et al.*, 1998a).

- *Encefalitis Equina del Este*: el agente causal es un virus (EEE) del género *Alphavirus*, perteneciente a la familia Togaviridae. Entre los años 1930 y 1939 fueron aisladas cepas de un virus causante de encefalitis equina, en los partidos de General Madariaga, Olavarría, Alberdi y Pergamino, habiendo sido tipificados como EEE recién a comienzos de la década del 50. El virus fue aislado nuevamente en Campo de Mayo en 1957, mientras que un diagnóstico serológico positivo tuvo lugar en Berazategui en 1976. Es de destacar que durante todos los episodios de epizootias equinas a causa de EEE en la Argentina, no hubo casos en humanos. Una de las especies de Culicidae sospechada de comportarse como vector es

Ae. albifasciatus, aunque teniendo en cuenta que EEE no ha sido aislado a partir de mosquitos en la Argentina, es muy difícil establecer la significancia de esta suposición en el ciclo natural del virus (Sabattini et *al.*, 1998b).

- *Encefalitis Equina del Oeste*: el agente causal es un virus (WEE) del género *Alphavirus*, perteneciente a la familia Togaviridae. Desde 1933 se han aislado cepas de WEE durante epizootias que tuvieron lugar en la provincia de Buenos Aires, con seguridad en los partidos de Magdalena y de Pergamino. Posteriormente, numerosos casos fueron diagnosticados serológicamente en otras localidades de la provincia, así como en numerosos sitios de la Argentina. Es de destacar el brote de encefalitis que ocurrió en Viedma (Río Negro) en 1983, el cual afectó tanto a equinos como a humanos. En cuanto al vector, *Ae. albifasciatus* es capaz de infectarse y de transmitir efectivamente este virus a un huésped susceptible, mientras que las especies del grupo *Cx. pipiens* se muestran refractarias al mismo.

FAMILIA CALLIPHORIDAE

La primera referencia destacable relativa al elenco sistemático de la familia Calliphoridae, es el trabajo de Shannon & Del Ponte (1926), que incluye una sinopsis de los dípteros muscoideos de la Argentina. Este panorama inicial del estatus taxonómico de la familia se basa en aportes aislados, que en general no contemplan un enfoque abarcativo desde el punto de vista de su distribución. El conocimiento de estos insectos, aunque aún fragmentario, se suple satisfactoriamente a partir de la revisión de especies de América del Norte, México, América Central y del sector oriental del norte de América del Sur (Hall, 1948). García (1952) aporta datos sobre la distribución de algunas especies representativas de la Argentina, en tanto que Mello (1968) revisa varios géneros de la fauna brasileña, y James (1970) produce el catálogo del elenco específico neotropical. Un tratamiento detallado de los Toxotarsinae y Chrysomyini queda documentado a partir del trabajo de Dear (1979, 1985).

En lo que concierne a la Argentina, podría considerarse que el primer trabajo de conjunto que aborda el estatus taxonómico, la distribución, la importancia sanitaria y los aspectos biológicos generales de la familia, es el realizado por Mariluis (1982).

Caracterización morfológica (Fig. 4)

Moscas por lo general verdes, azules o rojizas, con brillo metálico.

Cabeza más ancha que alta; vibrisas fuertes; palpos filiformes, cilíndricos; mejillas deprimidas; antenas con el primer segmento erecto; segundo dos a cuatro veces la longitud del primero, con setas, una de ellas grande; tercero tres a seis veces la longitud del segundo. Arista larga, plumosa; penúltimo segmento de la arista corto; vértex más estrecho en el macho que en la hembra; tres ocelos; cilia intrapost-ocular presente.

Tórax con post-escutelo poco convexo; ampolla mayor sobresaliente; hipopleura con una o más filas verticales de setas; mesopleura desnuda sobre la parte anterior; setas mesopleurales con una hilera bien definida; notopleura setosa, con dos setas notopleurales; setas post-humerales ubicadas lateralmente respecto a las presuturales; propleura y prosterno piloso; setas esternopleurales 2: 1 ó 1:1.

Alas con la cuarta nervadura longitudinal formando un ángulo bien definido en la región distal; tercera sección costal casi tan larga como la primera; nervadura transversa anterior generalmente oblicua; nervadura transversa posterior sinuosa; última sección de la primera nervadura raramente con más de 1/3 del largo de la longitud de la sección precedente; primera y quinta nervadura desnuda, tercera con setas en la base; sexta nervadura no extendida hasta el margen del ala; séptima nervadura generalmente corta. Patas pilosas, con setas o hileras de setas, dorsales, dorsales anteriores, dorsales posteriores, ventrales, ventrales anteriores, ventrales posteriores, anteriores y posteriores, presentes o no de acuerdo a la especie.

Abdomen alargado oval u ovalado y generalmente más largo en el macho que en la hembra; el primer segmento generalmente más ancho que el segundo; bordes laterales de los tergitos bien separados así como los esternitos dos a cinco, aunque reducidos, están generalmente bien diferenciados. Segmentos

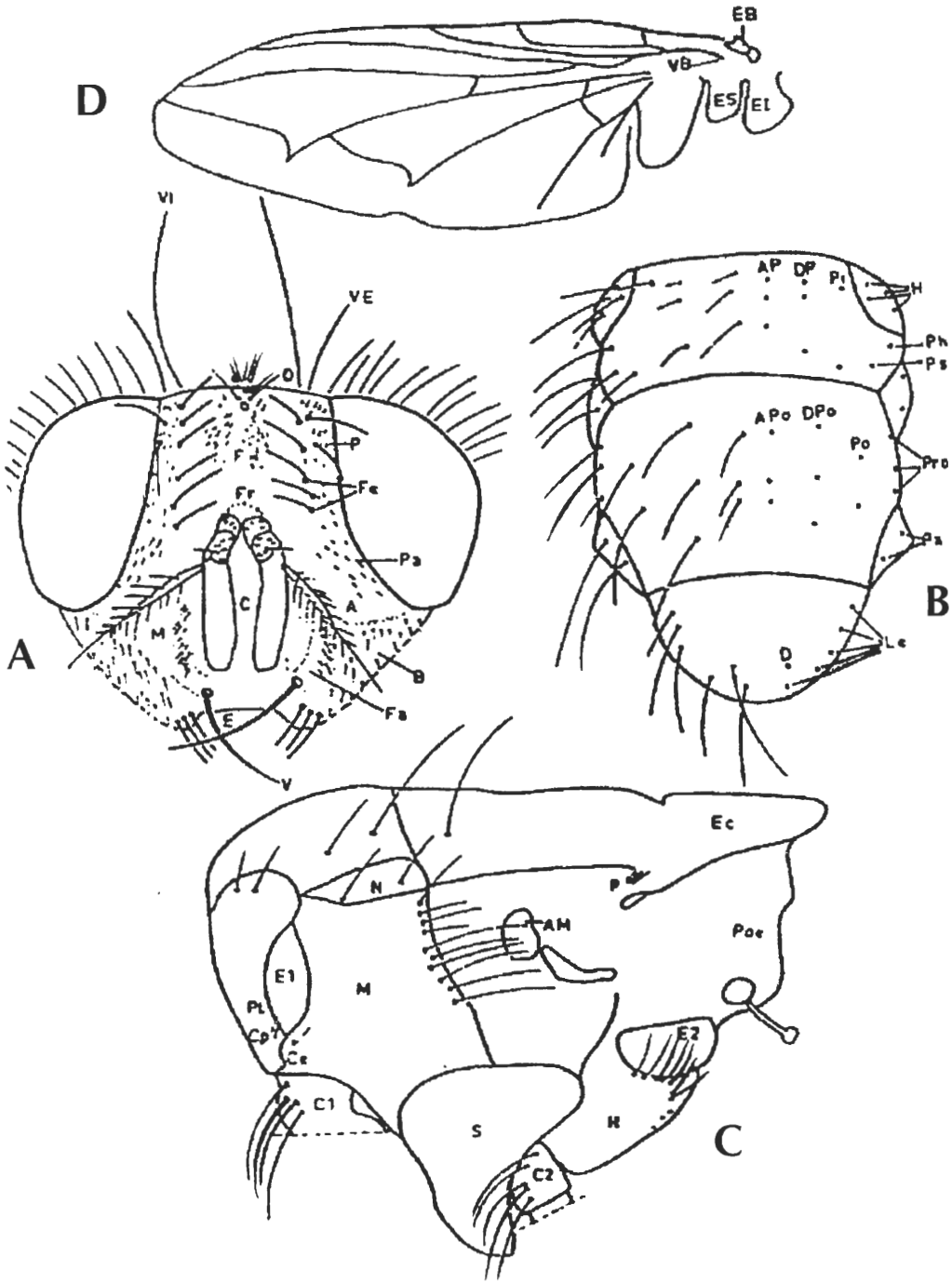

D
EB
VB
ES
El
VI
VE
O
P
F
Fe
Ti
Pa
C
M
A
B
Fa
E
V
A
AP
DP
Pl
H
Ph
Ps
APo
DPo
Po
Pro
Pa
D
Le
B
Ec
N
P
AM
Poe
E1
M
Pl
Co
Ce
E2
C1
S
H
C2
C

Figura 4: *Calliphoridae, adulto. A: cabeza, vista frontal; B: tórax; vista dorsal; C: tórax, vista lateral; D: ala. Cabeza. F: frente; Fr: frontalia; P: parafrontalia; Pa: parafacialia; C: clípeo; E: epistoma; Fa: facialia; M: muesca de la mejilla; A: arista de la antena; VE: setas verticales externas; VI: setas verticales internas; 0: ocelares; Fe: frontales; V: vibrisa; B: bucca. 2: Tórax vista dorsal. H: humerales; AP: acrosticales y presuturales; APo: acrosticales postsuturales; DP: dorsocentrales presuturales; DPo: dorsocentrales postsuturales; Pi: preintra-alares; Po: postintra-alares; Ps: presupra-alar; Pro: postsupra-alar; Ph: posthumeral; Pa: postalar; Le: laterales escutelares; D: discales escutelares. 3: Tórax vista lateral: AM: ampollla mayor; M: mesopleura; S: esternopleura; H: hipopleura; El: espiráculo protorácico; E2: espiráculo metatorácico; Cl: coxa 1; C2: coxa 2; Poe: post escudete; N: notopleurales; PL: propleura; Ec: escutelo; CP: propleurales; Ce: estigmáticas; P: mechón parascuamal.4: Ala: EB: basicosta; VB: basa; ES: escuámula superior; El: escuámula inferior.*

genitales del macho de forma y tamaño variables. Los de la hembra (seis a diez) formando un ovipositor extensible.

Las Calliphoridae están próximas a las Sarcophagidae de las que se diferencian por tener dos setas notopleurales, setas post-humerales colocadas lateralmente respecto a las presuturales, propleura y prosterno piloso, setas esternopleurales 2:1 ó 1:1 y ser en general moscas de colores metálicos.

Clave de las Especies presentes en la provincia de Buenos Aires

1. Nervadura basal setosa en la cara superior; ampolla mayor reniforme 2
   Nervadura basal desnuda en la cara superior; ampolla mayor ovalada 9
2. Nervadura basal setosa en la cara inferior; arista plumosa en 1/5 a 1/3 o más de su longitud.....*Sarconesia chlorogaster*
   Nervadura basal desnuda en la cara inferior; arista plumosa en los 2/3 o más de su longitud 3
3. Palpo largo, normal. 4
   Palpo corto, reducido 8
4. Parafacialia desnuda; dos setas preintraalares..... *Paralucilia pseudolyrcea*
   Parafacialia setosa; setas preintraalares ausentes 5
5. Escuámula inferior totalmente pilosa 6
   Escuámula inferior pilosa en la base, el resto sin pilosidad..... *Compsomyiops fulvicrura*
6. Espiráculo protorácico y escuámula inferior blancos 7
   Espiráculo protorácico y escuámula inferior castaños.....*Chrysomya megacephala*
7. Setas estigmáticas ausentes; 4-6 setas propleurales; bucca amarilla o anaranjada oscura .....*Chrysomya albiceps*
   Una seta estigmática robusta; una seta propleural y a veces otra pequeña; bucca negruzca.....*Chrysomya chloropyga*
8. Parafrontalia con pelos claros en el exterior de la hilera frontal de setas; macho con basicosta y patas amarillo-anaranjadas o castaño anaranjadas; hembras con una o dos setas fronto-orbitales proclinadas.....*Cochliomyia macellaria*
   Parafrontalia con pelos negros en el exterior de la hilera frontal de setas; macho con basicosta y patas negras; hembra sin seta fronto-orbital proclinada.....*Cochliomyia hominivorax*
9. Parafacialia setosa; sin mechón parascuamal; escuámula inferior pilosa 13
   Parafacialia desnuda; con mechón parascuamal; escuámula inferior desnuda 10
10. Con tres setas acrosticales postsuturales 11
    Con dos setas acrosticales postsuturales 12
11. Metasterno, entre las patas medianas y posteriores setuloso.....*Phaenicia sericata*
    Metasterno, entre las patas medianas y posteriores desnudo..... *Phaenicia cuprina*
12. Tórax, en visión posterior, con la parte anterior del pronoto sin pruinosidad entre los callos humerales.....*Phaenicia eximia*
    Tórax, en visión posterior, con la porción anterior del pronoto con pruinosidad entre los callos humerales.....*Phaenicia cluvia*
13. Bucca rojiza, por lo menos sobre la mitad anterior; basicosta amarilla o amarillo anaranjada .....*Calliphora vicina*
    Bucca totalmente negra; basicosta negra.....*Calliphora nigribasis*

Calliphora nigribasis Macquart

Calliphora nigribasis Macquart, 1851. Mem. Soc. Sci. Agric. Lille, (1850): 215.

Refs.- Mariluis & Peris, 1984 (sinonimia); Mariluis, 1982 (caracterización).

Distribución: Argentina, Colombia, Costa Rica, Ecuador.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de La Plata, Lomas de Zamora.

Calliphora vicina Robineau-Desvoidy, 1830
Musca vomitoria minimus, Harris, 1776. Acad. Roy. Sci. Mem. sav. París: 435

Refs.- Peris & Gonzalez-Mora,1989 (sinonimia); Mariluis, 1982 (caracterización).

Distribución: Europa, Arabia Saudita, Pakistan, norte de India, Nepal, China, Japón, Mongolia, Rusia, Nueva Zelanda, Hawaii, América del Norte, Cuba, Chile, Uruguay, Argentina.

Distribución en Argentina: Buenos Aires, Chubut, Córdoba, Entre Ríos, Río Negro, Santa Cruz, Tucumán, Tierra del Fuego e Islas Malvinas.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, La Plata, General Sarmiento, Lomas de Zamora, Zárate.

Chrysomya albiceps (Wiedemann)
Musca albiceps Wiedemann, 1819. Zool. Mag. Kiel. 1: 38.

Refs.- Gonzalez-Mora & Peris, 1988 (sinonimia); Zumpt, 1965 (caracterización).

Distribución: Afrotropical, Oriental, Australia, norte de Africa hasta el noroeste de India, sur de USA, México, Guatemala, Costa Rica, Puerto Rico, Brasil, Paraguay, Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Misiones, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, Campana, La Plata, General Sarmiento, Lomas de Zamora.

Chrysomya chloropyga (Wiedemann).
Musca chloropyga Wiedemann, 1818. Zool. Mag. Kiel (2)1: 44.
Musca putoria Wiedemann, 1830. Ausser. Zweifl. Ins. 403.

Refs.- Zumpt; 1965 (caracterización).

Distribución: Afrotropical. Centro y Sud América. Colombia. Perú. Bolivia. Paraguay. Brasil. Argentina, Salta, Tucumán, ciudad autónoma de Buenos Aires, Jujuy, Misiones, Corrientes, Chaco, Entre Ríos. Nueva cita para Buenos Aires.

Chrysomya megacephala (Fabricius).
Musca megacephala Fabricius, 1794. Syst. End. 4: 367.

Refs.- Barrios et *al.* (1984) (sinonimia); Zumpt (1965) (caracterización).

Distribución: Oriental. Australasia, Argentina, Brasil, Perú, Puerto Rico

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, General Sarmiento, Lomas de Zamora, Zárate.

Cochliomyia hominivorax (Coquerel)
Lucilia hominivorax Coquerel, 1858. Annls Soc. ent. Fr. (3) 6: 173.

Refs.- Dear (1985) (sinonimia); Mariluis (1982) (caracterización)

Distribución: sur de USA, América Central, Caribe, Colombia, Perú, Trinidad, Guyana, Brasil, Uruguay, Chile, Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Santa Fe, Misiones

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora.

Cochliomyia macellaria (Fabricius)
Musca macellaria Fabricius, 1775. Systema entomologiae, sistens insectorvm classes, ordines, genera, species, adiectis synonymis, locis, descriptionibvs, observationibvs: 776.

Refs.- Dear (1985) (sinonimia); Mariluis (1982) (caracterización).

Distribución: sur de USA, México, América Central, Caribe, Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia, Trinidad y Tobago, Guyana, Brasil, Paraguay, Uruguay, Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Misiones, Río Negro, Santa Cruz, Santiago del Estero, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, Campana, General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora.

Compsomyiops fulvicrura (Robineau-Desvoidy)
Chrysomyia fulvicrura Robineau-Desvoidy, 1830. Mém. prés. Sav. Acad. Sci. Inst. Fr. 2: 446.

Refs.- González-Mora et *al.*, 1998 (sinonimia); Dear, 1985 (caracterización).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Chile (incluyendo Isla de Pascua), Guyana, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Catamarca, Chubut, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Mendoza, Neuquen, Río Negro, Salta, Santa Cruz, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Almirante Brown, Avellaneda, Berazategui, General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora, San Isidro, San Martín.

Paralucilia pseudolyrcea (Mello)
Myiolucilia pseudolyrcea Mello, 1969. Studia. Entomol 12: 310.

Refs.- Mariluis et *al.* (1994 a) (sinonimia); Mello (1968) (caracterización).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Corrientes, Entre Ríos, Jujuy, Misiones, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora.

Phaenicia cluvia (Walker, 1849)

Musca cluvia Walker, 1849. List. Dipt. Ins. B. M. 4: 885.

Refs.- Mariluis *et al.* (1994b) (sinonimia, caracterización); Mariluis (1982) (caracterización, como *purpurescens*)

Distribución: Sur de USA hasta Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, Misiones, Río Negro, Salta, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Campana, General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora, Zárate.

Phaenicia cuprina (Wiedemann)

Musca cuprina Wiedemann, 1830. Auss. zweifl. Ins. 2: 654.

Refs.- Mariluis *et al.*,1994b (sinonimia); Hall, 1948 (caracterización).

Distribución: Ampliamente distribuida en áreas subtropicales y tropicales del Planeta. En América del Sur, con registros en Argentina, Colombia y Paraguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Entre Ríos, Salta.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partido de Lomas de Zamora.

Phaenicia eximia (Wiedemann).

Musca eximia Wiedemann, 1819. Zool. Mag. 1: 53, nec R-D., 1830.

Refs.- Mariluis *et al.*,1994b (sinonimia); Mariluis, 1982 (caracterización).

Distribución: desde el sur de USA hasta la Argentina.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Misiones.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, La Plata.

Phaenicia sericata (Meigen)

Musca sericata Meigen, 1826. Syst. Beschr. 5: 53.

Refs.- Peris & González-Mora,1991 (sinonimia); Mariluis, 1982 (caracterización).

Distribución: Regiones Holártica, Australasia y Oriental. Con registros en Sudáfrica y América del Sur (Argentina, Brasil, Paraguay).

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Chubut, Río Negro, Salta, Santa Cruz, Tierra del Fuego, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, Campana, General Sarmiento, Lomas de Zamora, Zárate.

Sarconesia chlorogaster (Wiedemann)

Sarcophaga chlorogaster Wiedemann, 1831. Aussereuropäische Zweiflügelige Insek.: 359.

Refs.- Mariluis & Peris, 1984 (sinonimia); Mariluis, 1982 (caracterización).

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Chile (incluyendo islas Juan Fernández), Paraguay, Perú, Uruguay.

Distribución en la Argentina: Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, Río Negro, Santa Cruz, Tucumán.

Registros en la provincia de Buenos Aires: partidos de Avellaneda, Berisso, Campana, General Sarmiento, La Plata, Lomas de Zamora, Zárate.

ECOLOGÍA E IMPORTANCIA SANITARIA

Las moscas de la familia Calliphoridae son especies predominantemente sarcosaprófagas o coprófagas, constituyendo un puente o nexo entre focos de infección y el hombre y sus productos. El modo en que se contaminan con los agentes patogénicos que transmiten al hombre y animales, es fundamentalmente mecánico, al incorporarlos externamente o internamente en su sistema digestivo. En el último caso, la trasmisión de patógenos puede producirse por regurgitación.

En la clasificación ecológica de las moscas metálicas tiene fundamental importancia la vinculación de las diferentes especies con el hombre, que en adelante referiremos como **sinantropía**. En este sentido, las especies de dípteros muscoideos pueden encasillarse en las siguientes categorías, basadas, respectivamente, en su relación decreciente con el hombre y sus productos: **eusinantrópicas, hemisinantrópicas y asinantrópicas** (Gregor & Povolny, 1958).

Las moscas eusinantrópicas son aquellas que necesariamente están vinculadas con el hombre, siendo muchas de sus especies típicamente urbanas. Pueden ser, además, **endófilas** o **exófilas**; las primeras habitan el interior de las viviendas humanas, en tanto que las segundas se encuentran fuera de ellas. Tanto las endófilas como las exófilas se clasifican en dos subgrupos: **comunicativas** y **no comunicativas**. Las moscas consideradas como comunicativas son las de mayor importancia sanitaria, pues establecen el nexo entre un determinado foco infeccioso y los alimentos de consumo humano.

Las especies hemisinantrópicas generalmente habitan áreas ocupadas por viviendas aisladas y pueden ser comunicativas y no comunicativas.

Las especies asinantrópicas no exhiben ningún grado de vinculación con el hombre y ocupan, en teoría, ambientes prístinos o escasamente deteriorados.

En función del grado de vinculación diferencial de las diferentes especies de califóridos con el hombre, la bióloga finesa Pekka Nuorteva proponía, en 1963, el siguiente índice de sinantropía:

$$S.I. = (2a + b - 2c) / 2$$

donde a: porcentaje de individuos de una especie dada sobre el total capturado en la muestra, registrado en un sector urbano (hábitat eusinantrópico); b: porcentaje de individuos de esa misma especie sobre el total capturado en la muestra, registrado en un sector de viviendas aisladas (hábitat hemisinantrópico) y c : porcentaje de individuos de la misma especie sobre el total capturado en la muestra, registrado en un sector desprovisto de influencia humana (hábitat asinantrópico).

Los valores extremos del índice son + 100 (presencia exclusiva de la especie en áreas urbanas densamente pobladas) y -100 (especies solo representadas en áreas silvestres), expresando los valores intermedios los grados específicos diferenciales de sinantropía (ver Tabla I).

La utilización adecuada del índice de sinantropía requiere que los muestreos deben deben ser realizados simultáneamente y con la misma metodología operativa (uniformidad de esfuerzo, utilización del mismo tipo de cebo) en los tres tipos de hábitat.

Recientemente, Schnack *et al.* (1995) calcularon índices de sinantropía para las ocho especies de Calliphoridae más representativas de un sector del Gran Buenos Aires del área de influencia del Partido de Lomas de Zamora, ubicado unos 18 km al sur de la Ciudad autónoma de Buenos Aires. A tal fin, seleccionaron dos estaciones de muestreo en el Instituto Fitotécnico de Santa Catalina de la Universidad Nacional de La Plata y una tercera estación en el casco urbano de la ciudad de Llavallol. El sector menos afectado por las actividades humanas ("asinantropía") era un denso y añoso bosque con dominancia de los olmos *Ulmus procera* (originario de Escocia) y *U. primula* (de Siberia) y otras especies arbóreas resultantes de una explotación diversificada del área durante los últimos 150 años. Este sector estaba separado de un área de viviendas aisladas ("hemisinantropía") por unos 400 m, en tanto que la localización urbana ("eusinantropía") estaba situado en la zona céntrica de Llavallol, separado por alrededor de 2 km de los restantes sitios. De los trabajos realizados en la Argentina referidos a la ecología de Calliphoridae, éste es el primero que incluye muestreos simultáneos en los tres tipos de hábitats considerados, incluyendo las cuatro estaciones del año. La representación porcentual de las especies consideradas y sus índices específicos de sinantropía se ilustran en la Tabla I.

Tabla I. *Indices de sinantropía ("S.I.") calculados en especies de Calliphoridae del Gran Buenos Aires (Fuente: Schnack et al., 1995).*

Especie	**S.I.**	**Significado del valor del índice** (sensu Nuorteva, 1963)	**Valores límites**	
P. cuprina	+ 96,3	Fuerte preferencia por asentamientos urbanos densos	+100	+ 90
P. sericata	+ 77,8	Fuerte preferencia por asentamientos humanos	+ 90	+ 65
C. macellaria	+ 70,5	Fuerte preferencia por asentamientos humanos	+ 90	+ 65
C. albiceps	+ 47,6	Preferencia por asentamientos humanos	+ 65	+ 20
C. vicina	- 32,6	Preferencia por áreas desprovistas de viviendas	0	- 40
C. nigribasis	- 57,0	Rechazo total de asentamientos humanos	- 40	- 100
P. pseudolyrcea	- 76,2	Rechazo total de asentamientos humanos	- 40	- 100
P. cluvia	- 77,6	Rechazo total de asentamientos humanos	- 40	- 100

La importancia sanitaria de los adultos es elocuente en las especies del género *Chrysomya*, cuyo impacto en el hombre y animales fue revisado con detalle por Schnack & Mariluis (1995), destacándose seguidamente los aspectos más relevantes. En su rango distribucional original, *C. megacephala* es una de las especies de la familia de mayor peligrosidad en su rol de vectora de bacterias entéricas, protozoos y helmintos (Greenberg, 1973). Los adultos visitan alimento humano, heces humanas y de animales domésticos, así como cadáveres (Bohart & Gressit, 1951, Zumpt, 1965, Kano & Shinonaga, 1968). Su papel de vectores de patógenos fecales ha sido destacado en la mayoría de las islas del Pacífico y en las zonas continentales orientales (Bohart & Gressit, 1951). Tanto las poblaciones nativas como exóticas de *C. albiceps*, *C. chloropyga* y *C. megacephala* exhiben endofilia y sinantropía y visitan con frecuencia merca-

dos, cadáveres, basuras, carne y materia fecal (Kurahasi, 1967, Guimaraes et *al.*, 1979, Dálmeida & Lopes, 1983, Baumgartner & Greenberg, 1984). En Africa Tropical *C. chloropyga* cría en heces humanas y comparte con *C. megacephala* la habilidad para transportar importantes patógenos humanos, entre ellos, poliovirus tipos 1, 2 y 3, virus *Coxsackie*, *Salmonella*, *Shigella*, *Entamoeba histolytica*, *E. coli*, *Giardia lamblia* y huevos de cestodes (Greenberg, 1971, 1988). *C. albiceps* es también potencial trasmisora de poliovirus, Salmonella y otros patógenos entéricos (Furlanetto et *al.*, 1984) y es productora de miasis secundarias en Africa y Brasil (Baumgartner & Greenberg, 1985). La única referencia sobre el estatus sanitario de especies de *Chrysomya* en la Argentina es la detección de *Taenia* sp. en *C. chloropyga* (Mariluis et *al.*, 1989).

De la nómina de especies incluidas en el tratamiento taxonómico de este trabajo, merecen especial consideración dos especies del género *Chrysomya*, originarias del viejo mundo, que recientemente invadieran el continente americano, probablemente en el año 1975 (Guimaraes et *al.*, 1978) por antropocoria inadvertida, San Pablo, Brasil, por refugiados procedentes de Angola. Estas especies, que actualmente dominan o codominan en taxocenosis urbanas y/o rurales de la provincia de Buenos Aires son: *C. albiceps*, (paleártica que se encuentra principalmente en el sur de Europa, norte de Africa y sudeste de Asia), y *C. megacephala* (austral-asiática) (Mariluis & Schnack, 1989).

Mariluis & Schnack (1986) capturaron 3094 moscas Calliphoridae en Villa Elisa, desde noviembre de 1995 a octubre de 1996. De las 12 especies registradas, 1086 eran *C.albiceps* (35,1 %) y 37 *C. megacephala*, la primera codominante, en el hábitat hemisinantrópico donde se realizaran los muestreos, con la ampliamente distribuida en el mundo *P. sericata*. Poco tiempo después, los mismos autores realizaron un muestreo, a intervalos mensuales, en el sector céntrico de la localidad de Avellaneda, desde noviembre de 1986 a octubre de 1987. De los 616 especímenes capturados, 96 correspondieron a *C. albiceps* (15,6 %) y 180 a *C. megacephala* (29,2 %), la última codominando con *P. sericata*.

El papel dominante que han adquirido las especies del género *Chrysomya* en sistemas urbanos de la provincia de Buenos Aires es sugestivo del potencial impacto que podrían ejercer sobre las especies nativas y aun exóticas otrora dominantes. Recientemente se hizo referencia al reemplazo de *C. nigribasis* y *C. vicina* por parte de *Chrysomya* spp. en las épocas más cálidas del año, en sectores de la provincia de Buenos Aires (Mariluis & Schnack, 1986, 1989).

Particularmente interesantes son las observaciones relativas a desplazamientos de especies de la misma familia por parte de poblaciones exóticas de *C. albiceps*. El éxito competitivo de *C. albiceps* reside en su combinada actividad saprofágica y depredadora. A este tipo de "competencia asimétrica" se atribuye la eliminación de *Lucilia caesar* de Madeira e Islas Canarias (Hansky, 1977) y la reducción de *Coclhiomyia macellaria* en Brasil (Guimaraes et *al.* 1979) y Perú (Baumgartner & Greenberg, 1984). Las especies perjudicadas por la interacción son sólo saprófagas y deben competir con una especie que además es depredadora. Wells (1992) demuestra experimentalmente el mayor éxito competitivo de *Chrysomya rufifacies* (Macquart) (especie que en este trabajo se considera como *C. albiceps*) sobre la especie americana *C. macellaria*, eliminada por competencia y depredación en los microcosmos estudiados.

En cuanto a las larvas, se destaca su acción productora de miasis ("gusanera", "quesera", "bichera"). Las miasis son producidas tanto en el hombre como en los animales y su clasificación, de acuerdo con Mariluis & Schnack (1996), depende del tipo de larva que la produce o de su localización.

1. Tipos de Larvas: las larvas de califóridos pueden catalogarse como:

1.1 **Necrobiontófagas**. Las larvas producen miasis accidentales y ocasionales. Se alimentan de tejidos muertos o de sustancias orgánicas en descomposición; en la provincia de Buenos Aires, esta categoría incluye a las siguientes especies: *C. vicina*, *C. macellaria*, *C. fulvicrura*, , *P. sericata*, *P. eximia*, *P. cluvia* y *S. chlorogaster*.

1.2. **Biontófagas**. Las larvas producen miasis obligatorias y necesitan alimentarse de tejidos animales vivos. Los tejidos parasitados son destruidos, no por necrosis sino por la infección bacteriana de las partes afectadas. De las especies registradas en la provincia de Buenos Aires, las larvas de *C. hominivorax* son biontófagas por excelencia, causando en los animales domésticos y silvestres las miasis más severas. Las hembras colocan entre 200 y 300 huevos en los bordes de heridas, eclosionando las larvas en 12-14 horas, penetrando en las heridas de las que se alimentan lacerando los tejidos. Las heridas infestadas exhalan un olor que estimula a las moscas grávidas a oviponer ; infestaciones repetidas pueden producir la muerte de los animales en pocos días. En los Estados

Unidos de América del Norte y en México se erradicó a esta especie con inversiones de más de 500 millones de dólares, mediante la técnica de esterilización de machos (Mariluis y Schnack, 1996). *Phaenicia sericata*, una de las especies de mayor impacto sanitario mundial y abundante en zonas urbanas y basurales de la provincia de Buenos Aires (Mariluis & Schnack, com. pers.), es necrobiontófaga y biontófaga. Su rol como productora de miasis primarias se registró por primera vez en la ciudad autónoma de Buenos Aires (Mariluis & Guarnera, 1983).

2. Localización de las larvas

2.1. Miasis cutáneas: en piel y tejido celular subcutáneo.

2.2. Miasis cavitarias: en cavidades naturales o de origen traumático. Los casos más severos se refieren a las cavidades nasales y auriculares.

2.3. Miasis gastrointestinales: son accidentales, por ingestión de larvas necrobiontófagas en alimentos contaminados.

REFERENCIAS

ALMIRON, W. R.& M. M. de BREWER. 1985. Preferencia de hospedadores de Culicidae (Diptera) recolectados en el centro de la Argentina. Rev. Saude Pub. 29 (2): 108-114.

ALMIRON, W. R., M. M. de BREWER & F. F. LUDUEÑA ALMEIDA. 1995. New record for mosquito species (Diptera: Culicidae) in Argentina. J. Amer. Mosq. Contro Assoc.11 (2): 235-236

ALMIRON, W. R. & R. E. HARBACH. 1996. Taxonomy and biology of *Culex (Culex) maxi* Dyar (Diptera: Culicidae) in South America. Mem. Inst. O. Cruz 91 (5): 579-588.

ALVARADO, C. A. & E. DEL PONTE. 1939.Sobre la existencia de *Anopheles annulipalpis* en la provincia de Mendoza (R. A.) Descripción de su larva. Folia Biol. 90/93: 388-389.

ARNELL, J. H. 1976. Mosquito studies (Diptera: Culicidae) XXXIII. A revison of the *scapularis* group of *Aedes (Ochlerotatus)*. Contr. Amer. Entomol.. Inst. 13 (3): 1-144.

BACHMANN, A. & O. H. CASAL.1962a. Notas sobre *Culex (Culex)* argentinos (Diptera: Culicidae). An. Inst. Nac. Microbiol. 1: 77-81.

BACHMANN, A. & O. H. CASAL.1962b (1963). Notas sobre *Culex (Culex)* Argentinos. Rev. Soc. Entomol. Argent. 25: 39-42

BALSEIRO, E. G. 1981. Análisis de la actividad nocturna de *Culex (Cx.) eduardoi* Casal y García y *Aedes (O.) crinifer* (Humboldt) (Diptera: Culicidae), mediante el empleo de un atractivo lumínico. Rev. Soc. Entomol. Argent. 40: 211-219.

BALSEIRO, E. G. 1982. Estadísticos vitales en *Culex pipiens* L. (Diptea: Culicidae). Limnobios 2: 323-329.

BALSEIRO, E. G. 1983. Observaciones sobre la selectividad de áreas de postura en una población local de *Culex castroi* Casal y García (Diptera, Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 42 (1-4): 125-130.

BALSEIRO, E. G. 1985 (1986). Análisis de la estructura de edades y disposición espacial en una población local de *Aedeomyia squamipennis* (Lynch Arribálzaga) (Diptera, Culicinae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 44 (1): 41-46.

BALSEIRO, E. G. 1987. Redescripción del IV estadio larval de *Aedeomyia squamipennis* y diagnosis de los estadios I, II y III (Diptera: Culiciade). Limnobios 2 (9): 657-660.

BALSEIRO, E. G. 1988 (89). Análisis de la actividad diaria de dípteros nematoceros en Punta Lara (Pdo. de Ensenada, Prov. de Buenos Aires). I. (Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 47: 157-163.

BARRIOS, B. B., S. V. PERIS, A. ROJAS & A. AMARILLO, 1984. Informe sobre *Chrysomya megacephala* (FABR. 1784). Univ. Nac. Asunción, Inst. Cienc. Básicas, Paraguay.

BAUMGARTNER, D.L. & B. GREENBERG, 1984. The genus *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae in the New World. J. Med. Entomol. 21: 105-113.

BEJARANO, J. F. R. 1957. Distribución geográfica de Anophelini de la República Argentina. Rev. Sanid. Militar Argent. 56: 307-348.

BEJARANO, J. F. R. 1959 (60). *Anopheles* de la República Argentina y sus relaciones con el paludismo. Primeras J. Entomoepidem. Argent.: 305-329.

BELKIN, J. N. R. 1968. Mosquito studies (Diptera: Culicidae) IX. The type specimens of New World mosquitoes in European museums. Contr. Amer. Entomol. Inst. 3 (4): 1-69.

BELKIN, J. N., R. X. SCHICK & S. J. HEINEMANN. 1968. Mosquito studies (Diptera: Culicidae) XI. Mosquitoes originally described from Argentina, Bolivia, Chile, Paraguay, Perú and Uruguay. Contr. Amer. Entomol. Inst. 6 (1): 9-29.

BOHART, G.E. & J.L. GRESSIT. 1951. Filth-inhabiting flies of Guam. Bernice P. Bishop Museum Bull. 204: 1-169.

BRAM, R. A. 1967. Classification of *Culex* subgenus *Culex* in the New World (Diptera: Culicidae). Proc. U.S. Nat. Mus. 120 (3557): 1-122.

BRÈTHES, J. 1910. Dípteros nuevos o poco conocidos de Sud América. An. Mus. Nac. Bs. As. 20: 469-484.

BRÈTHES, J. 1912. Los mosquitos de la República Argentina. Bol. Inst. Entomol. Patol. Veg. 1: 48 pp.

BRÈTHES, J. 1916a. El *Anopheles albitarsis* F. L. Arribálzaga. Physis 2 (10): 175-177.

BRÈTHES, J. 1916b. Algunas notas sobre mosquitos argentinos. An. Mus. Nac. Hist. Nat. Bs. As. 28: 193-218.

BRÈTHES, J. 1917. Description d'une nouvelle espece de moustique de Buenos Aires. Physis 3: 226-229.

BRÈTHES, J. 1926a. Notas sobre los anofelinos Argentinos. Physis 8: 305-315.

BRÈTHES, J. 1926b. Description provisoire de deux especes nouvelles d'Anophelinae argentins. Prensa Méd. Arg. 13 (3): 106-107.

BREWER, M., L. BUFFA & W. ALMIRON. 1986 (87). *Culex pipiens quinquefasciatus* y *Culex pipiens pipiens* (Diptera: Culiciade) en Córdoba, Argentina. Rev. Per. Ent. 29: 69-72.

CAMPOS, R. E. 1993. Presencia de *Aedes (Stegomyia) aegypti* L. (Diptera: Culicidae) en la localidad de Quilmes (Buenos Aires, Argentina). Rev. Soc. Entomol. Argent. 52 (1-4): 36.

CAMPOS, R. E. 1994. Presencia de *Toxorhynchites (Lynchiella) theobaldi* (Diptera: Culicidae) en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Rev. Soc. Entomol. Argent. 53 (1-4): 120.

CAMPOS, R. E. 1997. Comportamiento estacional de dos especies de *Anopheles* (Diptera: Culicidae) en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. Rev. Soc. entomol. Arg. 56: 31-33.

CAMPOS, R. E. & L. P. LOUNIBOS. 1999. *Eryngium* spp. (Umbelliferae) as phytotelmata and their *Culex (Culex)* inhabitamts in temperate Argenetina. J. Amer.Mosq. Control Assoc. 15 (4): 493-499.

CAMPOS, R. E. & A. MACIA. 1996. Observaciones bioecológicas de una población natural de *Aedes aegypti* en la Provincia de Buenos Aires, Argentina (Diptera: Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Arg. 55: 67-72

CAMPOS, R. E. & A. MACIA. 1998. Culicidae. En: *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Una perspectiva biotaxonómica*. J. J. Morrone y S. Coscarón (Dirs.). Ediciones Sur, La Plata, pp. 291-303.

CAMPOS, R. A., A. MACIÁ & J. J. GARCÍA. 1993. Fluctuaciones estacionales de culícidos (Diptera) y sus enemigos naturales en zonas urbanas de los alrededores de la Plata, Provincia de Buenos Aires. Neotrópica, 39 (101-102): 55-66.

CAMPOS, R. E., A. MACIÁ & J. J. GARCÍA. 1995. Variación estacional de las poblaciones de *Psorophora* spp. (Diptera. Culicidae) y detección de sus parásitos y patógenos en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. Acta Ent. Chilena 19: 113-121

CARCAVALLO, R.U. & A. MARTINEZ. 1968a. Entomoepidemiología de la República Argentina. Com. Cient. Jta. Invest. Cient. Fzas. Armadas Arg. 13 (1): 1-144.

CARCAVALLO, R.U. & A. MARTINEZ. 1968b. Entomoepidemiología de la República Argentina. Com. Cient. Jta. Invest. Cient. Fzas. Armadas Arg. 13 (1): 145-341.

CARCAVALLO, R.U., S.I. CURTO DE CASAS & J.J. BURGOS. 1995. Blood Feeding Diptera: Epidemiological significance and relation to the climate change. Entomol. y Vect. 2 (2-3):

CASAL, O. H. 1963. Comentarios acerca de la revalidación de *"Culex (Melanoconion) clarki "* Evans (Diptera: Culicidae). Rev. Brasil. Biol., 25 (3(: 317-320.

CASAL, O. H. & M. GARCIA. 1967a. *Culex (Culex) castroi*, una nueva especie de la República Argentina (Diptera, Culicidae). Physis 26 (73): 451-457.

CASAL, O. H. & M. GARCIA. 1967b. *Culex (Culex) hepperi* nueva especie del delta bonaerense del río Paraná (Diptera: Culicidae). Physis 27 (74): 87-94.

CASAL, O. H. & M. GARCIA. 1968. *Culex (Culex) eduardoi*, una nueva especie de la República Argentina (Diptera, Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 30 (1-4): 105- 111.

CASAL, O. H. & M. GARCIA. 1970. Los tipos de tres especies descriptas por Juana Petrocchi (Diptera: Culicidae). Physis 28 (76): 123-125.

CASAL, O. H. & M. GARCÍA. 1971. *Culex (Culex) tatoi*, una nueva especie de la República Argentina (Diptera: Culicidae) Physis 30 (81): 631-635.

CASTRO, M. 1959 (1960). Notas sobre Culicidae argentinos (Diptera) II- Actualización sistemática. Primeras J. Entomoepidem. Argent.: 173-176.

CASTRO, M. & M. BRESANELLO. 1952. Revisión de las especies de «*Taeniorrhynchus (Rhynchotaenia)*» (Dipt. Cul.). Rev. Bras. Biol. 12 (3): 229-246.

CASTRO, M. & M. GARCIA. 1959 (60). Notas sobre Culicidae argentinos (Diptera). Primeras J. Entomoepidem. Argent.: 599-602.

CASTRO, M., M. GARCIA & M. D. BRESANELLO. 1959 (60). Diptera, Culicidae, Culicinae. Primeras J. Entomoepidem. Argent. 2: 547-662.

DÁLMEIDA, J.M. & H. DE S. LOPES. 1983. Sinantropia de Dipteros Caliptratos (Calliphoridae) no Estado do Rio de Janeiro. Arq. Univ. Fed. Rural Rio de J. Itaguaí 6: 31-38.

DARSIE, R. F. & C. J. MITCHELL. 1985. The Mosquitoes of Argentina. Parts I and II. Mosq. Syst. 17: 153-360.

DEAR, J. 1979. A revision of the Toxotarsinae (Diptera, Calliphoridae). Pap. Avulsos Zool. 32 (13): 145-182.

DEAR, J. 1985. A revision of the New World Chrysomyini (Diptera, Calliphoridae). Revta. bras. Zool. 3:109-169.

DEL PONTE, E. 1940. Descripción de la terminalia macho de *Anopheles annulipalpis* L. Arr. (Dipt. Culicidae). Rev. Inst. Bacteriol. 9 (5): 602-603 + 6 figs.

DEL PONTE, E. 1958. *Manual de Entomología Médica y Veterinaria Argentina*. Librería El Colegio, Buenos Aires, 349 pp.

DEL PONTE, E.& M. P. CASTRO. 1951. *Aedes* y *Psorophora* (Diptera: Culicidae) hallados en un

barco extranjero en el Puerto de La Plata (Buenos Aires). Physis 20 (58): 263-271.

DEL PONTE E. & M. P. CASTRO. 1952. Las especies argentinas de *Psorophora (Psorophora)* (Diptera: Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 15: 211-230.

DEL PONTE, E., M.P. CASTRO & M. GARCIA, 1951. Clave para las especies de *Psorophora* y *Aedes* de la Argentina y comarcas vecinas. Diagnosis de *Ae. raymondi* n.sp. (Diptera: Culicidae). An. Soc. Cient. Argent. : 228-243.

DURET, J. P. 1950a. Lista de los mosquitos de la República Argentina. Rev. Soc. Entomol. Argent. 14 (3): 297-318.

DURET, J. P. 1950b. Contribución al conocimiento de la distribución geográfica de los culícidos argentinos. Parte II. (Diptera: Culicidae). Rev. San. Mil. Argent. 50: 64-72.

DURET, J. P. 1951a. Contribución al conocimiento de la distribución geográfica de los culícidos argentinos. Parte III. (Diptera: Culicidae). Rev. San. Mil. Argent. 50 (2): 117-211

DURET, J. P. 1951b. Contribución al conocimiento de la distribución geográfica de los culícidos argentinos. Parte IV. (Diptera: Culicidae). Rev. San. Mil. Argent. 50 (3): 372-388.

DURET, J. P. 1952. Nueva contribución al conocimiento de la distribución geográfica de los culícidos argentinos. Rev. San. Mil. Argent. 5: 345-356.

DURET, J. P. 1953a. Las especies Argentinas de *Culex Melanoconion* (Diptera: Culicidae). I. Introducción. Rev. Soc. Entomol. Argent. 16 (3): 67-76.

DURET, J. P. 1953b. Notas sobre *Culex* argentinos. (Diptera: Culicidae). Rev. San. Mil. Argent. 52 (2): 272-278.

DURET, J. P. 1954. Las especies Argentinas de *Culex Melanoconion* (Diptera: Culicidae). VII. Rev. Soc. Entomol. Argent.: 99-131.

DURET, J. P. 1969. Contribución al conocimiento de los *Culex* del Paraguay (Diptera: Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent., 31 (1-4): 3-13.

DYAR, H. G. 1928. The Mosquitoes of the Americas. Pub. N° 387. Carnegie Inst., Washingron, D.C., 616 pp.

EDWARDS, F. W. 1930. Diptera of Patagonia and South Chile based mainly on material in British Museum (Natural History). Part II. Fascicle 3. Bibionidae, Scatopsidae, Cecydomiidae, Cilicidae, Thaumelidae (Orphnephilidae), Anisopodidae (Rhyphidae). British Mus. (Nat. Hist.), London, p 77-119.

FARAN, M. E. 1980. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae) XXXIV. A revision of the *Albimanus* Section of the subgroup *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. Contr. Amer. Entomol. Inst. 15 (7): 1-215.

FURLANETTO, S:M:P., M.L. C. CAMPOS, C.M. HÁRSI, G.M. BURALLI & G.K. ISHIHATA. 1984. Microorganismos enteropatógenos em moscas africanas pertencentes ao género *Chrysomya* (Diptera, Calliphoridae) no Brasil. *Rev. Microbiol.* 15: 170-174.

GARCIA, M. 1952. Consideraciones generales sobre el género *Cochliomyia* TOWNSEND, 1916 y descripción de *C. fontanai* n. sp. (Diptera, Calliphoridae). Publ. Inst. Reg. Ent. San. 1-3: 68-80.

GARCÍA, J.J., R. E. CAMPOS & A. MACIÁ. 1995. Observaciones ecológicas sobre *Mansonia indubitans* y *Ma. titillans* (Diptera, Culicidae) y sus enemigos naturales en Punta Lara, Argentina. Rev. Soc. Entomol. Argent. 54 (1-4): 43-50.

GARCIA, M. & O. H. CASAL. 1964 (65). Descripción de tres pupas de mosquitos neotropicales (Diptera: Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 27: 5-10.

GARCIA, M. & O. H. CASAL. 1965. Culicidae (Diptera) del Delta del Paraná II. Apuntes sistemáticos y biológicos. Delta del Paraná 5 (8): 5-16.

GARCÍA, J. J. & M. V. MICIELI. 2000. Estacionalidad poblacional de los estados inmaduros de *Aedes albifasciatus* (Diptera: Culicidae) en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Rev. Biol. Trop. 48 (2/3): 623-628.

GARCÍA, M. & R. A. RONDEROS. 1962. Mosquitos de la República Argentina. I. Tribu Anophelini (Diptera: Culicidae). An. Com. Invest. Cient. Prov. Buenos Aires 3: 103-212.

GONZÁLEZ MORA, D. & S.V. PERIS, 1988. Los Calliphoridae de España: 1: Rhiniinae y Chrysomyinae. Eos 64: 91-139.

GONZÁLEZ MORA, D., S.V. PERIS Y J.C. MARILUIS. 1998. Notas sobre la taxonomía y distribución del género *Compsomyiops* Townsend. 1918 (Diptera,Calliphoridae). Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. 94 (1-2):15-21.

GREENBERG, B. 1971. *Flies and disease*, vol.1. Princeton University Press, 856 pp.

GREENBERG, B. 1973. *Flies and disease*, vol. 2. Princeton University Press, 447 pp.

GREENBERG, B. 1988. *Chrysomya megacephala* (F.) (Diptera: Calliphoridae) collected in North America and notes on *Chrysomya* species present in the New World. J. Med. Entomol.. 25: 199-200.

GREGOR, F. & D. POVOLNY. 1958. Versuch einer Klassifikation der synanthropen Fliegen. J. Hyg. Epid.Microbiol.Inmun. 2: 205-216.

GUIMARAES, J.H., A. DO PRADO & G.M. BURALLI. 1979. Dispersal and distribution of three newly introduced species of *Chrysomya* Robineau-Desvoidy in Brazil (Diptera: Calliphoridae). Rev.Bras.Entomol. 23: 245-255.

GUIMARAES, J.H., A. DO PRADO & A.X. LIHNARES. 1978. Three newly introduced blowflies species in southern Brazil. Rev.Bras. Ent. 22: 53-60.

HALL, D.G. 1948. The blow flies of North America. Ann. Ent. Soc. Amer. 4: 1-477.

HANSKY, I. 1977. Biogeography and ecology of carrion flies in Canary Islands. Ann. Entomol.. Fenn. 43: 101-107.

HARBACH, R. E., CH. DAHL & G. B. WHITE. 1985. *Culex (Culex) pipiens* Linnaeus (Diptera: Culicidae): concepts, Type designation and description. Proc. Entomol. Soc. Wash. 87 (1): 1-24.

HARBACH, R. E., W. L. JAKOB & E. L. PEYTON. 1986. Recognition of *Culex bidens* Dyar, and *Culex interfor* Dyar (Diptera: Culiciade). as separate species. Mosq. Syst. 18 (2): 139-144.

HARBACH, R. E. & K. L. KNIGTH. 1980. *Taxonomist'*

glossary of mosquito anatomy. Marlton, Plexus Pub. Inc., 415 pp.

HARBACH, R. E. & E. L. PEYTON. 1993. Morphology and evolution of the maxilla and its imprtance in the classification of the Sabethini (Diptera: Culicidae) Mosq. Syst. 25 (1): 1-15.

JAMES, M. T. 1970. Family Calliphoridae. En: N. Papavero (Ed.). *A catalogue of the diptera of the Americas south of the United States*. 102: 1-28.

KANO, R. & S. SHINAGOGA. 1968. Calliphoridae (Insecta). Fauna Japón 1-181.

KNIGHT, K. L. 1978. Suplement to a catalog of the mosquitoes of the world. Thomas Say Foundation. Entomol. Soc. Am. Suppl. Vol 6, 107 pp.

KNIGHT, K. L. & A. STONE. 1977. A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae). 2nd. Thomas Say Foundation. Entomol. Soc. Am. 6: 1-611.

KURAHASHI, H. 1967. Studies on the calypterate muscoid flies from Japan. VI. Revision of the ribes Bengaliini and Poleniini of the subfamily Calliphorinae and the subfamilies
Chrysomyiinae and Rhiniinae (Diptera, Calliphoridae). *Sci. Rep. Kanazawa Univ.* 12: 255-302.

LANE, J. 1953. Neotropical Culicidae. Vol. I and II. Univ. Sao. Paulo, Brasil. 1112 pp.

LINTHICUM, K. J. 1988. A revision of the *Argyritarsis* Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles* (Diptera: Culicidae). Mosq. Syst. 20: 101-271.

LYNCH ARRIBALZAGA, F. 1878. Descripción de tres nuevos Culicidae de Buenos Aires. El Nat. Arg. 1: 149-152.

LYNCH ARRIBALZAGA, F. 1891a. Dipterología argentina. Culicidae. Rev. Mus. La Plata, 1: 345-375.

LYNCH ARRIBALZAGA, F. 1891b. Ibidem, 2: 133-174

MACIÁ, A., J. J. GARCÍA & R. E. CAMPOS. 1997. Variación estacional de tres especies de *Culex* (Diptera: Culicidae) y sus parásitos y patógenos en Punta Lara, provincia de Buenos Aires, Argentina. Rev. Biol. Trop. 44 (3) / 45 (1): 267-275.

MARILUIS, J.C. 1982. Contribución al conocimiento de los Calliphoridae de Argentina. Opera Lilloana. 23:1-59.

MARILUIS, J.C. & E.F. GUARNERA. 1983. Miasis producida por *Phaenicia sericata* (Meigen, 1826) (Calliphoridae, Luciliini). Rev. Soc. Entomol.. Argent. 42(1-4): 143-147.

MARILUIS, J.C., D. GONZÁLEZ MORA Y S.V. PERIS. 1994a. Consideraciones sobre el género *Paralucilia* Brauer y Bergenstamm, 1891 (Diptera, Calliphoridae). Bol. R .Soc. Esp. Hist. Nat. (ser.Biol.). 91 (1-4) 15-18.

MARILUIS, J.C., D. GONZÁLEZ MORA Y S.V. PERIS. 1994b. Notas sobre las *Phaenicia* Robineau-Desvoidy, 1863 de América del Sur (Diptera, Calliphoridae). Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. (Sec.Biol.). 91 (1-4) 23-33.

MARILUIS, J.C., M.C. LAGAR & E.J. BELLEGARDE. 1989. Diseminación de enteroparásitos por Calliphoridae (Insecta, Diptera). Mem. Inst. Oswaldo Cruz 84: 349-351.

MARILUIS, J.C. & S.V. PERIS. 1984. Datos para una sinopsis de los Calliphoridae Neotropicales. Eos 60: 67-86.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1986. Ecología de una taxocenosis de Calliphoridae del área platense (Provincia de Buenos Aires) (Insecta, Diptera). Ecosur 12/13 (23/24): 81-91.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1989. Ecology of the blow flies of an eusynanthropic habitat near Buenos Aires.Eos 65: 93-101.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1996. Importancia sanitaria de los dípteros califóridos. En: *Dípteros Plaga de Impotancia Económica y Sanitaria*. Serie de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria Nro. 20: 59-66.

MARTINEZ, A., A. F. PROSEN & R. U. CARCAVALLO. 1959. Algunos culícidos interesantes de la R. Argentina (Diptera: Culicidae). An. Inst. Med. Reg. 5 (1): 109-120.

MELLO, R. P. de 1968. Contribuicao ao estudo do género *Paralucilia* Brauer & Bergenstamm, 1891 (Diptera, Calliphoridae). Revta. bras. Biol. 28: 117-192.

METTLER, N.E. & J. CASALS. 1971. Isolation of St. Louis Encephalitis virus from man in Argentina. Acta Virológica 15: 148-154.

METTLER, N.E., A.S. FERNANDEZ, A.M. SCHETTINO, M.I. DI SANTO & D.A. PARDO. 1983. Infecciones humanas por Flavivirus en Tandil. Rev. AMA 96: 105-107.

NUORTEVA, P. 1963. Synanthropy orf blowflies (Dipt. Calliphoridae) in Finland. Ann.Zool. Fenn. 8: 547-553.

OPS. 1995. Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control. Publicación Científica Nro. 548, Washington, D.C. 109 pp.

OUSSET, J., M. USTARAN, J.E. de LOMBARDO & B. LOMBARDO. 1965 (67). Erradicación del *Aedes aegypti* en la Argentina. Segundas. J. Entomoepidem. Argent. II: 81-88.

PERIS, S.V. & D. GONZÁLEZ-MORA. 1989. About *Calliphora* and its allies (Diptera). Eos 65: 165- 201.

PERIS, S.V. & D. GONZÁLEZ-MORA. 1991. Los Calliphoridae de España, III Luciliini (Diptera). Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. (ser.Biol.), 87 (1-4): 187-207.

PETROCCHI, J. 1925. Descripción de un nuevo *Anopheles*. Rev. Inst. Bacteriol. 4: 69-75.

PROSEN, A.F., A. MARTINEZ & R. U. CARCAVALLO. 1960. La familia Culicidae (Diptera) en la ribera fluvial de la Provincia de Buenos Aires. An. Inst. Med. Reg. 5(2): 257-261.

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 cetain subgenera. J. Am. Mosq. Assoc. 16: 175-188.

RONDEROS, R. A. & A. O. BACHMANN. 1963. Mansoniini neotropicales. I. (Diptera: Culicidae). Rev. Soc. Entomol. Argent. 26: 57-65.

RONDEROS, R. A., J. A. SCHNACK & A. MACIA. 1992. Composición y variación estacional de una

taxocenosis de Culicidae del ecotono subtropical pampásico (Diptera: Culicidae). Graellsia 48: 3-8

ROSA FREITAS, M. G. &. M. DEANE. 1989. The neotype of *Anopheles albitarsis* (Diptera: Culicidae). Mem. Inst. O. Cruz 84 (3): 289-302.

ROSSI, G. C. 1993. Ginandromorfismo en *Culex (Culex) maxi* (Diptera: Culicidae). Neotropica 39: 72.

ROSSI, G. C. 1995. Culícidos nuevos para las provincias de Entre Ríos y Corrietnes. Re. Soc. Entomol. Argent. 54 (1-4): 97-98.

ROSSI, G. C. 2000. Las especies de mosquitos (Diptera: Culicidae) de la Provincia de Buenos Aires. Rev. Soc. Entomol. Argent. 59 (1-4): 141-148.

SABATTINI, M.S., G. AVILES & T.P. MONATH. 1998a. Historical, epidemiological and ecological aspects of arboviruses in Argentina: Flaviviridae, Bunyaviridae and Rhabdoviridae. En: A.P.A. Travassos da Rosa, P.F.C. Vasconcellos and J.F.S. Travassos da Rosa (Eds.). *An overview of Arbovirology in Brazil and neighbouring countries.* Instituto Evandro Chagas, Belém, Pará, Brazil, pp. 113-134.

SABATTINI, M.S., G. AVILES & T.P. MONATH. 1998b. Historical, epidemiological and ecological aspects of arboviruses in Argentina: Togaviridae, *Alphavirus*. En: A.P.A. Travassos da Rosa, P.F.C. Vasconcellos and J.F.S. Travassos da Rosa (Eds.). *An overview of Arbovirology in Brazil and neighbouring countries.* Instituto Evandro Chagas, Belém, Pará, Brazil, pp. 135-153.

SALLUM, M. A. M., W. R. ALMIRÓN & O. P. FORATTINI. 1996. *Culex (Culex) interfor* Dyar (Diptera: Culicidae) morphological description including previously unknuwn life stages. Mem. Inst. O. Cruz (R. J.) 91 (5): 563-570.

SCHNACK, J.A. & J.C. MARILUIS. 1995. Present status of *Chrysomya* blow flies (Diptera: Calliphoridae) in Argentina. J.Vector Ecol. 20(2): 189-194.

SEBASTIAN, A., M.M. SEIN, M.M. THU & P.S. CORBET. 1990. Supression of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) using augmentative release of dragonfly larva (Odonata: Libellulidae) with community participation in Yangon, Myanmar. Bull.ent.Res. 80: 223-232.

SEBASTIAN, A., M.M. SEIN, M.M. THU & P.S. CORBET. 1991. Supression of the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) by augmentative release of the dragonfly, *Crocothemis servilia* (Drury) (Odonata: Libellulidae). Opusc. zool. flumin. 72: 1-5.

SERVICE, M.W. 1993. Mosquitoes (Culicidae). En: R.P. Lane & R.W. Crosskey (Eds.). *Medical Insects and Arachnids.* Chapman & Hall, London, pp.120-240.

SHANNON, R. & DEL PONTE. 1926. Sinopsis parcial de los Muscoideos Argentinos.Rev. Inst. Bact. B.Aires 4 (5): 1-48.

SIRIVANAKARN, S. & W. L. JACOBS. 1981. Notes on the distribution of *Culex (Melanoconion)* mosquitos in NW Argentina (Diptera: Culicidae). Mosq. Syst. 13 (2): 195-200.

UMANA, A. C., R. L. HEREDIA & J. C. SIQUOT. 1959 (60). Estudios sobre el *Anopheles (N.) albitarsis* en la Argentina (Nota previa). Primeras J. Entomoepidem. Argent.: 609-618.

WARD, R. A. 1984. Second supplement to "A catalog of the mosquitoes of the World (Diptera:" Culicidae). Mosq. Syst. 16: 227-270.

WELLS, J.D. 1992. *Chrysomya rufifacies* (Macquart): An introduced blow fly and its effects on the native *Cochliomyia macellaria*. Ph.D. Thesis, University of Illinois at Chicago, 101 pp.

ZAVORTINK, T. J. 1979. A. A reclassification of the Sabethine genus *Trichoprosopon*. Mosq. Syst. 11 (4): 155-257.

ZUMPT, F., 1965. *Myiasis in man and animals in the Old World.* Butterworths, London: 267 págs.

Versión Electrónica

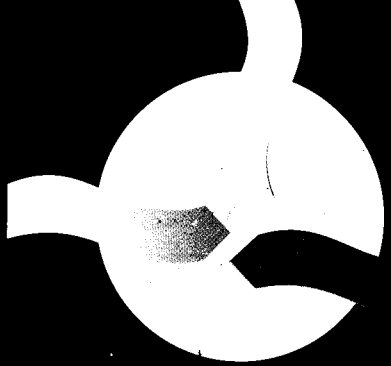
Justina Ponte Gómez

División Zoología Vertebrados

FCNyM

UNLP

Jpg_47@yahoo.com.mx



SECRETARIA DE POLITICA AMBIENTAL

Provincia de Buenos Aires

Calle 12 e/ 53 y 54. Torre 11 - Piso 14. Tel. (0054221) 4295524/5548. Telefax: 429-556
1900 La Plata . Provincia de Buenos Aires, Argentina