

00377



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

**POSGRADO EN CIENCIAS  
BIOLÓGICAS**

**FACULTAD DE CIENCIAS**

DEPREDACIÓN DE UNA NUEVA ESPECIE DEL  
GÉNERO *Piona* (ACARI: HYDRACHNIDIA) SOBRE  
LARVAS DE *Culex restuans* Theobald, 1901  
(DIPTERA: CULICIDAE).

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

**MAESTRO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS  
(BIOLOGÍA AMBIENTAL)**

**P R E S E N T A**

**BIÓL. CARLOS HUMBERTO MARÍN HERNÁNDEZ**

DIRECTORA DE TESIS: DRA. CRISTINA CRAMER HEMKES

MÉXICO, D.F.



COORDINACIÓN

NOVIEMBRE, 2004



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MEXICO

## POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS COORDINACIÓN


Ing. Leopoldo Silva Gutiérrez  
Director General de Administración Escolar, UNAM  
Presente

Por medio de la presente me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 29 de octubre del 2004, se acordó poner a su consideración el siguiente jurado para el examen de grado de Maestría en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental) del(a) alumno(a) **Marín Hernández Carlos Humberto**, con número de cuenta **94217094** con la tesis titulada: "**Depredación de una nueva especie del género Piona (Acari: Hydrachnidia) sobre larvas de Culex restuans Theobald, 1901 (Diptera: Culicidae)**", bajo la dirección del(a) Dra. Cristina Cramer Hemkes.

Presidente:	Dra. Ana Hoffmann Mendizábal
Vocal:	Dra. Tila María Pérez Ortiz
Secretario:	Dra. Cristina Cramer Hemkes
Suplente:	Dr. Joaquín Bueno Soria
Suplente:	Dr. Humberto Quiroz Martínez

Sin otro particular, quedo de usted.

Atentamente  
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
Cd. Universitaria, D.F. a, 17 de noviembre del 2004

  
Dr. Juan José Morrone Lupi  
Coordinador del Programa

c.c.p. Expediente del interesado

## RECONOCIMIENTOS

Esta tesis se realizó bajo la dirección de la Dra. Cristina Cramer Hemkes en el laboratorio de Acarología “Anita Hoffman” de la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Para la realización de mi trabajo de investigación goce de la beca otorgada por la Dirección General de Estudios de Posgrado (DGEP), así como por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), con número de registro 172987.

El apoyo al trabajo de investigación así como el apoyo para la terminación de la tesis fue proporcionado por el proyecto IN218403 que se encuentra dentro del Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT) de la Universidad Nacional Autónoma de México.

El comité tutorial que asesoró el desarrollo de esta tesis estuvo formado por:

Dra. Cristina Cramer Hemkes

Dra. Ana Hoffmann Mendizábal

Dr. Humberto Quiroz Martínez

Este trabajo esta dedicado  
a la memoria de mi abuelo

RICARDO

Si logre ver más allá  
que mis antecesores  
es porque me subí en los  
hombros de gigantes

*Isaac Newton*

## **AGRADECIMIENTOS**

A mis amigos: Ethel, Sara, Armando, Emmanuel, Laura, Donaji y Yadira por su amistad.

A la Dra. Cristina Cramer por su apoyo y confianza así como por sus enseñanzas para mi formación como investigador y persona.

A la Dra. Ana Hoffmann por su apoyo para la realización de la tesis.

Al Dr. Humberto Quiroz Martínez por sus consejos y enseñanzas.

A la Dra. Tila María Pérez por las críticas a este trabajo

Al Dr. Joaquín Bueno por sus comentarios y criticas para este trabajo

A mis compañeros y amigos del Laboratorio de Acarología: Arelí, Mely, Karla, Marcia, Tatiana, Lauris, Francisco, Issel, Olga, Lucio, Selene, Juan, Carmen, Rafa y Gerardo por su apoyo y amistad.

A Carla y Sofia por ser mis amigas, no importando las distancias y apoyarme en los momentos difíciles.

A Ary, Ale, Pablo y Abraham por su apoyo y amistad.

A mis padres y hermano que siempre han estado conmigo.

A la DGEP y al CONACYT por el apoyo económico brindado.

Al proyecto PAPIIT (IN218403) por el apoyo dado para este trabajo de investigación.

## CONTENIDO

RESUMEN.....	1
SUMMARY.....	3
I. INTRODUCCIÓN.....	5
II. OBJETIVOS.....	7
III. ANTECEDENTES.....	8
1. DEPREDACIÓN EN SISTEMAS ACUATICOS.....	8
2. DIPTERA (CULICIDAE).....	13
2.1 Generalidades de <i>Culex restuans</i> Theobald, 1901	
2.1.1 Distribución geográfica	
2.1.2 Hábitat	
2.1.3 Importancia médica	
3. EL POTENCIAL DE LOS ÁCAROS COMO AGENTES DE CONTROL BIOLÓGICO DE MOSQUITOS.....	23
4. ÁCAROS ACUÁTICOS.....	28
4.1 Generalidades	
4.2 Parasitismo	
4.3 Depredación	
IV. METODOLOGÍA.....	43
1. AREA DE COLECTA	
1.1 Localización y descripción de la zona de estudio	
2. TRABAJO DE CAMPO	
2.1 Colecta de <i>Piona</i> sp.	
2.2. Colecta de <i>Culex restuans</i> Theobald, 1901	
3. TRABAJO DE LABORATORIO	
3.1 Mantenimiento de <i>Piona</i> sp.	
3.2 Mantenimiento de larvas de <i>Culex restuans</i>	
4 DESARROLLO EXPERIMENTAL	
4.1 Estadios larvarios de <i>Culex restuans</i> atacados por <i>Piona</i> sp.	
4.2 Capacidad depredadora de <i>Piona</i> sp.	
4.3 Ciclo de vida de <i>Piona</i> sp.	
V. RESULTADOS.....	57
1. ESTADIOS LARVARIOS DE <i>Culex restuans</i> ATACADOS POR <i>Piona</i> sp.	
2. CAPACIDAD DEPREDADORA DE <i>Piona</i> sp.	
3. DEPREDACIÓN DE LAS NINFAS Y ADULTOS	
4. CICLO DE VIDA DE <i>Piona</i> sp.	
VI. DISCUSIÓN.....	64
VII CONCLUSIONES.....	72
VIII. BIBLIOGRAFÍA.....	74
IX. APÉNDICE.....	83

## ÍNDICE DE CUADROS

	Pág
1. Especies de depredadores acuáticos.....	9
2. Depredadores y parásitos de estadios larvarios de mosquitos en México.....	12
3. Artrópodos hematófagos a los que se les ha aislado el Virus del Oeste del Nilo.....	18
4. Familias de ácaros asociadas a mosquitos según Smith (1983).....	23
5. Ácaros depredadores de estados de desarrollo de mosquitos.....	25
6. Embarcaderos turísticos de la delegación Xochimilco.....	49
7. Depredación promedio de las ninfas y adultos de <i>Piona</i> sp. sobre los tres primeros estadios de <i>Culex restuans</i> después de una exposición de 24 horas.....	57
8. Valores calculados de H y nivel de significancia obtenidos, para los tres primeros estadios larvarios de <i>Culex restuans</i> a través de la prueba de Kruskal-Wallis.....	58
9. Comparación del promedio de larvas consumidas, para cada una de las densidades a las que fueron expuestos cada estado de desarrollo de <i>Piona</i> sp.....	58
10. Valores obtenidos a partir de la regresión lineal sobre las larvas de <i>Culex restuans</i> para los tres estados de desarrollo de <i>Piona</i> sp.....	59
11. Valores obtenidos a partir del modelo de Holling (1959) y Rogers (1972) sobre larvas de <i>Culex restuans</i> en el caso de las ninfas.....	59
12. Valores calculados de H y nivel de significancia obtenidos, para cada densidad larval a través de la prueba de Kruskal-Walli.....	60
13. Valores obtenidos a partir del modelo de Holling (1959) y Rogers (1972) sobre larvas de <i>Aedes aegypti</i> .....	67
14. Capacidad de búsqueda de insectos y ácaros acuáticos con el modelo de Rogers...68	
15. Número de presas consumidas para cada una de las repeticiones de las ninfas y adultos de <i>Piona</i> sp.....	98

## ÍNDICE DE FIGURAS

1. Distribución de la familia Flaviviridae según el Centro de Control y Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos de América (CDC).....	16
2. Transmisión del Virus del Oeste del Nilo según el Centro de Control y Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos de América (CDC).....	17
3. Estados de la República Mexicana en los cuales se ha encontrado <i>Culex restuans</i> (Según Ibáñez-Bernal y Martínez-Campos, 1994).....	20
4. Ciclo de vida de <i>Culex restuans</i> .....	20



5. Vista ventral de un ácaro acuático (Modificado de Smith y Cook, 1991).....	32
6. Ciclo de vida de <i>Hydrachna globosa</i> , fase parásita dentro del agua (Modificada de Böttger, 1972).....	36
7. Ciclo de vida de <i>Limnochares aquatica</i> , fase parásita que no ocurre dentro del agua (Modificado de Böttger, 1972).....	37
8. Ciclo de vida de <i>Limnesia maculata</i> , fase parásita que ocurre fuera del agua (Modificado de Böttger, 1972).....	37
9. <i>Hydrachna conjecta</i> , alimentándose de huevecillos de <i>Sigara striata</i> según Davids, (1973).....	41
10. <i>Arrenurus maculator</i> alimentándose de un ostrácodo según Gledill (1985).....	41
11. <i>Hydrodroma despiciens</i> alimentándose (A) y perforando (B) los huevecillos de quironómidos (Modificado de Wiles, 1982).....	42
12. Lago de Xochimilco.....	44
13. Embarcadero Belem.....	45
14. Localización de Zona de Colecta.....	47
15. Forma en que <i>Piona</i> sp. nov. sujeta a las larva de <i>Aedes aegypti</i> .....	61
16. Larva de <i>Aedes aegypti</i> después de haber sido consumida por <i>Piona</i> sp. nov.....	61
17. Promedio de huevecillos puestos por cada hembra.....	92
18. Número de huevecillos puestos por hilera para cada una de las hembras.....	93
19. Número de hojas en las cuales ovipositaron las hembras.....	94
20. Porcentaje de eclosión para los huevecillos de cada una de las hembras.....	95
21. Tasa de eclosión de los huevecillos para cada una de las hembras.....	96
22. Número de días que transcurrieron desde la colecta hasta la puesta de los huevecillos.....	97

## ÍNDICE DE GRÁFICAS

1. Depredación de las ninfas de <i>Piona amimitli</i> sobre larvas de primer estadio de <i>Culex restuans</i> .....	84
2. Depredación de las hembras de <i>Piona amimitli</i> sobre larvas de primer estadio de <i>Culex restuans</i> .....	85
3. Depredación de los machos de <i>Piona amimitli</i> sobre larvas de primer estadio de <i>Culex restuans</i> .....	86

4. Representación grafica de los resultados de la capacidad de depredación de las ninfas de <i>Piona amimitli</i> (Acari: Hydrachnidia) analizados mediante la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de <i>Cx. restuans</i> (A) y <i>Ae. aegypti</i> (B).....	87
5. Representación grafica de los resultados de la capacidad de depredación de las hembras de <i>Piona amimitli</i> (Acari: Hydrachnidia) analizados mediante la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de <i>Cx. restuans</i> (A) y <i>Ae. aegypti</i> (B).....	88
6. Representación obtenidos de la depredación de los machos de <i>Piona amimitli</i> (Acari: Hydrachnidia) con la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de <i>Cx. restuans</i> (A) y <i>Ae. aegypti</i> (B).....	89
7. Porcentaje de depredación de <i>Piona amimitli</i> (Acari: Hydrachnidia) sobre larvas de <i>Cx. restuans</i> (A) y <i>Ae. aegypti</i> (B).....	90
8. Promedio de huevecillos nacidos por hembra de <i>Piona amimitli</i> conforme avanza el tiempo.....	91

## RESUMEN

En México las investigaciones y programas de control biológico se han aplicado por décadas básicamente a la agricultura; sin embargo, la necesidad de evaluar otros medios de control sobre mosquitos nocivos a la salud, ha ido cobrando cada vez más importancia. Se ha propuesto para el desarrollo de estos programas, estudiar, aprovechar y utilizar las relaciones tróficas que se establecen entre diversos artrópodos acuáticos y los dípteros. Quiróz-Martínez (2000a) menciona con éxito, la evaluación y cuantificación de la capacidad de depredación de insectos bajo condiciones de laboratorio y de campo, planteando la posibilidad de aplicar estos resultados en programas de un manejo integrado de larvas de mosquito, en criaderos naturales y artificiales. A partir de esta información y de la gran necesidad de ofrecer alternativas de disminución de las poblaciones de mosquitos, se plantea esta investigación con una especie de ácaro acuático del género *Piona* (de la cual próximamente se publicará su descripción taxonómica), oriunda de la zona de Xochimilco.

En primer término se evaluó la preferencia alimenticia de las ninfas y adultos de *Piona* sp. sobre los tres primeros estadios larvales de *Culex restuans*, vector potencial del Virus del Oeste del Nilo en América. Posteriormente sobre el estadio larval más atacado, se evaluó la capacidad de depredación de éste ó capacidad de búsqueda ( $a'$ ) y el tiempo de manipuleo ( $T_h$ ), a partir de los modelos de Holling (1959) y Rogers (1972). Además se calcularon algunos índices reproductivos.

Al aplicar la prueba de Kruskal-Wallis, se vio que los datos de depredación son más significativos para el primer estadio larval tanto para ninfas como para adultos.

Asimismo se observó que todos los estados de desarrollo de *Piona* sp. presentaron una alta capacidad de búsqueda ( $a'$ ) sobre larvas de primer estadio de *Cx. restuans* tanto para el modelo de Holling como para el Rogers; alcanzando con estos resultados, el valor más alto hasta ahora registrado bajo condiciones de laboratorio según Pérez-Serna *et al* (1997).

Todos los estados de desarrollo de *Piona* sp. presentaron un tiempo de manipuleo ( $T_h$ ) de sus presas menor a los citados por Marín-Hernández (2002) sobre larvas de primer estadio de *Aedes aegypti*.

Los índices reproductivos de *Piona* sp. indican que el número de huevecillos fue de 24-16, el porcentaje de eclosión de 0-100%, la tasa de eclosión ( $T$ ) fue de 16 días, la tasa de multiplicación generacional ( $Ro$ ) fue de 39.09 huevecillos y la tasa instantánea de crecimiento ( $r$ ) de 0.229 progenies por hembra.

Estos resultados nos indican que algunas especies de ácaros acuáticos pueden tener un impacto muy alto como depredadores dentro de su hábitat, y probablemente no solo sobre larvas *Aedes aegypti*, sino también sobre larvas de *Culex restuans*.

## SUMMARY

In Mexico the investigations and biological control programs have been applied per decades basically to agriculture; nevertheless, the need to evaluate other means of control on injurious mosquitoes to the health, has been received more importance. For the development of these programs, was proposed to study, to be useful and to use the trophic relations that are established between the aquatic arthropods and the mosquitoes. Quiroz-Martinez (2000a) mentions successfully, the evaluation and quantification of the predatory capacity of insects under field and laboratory conditions, raising the possibility of applying these results in programs of an integrated management of mosquito larvae, in natural and artificial deposits. From this information and of the necessity to offer new alternatives of diminution of the populations of mosquitoes, this investigation appears with specie of water mite of genus *Piona* (soon that taxonomic description will be published), native of the lake of Xochimilco.

First the preference of the nymphs and adults of *Piona* sp. was evaluated on the first three larval instars of *Culex restuans*, potential vector of the West Nile Virus in America. Later on the larval instar more attacked, was evaluated the predatory capacity or search capacity ( $\acute{a}$ ) and the time handling ( $T_h$ ), using the Holling's (1959) and Rogers's (1972) models. In addition some reproductive rates were calculated.

Applying the test of Kruskal-Wallis, the results indicated that the predation was more significant for the first larval instar as much for nymphs as for adults.

Also it was observed that all the states of development of *Piona* sp. (adults and nymphs) presented a high search capacity ( $\acute{a}$ ) on larvae of first instar of *Cx. restuans* for Holling's and Rogers's models; reaching with these results, the highest value until now registered under conditions of laboratory according to Perez-Serna *et al.*(1997).

All the states of development of *Piona* sp. presented a time handling ( $T_h$ ) lesser to mentioned by Marin-Hernandez (2002) on larvae of first instar of *Aedes aegypti*.

The reproductive rates of *Piona* sp. indicated that the number of eggs was from 24-16, the percentage of hatching was from 0-100%, the rate of hatching (t):16 days, the rate

of generational multiplication ( $R_0$ ): 39.09 eggs and the instantaneous rate of growth ( $r$ ): 0.229 progenies by female.

These results indicate to us that some species of water mites can have a very high impact as predators in their habitat, and probably not only on *Aedes aegypti* larvae, but also on larvae of *Culex restuans*.

## I. INTRODUCCIÓN

Algunos de los problemas que tienen que ver con las enfermedades transmitidas por los artrópodos, se generan en gran proporción en los sistemas acuáticos y se asocian principalmente con los mosquitos (Diptera: Culicidae). Estos insectos son los principales vectores del paludismo, dengue, fiebre amarilla, las encefalitis y otras enfermedades virales aún no bien conocidas. Debido a la gran importancia que estos ambientes de agua dulce tienen, a partir de la década de 1980, gracias a la participación y apoyo de la Organización Mundial de la Salud, se incrementó el interés por su estudio y en particular por algunas especies de invertebrados (incluyendo artrópodos acuáticos) que con base en sus relaciones tróficas con los mosquitos pudiesen ser utilizadas, como control biológico de estas poblaciones.

En México las investigaciones y programas de control biológico se han aplicado básicamente a la agricultura; sin embargo, la necesidad de evaluar otros medios de control sobre poblaciones de mosquitos nocivos a la salud, ha ido cobrando cada vez más importancia; por lo que con base en el hecho de que muchos insectos acuáticos se alimentan de estos dípteros, se propone estudiar, aprovechar y utilizar dicha particularidad, dentro de los programas de control biológico de los mismos. Quiróz-Martínez *et al*, (2000b) menciona que ya se ha podido evaluar la capacidad de depredación de insectos bajo condiciones de laboratorio y de campo, y que es posible además, establecer evaluaciones dentro de un manejo integrado de larvas de mosquito, en criaderos naturales y artificiales.

Uno de los atributos principales que debe tener un organismo como agente de control biológico, es una elevada capacidad depredadora; la cual implica un aumento en el consumo de presas conforme se eleva la densidad de estas.

Entre los depredadores de estos mosquitos se encuentran los hidracáridos, organismos que hasta ahora no se han evaluado adecuadamente como posibles controles biológicos a excepción de Marín-Hernández (2002); se sabe que las ninfas y hembras de los ácaros acuáticos son organismos de vida libre y voraces depredadores de invertebrados

como pequeños crustáceos; estadios juveniles de dípteros y otros insectos así como huevecillos de algunos peces (Davids, 1973; Mullen, 1975b; Wiles, 1982; Gledhill, 1985 y Mwangi *et al*, 1985); por lo que a partir de esta información se planteó la necesidad de evaluar la capacidad de depredación, bajo condiciones de laboratorio, de una especie de hidracárido del género *Piona*, originaria de la zona chinampera de Xochimilco, sobre larvas del mosquito *Culex restuans*, transmisor potencial del Virus del Oeste del Nilo, enfermedad que ha ido cobrando mas y mas importancia en los ultimos años.



## II. OBJETIVOS

### OBJETIVO GENERAL.

- Determinar la capacidad depredadora de los estados de ninfa y adulto de una nueva especie del género *Piona* (Acari: Hydrachnidia), en términos de capacidad de búsqueda y tiempo de manipuleo de presa, sobre estadios larvales de *Culex restuans* Theobald, 1901.

### OBJETIVOS PARTICULARES.

- Determinar la preferencia alimenticia para las ninfas y adultos de *Piona* sp. en relación a los tres primeros estadios larvarios de *Culex restuans* Theobald, 1801.
- Comparar entre las ninfas y adultos de *Piona* sp. la capacidad de búsqueda o coeficiente de ataque y tiempo de manipuleo obtenidos a partir de los modelos de respuesta funcional de Holling (1959) y Rogers (1972).
- Determinar el número de huevecillos, porcentaje de eclosión, tasa de eclosión y tasa de fecundidad de *Piona* sp.

### III. ANTECEDENTES

#### 1. DEPRADACIÓN EN SISTEMAS ACUATICOS

La depredación es una de las mayores fuerzas, que influyen en la dinámica de poblaciones, así como en la estructura de las comunidades. Casi siempre se enfoca en el efecto letal que puede ocasionar un depredador, así como en el control que ejerce sobre las poblaciones de la presa, alterando su abundancia y su diversidad. Tiene asimismo efectos indirectos potencialmente importantes sobre la morfología, fisiología, química, historia de vida y comportamiento de la presa (Sih, 1987).

##### *ESTRATEGIAS DE ATAQUE*

Evans (1984) menciona que existen tres formas principales de ataque o comportamiento de caza: a) Buscadores, son los que se mueven constantemente buscando su presa; los ácaros acuáticos del género *Piona* se consideran dentro de esta categoría. b) Acechadores, los que esperan a su presa o si se encuentran enfrente de ella, esperan el momento justo para atacar; hidracáridos del género *Unionicola*. c) Tramperos, son los que construyen una trampa para capturar a su presa, no existen referencias de ácaros acuáticos con este tipo de ataque.

##### *DEPRADADORES ACUÁTICOS*

En los ambientes acuáticos podemos encontrar varias especies de insectos depredadores, de Odonata, Hemíptera, Coleóptera y Díptera como se muestra en el Cuadro (1). Según Quiroz-Martinez *et al.* (2000a) muchas de ellas utilizan diversos estímulos para detectar a sus presas, siendo las vibraciones uno de los estímulos más comunes.

Cuadro 1. Especies de depredadores acuáticos.

<b>Especie</b>	<b>Presa</b>	<b>Referencia</b>
<b>Odonata</b>		
<i>Coenagrion puella</i>	Invertebrados acuáticos	Banks y Thomson, 1987
<i>Ischnura elegans</i>	Invertebrados acuáticos	Banks y Thomson, 1987
<i>Ischnura verticalis</i>	Invertebrados acuáticos	Dixon y Baker, 1987
<i>Ischnura verticalis</i>	Invertebrados acuáticos	Moum y Baker, 1990
<i>Enallagma civile</i>	Larvas de quironómidos	Breene <i>et al.</i> , 1990
<i>Anax imperator</i>	Larvas de quironómidos	Blois-Heulein, 1990
<b>Hemiptera</b>		
<i>Diplonychus indicus</i>	Invertebrados acuáticos	Cloarec, 1991
<i>Gerris remigis</i>	Coleópteros, dípteros, homópteros e himenópteros	McLean, 1990
<b>Coleoptera</b>		
<i>Laccophilus</i> sp.	Larvas de mosquito	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000a
<i>Cybister finbriolatus</i>	Renacuajos	Ideker, 1979
<b>Diptera</b>		
<i>Toxorhynchites</i> spp.	Larvas de mosquitos	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000a
<i>Chaoborus trivittatus</i>	Cladóceros	Pastorak, 1981
<i>Chaoborus americanus</i>	Cladóceros	Spitze, 1985

### PRESAS

La relación depredador-presa ha permitido desarrollar, en la presa, mecanismos o estrategias que le permiten escapar del depredador (Quiroz-Martínez *et al.*, 2000a); al parecer, la presa, según Sih (1987), puede optar por dos tipos de respuestas: una en la que tenga la posibilidad de evitar a los depredadores antes de que ocurra el encuentro con ellos y así disminuir los riesgos implicados; o bien escapar una vez que el depredador la encuentra haciendo contacto con ella; la acción de escapar puede disminuir la oportunidad de que la presa sea atacada, capturada o consumida. Algunos de los atributos que les permiten a las presas escapar, según este autor, son:

- un sabor desagradable
- tener la posibilidad de desplazarse a alta velocidad
- estructuras que le sirvan como defensa (sedas, tubérculos)
- vivir en grupos
- poder cambiar su forma y tamaño

y los que evitan el encuentro con los depredadores:

- reducir su actividad y restringirla a cierto espacio y tiempo
- poder vivir en hábitats estresantes
- poder vivir en hábitats efímeros
- presentar colores crípticos y reducir su actividad

teniendo como limitante el tener un estilo de vida lento ó rápido.

Asimismo, es importante mencionar que contar con estos atributos puede ser contraproducente ya que estos pueden implicar ciertas limitantes, como: los costos en la producción de sustancias químicas para presentar un sabor desagradable a los depredadores, dificultades en tener una morfología óptima para defenderse y una para alimentarse, un incremento en la competencia por alimento y mayor probabilidad de agresión intergrupala al vivir en grupos.

### *DEPREDACIÓN DE LARVAS DE MOSQUITOS EN MÉXICO*

Una de las comunidades que es más depredada naturalmente es la de los dípteros, que es afectada por una gran cantidad de depredadores, tanto invertebrados como vertebrados. Se forma así un sistema natural de regulación de poblaciones de mosquitos.

Después de la segunda guerra mundial, el control tradicional de mosquitos se basaba en la aplicación de insecticidas clorados y fosforados, a partir de los cuales, en un inicio, se obtuvieron resultados espectaculares, abatiendo drásticamente las poblaciones; sin embargo, por su acción residual, aparecieron problemas de resistencia, contaminación y alteraciones en las cadenas tróficas. Esta situación permitió plantear nuevas alternativas para combatir a corto plazo, las larvas de estos dípteros, reduciéndose a la vez el daño ocasionado al medio.

Los métodos de control de mosquitos pueden ser usados para prevenir la presencia, y suprimir o bien controlar las enfermedades endémicas transmitidas por estos vectores. Actualmente, el objetivo de la Organización Mundial de la Salud en relación al control biológico de éstos, es desarrollar nuevos métodos que sean ecológicamente adecuados, los cuales sin ser considerados como una panacea, puedan ofrecer métodos alternativos y/o complementarios a las técnicas de combate químico, físico y cultural entre otros. La

complementación de estos métodos dependerá de la especie a controlar, la enfermedad y las condiciones ecológicas y geográficas que se presenten. Dentro del control biológico de vectores, son prioritarios el aislamiento e identificación de nuevos agentes de control; evaluación y perfeccionamiento de los ya existentes.

Es por ello que a partir de década de 1980 se incrementó el interés por el estudio de los sistemas de agua dulce, enfocado primariamente a algunas especies de insectos acuáticos; en nuestro país también se han hecho evaluaciones en relación a la capacidad de depredación sobre estadios larvarios de mosquitos en condiciones de laboratorio y campo, con invertebrados como copépodos, ácaros acuáticos, insectos acuáticos y vertebrados como peces, evaluando asimismo la capacidad parasitaria de nemátodos (Cuadro 2). También se han desarrollado investigaciones referentes al manejo integrado de larvas de mosquito, en criaderos naturales y artificiales con varias especies de invertebrados (Quiroz-Martínez *et al*, 2000b).

Cuadro 2. Depredadores y parásitos de estadios larvarios de mosquitos en México.

DEPREDADOR	PRESA	REFERENCIA
<b>Pisces</b>		
<i>Poecilia sphenops</i>	<i>Anopheles pseudopunctipennis</i> y <i>Culex quinquefasciatus</i>	Zumaquero <i>et al.</i> , 2001
<b>Odonata</b>		
<i>Pantala hymanae</i>	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<b>Hemiptera</b>		
<i>Ambrysus parviceps</i>	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Buenoa</i> sp.	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Ranatra fusca</i>	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<b>Coleoptera</b>		
<i>Laccophilus</i> sp.	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Thermonectes</i> sp.	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Tropisternus laterales</i>	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Hydrophilus</i> sp.	<i>Culex pipiens</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<b>Copepoda</b>		
<i>Mesocyclops longisetes</i>	<i>Culex pipiens</i> y <i>Aedes aegypti</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<i>Macrocyclus albidus</i>	<i>Culex pipiens</i> y <i>Aedes aegypti</i>	Quiroz-Martínez <i>et al.</i> , 2000b
<b>Acari</b>		
<i>Piona</i> sp.	<i>Aedes aegypti</i>	Marín-Hernández <i>et al.</i> , 2001
<b>PARÁSITO</b>	<b>HUÉSPED</b>	<b>REFERENCIA</b>
<b>Nematoda</b>		
<i>Romanormis iyengari</i> y <i>Romanormis culicivorax</i>	<i>Culex quinquefasciatus</i>	Pérez <i>et al.</i> , 2002
<i>Romanormis iyengari</i> <i>Romanormis iyengari</i>	<i>Anopheles pseudopunctipennis</i> <i>Aedes aegypti</i>	Pérez <i>et al.</i> , 1998 Santamarina y Pérez, 1998

## 2. DIPTERA (CULICIDAE)

Los mosquitos o dípteros culícidos, son una de las familias mas primitivas que se encuentra en varias partes del mundo, excepto en lugares que están permanentemente congelados. Son clasificados en tres subfamilias (Toxorhynchitinae, Anophelinae y Culicinae). Como otros dípteros, los culícidos presentan una metamorfosis completa constituida por el huevo, larva, pupa y adulto.

Las hembras de estos dípteros pueden depositar de 50 hasta 500 huevecillos, en cuerpos de agua naturales y artificiales. Cada huevecillo está protegido por una cubierta la cual variará dependiendo de la especie. Una vez que la larva se ha desarrollado dentro del huevecillo ésta emerge y se comienza a alimentar, filtrando materia orgánica o los microorganismos que se encuentren en el agua; no obstante que existen algunas especies que son caníbales. La larva respira oxígeno atmosférico por medio de un sifón que tiene en la parte terminal del cuerpo. La fase larval tiene que pasar por 4 estadios para entrar a la siguiente etapa, que es la pupa, el tiempo que tarde, dependerá de las condiciones que existan en el hábitat.

La pupa presenta un cefalotórax, mientras que el abdomen termina en unas paletas que le sirven para desplazarse; al igual que la larva, respira oxígeno atmosférico el cual es capturado por un par de trompetillas que tiene en la parte superior del cefalotórax.

Una vez desarrollado el mosquito adulto éste emerge de la pupa, y a diferencia de las otras etapas de desarrollo, presenta alas.

La importancia médica de estos dípteros radica en que son huéspedes de una gran variedad de patógenos, entre los que se incluyen, virus, bacterias, hongos, protozoarios y nemátodos.

Los principales vectores son las hembras que se alimentan de sangre de aves, reptiles y mamíferos, ya que necesitan ciertas proteínas de la sangre para comenzar la producción de óvulos.

Estas características hacen que se tenga especial cuidado en la regulación de sus poblaciones, y se busquen nuevas opciones para su control.

Muchas de las especies de los culícidos son vectores de enfermedades importantes, entre las cuales podemos mencionar al Virus del Oeste del Nilo transmitido por *Culex restuans* actualmente presente en varios estados de la República Mexicana.

La fiebre del Virus del Oeste del Nilo (VON) es una enfermedad que es transmitida en forma natural a las aves silvestres por medio de mosquitos que actúan como vectores (Cuadro 3) en África (Figura 1), Europa y recientemente en América del Norte. Este padecimiento, es nuevo para México, ya que no se encuentra enlistado en ninguno de los grupos de enfermedades y plagas exóticas y enzoóticas de notificación obligatoria (Vargas y Cárdenas, 2002; Delgado *et al*, 2003). El virus, es un miembro de la familia Flaviviridae, género *Flavivirus*. Afecta principalmente a aves y circunstancialmente a equinos y humanos. En ambos casos puede causar una encefalitis de gravedad variable. La fiebre del VON en humanos es generalmente una enfermedad febril, similar a la influenza, caracterizada por un inicio abrupto de los síntomas. En menos del 15% de los casos, se presenta meningitis aséptica o encefalitis. Actualmente no se cuenta con vacunas contra el VON; aunque se sabe que ya están en proceso de desarrollo (Delgado *et al*, 2003).

El Virus del Oeste del Nilo fue aislado en la provincia ugandesa del Oeste del Nilo en 1937, de una mujer con fiebre y fue obtenido subsecuentemente de pacientes, aves y mosquitos en 1950. Las primeras epidemias que se registraron se dieron en Israel durante 1951-1954 y 1957, para reaparecer de nuevo en el 2000 (Díaz *et al*, 2002; Delgado *et al*, 2003). La epidemia mas grande registrada sucedió en Sudafrica en 1974, ocurriendo antes otras epidemias en el sur de Francia en 1962, el sureste de Rumania (1960) y de nueva cuenta en el sureste de Rumania (1996), en la región centro sur de Rusia (1999); además de epizootias equinas en Italia en 1998 y Francia en el 2000 (Díaz *et al*, 2002).

En 1999, el estado de Nueva York tuvo su primer brote de encefalitis arboviral, la cual inicialmente se le atribuía a la encefalitis de San Luis; posteriormente fue confirmada dando positivo al VON basándose en la identificación del virus en humanos, aves y mosquitos. A finales de ese año, se registraron 62 casos humanos; 7 decesos habían ocurrido en Nueva York y dos ciudades vecinas (Eidson *et al*, 2001).



Desde su aparición, el VON se ha extendido hasta la mitad occidental de los Estados Unidos (Figura 2), Canadá y algunas islas del Caribe, por lo que se espera se disemine por todo el continente ya que el principal reservorio son las aves, incluyendo las migratorias (Díaz *et al*, 2002).

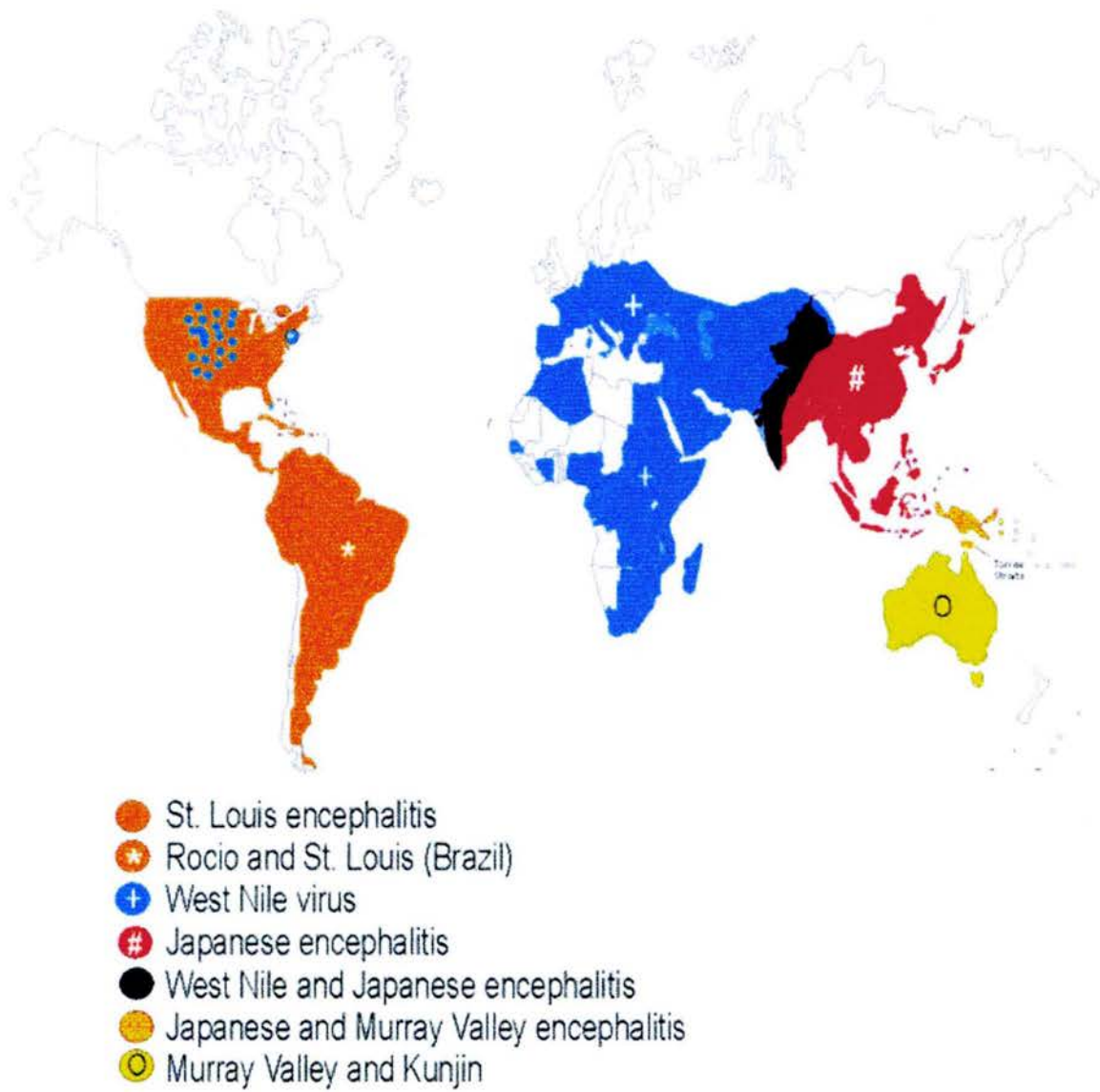


Figura 1. Distribución de la familia Flaviviridae según el Centro de Control y Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos de América (CDC).

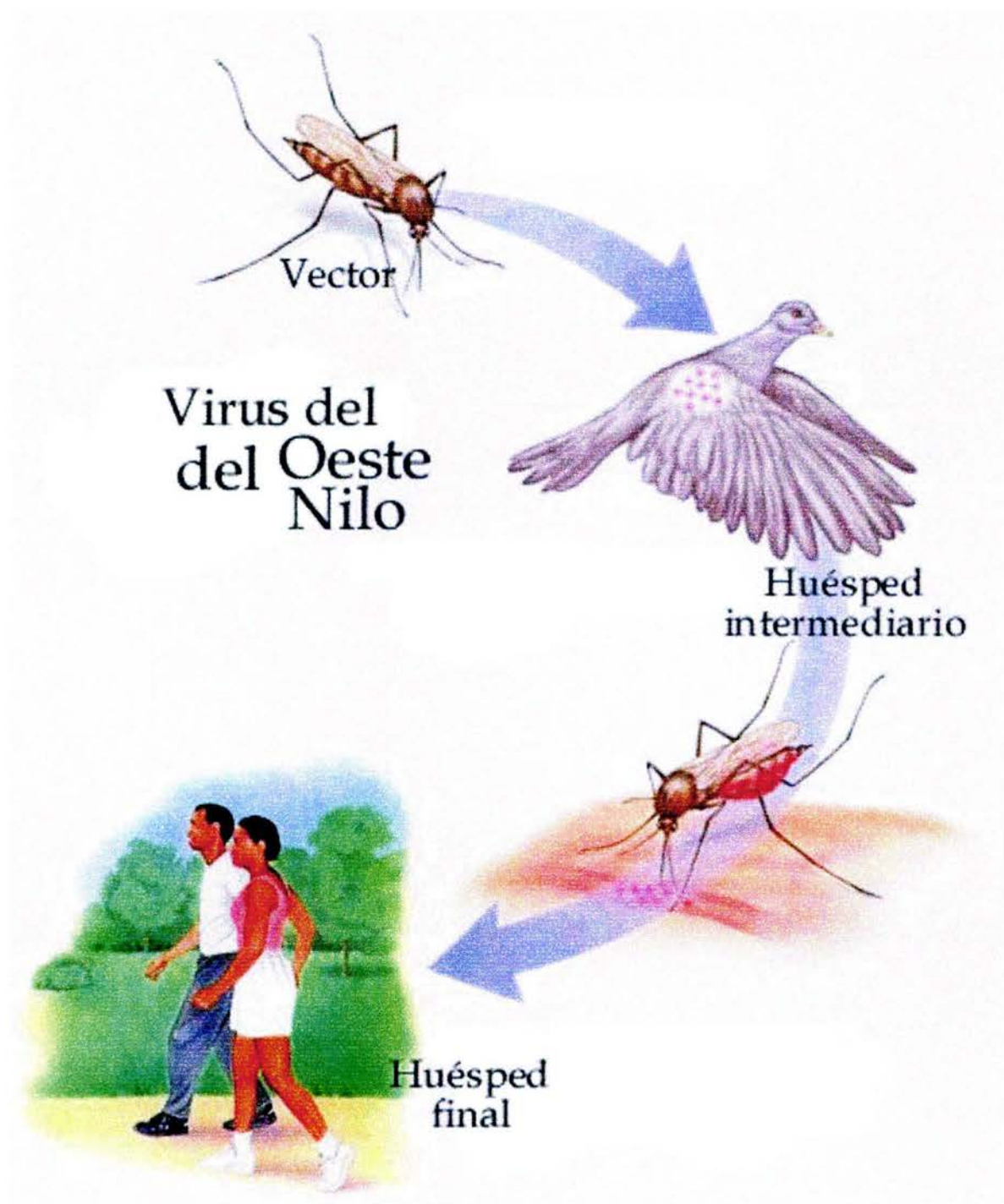


Figura 2. Transmisión del Virus del Oeste del Nilo según el Centro de Control y Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos de América (CDC).

Cuadro 3. Artrópodos hematófagos a los que se les ha aislado el Virus del Oeste del Nilo.<sup>1</sup>Hubálek y Halouzka (1999), <sup>2</sup>Andreadis *et al* (2001) ,<sup>3</sup>Goddard *et al* (2002) y <sup>4</sup>Anderson *et al* (2003).

ESPECIE	CIUDAD
<b>Mosquitos</b>	
<i>Culex antennatus</i> *	Egipto, Madagascar <sup>1</sup>
<i>Culex decens</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Culex erythrothorax</i>	Estados Unidos (California) <sup>a</sup>
<i>Culex ethiopicus</i>	Etiopia <sup>1</sup>
<i>Culex guiarti</i>	Cote d'Ivoire <sup>1</sup>
<i>Culex modestus</i>	Francia, Rusia <sup>1</sup>
<i>Culex neavei</i>	Senegal, Sudáfrica <sup>1</sup>
<i>Culex nigripes</i>	República Central de África <sup>1</sup>
<i>Culex perexiguus</i>	Israel <sup>1</sup>
<i>Culex perfuscus</i>	Republica Central de África, Senegal <sup>1</sup>
<i>Culex pipiens</i> *	Sudáfrica, Egipto, Israel, Rumania, República Checa, Bulgaria**, Estados Unidos (Connecticut y California) <sup>2</sup>
<i>Culex poicilipes</i>	Senegal <sup>1</sup>
<i>Culex pruina</i>	República Central de África, Senegal <sup>1</sup>
<i>Culex quinquefasciatus</i> *	India, Pakistán, Madagascar, Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Culex restuans</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>2</sup>
<i>Culex salinarius</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>2</sup>
<i>Culex scotti</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Culex stigmatosoma</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Culex tarsalis</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Culex theileri</i> *	Sudáfrica <sup>1</sup>
<i>Culex tritaeniorhynchus</i> *	Pakistán, India, Madagascar <sup>1</sup>
<i>Culex univittatus</i> *	Egipto, Israel, Sudáfrica, Madagascar <sup>1</sup>
<i>Culex vishnui</i> *	India, Pakistán <sup>1</sup>
<i>Culex weschei</i>	República Central de África <sup>1</sup>
<i>Culiseta melanura</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>2</sup>
<i>Culiseta inornata</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Coquillettidia metallica</i>	Uganda <sup>1</sup>
<i>Coquillettidia microannulata</i>	Sudáfrica <sup>1</sup>
<i>Coquillettidia richiardi</i>	Sur de Rusia, Bulgaria**
<i>Ochlerotatus dorsalis</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Ochlerotatus melanimon</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Ochlerotatus sierrensis</i>	Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Mansonia uniformis</i>	Etiopia <sup>1</sup>
<i>Aedes aegypti</i> *	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Aedes africanus</i>	República Central de Africa <sup>1</sup>

<i>Aedes albocephalus</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Aedes albоторax</i>	Kenya <sup>1</sup>
<i>Aedes cantans</i>	Eslovaquia, Ucrania, Bulgaria**
<i>Aedes caspius</i> *	Ucrania <sup>1</sup>
<i>Aedes circumluteolus</i>	Sudáfrica, Madagascar <sup>1</sup>
<i>Aedes excrucians</i>	Ucrania <sup>1</sup>
<i>Aedes madagascarencis</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Aedes vexans</i>	Senegal, Rusia, Estados Unidos (California) <sup>3</sup>
<i>Anopheles brunnipes</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Anopheles coustani</i>	Israel <sup>1</sup>
<i>Anopheles maculipalpis</i>	Madagascar <sup>1</sup>
<i>Anopheles maculipennis</i>	Portugal, Ucrania <sup>1</sup>
<i>Anopheles subpictus</i>	India <sup>1</sup>
<i>Mimomiya hispida</i>	Senegal <sup>1</sup>
<i>Mimomiya lacustris</i>	Senegal <sup>1</sup>
<i>Mimomiya splendens</i>	Senegal <sup>1</sup>
<i>Aedomyia africana</i>	Senegal <sup>1</sup>
<b>Garrapatas</b>	
<i>Argas hermanni</i> *	Egipto <sup>1</sup>
<i>Ornitodoros capensis</i> *	Azerbaiyán <sup>1</sup>
<i>Hyalomma marginatum detritum</i>	Astrakan, Azerbaiyan <sup>1</sup>
<i>Rhipicephalus turanicus</i>	Azerbaiyán <sup>1</sup>
<i>Rhipicephalus muhsamae</i>	República Central de Africa <sup>1</sup>
<i>Amblyomma variegatum</i>	República Central de Africa <sup>1</sup>
<i>Amblyomma americanum</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>4</sup>
<i>Dermacentor marginatus</i>	Moldavia <sup>1</sup>
<i>Dermacentor andersoni</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>4</sup>
<i>Dermacentor variabilis</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>4</sup>
<i>Ixodes scapularis</i>	Estados Unidos (Connecticut) <sup>4</sup>

\* Transmisión del virus demostrada también experimentalmente

\*\* Detección del virus por medio de inmunofluorescencia



Figura 3. Estados de la República Mexicana en los cuales se ha encontrado *Culex restuans* (Según Ibáñez-Bernal y Martínez-Campos, 1994)

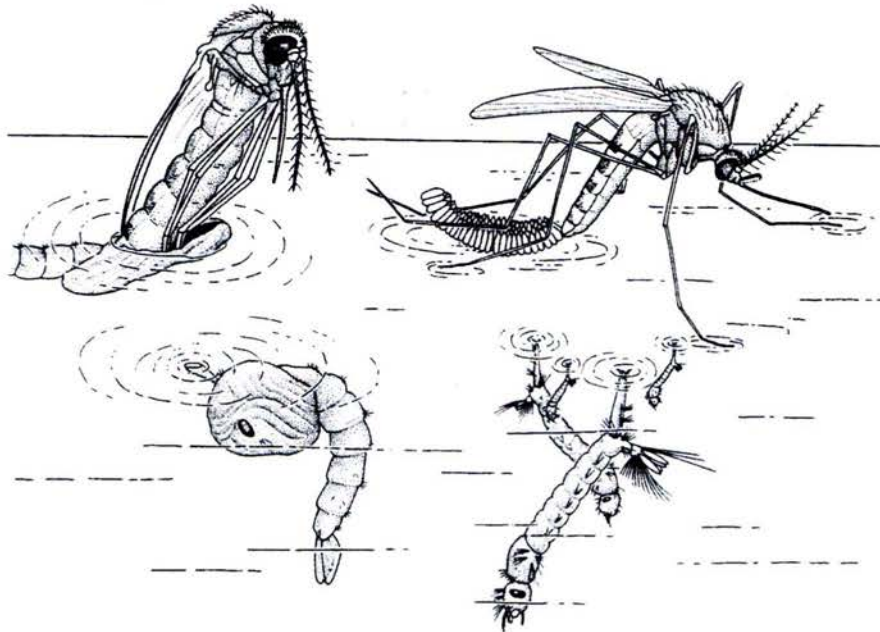


Figura 4. Ciclo de vida de *Culex restuans*

## 2.1 Generalidades de *Culex restuans* Theobald, 1901

### 2.1.1 Distribución geográfica

La distribución de *Culex restuans* va desde el centro de Canadá hasta el sur de México. Este mosquito es muy común en el este y centro de los Estados Unidos, aunque su distribución es en parches, encontrándose en varias partes de California; esta especie está ampliamente distribuida a través del estado de Nueva Jersey y se le considera “habitante” común en varias ciudades del estado. En México se encuentra tanto en el norte como en el sureste (Figura 3).

*Culex restuans* presenta el ciclo de vida típico de cualquier mosquito doméstico; las hembras inseminadas, entran en periodo de hibernación a lo largo del periodo de lluvias, y después a una etapa de quiescencia durante el invierno. Esta hibernación, la mayoría de las veces la pasan en sótanos, en construcciones y sitios subterráneos. Las hembras durante este período se congregan cerca de lugares donde exista humedad, y de no encontrar alguno, se moverán con frecuencia buscando una atmósfera húmeda.

Las hembras que logran sobrevivir al invierno salen de la etapa de hibernación y empiezan a depositar huevecillos en forma de barquillas.

### 2.1.2 Hábitat

Las larvas de *Culex restuans* (Figura 4) utilizan un gran número de habitats en países fríos, algunos de agua muy clara hasta muy contaminada; se les encuentran en aguas subterráneas, a la orilla de ciénegas, pantanos, canales, tiraderos de llantas, cubetas, fosas sépticas, tiraderos de basura y alcantarillas entre otros. *Culex restuans* regularmente coloniza también charcas temporales que permanecen inundadas durante la época de lluvias. En este hábitat el agua es generalmente muy turbia y fétida. En mayo, algunas larvas de *Cx. restuans* usan las charcas de los bosques donde se desarrolla la progenie de *Aedes canadensis*. Después del verano, coloniza las charcas donde existen larvas de *Aedes trivittatus* y *Psorophora ferox*.

*Culex restuans* es una de las primeras especies que coloniza el agua que se encuentra en las llantas, donde se nutren de algas; también pueden estar en cubetas con agua de olor fétido, por la materia orgánica en descomposición y en hábitats ricos en materia orgánica, su ciclo vital puede durar 10 días, mientras que en agua pobre en nutrientes el desarrollo puede durar hasta 30 días, emergiendo los adultos muy pequeños.

Algunas de las especies con las que comúnmente habitan son *Culex pipiens*, *Culex salinarius*, *Anopheles punctipennis*, *Culiseta inornata*, *Aedes canadensis* y *Culex quinquefasciatus*.

### 2.1.3 Importancia médica

La importancia médica de *Culex restuans* radica en que pueden ser portadores del Virus del Oeste del Nilo, especialmente debido a que se encuentra en varias zonas urbanas del mundo y de nuestro país. En Europa y Asia los principales vectores del VON son los mosquitos (Cuadro 3) que pertenecen al género *Culex*, mientras que los huéspedes son aves migratorias. La transmisión transóvular y la sobrevivencia del virus en el invierno, son las principales causas de su persistencia, por lo que en Europa se considera que las aves migratorias contribuyen al desplazamiento del virus (Vargas y Cárdenas, 2002).



### 3. EL POTENCIAL DE LOS ÁCAROS COMO AGENTES DE CONTROL BIOLÓGICO DE MOSQUITOS

Las 11 familias de ácaros tanto terrestres como acuáticos, de las que se conocen especies que parasitan o depredan estados de desarrollo de dípteros culícidos están enlistadas en la Cuadro 4, aunque algunas de estas asociaciones, se cree que pueden ser erróneas. Algunas de las ninfas y adultos depredan huevecillos ó estadios larvales de mosquitos; mientras que la fase larval principalmente la de ácaros acuáticos utilizan como huésped a la fase adulta del mosquito, según observaciones realizadas por DeGeer en 1778, a excepción de las larvas de *Arrenurus globator* (Müller), quien parasita tanto a las larvas, pupas y adultos de mosquitos (Böttger, 1976).

Cuadro 4. Familias de ácaros asociadas a mosquitos según Smith (1983)

Familia*	Depredador/Parásito	Etapas de culícido que afecta
<b>Parasitiformes</b> Ascidae <sup>1</sup>	Depredador	Huevo
<b>Acariformes</b> <b>Parasitengonae</b> <b>Trombidia</b> Erythraeidae <sup>1</sup> Johnstonianidae <sup>1</sup> Trombellidae <sup>1</sup> Trombiculidae <sup>1</sup>	Parásito Parásito Parásito Depredador	Adulto Adulto Adulto Huevo
<b>Hydrachnidia</b> Arrenuridae <sup>2</sup> Hydrodromidae <sup>2</sup> Hydryphantidae <sup>2</sup>  Thyadinae <sup>2</sup>  Limnesiidae <sup>2</sup>  Pionidae <sup>2</sup>	Parásito Parásito Parásito Depredador Parásito Depredador Parásito Depredador Depredador Parásito Depredador Depredador	Adulto, Larva y Pupa Adulto Adulto Larva Adulto Huevo Adulto Larva Huevo Adulto Larva Huevo

\*Clasificación según Krantz (1978), <sup>1</sup> Ácaros terrestres, <sup>2</sup> Ácaros acuáticos

Algunas de las especies que parasitan a los mosquitos, tienen una distribución en parches o una presencia tan reducida en sus poblaciones, que son consideradas por algunos autores como Mullen (1975a), como asociaciones accidentales.

### *CONSIDERACIONES BIOLÓGICAS*

Varios aspectos de la biología de los ácaros podrían ser considerados para su evaluación en un programa como posibles agentes de control de mosquitos, como:

- el impacto que puede tener un solo individuo (# de presas que puede consumir)
- los efectos detrimentales de la larva sobre el huésped.
- la tasa reproductiva
- la eficiencia de dispersión
- la especificidad de presa o huésped
- y su distribución de acuerdo a las poblaciones de mosquitos.

Muchas de las especies de ácaros son parásitas o foréticas de mosquitos, situación que les asegura el acceso a algunos de los habitats potenciales que son usados por los mosquitos, situación que puede aprovecharse ya que como lo ha mencionado diversos autores que para que un enemigo natural sea efectivo debe tener un método de dispersión eficiente. Mientras que otras especies de ácaros son parásitos o forontes de otros insectos acuáticos, que comúnmente habitan con los mosquitos.

Con excepción de la familia Ascidae, los ácaros asociados a los mosquitos pertenecen al suborden Parasitengona (Hoffmann, 1979). Y a diferencia de otros ácaros éstos presentan un ciclo de vida heteromórfico, con una la larva parasita de insectos acuáticos, protoninfa y tritoninfa quiescentes, y la deutoninfa y los adultos depredadores.

Cuadro 5. Ácaros depredadores de estados de desarrollo de mosquitos Smith (1983) y Marín-Hernández (2001 y \*obs. pers.).

DEPREDADOR	PRESA	ETAPA DE DESARROLLO (PRESA)	LOCALIDAD
<b>ÁCAROS TERRESTRES</b>			
<b>Ascidae</b> <i>Platyseius subglaber</i>	<i>Mansonia perturbans</i>	Huevos	Canada
<b>Trombiculidae</b> <i>Eutrombicula</i> spp. <i>Trombicula</i> sp.	<i>Aedes</i> spp.	Huevos	Panamá
<b>ÁCAROS ACUÁTICOS</b>			
<b>*Arrenuridae</b> <i>Arrenurus</i> ( <i>Megaluracarus</i> )	<i>Aedes aegypti</i>	Huevos	México
<b>Hydryphantidae:</b> <i>Thyas barbiger</i> <i>Thyas stoll</i>	<i>Aedes</i> sp.	Huevos	E.U.A
<b>Limnesiidae:</b> <i>Limnesia jamurensis</i>	<i>Anopheles farauti</i> y <i>Culex pulus</i>	Huevos. Larvas de 1 <sup>er</sup> estadio	Nueva Guinea
<b>*Limnesia</b> sp.	<i>Aedes aegypti</i>	Huevos	México
<b>Hydryphantidae:</b> <i>Hydryphantes ruber</i>	<i>Aedes stimulans</i>	Larvas de 4 <sup>o</sup> estadio	E.U.A
<b>Pionidae:</b> <i>Piona</i> sp. <b>*Piona</b> sp.	<i>Aedes fitchii</i> y <i>Aedes stimulans</i> <i>Aedes aegypti</i>	Larvas de 4 <sup>o</sup> estadio Larvas de 1 <sup>o</sup> y 2 <sup>o</sup> estadio	E.U.A México
<b>Unionicolidae</b> <b>*Unionicola</b>	<i>Aedes aegypti</i>	Huevos	México

#### ASCIDAE

Según Smith (1983) ácaros terrestres pertenecientes a los géneros *Platyseius* y *Cheiroseius* se les ha llegado a encontrar asociados a algunas especies de mosquitos, como *P. subglaber* (Oudemans) sobre barquillas de huevecillos de *Mansonia perturbans* (Walker) en Ontario, Canadá; asimismo bajo condiciones de laboratorio, observó que se alimentan de larvas recién emergidas. Asimismo Reisen y Mullen (1978) citaron que en

Pakistán, los adultos de *Platyseius* son forontes del mosquito *Culex tritaenorrhyncus* Giles, y en Canadá se encontró a este género y a *Cheiroseius* generalmente sobre tipúlidos.

#### *PIONIDAE*

Hearle en 1926 señala larvas del género *Aedes*, comidas por un ácaro rojo oscuro, similar a las especies del género *Piona*; Mullen (1975b) cita ninfas y adultos de una especie de *Piona* como depredadores de larvas de mosquito y finalmente Smith (1983) observa que especies de *Piona* del grupo *nodata* se alimentaban de larvas de mosquitos en charcas de nieve fundida en Canadá.

Según Mullen (1975b) al parecer los machos del género *Piona* no atacan a las larvas de mosquito, pero se unirán y se alimentarán de las larvas que son capturadas por las hembras. Mientras que bajo condiciones de laboratorio, los ácaros ignoraron a otros organismos con los cuales coexisten naturalmente, como larvas de *Moclonyx* (Chaoboridae) (Smith, 1983).

Solo algunas especies del género *Piona* pertenecientes a los grupos *nodata* y *clavicornis* están adaptadas para vivir en charcas temporales de las regiones holárticas (Smith, 1976). Estas especies habitan casi en todas partes, pero mucho más en las charcas vernaes efímeras, por lo que comparten un gran número de habitats con especies de *Aedes*.

#### *LIMNESIIDAE*

Al igual que Pionidae las larvas de la familia Limmnesidae son casi siempre parásitos de quironómidos (Smith y Oliver, 1976), pero existen citas de que en África y en el Pacífico Sur parasitan a varias especies de culícidos. Las larvas, la mayoría de las veces se encuentran sobre machos y hembras nulíparas, y rara vez sobre hembras no nulíparas. Esto indica que existe un posible efecto en la reproducción del mosquito. En Uganda las larvas de *Limnesia* parasitan arriba del 60 por ciento de los individuos en las poblaciones de *Anopheles* y *Mansonia* (Smith, 1983).

Laird (1947) cita que los estados postlarvales de *Limnesia jamurensis* Oudemans frecuentemente cohabitan en charcas con larvas de *Anopheles* spp. y *Culex* spp., y que bajo condiciones de laboratorio llegan a consumir diariamente hasta 18 huevecillos y de 6 a 8 larvas de primer estadio de estos mosquitos.

#### HYDRYPHANTIDAE

Las larvas de *Thyas barbiger* Viets son parásitos comunes del género *Aedes* en América del Norte, al parecer según indica el 98% de las observaciones, localizan y atacan a las hembras de estos dípteros cuando llegan a ovipositar a los cuerpos de agua (Mullen, 1975a), y cuando las hembras terminan su ciclo gonotrófico, los ácaros se desprenden de éstos. Casi siempre las larvas de estos ácaros se encuentran en bajo número, pero algunas veces el parasitismo se presenta por encima del 30–40% de las poblaciones de mosquitos (Mullen, 1977).

*Thyasides sphagnorum* Habeeb convive con mosquitos del género de *Aedes* en el este de Norteamérica, pero a diferencia de *Thyas barbiger* las larvas de ésta la mayoría de las veces se encuentran tanto en machos como en hembras nulíparas (Mullen, 1977). Bajo condiciones de laboratorio, las deutoninfas y adultos de *Thyas barbiger* y *Thyas stoll* Koenike solo algunos aceptaron y se alimentaron de huevecillos de *Aedes* spp., rechazando otro tipo de presas.

En Norteamérica, las larvas de Thyadinae parasitan a mosquitos que habitan en aguas temporales, mientras que las especies africanas se asocian a especies de mosquitos de aguas permanentes. Todas las especies están adaptadas a vivir bajo condiciones extremas y pueden sobrevivir por más de un año sin alimento (Smith, 1983).

## 4. ÁCAROS ACUÁTICOS

### 4.1 Generalidades

Dentro de los ácaros existen representantes de los órdenes Cryptostigmata, Astigmata y algunos Mesostigmata además de los Prostigmata que han invadido de forma independiente el agua dulce y que se han adaptado por completo a vivir en este medio; siendo de entre los Prostigmata los Hydrachnidia (hidrácaridos), el grupo más abundante y diverso (Smith y Cook, 1991).

Los ácaros acuáticos son los artrópodos bénticos más abundantes de muchos hábitats de agua dulce y en ocasiones en las salobres; sin embargo, no son los únicos que han invadido estos ecosistemas, y han coevolucionado con algunos de los grupos de insectos dominantes como los dípteros, con quienes interactúan muy estrechamente, en todas las etapas de su ciclo de vida (Smith y Cook, 1991).

Los ácaros acuáticos ocupan diversos hábitats, se les encuentra en todo el mundo, a excepción de la Antártica. Son comunes en ambientes de aguas lénticas como pantanos, marismas, estanques y en las zonas profundas y litorales de los lagos su densidad puede exceder a los 200 ácaros por metro cuadrado. Algunas especies de ácaros acuáticos, se han especializado en ocupar hábitats con ciertas características químicas y físicas que son necesarias para su sobrevivencia. Por lo que pueden ser excelentes indicadores de la calidad del agua (Smith y Cook, 1991).

Los ácaros acuáticos evolucionaron al parecer de un ancestro terrestre, de un grupo Parasitengona que divergió de un linaje Anystoideo. Algunos grupos que pertenecen a la superfamilia Hydryphantoidea muestran características morfológicas y etológicas parecidas a los Parasitengona, pero que no son derivadas de estados de carácter homólogos presentes en muchos Parasitengona terrestres. Estas características aparentemente son condiciones primitivas no sólo para los Hydrachnida sino también para todos los Parasitengona, situación que sugiere que los Hydrachnida podrían ser de los más primitivos.

Las asociaciones huésped-parásito y los datos de distribución parecen indicar un origen antiguo de los Hydrachnida. Las larvas de las superfamilias más plesiomórficas, parasitan a órdenes de insectos que se originaron y florecieron durante el Paleozoico, mientras que los grupos derivados más recientemente, se asocian a grupos de insectos que se diferenciaron y diversificaron durante el Mesozoico. Todas las superfamilias excepto Hydrovolzioidea, son endémicas a todas las regiones zoogeográficas. Por lo que se concluye que los Hydrachnida probablemente se originaron durante el Paleozoico medio, y que las superfamilias existentes se diferenciaron cerca del Triásico (Smith y Cook, 1999).

El sistema de clasificación que aquí se presenta (Hoffmann, 1979), incluye a los ácaros dentro de la Clase Acarida y no dentro de la clase Arácnida, orden Prostigmata, y suborden Parasitengona.

Existen aproximadamente 5000 especies descritas en el mundo representando más de 300 géneros y subgéneros de ocho superfamilias, 100 familias, dentro de las cuales, se ha estimado que 1500 especies se encuentran en América del Norte y el norte de México (Smith y Cook, 1991). Para México han sido citadas un total de 317 especies incluidas en, 73 géneros y en 27 familias así como 92 localidades ubicadas en 21 estados (Rivas y Hoffmann, 2000).

Los ácaros que viven en ambientes lénticos como lagos, lagunas o charcas temporales presentan generalmente un cuerpo globoso y son de mayor talla a comparación de los que viven en ambientes lóticos como arroyos y ríos, que presentan un cuerpo aplanado y son más pequeños, características que les ayudan a moverse entre los intersticios del sustrato donde habitan (Smith y Cook, 1991). A su vez la mayoría presenta sedas tanto en el idiosoma como en los apéndices, con una función relacionada con la locomoción, alimentación y reproducción del organismo.

En el caso de las larvas hexápodas el gnatosoma presenta pedipalpos muy robustos que le ayudan a fijarse al huésped y evitan que se desprendan fácilmente. Los quelíceros son pareados y tienen un uña terminal, que puede ser lisa o aserrada estos son retráctiles y tienen una función muy importante en la alimentación (Smith y Cook, 1991).

En las ninfas y los adultos, los pedipalpos se localizan en la parte anterolateral del gnatosoma, la mayoría de las veces son simples, aunque también pueden ser "quelados" o "uncados" dependiendo siempre de sus hábitos alimenticios presentan cinco artejos libres (trocánter, fémur, genua, tibia y tarso) y tienen una función muy importante para la localización y sujeción del alimento (Benito, 1992); asimismo las coxas de los pedipalpos al igual que en el resto de los ácaros conforman parte de la base del gnatosoma.

Quizás algo que distingue a los ácaros acuáticos de manera sobresaliente, es su coloración que va desde el rojo, azul, verde hasta el amarillo. Ésta al parecer está asociada al color de los órganos internos ó a los pigmentos depositados en la cutícula. En algunas ocasiones distinguen a una especie de otra y es usada por algunos como señal de advertencia para sus depredadores, siendo para algunos un factor importante en la sobrevivencia; asimismo el patrón de coloración puede ayudar a la identificación de los sexos.

La cutícula puede ser suave o muy esclerosada. En el caso de las especies esclerosadas presentan una o varias placas dorsales y ventrales. En especies de cutícula menos esclerosada no presentan placa ventral y dorsal completa, aunque pueden tener varias pequeñas.

Asociados generalmente a la región ventral, se encuentran los acetábulos genitales, el gonoporo al parecer sólo es funcional en los adultos. Estos pueden ser localizados sobre la placa genital o en la parte central del idiosoma; y en algunas ocasiones se encuentran en la región terminal. Los acetábulos pueden ser uno o varios pares, al parecer son estructuras relacionadas con la osmoregulación de las ninfas y los adultos (Smith y Cook, 1991).

En los machos a la altura de la abertura genital, se encuentra el "complejo eyaculador" (Barr, 1972) estructura esclerosada que sirve para la formación, compactación y depósito de los espermátóforos. Por último en la parte terminal dorsal o ventral, se encuentra el poro anal por donde se liberan los desechos del organismo.

Asimismo las patas de los ácaros buenos nadadores, están dotadas de sedas muy largas colocadas en hileras llamadas "sedas natatorias", que les sirven para un mejor desplazamiento y maniobrabilidad ya que les permiten tener mayor superficie de contacto con el agua y por lo tanto mayor empuje (Figura 4).



Su alimento es principalmente de fluidos y hemolinfa de otros organismos, así como del vitelo de los huevecillos de quien llegan a consumir. La digestión del alimento se inicia a nivel preoral los fluidos pasan a través de una faringe musculosa después, por el esófago y por último al intestino medio donde es absorbido el alimento.

Su sistema excretor consiste de un túbulo excretor o de malpighi que almacena la guanina, el cual puede observarse a través de la cutícula en forma de Y o T. Éste se encuentra conectado algunas veces ventralmente (Smith y Cook, 1991).

Muchos de los grupos de ácaros acuáticos retienen el par de estigmas en todos sus etapas de desarrollo en ocasiones conectados a traqueolas que llevan el oxígeno a los órganos internos, mientras que en otros no son funcionales y su respiración es por difusión a través de la cutícula. (Smith y Cook, 1991).

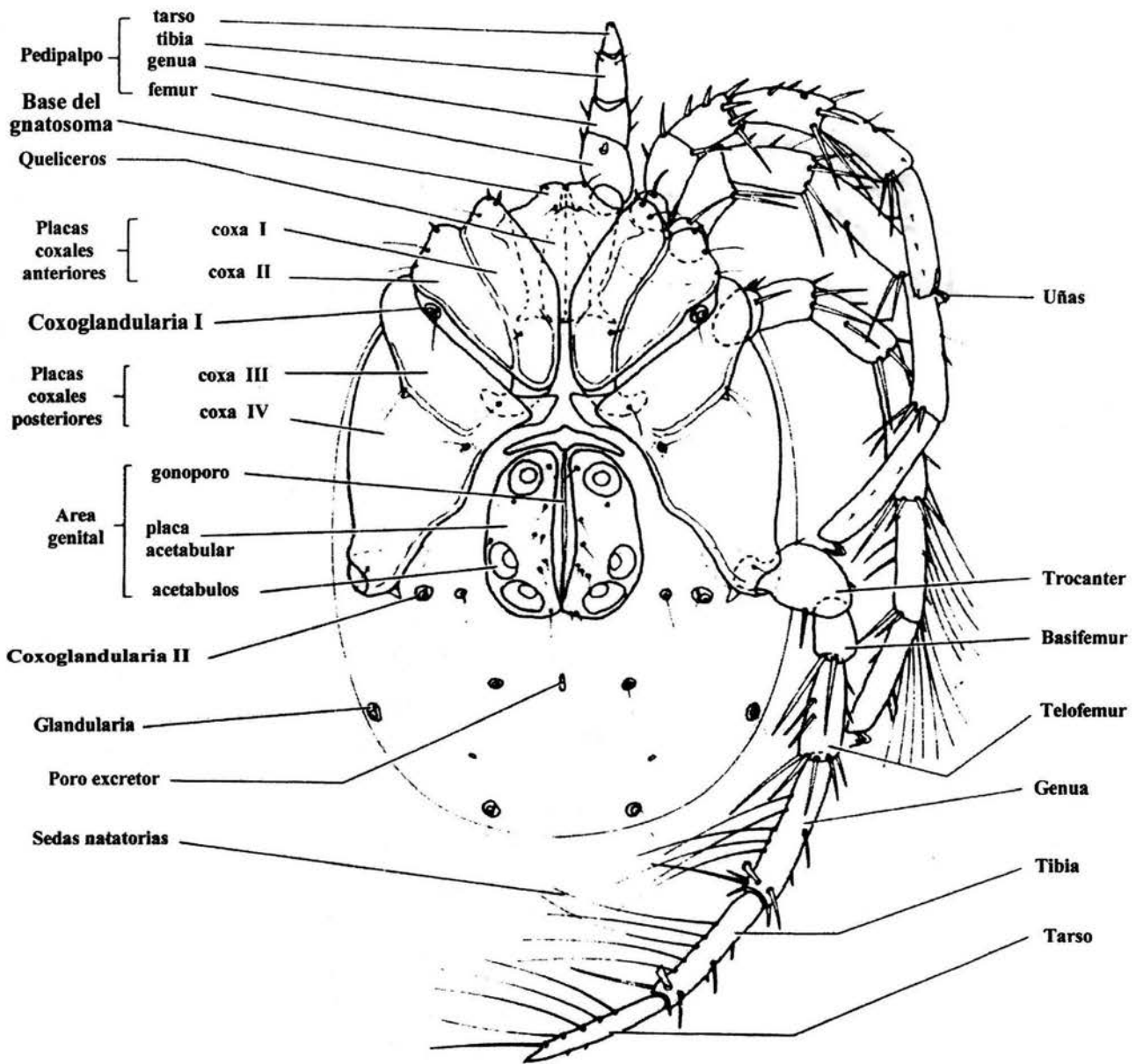


Figura 5. Vista ventral de un ácaro acuático (Modificado de Smith y Cook, 1991)

La masa ganglionar periesofágica en su porción anterior inerva apéndices y ocelos los que permiten al organismo detectar la dirección y la intensidad de la longitud de onda de la luz. Una de las características en los hidracaridos son los “glandularia”, órganos táctiles que consisten en una pequeña glándula asociada a una seda, esta glándula secreta un fluido viscoso y lechoso, que es liberado abruptamente cuando la seda es estimulada. Este líquido es un agente disuasivo contra los agresores y en el caso de los machos de Arrenuridae, ayuda en la reproducción ya que el material secretado sirve como cemento para pegar a la hembra al cuerpo del macho durante la cópula (Smith y Cook, 1991).

El sistema reproductor del macho está constituido por un par de testículos y vasos deferentes los cuales conducen al complejo eyaculador, mientras que las hembras presentan un par de ovarios que se encuentran conectados a un par de oviductos que forman un ducto el cual conduce a la cámara genital y al gonoporo (Smith y Cook, 1991).

#### *CICLO DE VIDA*

Los ácaros acuáticos tienen un ciclo de vida muy complejo. Los huevos son puestos sobre rocas, ó vegetación bajo el agua, dentro de los tejidos de las plantas como sucede con *Hydrachna*, en las esponjas de agua dulce y musgos como *Najadicola* ó como *Unionicola* dentro de moluscos bivalvos (Proctor and Harvey, 2001).

En los grupos menos evolucionados la larva parasita después de haber emergido, camina sobre la superficie del agua o nada y se sujeta de las plantas acuáticas sumergidas buscando a su huésped; generalmente insectos acuáticos como hemípteros o coleópteros.

En los taxa mas evolucionados, las larvas son buenas nadadoras y buscan en el fondo, ninfas de Odonata y pupas de dípteros a cuyos adultos parasitan. Entre los huéspedes y larvas, se da una relación de tipo forética previa a la etapa parásita la cual inicia cuando el adulto emerge, las larvas se suben rápidamente a éste, fijándose principalmente al abdomen y/o al tórax. La larva se alimenta de la hemolinfa de su huésped por un período que puede ir de 2 a 4 días hasta 2 meses; esto dependerá de la especie de hidracárido y de la longevidad del huésped, así como del sitio donde se haya fijado está. La

larva completamente alimentada, se desprende de su huésped para caer en un cuerpo de agua y continuar su ciclo de vida (Figura 7)

Böttger (1976) diferencia en tres tipos de ciclo de vida para la mayoría de los hidracáridos:

En el caso de los ácaros donde la larva nunca deja el agua, por lo que siempre está sumergida y húmeda. No existe el problema del regreso al medio acuático al final de la fase parásita ya que el huésped por lo general nunca sale del agua. A ese grupo pertenecen algunas especies de la familia Hydrachnidae que parasitan a Hemiptera, Heteroptera y Coleoptera (Figura 5).

Cuando la fase parásita ocurre muy cerca del agua. La larva sube a la superficie del agua, donde infesta a un huésped específico cuando este sube a intercambiar aire, y se aloja en las burbujas de aire bajo los elitros del huésped. La larva no está en contacto directo con el agua, pero por encontrarse muy cerca de ella, el regreso no representa ningún problema. Este tipo de parasitismo únicamente se presenta en las familias Eylaidae y Limnocharidae sobre huéspedes de Heteroptera y Coleoptera (Figura 6).

Cuando la fase parásita no ocurre cerca del agua. Las larvas nadan y se desplazan entre el substrato o los intersticios del fondo hasta localizar a las pupas de sus huéspedes, durante este tiempo la larva es forética y la pupa la transporta hasta el momento en el que el quironómido adulto emerge, la larva entonces se fija a él en el tórax o el abdomen. Todas excepto tres familias de Hydrachnidia pertenecen a este grupo, los insectos huéspedes pertenecen a los ordenes: Odonata, Plecoptera, Trichoptera y en especial la familia de dípteros Chironomidae.

La característica más interesante de este grupo, es que los huéspedes adultos no se encuentran directamente en el agua, lo que hace más difícil para estas larvas el regreso al medio acuático. De acuerdo con la literatura, esto sucede cuando la hembra y el macho están en la etapa del cortejo ó cuando la hembra del huésped se acerca al agua para

ovipositar y en el caso de los machos (Figura 7), cuando buscan hembras para aparearse (Costero, 1986).

Es importante mencionar que la etapa parásita no sólo tiene una función nutricional, sino también como dispersión que permite la colonización de nuevos hábitats.

Cuando la larva regresa, al agua se fija a algún sustrato y se transforma en el primer estadio ninfal la “protoninfa”, que es una etapa quiescente que recibe el nombre de ninfocrisálida; en su interior se desarrolla la deutoninfa (2° estadio), que se caracteriza por ser una activa nadadora y depredadora de larvas y huevos de insectos acuáticos generalmente dípteros o hemípteros así como de crustáceos y otros ácaros (Smith y Cook, 1991). Las deutoninfas son menos esclerosadas que los adultos, lo que permite que una vez que se alimenten su tegumento se expanda y pasen a un tercer estadio ninfal también quiescente llamado teleiocrisálida de la cual emergerá el adulto que se caracteriza por ser más esclerosado que la deutoninfa y sexualmente maduro, capaz de reproducirse. Solo algunos géneros presentan dimorfismo sexual especialmente en aquellos grupos que transfieren directamente el esperma a la hembra. Existe una gran variedad de formas para la transferencia de los espermátóforos del macho a la hembra puede ser de manera directa o indirecta lo cual refleja una alta diversidad en el comportamiento reproductivo dentro de los hidracáridos (Witte y Döring, 1999).

Las hembras como los machos comparten siempre los mismos hábitos alimentarios que las deutoninfas y en unión con las larvas, como resultado de la relación parásita que establecen así como por la depredación, tienen un efecto directo o al menos muy significativo, en el tamaño y la estructura de las poblaciones de muchos insectos en varios hábitats; desafortunadamente su impacto, en muy pocas ocasiones ha sido medido de forma adecuada, ya que en los estudios ecológicos de comunidades de agua dulce que se realizan, siempre se omiten a los ácaros acuáticos (Smith y Cook, 1991).

## 4.2 Parasitismo

Las larvas parasitan regularmente de 20 a 50% de las poblaciones naturales de insectos acuáticos como hemípteros Corixidae, coleópteros Dytiscidae, odonatos Libellulidae y dípteros Culicidae y Chironomidae. Los ciclos de vida deben sincronizarse con los de su huésped, para que los periodos de emergencia de las larvas de los ácaros coincidan con el de los insectos adultos. Algunos experimentos han demostrado que el parasitismo de las larvas dañan la vitalidad, el crecimiento, movilidad y fecundidad de sus

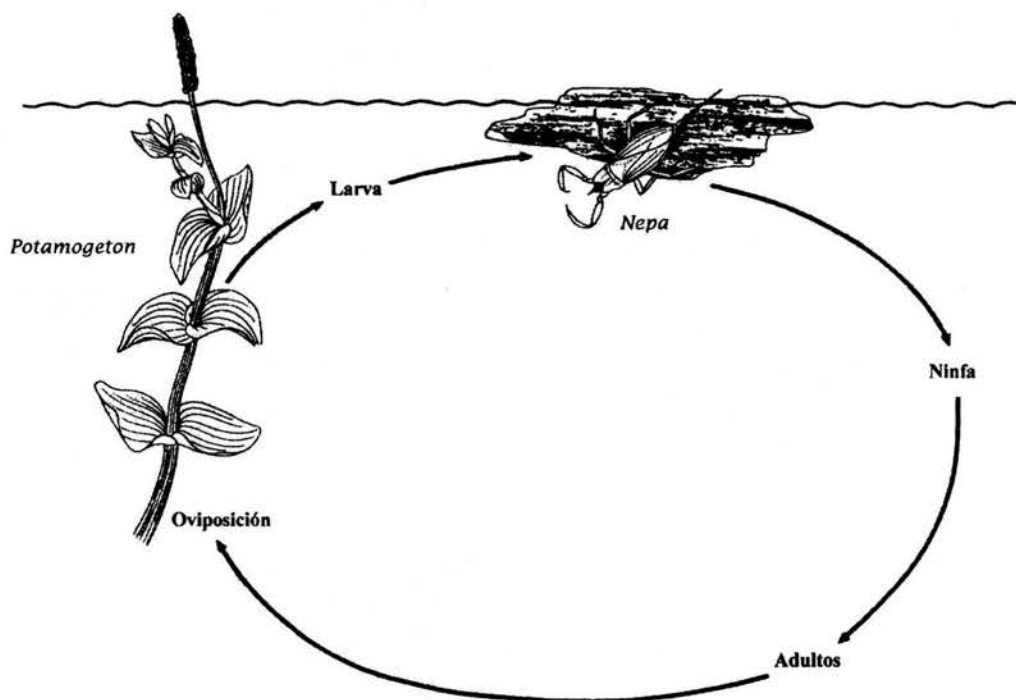


Figura 6. Ciclo de vida de *Hydrachna globosa*, fase parásita dentro del agua (Modificada de Böttger, 1972)

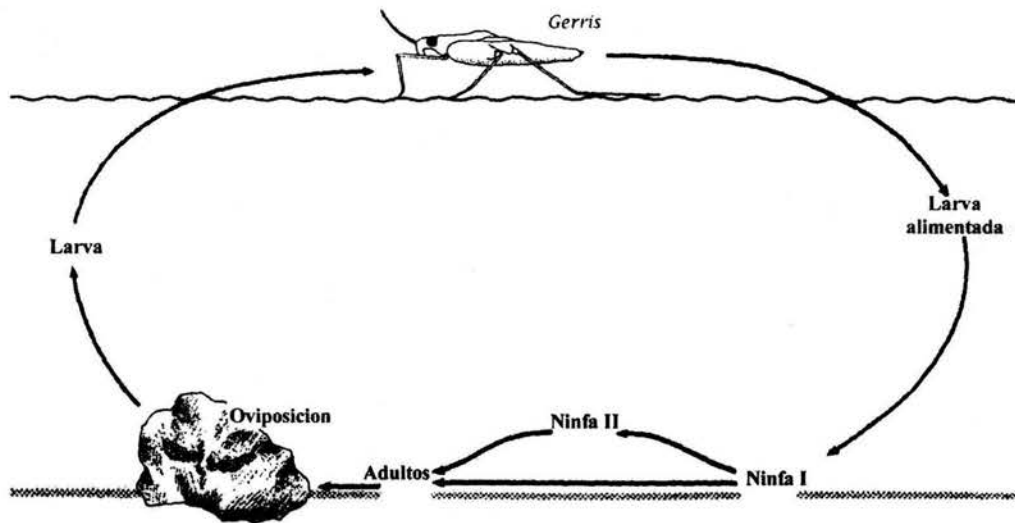


Figura 7. Ciclo de vida de *Limnochares aquatica*, fase parásita que no ocurre dentro del agua (Modificado de Böttger, 1972).

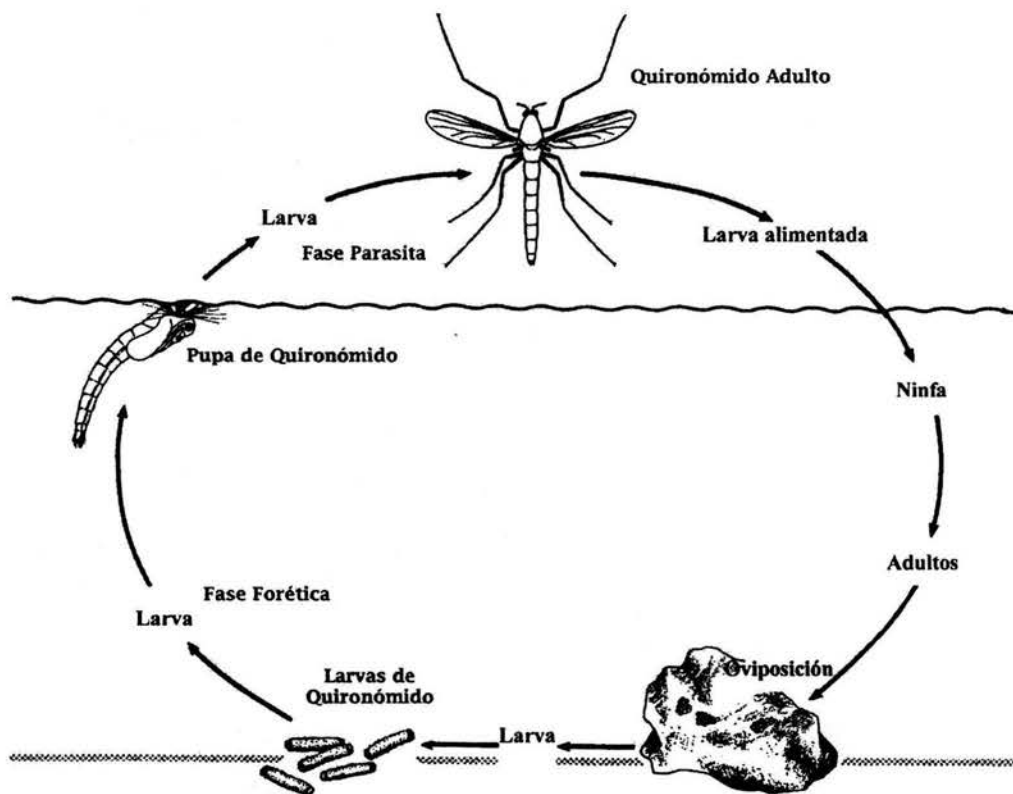


Figura 8. Ciclo de vida de *Limnesia maculata*, fase parásita que ocurre fuera del agua (Modificado de Böttger, 1972).

huéspedes y que esto se ha visto que es proporcional a la carga parasitaria como es el caso de *Anopheles crucians* que es parasitado por *Arrenurus pseudotenuicolis*, *Buenoa scimitra* por *Hydrachna virella* (Lanciani, 1983).

La dinámica de las poblaciones de ácaros acuáticos en la naturaleza, prácticamente se desconoce por lo que se requiere hacer estudios a largo plazo, para comprender la ecología de estas poblaciones. Algunas observaciones hechas, sugieren que las especies que constituyen comunidades de ambientes poco perturbados, se mantienen constantes durante un periodo de 25 años o más (Smith y Cook, 1991).

Son necesarias mas investigaciones, para identificar los factores que influyen en la estabilidad de las poblaciones naturales, así como también investigar los mecanismos que puedan promover el equilibrio entre las poblaciones de los ácaros y las de sus huéspedes (Smith y Cook, 1991).

### **4.3 Depredación**

Muchas de las ninfas y los adultos de los ácaros acuáticos son activos depredadores, pero existen algunos que se alimentan de organismos muertos, mientras que otros son parásitos. Existen citas sobre especies que se alimentan de plantas y detritus pero éstos son incongruentes considerando la morfología y función de los pedipalpos y quelíceros (Gledhill, 1985).

Sus presas incluyen pequeñas larvas y ninfas de insectos, comunmente dentro de las larvas se encuentran las de quironómidos y dentro de las ninfas se encuentran las de efemerópteros y plecopteros, además de pequeños crustáceos como cladóceros, copépodos y ostrácodos. Asimismo existen algunas especies del género *Limnesia* que son caníbales o bien que atacan y se alimentan de otras especies (obs. pers.). Los huevecillos de algunas especies de insectos acuáticos como quironómidos y tricópteros también son atacados, así como los de algunos peces. Por ejemplo los huevecillos de *Perca fluviatilis* L. se ha visto que son atacados por adultos de *Limnesia*, y algunas veces se han encontrado a los ácaros dentro de los huevecillos del pez (Gledhill, 1985).

Algunos autores piensan que los hidracáridos pueden ser generalistas en cuanto a su alimentación, y alimentarse de una gran variedad de organismos mientras que son



específicos por algún tipo de presa. Davids (1973) encontró que las ninfas y adultos de *Hydrachna conjecta* se alimentaban de los huevecillos de corixidos, especialmente de los huevecillos sésiles del género *Sigara*, mientras que los huevecillos pedunculados del género *Cymatia* eran rara vez depredados (Figura 8).

Tantos las larvas, ninfas y adultos de *H. conjecta* tienen una relación muy estrecha con los hemípteros, ya que las ninfas y adultos depredan los huevecillos mientras que las larvas parasitan a los adultos. Algo muy similar ocurre con *Hydrodroma despiciens*, cuyos adultos y ninfas se alimentan casi siempre de huevecillos de quironómidos mientras que la larva parasita a los adultos (Wiles, 1982).

*Limnochares aquatica* (L.) se alimenta predominantemente de larvas de quironómidos, sujetándolas casi siempre de la cápsula cefálica y extrayendo la hemolinfa (Böttger, 1969).

Con base en las observaciones realizadas, se puede señalar que es probable que la preferencia de los ácaros sobre algún tipo de presa esté relacionada con sus características morfológicas, así como el comportamiento alimenticio que presentan. Siendo por lo tanto usual que sujeten a las larvas a consumir por las partes blandas del cuerpo; no obstante, en el caso de las especies de *Arrenurus* sus pedipalpos son capaces de agarrar y sostener los pequeños apéndices de los ostrácodos, como las antenas (Figura 9).

Al parecer las especies del género *Piona* buscan a su presa de manera azarosa (Böttger, 1962). Aunque el patrón de búsqueda sea al azar, la depredación de los ácaros es selectiva para ciertas especies de mosquitos. Asimismo Smith (1983) menciona que algunas larvas del género *Aedes* son más adeptas a liberarse del ataque de los ácaros acuáticos a comparación de otras especies. Al parecer las especies más susceptibles del género *Aedes* son las que emergen más rápidamente y tienen menos solapamiento temporal con los ácaros y por lo tanto no conocen el comportamiento de ataque de los ácaros.

Los pedipalpos modificados de *Hydrodroma despiciens* son muy efectivos durante la alimentación de los huevecillos, ya que gracias a estos pueden quitar la cubierta gelatinosa a los huevecillos (Figura 10a y 10b). Las largas patas con numerosas sedas engrosadas de *Unionicola crassipes* (Müller) son usadas para detectar y atrapar copépodos y cladóceros del zooplancton. Se ha mencionado que los hidracáridos detectan a sus presas

por medio de estímulos táctiles, sin embargo no se descarta la detección de estímulos químicos (Gledhill, 1985).

A pesar de algunas observaciones, solo la biología alimentaria de unas cuantas especies ha sido estudiada en detalle, existiendo pocos datos sobre el número de presas consumidas por las ninfas y adultos de distintas hidracáridos. Wiles (1982) menciona que un ácaro adulto de *H. despiciens* (que no había sido alimentado por una semana) llegó a consumir 50 huevecillos de *Cicotropus sylvestris* (Fabricius) en 15 minutos y que la hembra consumió 235 huevecillos en 12 horas. Asimismo encontró que el número mínimo de huevecillos a consumir para completar la fase ninfal era de 83, y que el número máximo de 222 huevecillos. La cantidad de huevecillos consumida se llegaba a incrementar conforme aumentaba el tamaño de la ninfa. En las dos primeras semanas después de emerger los adultos, consumían de 40-50 huevecillos por día, y algunos incluían 103 larvas al día.

No obstante se cuenta con muy pocos datos cuantitativos para poder evaluar los efectos de la depredación de los ácaros acuáticos sobre las poblaciones de invertebrados acuáticos, por lo que, la presencia de éstos en gran número, sugiere que el efecto podría ser considerable.

Los hidracáridos como presas, no son de la predilección de los vertebrados de agua dulce, aunque ocasionalmente llegan a formar parte de la dieta de algunos peces o tortugas. Sin embargo, en el caso de algunos invertebrados como náyades de odonatos, pueden jugar un papel muy importante en su alimentación, llegando a depredar en forma importante a estas poblaciones (Smith y Cook, 1991).

Se ha observado que algunos ácaros utilizan como medio de defensa colores crípticos como el rojo, ya que estos indican a los depredadores que tienen un sabor desagradable y así aprenden a no comerlos (Smith y Cook, 1991).

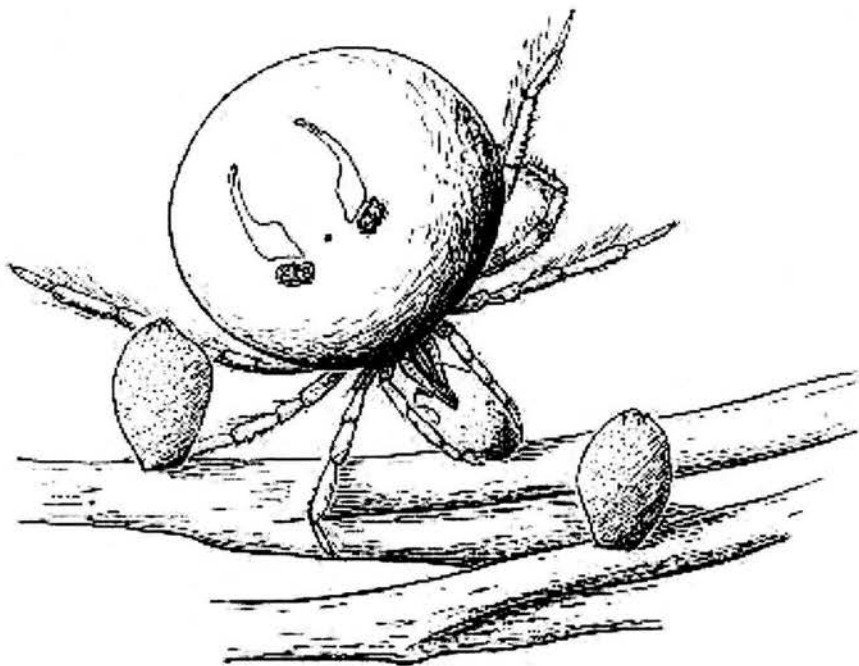


Figura 9. *Hydrachna conjecta*, alimentándose de huevecillos de *Sigara striata* según Davids, (1973).

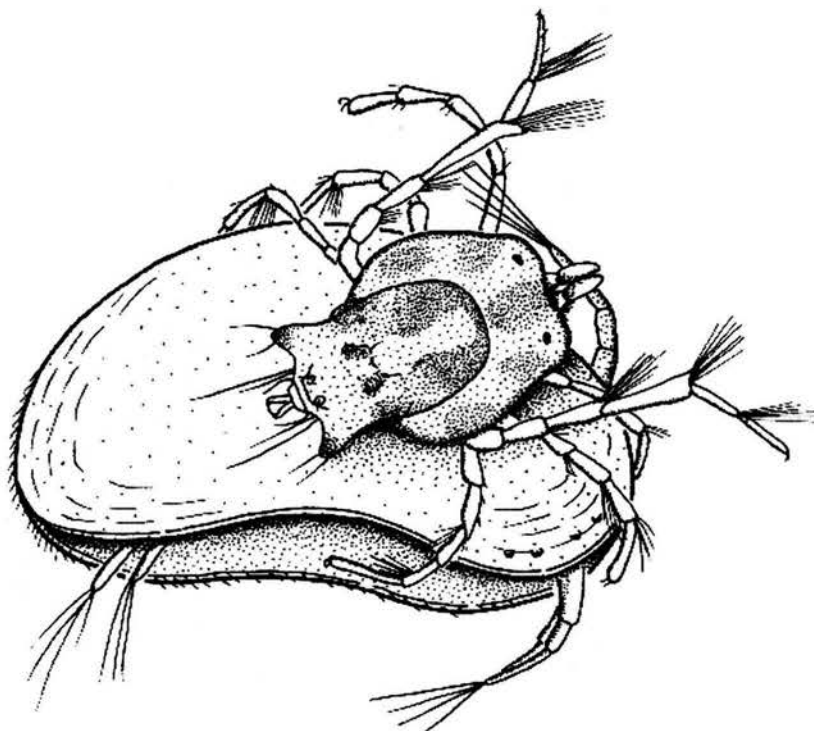


Figura 10. *Arrenurus maculator* alimentándose de un ostrácodo según Gledill (1985).

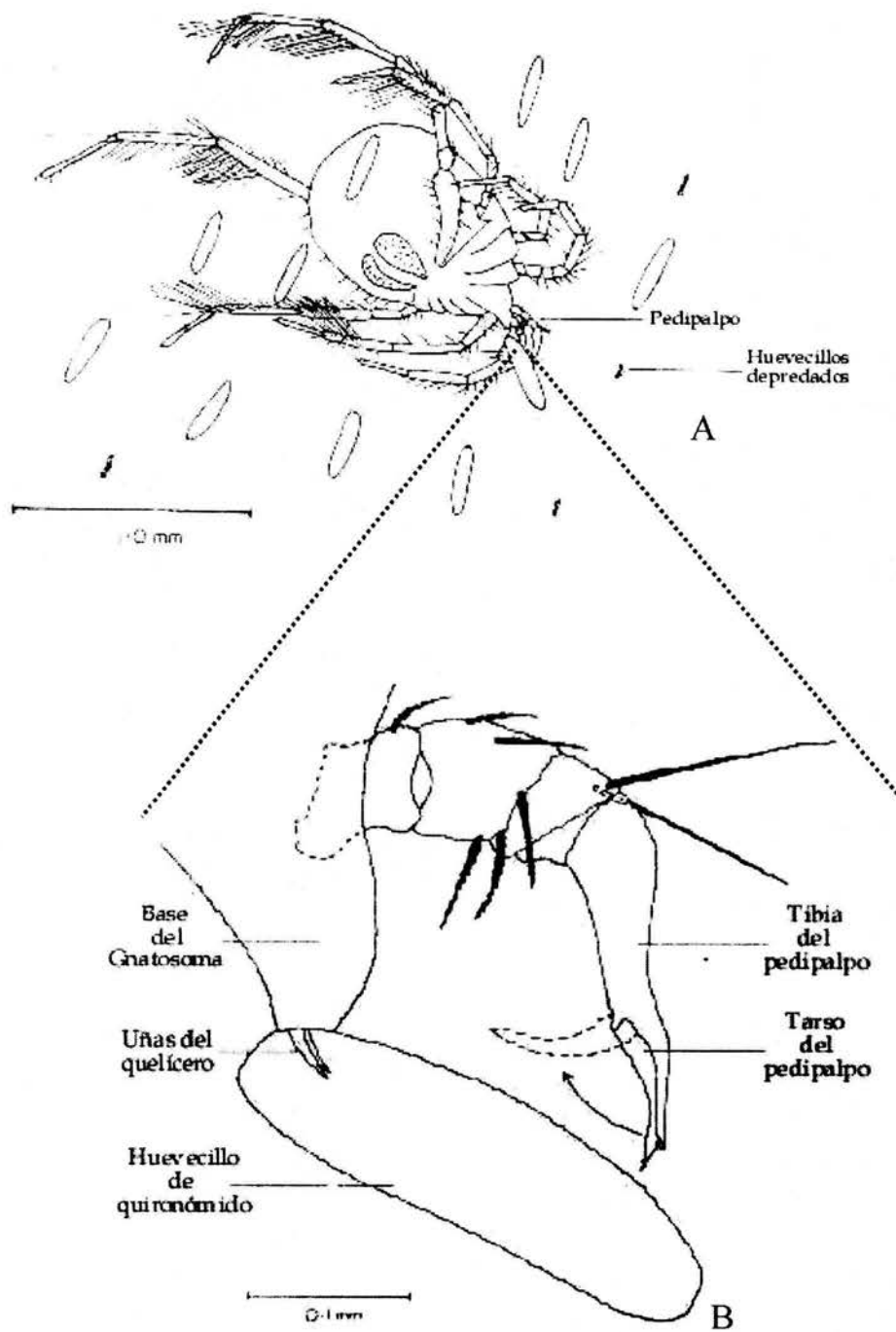


Figura 11. *Hydrodroma despiciens* alimentándose (A) y perforando (B) los huevecillos de quironómidos (Modificado de Wiles, 1982).

## IV. MÉTODOLOGÍA

### 1 AREA DE COLECTA

La Delegación Xochimilco se encuentra entre las siguientes coordenadas geográficas: 19° 19 ' al norte y 19° 27 ' al sur de latitud norte; al este 99° 00 ', al oeste 99° 09', de longitud oeste y tiene una extensión territorial de 117.70 km<sup>2</sup> y una población de 332, 314 hab (Anónimo, 1996).

En el año 1254 D.C., se instaló en esta zona, la primera de las siete tribus nahuatlacas que llegó al Valle de México procedente de Chicomostoc. Hacia 1265 D.C. y ante la terrible escasez de alimentos, Acatonalli (primer señor Xochimilca, 1256-1279) propone al Consejo de Ancianos sobreponer en el lago unas varas y cieno o limo y por último plantar un Ahuéxotl o Ahuejote a la orilla para afianzarlas; este terreno que fué sembrado por su forma de ramaje, los rayos del sol penetraban perfectamente sobre este; tras el feliz éxito nace oficialmente la chinampa ( vocablo que se deriva del náhuatl *chinamitl*, que significa “reja de cañas” y *pan*, que significa “encima o sobre”, es decir, “sobre una reja de cañas”) en la zona lacustre del Valle de México que comienza con la producción de maíz, frijol, chile, calabaza y muchos otros cultivos. Desde entonces al lugar se le llamo Xochimilco “sementerera de flores” y a sus habitantes xochimilcas (Figura 11). La producción de flores, hortalizas continúa desde la época prehispánica hasta nuestros días en chinampas alrededor de las que se encuentran canales (Anónimo, 1996).

#### 1.1 Localización y descripción de la zona de estudio

Del suelo del área de Xochimilco surgían numerosos manantiales de agua potable que abastecían a la población y que actualmente están casi agotados. La importancia hidrológica de Xochimilco la componen los canales de: Cuemanco, Apatlaco, Nacional, Del Bordo, Japón y el Canal de Chalco que sirve también como límite con la delegación Tlahuac. El nivel de las aguas en los canales asimismo ha disminuido notablemente debido a que desde principios del siglo 20, se comenzó a desviar el agua hacia la ciudad de México (Anónimo, 1996).

La superficie montañosa, se encuentra entre los 3200 y los 2250 msnm. Los suelos de esta región se formaron a consecuencia de la intemperización de la roca madre, compuesta por materiales de origen volcánico. Debido a que el suelo es inclinado de sur a norte, fueron formados por acarreo que las aguas llevaron desde las partes altas, constituyendo así una llanura lacustre en la que predominan suelos con textura arenosa-arcillosa. Asimismo, se encuentran suelos ricos en materia orgánica, debido a la presencia de vegetación acuática la cual es utilizada como abono. La mayor parte de los suelos de la región, son ricos en nitrógeno, potasio, magnesio y fósforo, pero sobre todo en calcio (Mendoza, 1961).

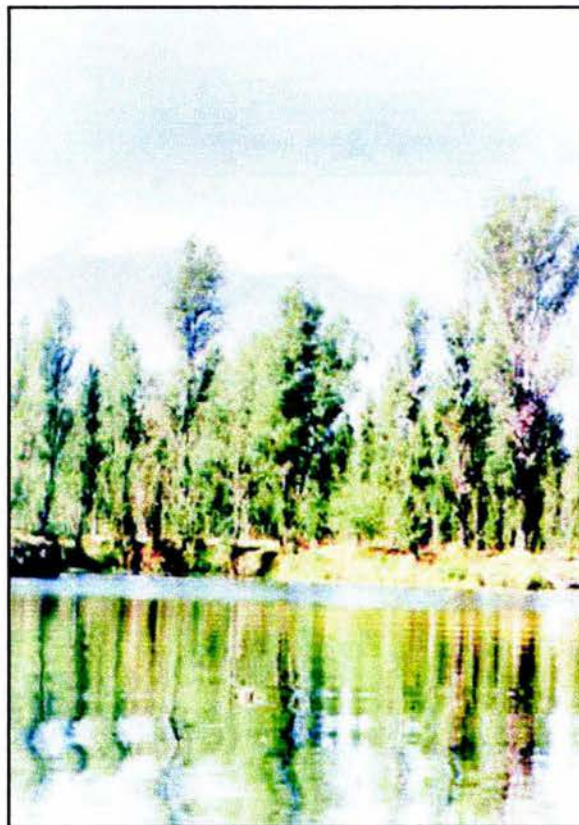


Figura 12. Lago de Xochimilco

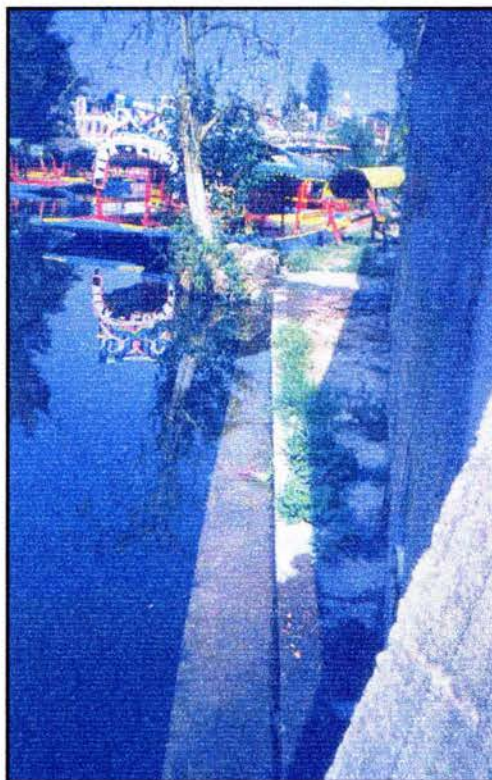


Figura 13. Embarcadero Belem

El clima de Xochimilco es templado lluvioso. La época de lluvias tiene lugar principalmente en verano y otoño. Sin embargo, debido a la diferencia de altura propia del relieve se distinguen dos subtipos de clima. El Cwb corresponde a la llanura y a la región baja. En esas dos regiones el clima es Cwb o sea templado con una temperatura media del mes más cálido inferior a 22 °C. La segunda región corresponde a la zona más alta situada al sur de la delegación. Presenta una temperatura media superior a 10 °C., así como otras características térmicas que permiten caracterizarlo como un clima Cwc o sea templado con invierno (Mendoza, 1961).

La vegetación propia de esta zona lacustre está formada principalmente por ahuejotes (*Salix bompladiana*), típicos de la región, que se utilizaron para fijar las

chinampas. Estos se encuentran sembrados únicamente en los márgenes de las mismas, las cuales no son propiamente una zona de vegetación sino una zona agrícola de tipo mixto.



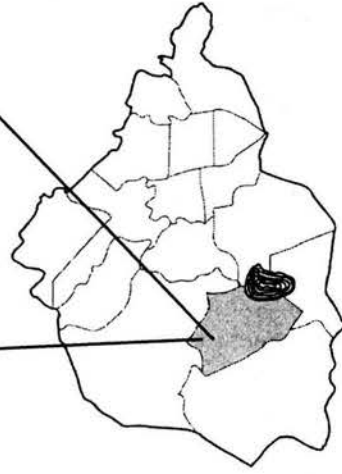
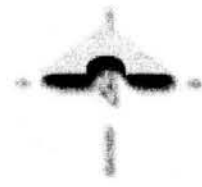
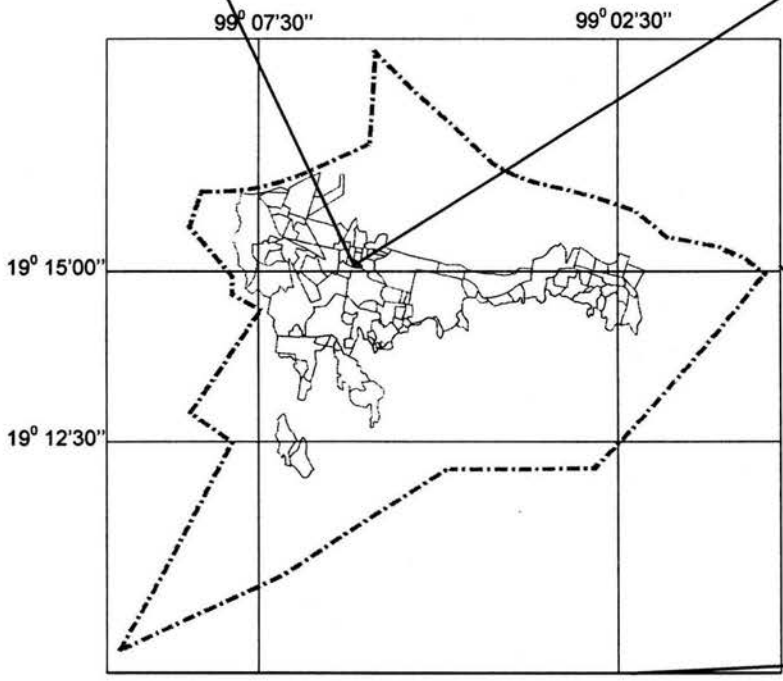
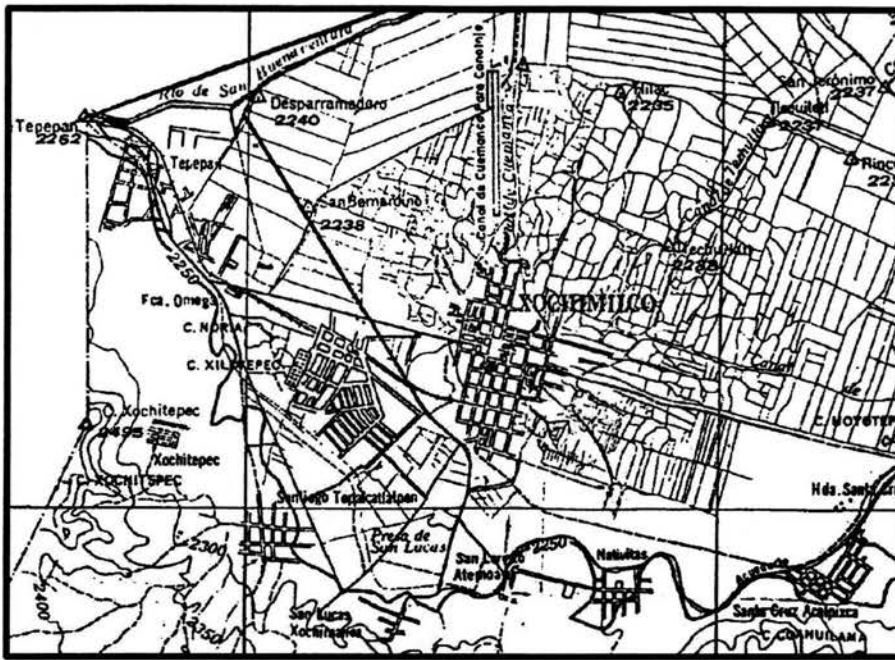


Figura 14. Localización de Zona de Colecta

Bordeando los canales se encuentran también casuarinas, sauces, alcanfores y eucaliptos. La superficie de los canales se cubre de una gran cantidad de plantas acuáticas como el lirio acuático (*Eichornia crassipes*), el ombligo de venus (*Hydrocotyle renunculoides*), *Lymnobiium stoloniferum*; también se encuentra *Nymphaea mexicana*, la lechuga de agua (*Pistia stratiotes*) así como las lentejuelas (*Wolffia gladiata*) (Mendoza, 1961). A la orilla de los canales encontramos “espadañas, asociaciones de *Ceratophyllum demersum* y abundantes hojas de flecha (*Sagitaria lancifolia* y *S. macrophylla*) y alcatraces (*Zantedeschia aethiopica*) y otros tipos en las partes elevadas hay pequeñas zonas de bosque mixto con algunos pinos, cedros ahuehuetes, ocotes, encinos y tepozanes. (Anónimo, 1996).

Antiguamente en Xochimilco, la fauna terrestre y acuática fue abundante, había liebres, tigrillos, venados, tepexcuintles, carpas de gran tamaño, ajolotes, truchas, acocíles y tortugas. Una de las actividades que se practicó antes de la agricultura fue la pesca, se dice que hubo carpas negras, plateadas y pintas también se pescaban sardinas, truchas además de los atepocates o michipetos. Se cuenta también que existían ajolotes (*axólotl*) negros, blancos, rojizos y pintos, y su carne era reservada para las mejores mesas (Anónimo, 1996). Entre las aves pueden mencionarse el pato silvestre, la agachona, la garza y la gallareta; que son aves migratorias que se presentan en el otoño. Dentro de los invertebrados se encuentra una variedad de insectos, arácnidos, miriápodos e hidracáridos como *Arrenurus xochimilcoensis* (Cramer-Hemkes y Cook, 1992) y otras especies del género *Arrenurus* (Cime, 2003). Desafortunadamente la fauna que fue típica poco a poco ha ido desapareciendo como consecuencia del llamado progreso; algunas especies se han extinguido y otras están en peligro de desaparecer; se cuenta que en el siglo pasado, el venado era típico de la región y actualmente ha desaparecido por completo (Anónimo, 1996).

Xochimilco cuenta con una gran zona lacustre la cual está compuesta por una serie lagunas y canales, los cuales sirven como vía de comunicación entre las colonias y las chinampas de las que se transportan flores y verduras para su venta. Los canales son también una atracción turística muy importante para la Delegación, por lo que se han

establecido nueve embarcaderos situados en cinco colonias ó barrios como se muestra a continuación.

Cuadro 6. Embarcaderos turísticos de la delegación Xochimilco

EMBARCADEROS	LOCALIZACIÓN
Fernando Celada	Av. Guadalupe I. Ramírez S/N Bo. San Juan
Caltongo	Av. Nuevo León S/N Bo. Caltongo
Salitre	Cda. Salitre S/N Bo. San Cristóbal
San Cristóbal	1er. Callejón Rayito Bo. San Cristóbal
Belem	Cda. Violeta S/N Bo. Belem
Nuevo Nativitas	Calle del Mercado S/N Bo. Xaltocan
Zacapa	Carr. Xochimilco-Tulyehualco S/N Nativitas
Las Flores	Carr. Xochimilco-Tulyehualco S/N Nativitas
Cuemanco	Periférico Sur S/N (Frente a la pista de Remo y Canotaje Virgilio Uribe)

## 2. TRABAJO DE CAMPO

El material biológico utilizado en este estudio se recolectó en el campo y posteriormente, fué trasladado y mantenido en el laboratorio de Acarología “Anita Hoffmann”, Facultad de Ciencias, UNAM. Por esta razón la metodología se ha subdividido en: métodos de colecta y métodos de mantenimiento de los organismos; *Piona* sp. (Acari: Hydrachnidia) y larvas de *Culex restuans* (Diptera: Culicidae).

### 2.1 Colecta de *Piona* sp.

Los ácaros de la especie *Piona* sp. fueron colectados en el embarcadero “Belem”, calle cerrada Violeta s/n, ubicado en Xochimilco, Distrito Federal, México, 19° 15’ 31’’ latitud N y 99° 05’ 56’’ latitud W, a una altitud de 2439 msnm. Los canales del embarcadero están siendo contaminados constantemente debido a que el drenaje de varias casas del barrio desemboca hacia el embarcadero, además de la basura que tanto los habitantes como los turistas arrojan ahí.

Para elegir el sitio más adecuado para la colecta de los hidracáridos, se realizaron colectas preliminares en varios embarcaderos del lago de Xochimilco entre los que se

encuentran el embarcadero “Cuemanco”, “Caltongo”, “Nativitas” y “Belem”, este último se eligió como la principal zona de colecta, ya que independientemente a los niveles de contaminación ahí presentes, se encontraban abundantes organismos a lo largo de casi todo el año.

#### Material.

- Red cónica redondeada, de malla fina con una abertura en la boca de 40 cm con una abertura de 250  $\mu$ .
- Bolsas de plástico de 60x 40cm
- Frascos de plástico de 600 ml con tapa
- Goteros
- Cubeta de 14 l
- Charola de plástico blanca de 30 x 20 x 5 cm

Para la colecta del material se modificaron las técnicas de colecta para ambientes lóticos de Cramer (1988).

Como resultado de colectas realizadas en un estudio de retrospectiva, se encontró que los ácaros de la especie *Piona* sp., se localizaban con mayor frecuencia asociados a las áreas del embarcadero donde se encontraba *Egeria densa*; en los casos en los que no era posible encontrar a esta planta, los organismos se localizaban en el fondo, asociados al sustrato (piedras y tierra). Para su colecta por lo tanto, fue conveniente obtener utilizando una red acuática, tanto ejemplares de *Egeria densa* como muestras del fondo con tierra, piedras y limo. El contenido de la red se vació *in situ*, en una charola de plástico blanca y se agregaba un poco de agua para separar a los ácaros con ayuda de un gotero. Estos se colocaron en frascos de plástico con agua y se trasladaron en cubetas de plástico, hacia el Laboratorio de Acarología “Anita Hoffmann”, para su estudio y mantenimiento.

## 2.2 Colecta de *Culex restuans* Theobald, 1901.

Material.

- Frasco de plástico de 1000 ml
- Cucharón de plástico

Las larvas de *Culex restuans* se obtuvieron a través de barquillas de huevecillos colectadas en el panteón Xilotepec, en Xochimilco, D.F. Las barquillas se ponían en frascos de plástico de 1000 ml utilizando un cucharón de plástico.

## 3 TRABAJO DE LABORATORIO

### 3.1 Mantenimiento de *Piona* sp.

Material.

- Frascos de vidrio de boca ancha (300 ml)
- Gotero
- Agua de clorada
- *Egeria densa*
- Charolas de plástico (40x 10x 15 cm)
- *Daphnia* sp.
- Líquido de Koenike (40 % glicerina, 10 % ac. acético glacial, 50 % H<sub>2</sub>O)
- Frascos viales de 3x1 cm con tapa de rosca
- Compresor de aire
- Manguera de plástico (para acuario)
- Piedra aereadora
- Cámaras de ambiente controlado
- Termómetro digital

Una vez en el laboratorio los ácaros se colocaban en frascos de vidrio de 300 ml con 250 ml de agua de clorada, se separaban las ninfas, hembras y machos, en tres lotes. Los frascos se colocaban en una cámara de ambiente controlado con un fotoperíodo de 18 horas luz y 6 oscuridad, con una temperatura de  $25 \pm 27$  °C y una humedad de  $46 \pm 48$  %. A cada uno de los frascos se les agregaba una rama de *Egeria densa* que servía como lugar de descanso para los hidracáridos adultos. A los frascos que contenían las ninfas, no se les ponía *Egeria densa*, ya que si estas encontraban un sitio para fijarse, continuarían su ciclo de vida transformándose en imagocrisalidas; en el caso de las hembras la planta acuática les servía también como sustrato para adherir sus huevecillos.

Antes de realizar los experimentos de selectividad de presas y capacidad de depredación con ninfas y adultos de *Piona* sp., se dejaban sin alimento durante un día, a partir del día de su colecta.

Una vez utilizados los hidracáridos en los experimentos, eran puestos en charolas de plástico, (de 40x 10x 15 cm) con litro y medio de agua de clorada y ramas de *Egeria densa*, con una fuente de oxígeno constante, gracias a un compresor de aire para acuario, manguera de plástico y una piedra aereadora.

Estos ácaros fueron alimentados con *Daphnia* sp. viva, en 5 ml de agua cada tercer día. La limpieza de las charolas se hacía cada 5 días, retirando los organismos muertos y colocándolos para su fijación y preservación en viales con líquido de Koenike.

### **3.2 Mantenimiento de larvas de *Culex restuans***

Material.

- 1 Charola de plástico blanca de 30 x 20 x 5 cm
- 3 Charolas plásticas blancas para fotografía
- Agua de clorada
- Alimento para perro (Apican)
- Agua caliente 80 °C
- Cámaras de ambiente controlado

Una vez en el laboratorio los frascos con las barquillas de huevecillos se vaciaron en una charola blanca de plástico para fotografía con agua de clorada y se colocaron dentro de una de las cámaras de ambiente controlado con un fotoperíodo de 18 horas luz y 6 oscuridad, temperatura de  $25 \pm 27$  °C y una humedad de  $70 \pm 80$  %.

Después de 24 horas algunas de las larvas que emergieron se utilizaron para los experimentos, mientras que las demás, para obtener las dos siguientes etapas larvianas de este mosquito, las cuales se colocaron en dos cámaras de ambiente controlado, a una temperatura de 25 a 27°C y una humedad del 70 al 80 % y un fotoperíodo de 18 horas luz y 6 oscuridad. En cada charola, se espolvoreaba una pequeña cantidad de alimento molido para perro (Apican®) para las larvas de primero y segundo estadio, el cual se les proporcionaba una vez al día. Cuando las larvas mudaban al segundo estadio, se realizaba el primer cambio de agua, separándolas en charolas de plástico con ayuda de una pipeta; manteniendo a todos los organismos bajo las mismas condiciones ambientales. Cuando las larvas mudaron al 2º y 3º estadio, se realizó un segundo cambio de agua. Una vez que se desocupaban las charolas se lavaban con agua caliente, sin utilizar detergente, de modo que se pudieran reusar.

#### 4. DESARROLLO EXPERIMENTAL

El desarrollo experimental realizado en este estudio se ha subdividido en: estadios larvianos atacados de *Culex restuans* atacados por *Piona* sp., capacidad depredadora de *Piona* sp. y ciclo de vida de *Piona* sp.

##### 4.1 Estadios larvianos de *Culex restuans* atacados por *Piona* sp.

Esta fase experimental se realizó con el fin de saber cual de los primeros tres estadios larvianos de *Culex restuans* era el mas depredado por ninfas y adultos de *Piona* sp.

Las presas utilizadas fueron larvas de primero, segundo y tercer estadio de *Culex restuans*, cada uno de estos estadios se separaron de las charolas de mantenimiento un día antes de iniciar los tratamientos.

Para nuestros sistemas de prueba, utilizamos frascos de vidrio de 170 ml, los cuales contenían 150 ml de agua deionada, se realizaban estas evaluaciones con depredadores hembras, machos y ninfas de *Piona* sp. Se mantenía un mismo número de depredadores que eran 5, con densidades de presas de 30 larvas de *Culex restuans* para cada uno de los estadios de desarrollo (1º, 2º, y 3er estadio), realizando 3 repeticiones para cada tratamiento. Tanto los hidracáridos como las larvas de *Cx. restuans*, eran puestas en los frascos utilizando un gotero, rotulando en el frasco el estado de desarrollo del depredador, estadio de la presa, la fecha, la hora así como el número de repetición; posteriormente eran puestos dentro de una cámara de ambiente controlado a una temperatura de 25 a 27°C, una humedad del 70 al 80 % y un fotoperíodo de 18 horas luz y 6 oscuridad.

Después de 24 horas se sacaban los frascos se vaciaba cada uno en una charola y se contaba manualmente el número de presas consumidas para cada especie de presa registrando estos datos en una hoja control.

Para seleccionar el estadio larval del mosquito con el cual se realizaría la parte de capacidad de depredación, primero se obtuvo el promedio de larvas consumidas por cada estado de desarrollo de *Piona* sp. (ninfas, hembras y machos) para cada uno los tres primeros estados larvarios de *Culex restuans*, y posteriormente se realizó una prueba de Kruskal-Wallis para observar si existían diferencias significativas para la depredación de estos, para las ninfas y adultos de *Piona* sp. Utilizados.

#### **4.2 Capacidad depredadora de *Piona* sp.**

Esta fase experimental se realizó con el fin de saber cual era la capacidad depredadora de las ninfas y adultos de *Piona* sp. usados, así como ver si existían diferencias entre estos en relación a la capacidad de búsqueda y tiempo de manipuleo que se obtendría, a partir de los modelos de respuesta funcional de Holling (1979) y Rogers (1972), sobre larvas de *Culex restuans*, además de la relación entre el número de presas inicial y el número de presas consumidas para los estados de desarrollo de *Piona* sp., utilizando una regresión lineal simple.



Para nuestros sistemas de prueba, utilizamos frascos de vidrio de 170 ml, los cuales contenían 150 ml de agua dechlorada, se realizaron estas evaluaciones con depredadores hembras, machos y ninfas de *Piona* sp. Se mantuvo un mismo número de depredadores que fue 5, expuestos a densidades larvarias de *Cx. restuans* de 10, 20, 30, 40, y 50 (dependiendo de que estadio larval fue el más consumido por cada estado de desarrollo de los ácaros) realizando 3 repeticiones para cada tratamiento. Tanto los hidracáridos como las larvas de *Cx. restuans* fueron puestos en los frascos utilizando un gotero; se anotaba en el frasco el estado de desarrollo del depredador, estadio de la presa, su densidad, fecha, hora y el número de repetición, posteriormente eran puestos dentro de una cámara de ambiente controlado. Después de 24 horas se sacaban los frascos se vaciaba cada uno en una charola y se contaban manualmente el número de presas consumidas para cada especie de presa registrando estos datos en una hoja control.

Los resultados obtenidos que en este caso fueron el número inicial de presas ( $N_o$ ) y el número de presas consumidas ( $Na$ ) de las cinco densidades para cada estado de desarrollo, fueron analizados mediante una regresión lineal simple  $\hat{Y} = \hat{\beta}_0 + \hat{\beta}_1 X_i$ , donde  $X_i$  = datos variable  $x$ ,  $\beta_0$  = ordenada al origen y  $\beta_1$  = pendiente.

Mientras que la depredación fue analizada utilizando los modelos matemáticos de Holling (1959):  $Na = a'T_h N_o / (1 + a'T_h N_o)$  y Rogers (1972):  $Na = N_o / (1 - \exp(-a'T_i + a'T_h Na))$  siendo  $Na$  = número de presas atacadas,  $N_o$  = número inicial de presas,  $a'$  = capacidad de búsqueda,  $Tt$  = tiempo total de exposición y  $Th$  = tiempo de manipuleo. Obteniendo la capacidad de búsqueda o coeficiente de ataque ( $a'$ ), que es la capacidad del entomófago para buscar y atacar a su presa, así como el tiempo de manipuleo ( $Th$ ), es decir, el tiempo que tarda el depredador en buscar, localizar, atrapar, consumir y digerir a su presa.

### 4.3 Ciclo de vida *Piona* sp.

#### *Huevecillos.*

Para obtener los huevecillos se separaron las hembras recolectadas, en frascos de 30 ml con agua de clorada y una pequeña rama de *Egeria densa*, la planta acuática les sirvió como sustrato para adherir sus huevecillos. Los frascos se colocaron en una cámara de ambiente controlado, que contaba con dos pequeñas lámparas fluorescentes de 8 watts, además de dos ventiladores para enfriar la cámara. El fotoperíodo se controlaba a través de un timer marca Tork® arreglado con 18 horas luz y 8 horas oscuridad; y una temperatura de  $18 \pm 22$  °C y una humedad de  $46 \pm 48$  %.

Una vez separadas las hembras se revisaron los frascos diariamente, anotando el día de colecta, el inicio de la oviposición, la cantidad de huevecillos y la forma de la puesta. Obteniendo a partir de estos datos, el porcentaje y la tasa de eclosión de las larvas así como la tasa de fecundidad, aplicando las siguientes formulas.

$$T = \frac{\sum lx mx x}{Ro}$$

$T$  = duración en tiempo de una generación

$lx$  = proporción de individuos al inicio

$mx$  = promedio de huevecillos nacidos por madre

$Ro$  = tasa de multiplicación por generación

$x$  = intervalo de tiempo

$$r = \frac{\ln Ro}{T}$$

$r$  = tasa instantánea de crecimiento

$Ro$  = tasa de multiplicación por generación

## V. RESULTADOS

### 1 ESTADIOS LARVARIOS DE *Culex restuans* ATACADOS POR *Piona* sp.

Una vez expuestos a los dos estados de desarrollo de *Piona* sp se observó un ataque preferentemente por las larvas del primer estadio de *Culex restuans*; tanto para ninfas, hembras y machos que atacaron a todas las larvas de este estadio, a las que fueron expuestos; disminuyendo el porcentaje de larvas depredadas en el segundo estadio, y prácticamente nulo para el tercero (Cuadro 7, situación observada también en otros depredadores de larvas de mosquito, es decir a medida que avanza la edad de la larva del mosquito disminuye la intensidad de depredación, como sucede con diferentes especies de copépodos que han sido evaluadas como potenciales agentes de control biológico (Marten 1990; Tietze et al 1994; Marten and Thompson 1997; Rey et al 2004).

Cuadro 7. Depredación promedio de las ninfas y adultos de *Piona* sp. sobre los tres primeros estadios de *Culex restuans* después de una exposición de 24 horas.

Estadio larval	Ninfas	Hembras	Machos
Primer estadio	25 ± 2	29.3 ± 1.15	29 ± 1
Segundo estadio	7 ± 1.15	21 ± 1	7 ± 12
Tercer estadio	0.33 ± 0.57	0.66 ± 0.57	0.33 ± 0.57

Mediante la prueba de Kruskal-Wallis se obtuvieron diferencias significativas entre el número de larvas depredadas por los estados de desarrollo de *Piona* sp., sobre los tres primeros estadios larvales de *Cx. restuans*, esto fue indicado por el nivel de significancia **p**, la cual fue menor a 0.05 (Cuadro 8).

Los resultados de estas pruebas nos ayudaron a seleccionar a las larvas del primer estadio de *Cx. restuans* para determinar la capacidad depredadora de las fases de desarrollo de *Piona* sp.

Cuadro 8. Valores calculados de H y nivel de significancia obtenidos, para los tres primeros estadios larvarios de *Culex restuans* a través de la prueba de Kruskal-Wallis.

Estado de desarrollo	H	p
Ninfas*	7.260504	0.0265
Hembras*	7.322034	0.0257
Machos*	7.260504	0.0265

\*Existen diferencias significativas

Los resultados de la depredación indicaron que todos los estados de desarrollo del hidracárido lograron atacar a casi todas las larvas del mosquito a las que fueron expuestas (Cuadro 9).

Cuadro 9. Comparación del promedio de larvas consumidas, para cada una de las densidades a las que fueron expuestos cada estado de desarrollo de *Piona* sp.

Densidad larvaria	Depredación Ninfas*	Depredación Hembras*	Depredación Machos*
10	10 ± 0	10 ± 0	10 ± 0
20	20 ± 0	19.33 ± 1.15	20 ± 0
30	30 ± 0	30 ± 0	29 ± 1
40	38.33 ± 2.88	40 ± 0	39.66 ± 0.57
50	50 ± 0	47.33 ± 1.52	49.66 ± 0.57

\* Promedio de larvas consumidas

## 2 CAPACIDAD DEPRADORA DE *Piona* sp.

Después de realizar el análisis estadístico de los datos de presas consumidas por el *Piona* sp. se pudo apreciar que el coeficiente de regresión ( $\beta_1$ ), que representó la intensidad de depredación, fue mayor para los machos, seguido por las ninfas y en último lugar las hembras. Los valores de los coeficientes de regresión, correlación y determinación obtenidos de la depredación ejercida por las ninfas, hembras y machos de *Piona*.sp. sobre

las larvas del primer estadio de *Cx. restuans* resultaron altamente significativos para todos los casos (Cuadro 10).

Cuadro 10. Valores obtenidos a partir de la regresión lineal sobre las larvas de *Culex restuans* para los tres estados de desarrollo de *Piona* sp.

Estado de desarrollo	r	r <sup>2</sup>	β <sub>0</sub>	β <sub>1</sub>
Ninfas	0.996	0.992	0.166	0.983
Hembras	0.996	0.993	0.733	0.953
Machos	0.997	0.998	0.035	0.990

Por otro lado uno de los componentes de mayor importancia desde el punto de vista ecológico, para un buen entomófago, dentro de la respuesta funcional, es la capacidad de búsqueda ( $a'$ ), la cual fue igual para los tres estados de desarrollo de *Piona* sp. en el caso del modelo de Holling, mientras que para el modelo de Rogers fue ligeramente mayor en el caso de las hembras seguidas por las ninfas y en tercer lugar los machos (Cuadro 11). En el caso, de los valores de la capacidad de búsqueda fueron muy parecidos a los resultados obtenidos en pruebas de depredación con algunas especies de insectos acuáticos (Quiroz-Martinez et al 2000).

Cuadro 11. Valores obtenidos a partir del modelo de Holling (1959) y Rogers (1972) sobre larvas de *Culex restuans* en el caso de las ninfas.

Estado de desarrollo	Holling		Rogers	
	$a'$	$Th$	$a'$	$Th$
Ninfas	0.041	0.010	0.2852	0.030
Hembras	0.041	0.017	0.3109	0.1781
Machos	0.041	0.005	0.2821	0.0946

### 3 DEPREDACIÓN DE LAS NINFAS Y ADULTOS

Se observaron diferencias significativas entre las ninfas, machos y hembras para la densidad de 50 (Cuadro 12). Además la depredación promedio de larvas se incremento con la densidad larvaria, tanto para las ninfas, machos y hembras (Cuadro 18).

Cuadro 12. Valores calculados de H y nivel de significancia obtenidos, para cada densidad larval a través de la prueba de Kruskal-Wallis

<b>Densidad larvaria (larvas de 1er estadio)</b>	<b>H</b>	<b>p</b>
10	0	1
20	2	0.3679
30	4.5	0.1054
40	1.166664	0.558
50*	6.168348	0.0458

\* Existen diferencias entre los estados de desarrollo de *Piona* sp. . (ninfas, hembras y machos) para cada densidad larvaria

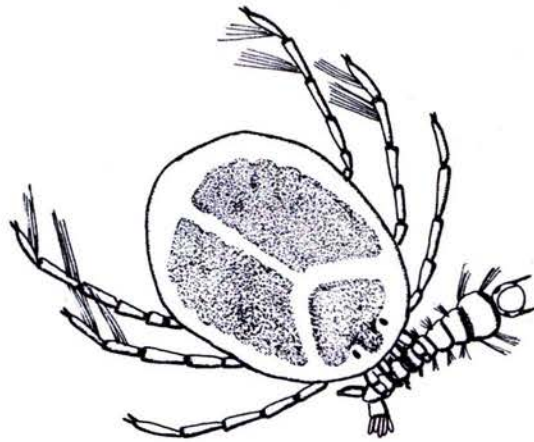


Figura 15. Forma en que *Piona* sp. sujeta a las larva de *Aedes aegypti*



Figura 16. Larva de *Aedes aegypti* después de haber sido consumida por *Piona* sp.

#### 4. CICLO DE VIDA DE *Piona* sp.

En el mes de mayo del 2004 se colectaron 17 hembras de *Piona* sp. de las cuales 11 de ellas pusieron huevecillos, obteniendo los siguientes resultados: el promedio de huevecillos puestos por cada hembra varió de 10 hasta 66, y siendo varios de éstos colocados por las hembras en más de una puesta (Cuadro 15). Asimismo se observó que las hembras de *Piona* sp. colocaban sus huevecillos en hileras y no en grupos como otras especies de hidracáridos, y en este caso se observó que algunas hembras pusieron hasta dos hileras de huevecillos, obteniéndose un promedio de 24 huevecillos para la primera hilera y 16 para la segunda (Cuadro 20) Con respecto al comportamiento de las hembras durante la oviposición, se observó que algunas veces depositan hasta dos hileras de huevecillos (Cuadro 16), en una misma o distinta hoja, siendo solo el caso de 5 hembras las que ovipositaron en dos hojas (Cuadro 17) y en ocasiones el mismo número de veces tanto en el envés como en el haz de las mismas. Este comportamiento pudo deberse a la falta de espacio cuando las hojas de la planta son demasiado pequeñas ovipositando en hojas contiguas o una bajo la otra. En este caso en particular se utilizó *Egeria densa* planta caracterizada por tener una gran cantidad de hojas, pero que no ofrece ningún otro espacio donde se depositen los huevos razón por la cual la oviposición se realizó sobre éstas.

En lo que se refiere al porcentaje de eclosión, se obtuvo a excepción de 6 hembras un 95 al 100% y las larvas que no eclosionaron, fue principalmente debido a contaminación por bacterias y hongos (Cuadro 18).

Refiriéndonos a la tasa de eclosión (Cuadro 19) que es el número de días que tardaron en eclosionar las larvas de *Piona* sp. fue de 6 a 9 días.

Cabe destacar que las hembras que se utilizaron para esta fase del trabajo, fueron colocadas en el mismo recipiente que los machos durante su traslado al laboratorio, no obstante interactuaron, ocho de las hembras pusieron huevecillos dos días después de que fueron colectadas (Cuadro 20), siendo el resto de ellas hasta los 14 días; posiblemente la diferencia en los tiempos de inicio de la oviposición se deba a que no encontraban las condiciones propicias para poner sus huevecillos. Y con respecto a las larvas se observó que pueden durar hasta 8 días vivas sin localizar a su huésped.



Con respecto a la tasa de fecundidad se obtuvo  $T = 16$ ,  $R_0 = 39.09$  y  $r = 0.229$ , T nos indica que el tiempo promedio desde el nacimiento de las madres hasta el nacimiento de las larvas que fue de 16 días para las hembras de *Piona* sp., mientras que la tasa de multiplicación por generación ( $R_0$ ) fue de 39.09 huevecillos o sea que cada hembra va a producir 40 huevecillos por generación y por último la tasa instantánea de crecimiento ( $r$ ) fue de 0.229 que se interpreta como las generaciones producidas por cada hembra.

## VI. DISCUSIÓN

La especie *Piona* sp. representa un componente importante en las comunidades de artrópodos acuáticos en los canales de Xochimilco, particularmente en el embarcadero Belem, donde el alta densidad de ésta, contrasta con la diversidad tan reducida de otras especies de hidracáridos; se le reconoce a esta especie para su conocimiento y evaluación no solamente por su buena adecuación a la zona de estudio, sino por ser un depredador de gran capacidad.

### *Estadios larvarios de Culex restuans atacados por Piona sp.*

Con respecto a la depredación de los estados de desarrollo ninfa y adulto de *Piona* sp., sobre larvas de *Culex restuans*, cabe señalar que las hembras consumieron tanto larvas del primer como del segundo estadio, mientras que las ninfas y los machos se alimentaron principalmente del primero y en menor del segundo estadio (Cuadro 9); esta situación, probablemente se asocia al tamaño de la ninfa y el adulto y por ende a la fuerza que tienen los pedipalpos y patas que son usados en atrapar y sujetar a la presa. Existe una marcada diferencia entre la conducta de las larvas de primer estadio y las de segundo, contando estas últimas con mucho más biomasa por lo que las hembras que llegan a alimentarse de ellas, tendrán un valioso aporte energético para el desarrollo de los huevecillos. a diferencia de las ninfas y machos quienes emplearían una energía mayor a la que aprovecharían, al tratar de capturar a estas larvas.

Asimismo es de tomar en cuenta, el tipo de estrategia de caza que puedan practicar ninfas y adultos, que si bien en este trabajo no se observaron, sería de gran importancia registrarla.

### *Capacidad de depredación.*

Analizando los resultados obtenidos sobre el coeficiente de regresión ( $\beta_1$ ) podemos señalar que la cantidad de larvas depredadas en función del incremento de su densidad, fue en los tres casos (N, ♀, ♂), significativo ya que conforme iba aumentando la densidad larvaria, los hidracáridos consumían más larvas.

La relación que existe entre la densidad de presas ( $x$ ) y las presas consumidas en función del tiempo ( $y$ ) es explicada por el coeficiente de correlación de Pearson ( $r$ ), el cual tiene valores que van de  $-1$  a  $1$ , siendo este último valor el que indica una relación “perfecta” entre las dos variables para este modelo, mientras que el coeficiente de determinación ( $r^2$ ) nos indica el porcentaje de esta variabilidad (Cuadro 10).

Los valores del coeficiente de correlación obtenidos ( $r$ ), nos indicaron, que hay una relación directamente proporcional entre el número de presas consumidas y la densidad inicial, en el caso de los machos, conforme aumentaba el número de presas alcanzaron una correlación cercana a  $1$  ( $0.997$ ) (Gráfica 3), en segundo lugar las hembras con  $0.996$  (Gráfica 2) y por último las ninfas  $0.996$  (Gráfica 1). Mientras que el coeficiente de determinación ( $r^2$ ) nos indicó con base en el modelo, que no existe mucha variación en los valores obtenidos para cada densidad, siendo en el caso de los machos un valor de  $0.999$ , para las hembras  $0.993$  y las ninfas  $0.992$ . Estos valores indican con gran claridad que tanto las ninfas como los adultos de *Piona* sp., presentaron una alta depredación, llegando a consumir la mayoría de las larvas.

### ***Comportamiento de ataque.***

El tiempo de manipuleo ( $Th$ ) es el tiempo que tarda el depredador en localizar, atrapar, consumir y digerir a su presa; siendo uno de estos estímulos más importantes para que *Piona* sp. (al igual que muchos otros depredadores acuáticos), utilice las vibraciones producidas en el agua para detectar a sus presas, como señalan Quiroz-Martinez *et al.* (2000a). Refiriéndonos al tiempo de manipuleo obtenido a través del modelo de Holling (1959), los machos invirtieron menos tiempo que las ninfas y las hembras, lo que nos indica que consumían más rápidamente a las larvas de primer estadio ó que más de un macho se alimentaba de una sola larva consumiéndolas en forma rápida. A diferencia las hembras y las ninfas presentaron tiempos de manipuleo un poco mayor y no tan altos como los que obtuvo Marín-Hernández (2002) para *Aedes aegypti*. Se puede mencionar que las diferencias en los tiempos en que los hidracáridos capturan a las larvas, se deban a la velocidad de sus movimientos o bien a las estrategias de caza empleadas, si es que estas son diferentes y algunas mas eficientes que otras.

En observaciones filmadas sobre el comportamiento de ataque de esta misma especie de *Piona* sobre larvas de *Aedes aegypti*, (Marín-Hernández, 2001), los hidracáridos que sujetaban a las larvas de la cápsula cefálica, ocasionaban que éstas redujeran notablemente su actividad por la rápida introducción de los quelíceros, empezando a alimentarse libremente de la hemolinfa; sin embargo, cuando la larva era sujeta por la parte terminal del abdomen, como se muestra en la figura 14, al introducir los quelíceros de manera rápida, ocasionaban que se moviera muy activamente, y que tuviesen que alimentarse rápidamente, variando el contenido de hemolinfa por completo, quedando la cutícula inerte flotando en el agua (Figura 15), la excepción fueron las larvas que mostraban una gran resistencia, quedando en el fondo heridas, por lo que ya los ácaros no intentaban recapturarlas. No se descarta independientemente o adicionalmente como causa de la muerte la presencia de algún tipo de veneno o sustancia que pueda inocular el depredador como sucede en *Hydryphantes* con *Simulium* (Mwango, 1995).

#### ***Capacidad de búsqueda (a')***

Los estados de ninfa y adulto de *Piona* sp. presentaron una capacidad de búsqueda alta o semejante a algunos insectos acuáticos como los citados por Quiroz-Martínez (2000b), lo que indica que ambos encuentran rápidamente a las larvas, debido probablemente a la excitación que implica su desplazamiento constante, en un espacio físico reducido, favoreciendo una mayor probabilidad de encuentro con las larvas de *Culex restuans*.

Efectivamente las vibraciones del agua ocasionadas por la presa son responsables en gran medida de esta intensa movilidad; sin embargo, estas vibraciones pueden ser poco específicas y no obstante que gracias a estas encuentren y se logren alimentar de estas presas, puede ser este aspecto, considerado como desventajoso para la aplicación de un programa de control, que requiera gran especificidad.

Los resultados aquí presentados demuestran que los estados de desarrollo de ninfa y adulto tienen, bajo condiciones de laboratorio, un marcado impacto como depredadores sobre poblaciones de larvas de mosquitos.

Con base en lo que señala Pérez-Serna *et al* (1997) para una exposición de 24 hrs, el registro más alto de la capacidad de búsqueda con el modelo de Holling (1959) es de 0.04, para *Buenoa scimitra* (Hemíptera: Notonectidae), por lo que los resultados obtenidos para ninfas y adultos de *Piona* sp. corresponden al valor máximo que se ha encontrado hasta ahora para la depredación. Podemos a continuación observar los resultados obtenidos con los citados por Quiroz-Martínez (2000b) para insectos acuáticos: *Ambrysus parviceps* 0.038, *Buenoa* sp. 0.0295, *Notonecta irrorata* 0.0426 y *Tropisternus lateralis* 0.0124 y los resultados dados para esta especie de *Piona*, sobre larvas de 1er estadio de *Aedes aegypti*: ninfas 0.0155, hembras 0.0417 y machos **0.0430**, por Marín-Hernández (2002).

Cuadro 13. Valores obtenidos a partir del modelo de Holling (1959) y Rogers (1972) sobre larvas de *Aedes aegypti*.

Estado de desarrollo	Holling		Rogers	
	a'	Th	a'	Th
Ninfas	0.0155	1.0609	0.0043	32.252
Hembras	0.0417	321.18	0.2992	0.0584
Machos	0.0430	22.64	0.3671	0.3165

El modelo de Rogers (1972) utiliza el tiempo como un factor vital para el proceso de ataque y supone que el número de presas que son atacadas se incrementa monótonamente en una asíntota, asimismo supone que la depredación no es instantánea y puede contabilizar el lapso de tiempo empleado. El coeficiente que se obtuvo para ninfas y adultos de *Piona* sp. fue muy cercano a los obtenidos por Quiroz-Martínez *et al* (2000b) (Cuadro 14).

Cuadro 14. Capacidad de búsqueda de insectos y ácaros acuáticos con el modelo de Rogers (1972) sobre larvas de *Aedes aegypti* (Marín-Hernández, 2002), *Culex pipiens* (Quiroz-Martínez *et al* 2000b) y *Culex restuans* (Marín-Hernández, 2002).

<i>Culex pipiens</i>		<i>Aedes aegypti</i>		<i>Culex restuans</i>	
Especie	Capacidad de búsqueda (a')	Especie	Capacidad de búsqueda (a')	Especie	Capacidad de búsqueda (a')
Hemiptera: Naucoridae <i>Ambrysus parviceps</i>	0.1046	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (ninfas)	0.0043	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (ninfas)	0.2852
Hemiptera: Notonectidae <i>Buenoa</i> sp.	0.0493	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (hembras)	0.2992	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (hembras)	0.3109
Hemiptera: Notonectidae <i>Notonecta irrorata</i>	0.4137	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (machos)	0.3671	Acari: Hydrachnidia <i>Piona</i> sp. (machos)	0.2821
Coleoptera: Dytiscidae <i>Laccophilus</i> sp.	0.1330				
Coleoptera: Hydrophilidae <i>Tropisternus lateralis</i>	0.0153				

Siendo los machos de *Piona* para *Aedes aegypti* y las hembras para *Culex restuans* los valores más altos y más cercanos a *Notonecta irrorata*.

### ***Tiempo de manipulación (Th).***

Es importante mencionar que gran parte del sentido de discutir este aspecto, es tener la posibilidad de compararlo con datos similares a los obtenidos para otras especies depredadas por el mismo hidracárido y poder dar un valor más acertado como depredador; por lo que al hacer la comparación de los valores para *Cx. restuans* con los obtenidos para *Ae. aegypti*, se observa que en el caso de *Aedes* el tiempo de manipulación por parte de *Piona* sp. es mayor, debido probablemente a que estas larvas, presentan estrategias de defensa más eficientes que las de *Culex*. Sih (1987) en relación a este punto, señala que en general las estrategias de defensa de varias larvas de mosquitos, varían cuando perciben pequeños movimientos, tienen contacto con otros organismos ó detectan ciertas sustancias y menciona que cuando las larvas coexisten con depredadores, pueden cambiar su estilo de vida dependiendo de la presencia y del tipo de estrategia de ataque que estos empleen, *Culex pipiens* (especie cercana a *Cx. restuans*) cuando coexiste con depredadores y detecta sustancias por estos emitidas, tiende a reducir sus movimientos, incrementan el uso de refugios y evita por completo estar en áreas abiertas, mientras que *Ae. aegypti* debido a que ocupa habitats temporales, donde sus huevecillos se desarrollan rápidamente en ausencia generalmente de depredadores, cuando son expuestos a éstos en condiciones naturales, muestran respuestas menos eficientes en comparación con las de *Culex*

Una respuesta de defensa óptima podría ser proporcional al riesgo de depredación ó a la densidad del depredador ó al grado de encuentro con éste, situación que podrá variar si los depredadores tienen una gran movilidad en la búsqueda ó bien si están bien alimentados y no responden a la presencia de las presas. Tanto *Ae. aegypti* como *Cx. pipiens* responden por lo tanto a las variaciones en la densidad del depredador, como sucedió en esta investigación bajo condiciones de laboratorio. Un análisis parcial de la correlación obtenida por Sih, mostró que la magnitud de las respuestas de defensa de *Cx. pipiens* pueden explicarse por “el riesgo a la depredación” que estas larvas tienen, mientras que las respuestas de *Ae. aegypti* se explican mejor, por la frecuencia de encuentros que tienen con los depredadores.

Las especies de mosquitos que coexisten con depredadores muestran apropiadas respuestas de defensa y las diferencias entre la magnitud de dichas respuestas, puede ser

explicada por la forma en que la presa mide el riesgo de depredación; sin embargo, bajo condiciones de laboratorio, un alto riesgo a ser depredado, tiene como resultado una respuesta de defensa de la misma magnitud

La posible disparidad en los tiempos de manipulación obtenidos por los modelos de respuesta funcional de Holling (1959) y Rogers (1972), puede deberse a que:

- 1) *Ae. aegypti* a lo largo de su historia evolutiva ha tenido contacto con pocas especies de ácaros acuáticos que funjan como posibles depredadores
- 2) las respuestas de defensa por parte de *Ae. aegypti* hayan sido efectivas para este tipo de depredador
- 3) los distintos mecanismos para detectar el riesgo a ser depredado, fueron efectivos

#### ***Depredación para las ninfas y adultos de Piona sp.***

Comparando la cantidad de larvas depredadas para cada densidad larval, a través de la prueba de Kruskal-Wallis, por los estados de ninfa y adulto de *Piona sp.*, *p* nos indicó, que sólo para las densidades larvales de *Culex restuans* (50), existieron diferencias significativas, por lo que probablemente ninfas, hembras y machos consumieron diferente cantidad de larvas, debido a diferencias morfofisiológicas de pedipalpos y patas, así como a la fuerza empleada por éstos para sujetar a la larva, las estrategias de ataque ( que podrían variar si es que existe una competencia intraespecífica), la posible falta de aprendizaje y la detección de los movimientos de la presa entre otros.

#### ***Ciclo de vida de Piona sp.***

En lo que se refiere a la oviposición de *Piona sp.* los huevecillos puestos por hembra, no sobrepasó de 100 (Cuadro 19) no obstante, se considera que esta información aún es insuficiente ya que como menciona Marín-Hernández (2002), la fase reproductiva en su hábitat natural, no se ha logrado seguir por completo teniendo solamente observaciones sobre la abundancia de ninfas y adultos. En los meses de mayo a septiembre se encuentran algunas ninfas y sobre todo adultos, y de octubre a abril la etapa dominante es la de las



ninfas. Todo indica que la etapa ninfal, es más resistente que los adultos a los cambios del ambiente, ya que en este tiempo hay menor cantidad de alimento y una baja en la temperatura que alcanza los 15 °C. Es importante señalar que durante el período en el que abundan los adultos, es probable que exista una mayor cantidad de huevecillos y que algunos de éstos, permanezcan en el fondo durante la época de frío llegando a ser probablemente, más resistentes que las propias ninfas. Dado que la cuantificación de los huevecillos no se ha logrado llevar a cabo en el campo y que las hembras de las cuales se obtuvieron los huevecillos no se sabía si era su primera oviposición o no, se toman los datos presentados como una aproximación

En relación a los sitios y espacios de oviposición Marín-Hernández (2002) señaló que cuando hay escasez de *Egeria densa* (la cual es arrancada por los lugareños), existe una gran competencia por espacio en la planta para la oviposición con los ostrácodos, ya que regularmente las hembras de *Piona* sp. ovipositan en los espacios donde no hay hojas y en presencia de estos crustáceos, ovipositan sobre las hojas, situación que puede ser considerada como desventajosa para los huevecillos, ya que éstos al parecer no quedan tan fuertemente adheridos a la superficie de las hojas como a la del tallo, siendo muy factible que se desprendan y por ende que los huevecillos no completen su desarrollo y su ciclo de vida.

Finalmente sería válido pensar que, los huevos de los mosquitos podrían ser considerados como excelente alimento a depredar; sin embargo, Smith (1983) considera que los ácaros depredadores de estos huevecillos no podrían ser usados en programas de control biológico, a excepción de las especies de *Limnesia*, ya que la mayoría de estos hidracáridos, sólo pueden consumir durante su vida un pequeño número de éstos dado su alto contenido protéico; razón por la cual, es mejor considerar un depredador que actúe sobre las etapas posteriores, como sería el caso de esta y otras especies de *Piona* conocidas, como voraces depredadores de larvas de mosquitos por diversos autores (Mullen, 1975; Smith, 1983 y Marín, 2002).

## VII. CONCLUSIONES

- Es necesario continuar con este tipo de estudios en la búsqueda de especies de ácaros acuáticos como nuevas opciones para regular naturalmente poblaciones de dípteros de importancia médica en nuestro país, como es el caso de *Culex restuans* vector potencial del Virus del Oeste del Nilo en América.
- Las hembras pertenecientes a la especie *Piona* sp. tienen la posibilidad de depredar tanto el primero como segundo estadio larval de *Culex restuans*.
- Utilizando el modelo de Holling (1959) todos los estados de desarrollo de *Piona* sp. presentaron una capacidad de búsqueda alta, para una exposición de 24 horas sobre larvas de primer estadio de *Culex restuans*.
- Con base en el modelo de Holling (1959) todos los estados de desarrollo de *Piona* sp. presentaron un tiempo de manipuleo menor, en comparación con datos previamente obtenidos por Marín (2002) para *Aedes aegypti*.
- Estos resultados nos indican que algunas especies de ácaros acuáticos pueden tener un impacto muy alto como depredadores dentro de su hábitat, y probablemente no solo sobre larvas *Aedes aegypti*, sino también sobre larvas de *Culex restuans*.
- Algunas especies de ácaros acuáticos al ser activos depredadores, a lo largo de su historia evolutiva han tenido mas contacto con larvas del género *Culex* que con larvas del género *Aedes*.
- Los resultados obtenidos, nos muestran que ninfas y adultos de *Piona* sp. deben ser evaluados bajo condiciones de campo y así obtener mayor información sobre su

posibilidad para ser considerados como una nueva opción dentro de programas de biocontrol de *Culex restuans*.

- El conocimiento de los ácaros como parásitos y depredadores de mosquitos se encuentra fragmentado existiendo un gran porcentaje de citas para Alemania y los Estados Unidos. Es indispensable por lo tanto fortalecer o enfatizar en los aspectos de ecología cuantitativa y el comportamiento alimenticio de estos hidracáridos en México, que permitan ofrecer nuevas alternativas a la solución a problemas de salud que aquejan a todo el mundo y en particular a nuestro país.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA.

1. Anónimo.1996. Gobierno del D.F. (ed). Monografía de Xochimilco. 70 pp.
2. Anderson, J. F., A. J. Main, T. G. Andreadis, S. K. Wikel and Ch. R. Vossbrinck.2003. Transstadial transfer of West Nile Virus by three species of Ixodid ticks (Acari: Ixodidae). *J. Med. Entomol.* 40 (4): 528-533.
3. Andreadis, T. G., J. F. Anderson and Ch. R. Vossbrinck. 2001. Mosquito surveillance for West Nile Virus in Connecticut, 2000: isolation from *Culex pipiens*, *Cx. restuans*, and *Culiseta melanura*. *Emerg. Infect. Dis.* 7 (4): 670-674.
4. Badii, M.H., A. E. Flores, H. Quiroz, R. Foroughbakhch y R. Torres. 2000. Depredación y Control Biológico: 52-60. *In:* Badii, M. H., A. E. Flores y L. J. G. Wong, editores. Fundamentos y perspectivas de Control Biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León. 462 pp.
5. Banks, M. J. y D. J. Thomson. 1987. Regulation of damselfly population: the effects of larval density on larval survival, development rate and size in the field. *Fres. Water Biol.* 17: 357-365.
6. Barr, D. 1972. The ejaculatory complex in water mites (Acari: Parasitengona): Morphology and Potential Value for Systematics. *Life Sci. Contr., R. Ont. Mus.* 81: 87 pp.
7. Benito, V.A. 1992. Contribución al conocimiento de los ácaros freaticolas (Acárida: Hydrachnellae) de la zona de manantiales, Avándaro, México. Tesis de Licenciatura. UNAM.129 pp.
8. Blois-Heulein, C., P. H. Crowley, M. Arrington y D. M. Johnson. 1990. Direct and

- indirect effects of predation on the dominant invertebrates of two freshwater littoral communities. *Oecologia*. 84: 295-306.
9. Breene, R. G., M. H. Sweet y J. K. Olson. 1990. Analysis of the gut contents of nymphs of *Enallagma civile* (Odonata: Coenagrionidae) from a Texas pond. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.* 6: 547-548.
  10. Böttger, K. 1969. Die Ernährungsweise der Wassermilbe *Limnochares aquatica* (L.) (Hydrachnellae, Acari). *Zool. Anz., Suppl.* 33, 85-91.
  11. Böttger, 1976. Types of parasitism by larvae of water mites (Acari: Hydrachnellae). *Fresh. Biol.* 6, 497-500.
  12. Carrada, B. T. 2001. Ecología de las enfermedades infecciosas. *Ciencias.* 64: 63-73.
  13. Carrillo-Sánchez, 1985. Evolución del Control Biológico de Insectos en México. *Folia Entomol. Mex.* 65: 139-146.
  14. Cime, C. J. A. 2003. Taxonomía y ecología de los ácaros acuáticos (Acari: Hydrachnellae) de la zona de canales de Xochimilco, D.F., México. Tesis de Licenciatura. UNAM. 109 pp.
  15. Cloarec, A. 1991. Predatory versatility in the water bug *Diplonychus indicus*. *Beh. Proc.* 23: 231-242.
  16. Costero, I.A. 1986. Contribución al conocimiento de los ácaros acuáticos (Acárida: Prostigmata) de marismas de Michoacán y Colima. Tesis de Licenciatura. UNAM. 73 pp.

17. Cramer-Hemkes, C. 1988. "Acaros dulceacuícolas (Acarida: Prostigmata) del arroyo Peña Blanca en San Francisco Oxtotilpan, México" Tesis. Doctorado. UNAM. 269 pp.
18. Cramer-Hemkes, C. y D.R. Cook. 1992. New species of *Arrenurus* (Acari: Arrenuridae) from Mexican lakes. *Acar.* 33(4): 349-366.
19. Darsie, R.F & R.A. Ward. 1981. Identification and geographical distribution of mosquitoes of North of México. *Mosq. Syst. Supplement.* 1:1-313
20. Davids, 1973. The water mite *Hydrachna conjecta* Koenike, 1895 (Acari: Hydrachnellae), bionomics and relation to species of Corixidae (Hemiptera). *Neth. J. Zool.* 23, 363-429.
21. Davids, C. 1997. The influence of larval parasitism on life history strategies in water mites (Acari: Hydrachnidia). *Arch. Hydrobiol.* 141: 1: 35-43.
22. DeGeer, C. 1778. Mémoire pour servir á l'histoire des Insectes. *Hesselberg, Stockholm.* Vol. 7. 950 pp. (citado por Mullen, 1975).
23. Delgado, L. N., V. Andrade-Zárate, H. Nellen-Hummel y J. Halabe-Cherem. 2003. *Cir. Ciruj.* 71: 66-69.
24. Díaz, M. L. A., F. de M. Caceres y G. Muñoz. 2002. Apuntes para el desarrollo de sistemas de vigilancia para la detección precoz del Virus del Oeste del Nilo. *Infectio.* 6(4): 226-234.
25. Dixon, S. M. y R. L. Baker. 1988. Effects of size on predation risk, behavioral response to fish and cost of reduced feeding in larval *Ischnura verticalis* (Coenagrionidae: Odonata). *Oecologia.* 76: 200-205.

26. Eidson, M., L. Kramer, W. Stone, Y. Hagiwara, K. Smith and NYSWNVAST. 2001. Dead bird surveillance as an early warning system for West Nile Virus. *Emerg. Infect. Dis.* 7 (4): 631-635.
27. Epler, J.H. 2001. Identification manual for the larval chironomidae (Diptera) of North South Carolina. EPA. 490 pp.
28. Evans, H. E. 1984. Insect Biology a Textbook of Entomology. Addison-Wesley Publishing Company.
29. Gledhill, T. 1985. Water Mites – Predators and Parasites. *Fresh. Biol. Assoc. Ann. Rep.* 53: 45-59.
30. Goddard, L.B., A. E. Roth, W. K. Reisen and T. W. Scott. 2002. Vector competence of California mosquitoes for West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.* 8(12): 1385-1391.
31. Hubálek, Z. and J. Halouzka. 1999. West Nile fever—a reemerging mosquito-borne viral disease in Europe. *Emerg. Infect. Dis.* 5 (5): 643-650.
32. Holling, C.S. 1959. Some characteristics of simple types of predation and parasitism. *Can. Ent.* 91: 385-398.
33. Hoffman, A. 1979. Razones por la cuales deben elevarse los ácaros a la categoría de clase Acárida. *Folia Entomol. Mex.* 42:49.
34. Ibáñez-Bernal, S. y C. Martínez-Campos. 1994. Clave para la identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas urbanas y suburbanas de la republica mexicana (Diptera: Culicidae). *Folia Entomol. Mex.* 92: 43-73.
35. Ideker, J. 1979. Adult *Cybister finbriolatus* are predaceous (Coleoptera: Dytiscidae). *Coleopt Bull.* 33: 41-44.

36. Ivlev, V. S. 1961. Experimental ecology of the feeding fishes. Yale University Press  
New Haven, CT. 230 pp.
37. Jacobs, J. 1974. Quantitative measurement of food selection: A modification of  
forage ratio and Ivlev's electivity index. *Oecologia*. 14: 413-417
38. Laird, M. 1947. Some natural enemies of mosquitoes in the vicinity of Palmalal,  
New Britain. *Trans Roy. Soc. N.Z.* 76: 453-476
39. Lanciani, C. A. 1983. Overview on the effects of water mite parasitism on aquatic  
insects. 86-90. *In* : M. A. Hoy, G. L. Cunningham, and L. Knutson, editors.  
Biological Control of Pest by Mites. Special Publication of the University of  
California Agricultural Experimental Station. No. 3304. 185 pp.
40. Marín-Hernández, C. H., C. Cramer-Hemkes y G. Rivas. 2001. Los ácaros acuáticos  
(Acari: Hydrachnellae) y su potencial como reguladores de poblaciones de *Aedes*  
*aegypti* (Diptera: Culicidae).123-126. *In*: Memorias XXIV Congreso Nacional de  
Control Biológico. Nevárez Moorillón, G; Sánchez Martínez, G y Muñoz  
Castellanos, L. (eds.) 245 pp.
41. Marín-Hernández, C. H. 2002. Evaluación de la Capacidad de depredación de *Piona*  
sp. nov. (Acari: Hydrachnidia) sobre larvas de Primer estadio de *Aedes aegypti*  
(Diptera: Culicidae). Tesis de Licenciatura. UNAM. 74 pp.
42. McLean, E. B. 1990. Sexual dimorphism and predaceous feeding habitat of the  
waterstrider *Gerris remigis* Say (Heteroptera: Gerridae). *Can. J. Zool.* 68: 2688-  
2691.
43. Mendoza, R. M.1961. Estudio geográfico de la delegación Xochimilco. Tesis de  
Maestría. UNAM. 88 pp.



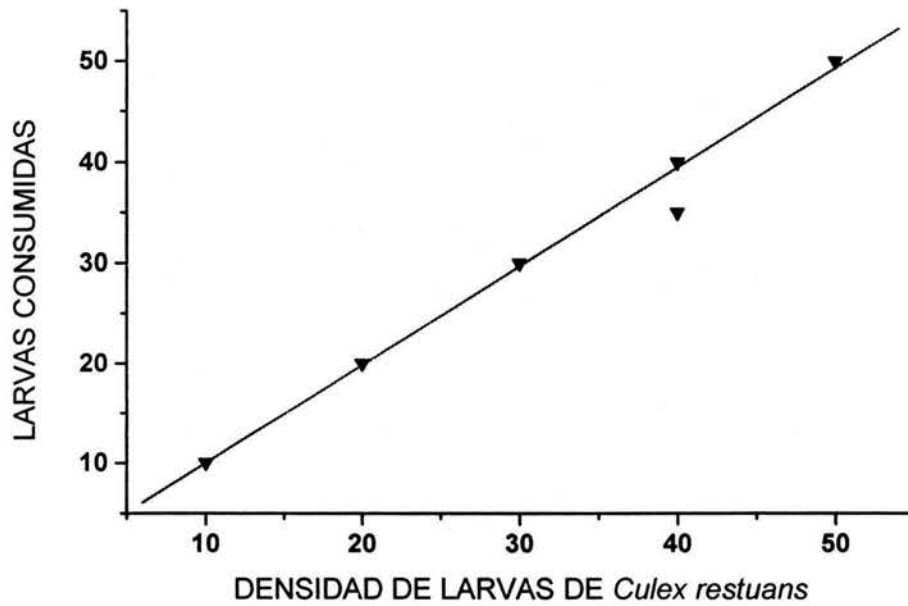
44. Moum, S. E. y R. L. Baker. 1990. Colour change and substrate selection in larval *Ischnura verticalis* (Coenagrionidae: Odonata). *Can. J. Zool.* 68: 221-224.
45. Mullen, G. 1975a. Acarine parasites of mosquitoes. I. A critical review of all know records of mosquitoes parasitized by mites (Acarina: Hydrachnellae). *Proc. N.J. Mosq. Exterm. Assoc.* 61: 90-94.
46. Mullen, G. 1975b. Predation by water mites (Acarina: Hydrachnellae) on stages of mosquitoes. *Mosquito News.* 35: 168-171.
47. Mullen, G. 1977. Acarine parasites of mosquitoes IV. Taxonomy, life history and behavior of *Thyas barbiger* and *Thyasides sphagnorum* (Hydrachnellae: Thyasidae). *J. Med. Ent.* 13: 475-485.
48. Mwangi, J; T. Williams and R. Wiles. 1995. A preliminary study of predator-prey relations of watermites (Acari: Hydrachnidia) and blackfly larvae (Diptera: Simuliidae). *The. Ent.* 114(2): 107-117.
49. Pastorak, R. 1981. Prey vulnerability and size selection by *Chaoborus* larvae. *Ecology.* 65: 1311-1324.
50. Pérez, R. P., A. S. Mijares, S. H. Martínez, y G. F. Ambrosio. 1998. Susceptibilidad de las larvas de *Anopheles pseudopunctipennis* al parasitismo del nemátodo *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae), Estado de Oaxaca, México. *Rev. Cubana Med. Trop.* 50(3): 199-202.
51. Pérez, P. R., G. Flores A., J. Salinas Carus, S. Martínez T. y C. Ramírez L. 2002. Efectividad de Nematodos parasitos *Romanomermis* spp. para el control biológico

- de larvas de mosquitos en Tampico, Tamaulipas. 479-482. *In*: Romero N., J; E. G. Estrada V. y A. Equihua (eds). *Entomología mexicana* 2002. Vol. 1.
52. Pérez-Serna, M., H. Quiroz-Martínez, A. Rodríguez-Castro, C. Solís-Rojas y M. Badii. 1997. Capacidad depredadora de *Buenoa scimitra* Bare (Hemiptera: Notonectidae) sobre larvas de *Chironomus plumosus* (L.) (Diptera: Chironomidae) en laboratorio. *Folia Entomol. Mex.* 100: 65-66.
53. Proctor, H y M. Harvey. 2001. Hydracarina. Water mites. 15-Agosto. 2001. <http://tolweb.org/tree?group=Hydracarina&contgroup=Parasitengona#TOC3>
54. Quiróz-Martínez, H., A. Rodríguez, M. H. Badii, A. E. Flores, C. Solis, J. C. Trujillo, D. Martínez y R. M. González. 2000a. Depredación en sistemas acuáticos: 178-185. *In*: Badii, M.H., A. E. Flores y L. J. G. Wong, editores. *Fundamentos y perspectivas de Control Biológico*. Universidad. Autónoma de Nuevo León. 462pp.
55. Quiróz-Martínez, H., A. Rodríguez, M. H. Badii, C. Solis, A. E. Flores, L. O. Tejada y J. K. Olson. 2000b. Cap. 21. Control Biológico de larvas de mosquitos. 243-254. *In*: Badii, M. H., A.E. Flores y L. J. G. Wong., editores. *Fundamentos y perspectivas de Control Biológico*. Universidad Autónoma de Nuevo León. 462 pp.
56. Reisen, W. K., and G. R. Mullen. 1978. Ecological observations on acarine associates (Acari) of Pakistan mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Ent. Exp. Appl.* 7: 769-776 (citado por Smith, 1983)
57. Rivas, G. y A. Hoffmann. 2000. Los ácaros acuáticos de México: estado actual de su conocimiento. *Mexicoa*. 2 (1): 33-39

58. Rogers, D. 1972. Random search and insect population models. *J. Anim. Ecol.* 41:369-383.
59. Santamarina, M. y R. Pérez P. 1998. Efecto del nematodo parásito *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae) en larvas del mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) en condiciones de laboratorio en el estado de Oaxaca, México. *Rev. Cubana Med. Trop.* 50(1): 8-11.
60. Sih, A. 1986. Antidepredator responses and the perception of danger by mosquito larvae. *Ecology.* 67(2), 434-441.
61. Sih, A. 1987. Cap. 14. Predators and Prey Lifestyles: An Evolutionary and Ecological Overview. 203-2224. *In:* Kefoot, W. Ch. and A. Sih. 1987. Predation. Direct and Indirect Impacts on Aquatic Communities. University Press of New England. E.U.A. 386 pp.
62. Smith, I. M. 1976. A study of the systematics of the water mite family Pionidae (Prostigmata: Parasitengona). *Mem. Ent. Soc. Can.* 98: 1-249.
63. Smith, I. M., and D. R. Oliver. 1976. The parasitic associations of larval water mites with imaginal aquatic insects, especially Chironomidae. *Can. Ent.* 108: 1427-1442.
64. Smith, B.P. 1983. The potential of mites as biological control agents of mosquitoes. 79-85. *In:* M.A. Hoy, G.L. Cunningham, and L. Knutson, editors. Biological Control of Pest by Mites. Special Publ. Univ. Calif Agricultural Experimental Station. No. 3304.
65. Smith, I. M. y D. R. Cook. 1991. Water Mites. 523-592. *In:* Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. Academic Press Inc. 1191pp.

66. Spitze, K. 1985. Functional response of an ambush predator: *Chaoborus americanus* predation on *Daphnia pulex*. *Ecology*. 66: 938-949.
67. Strickman, D. and R. F. Darsie. J. 1988. The previously undetected presence of *Culex restuans* (Diptera: Culicidae) in Central America, with notes on identification. *Mosq. Syst.* 20 (1), 21-27.
68. Theobald, F. V. 1901 *A monograph of the Culicidae or mosquitoes. Volume 1*. 424 pp. British Museum (Natural History). London.
69. Vargas, G.R. y J. Cárdenas L. 2002. Mosquitos ornitofílicos transmisores de la encefalitis del Oeste del Nilo en el mundo. *Imagen Veterinaria*. 2(8) 11-15.
70. Wiles, P. R. 1982. A note on the water mite *Hydrodroma despiciens* feeding on chironomid egg masses. *Freshwat. Biol.* 12, 83-87
71. Witte, H. y Döring, D. 1999. Canalized pathways of change and constraints in the evolution of reproductive modes of microarthropods. 15-43. *In: Ecology and evolution of the Acari*. J. Bruin, L.P.S. van der Geest and M.W. Sabelis (eds.). 677 pp.
72. Zumaquero, R.J.L., J.J. Sánchez, M.S. Altamirano y P.J. Pérez. 2001. "Utilización de *Poecilia sphenops* en el control biológico de mosquitos en criaderos permanentes de la localidad de Santa Marta Xaltepec Izúcar de Matamoros, Puebla". p154 *In: Stanford C., S; A. Morales; J. Padilla y M. Ibarra, (eds.). Memorias del XXXVI Congreso Nacional de Entomología, Querataro, Qro. Julio, 2001.*

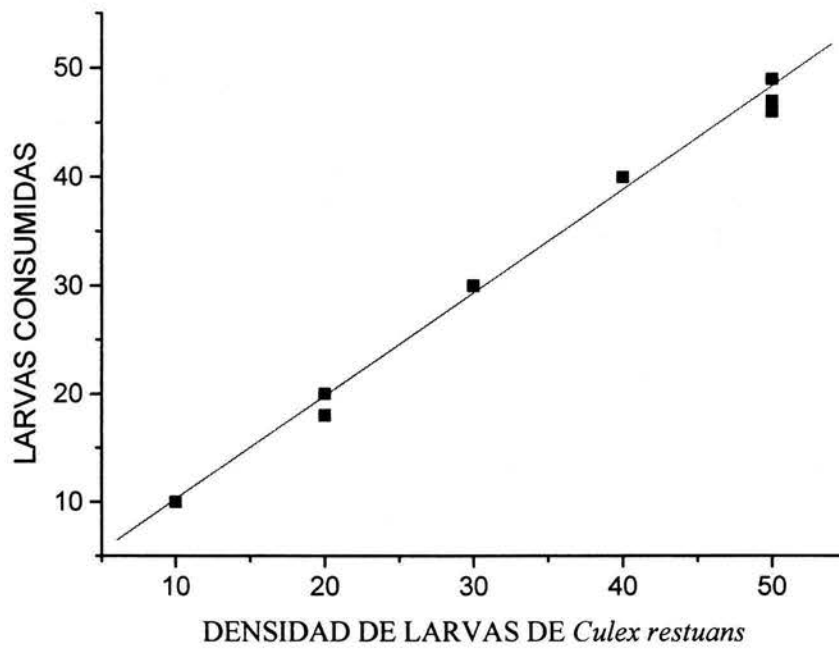
## **IX. APÉNDICE**



$$Y = 0.166 + 0.983X$$

$$r = 0.996 \quad r^2 = 0.992$$

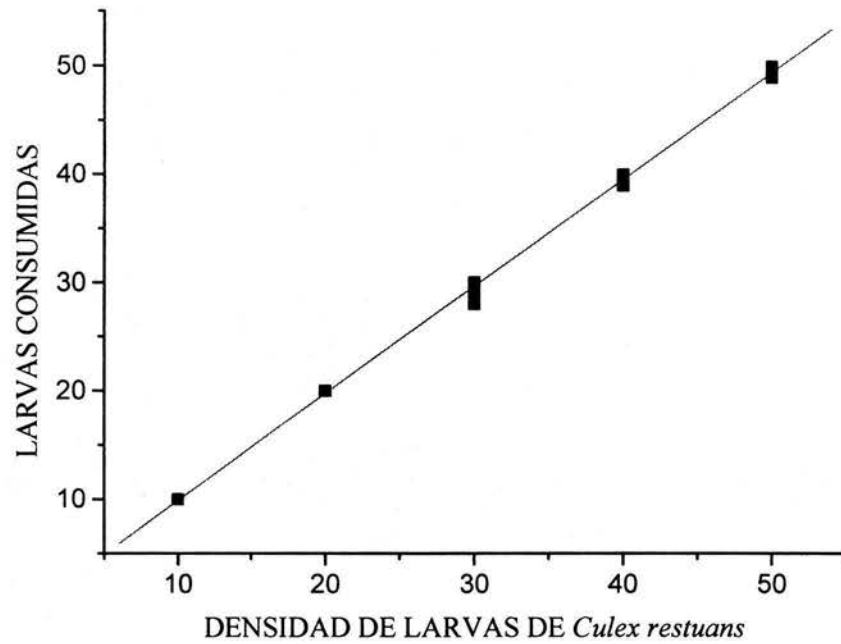
Gráfica 1. Depredación de las ninfas de *Piona amimitli* sobre larvas de primer estadio de *Culex restuans*



$$Y = 0.733 + 0.953X$$

$$r = 0.996 \quad r^2 = 0.993$$

Gráfica 2. Depredación de las hembras de *Piona amimitli* sobre larvas de primer estadio de *Culex restuans*

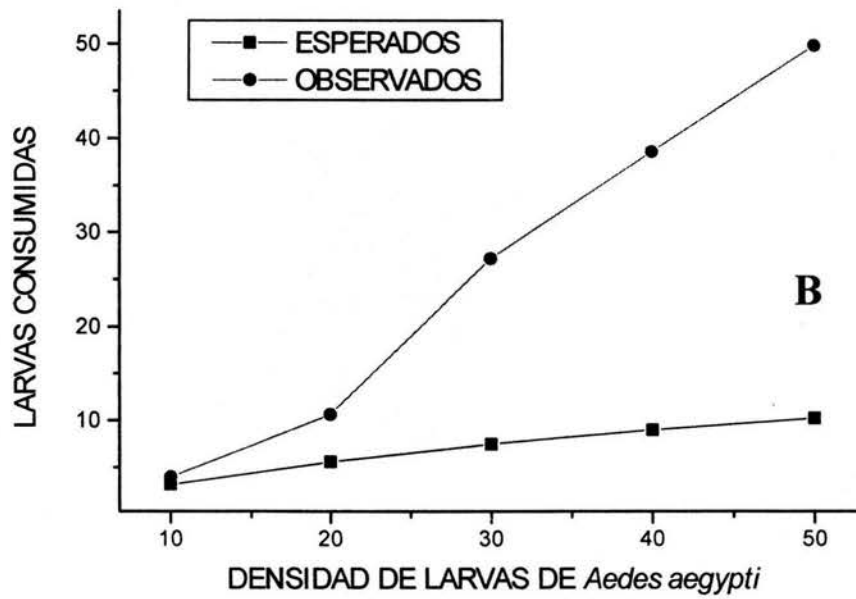
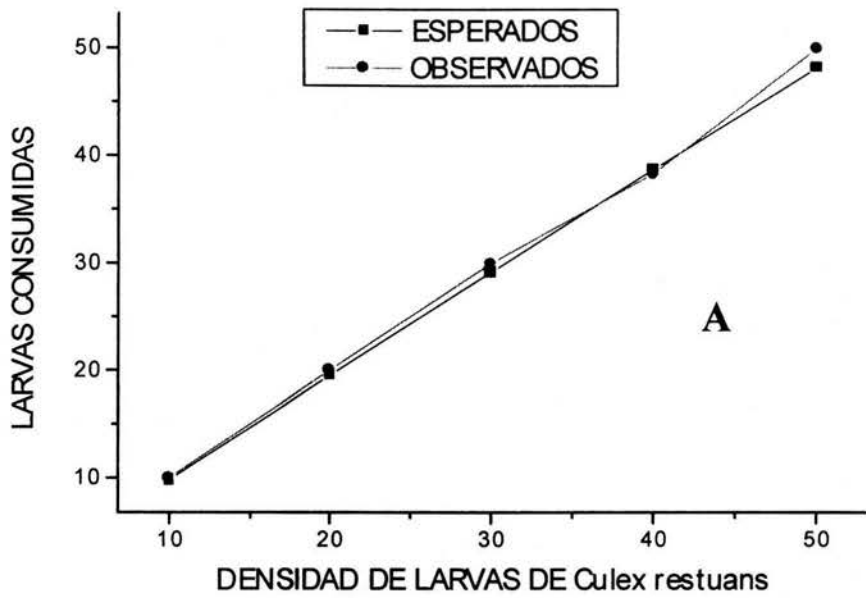


$$Y = 0.035 + 0.99X$$

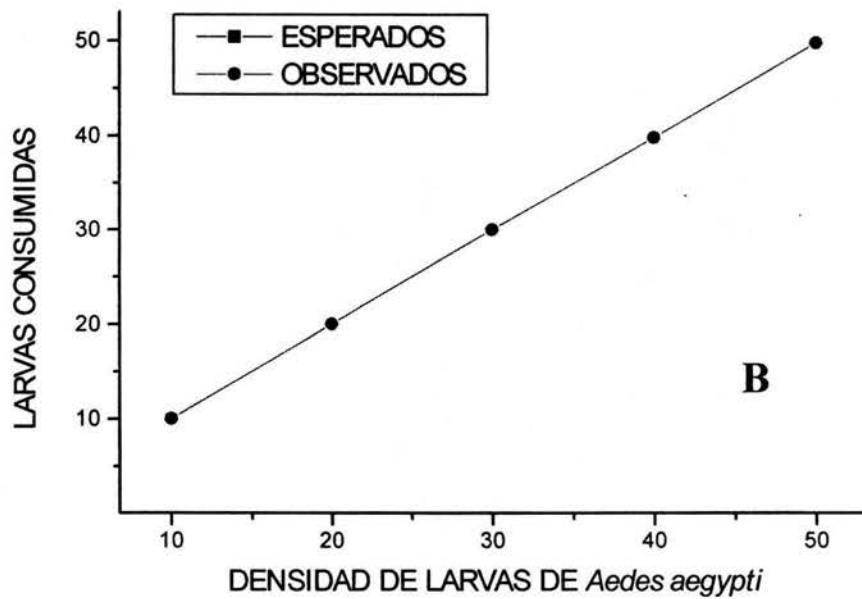
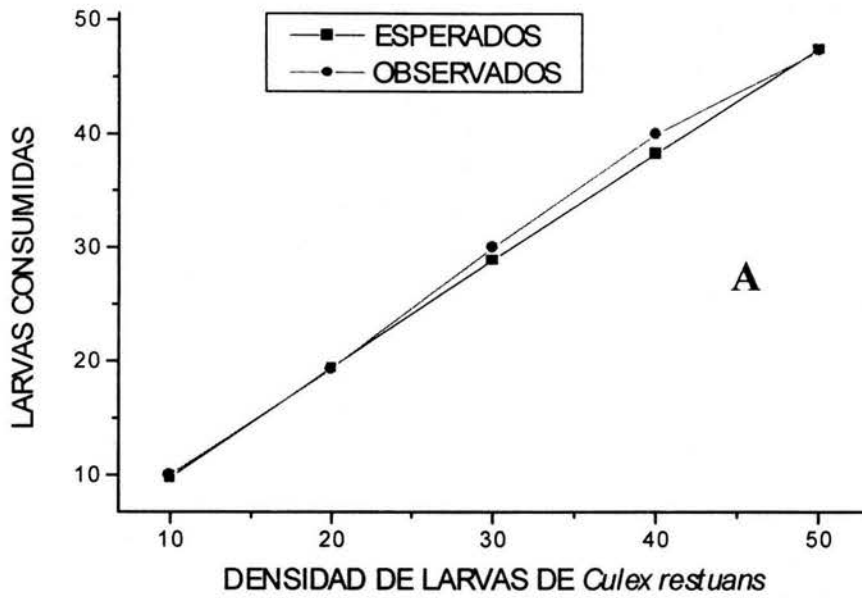
$$r = 0.997 \quad r^2 = 0.998$$

Gráfica 3. Depredación de los machos de *Piona amimitli* sobre larvas de primer estadio de *Culex restuans*.

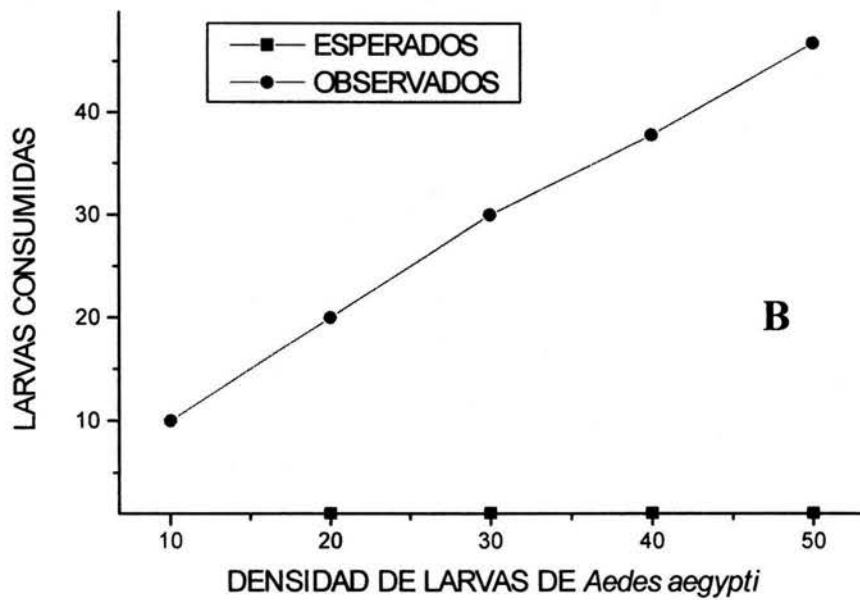
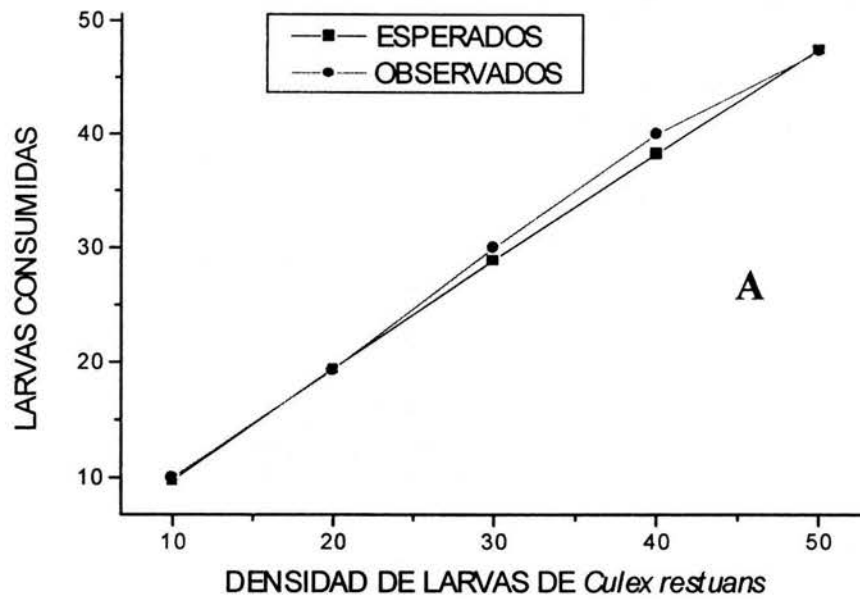




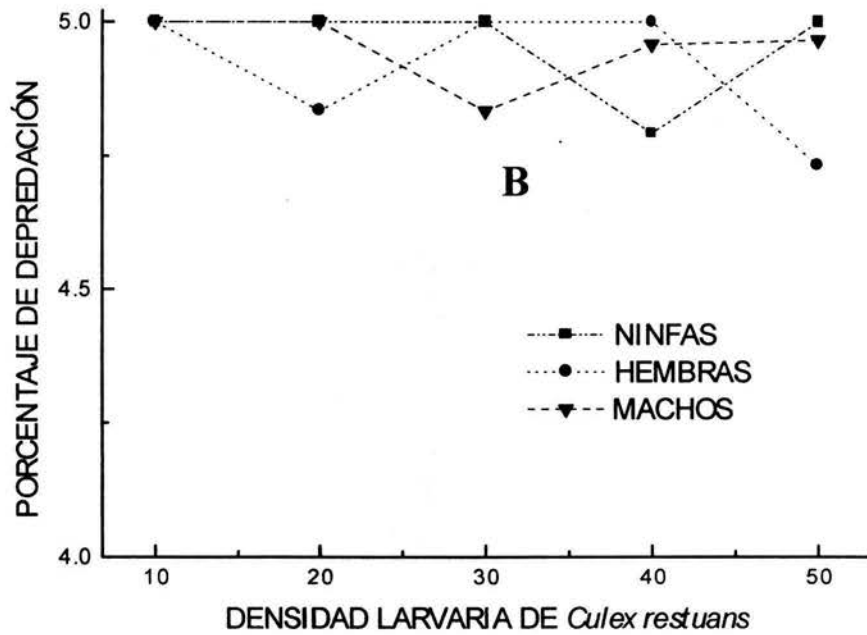
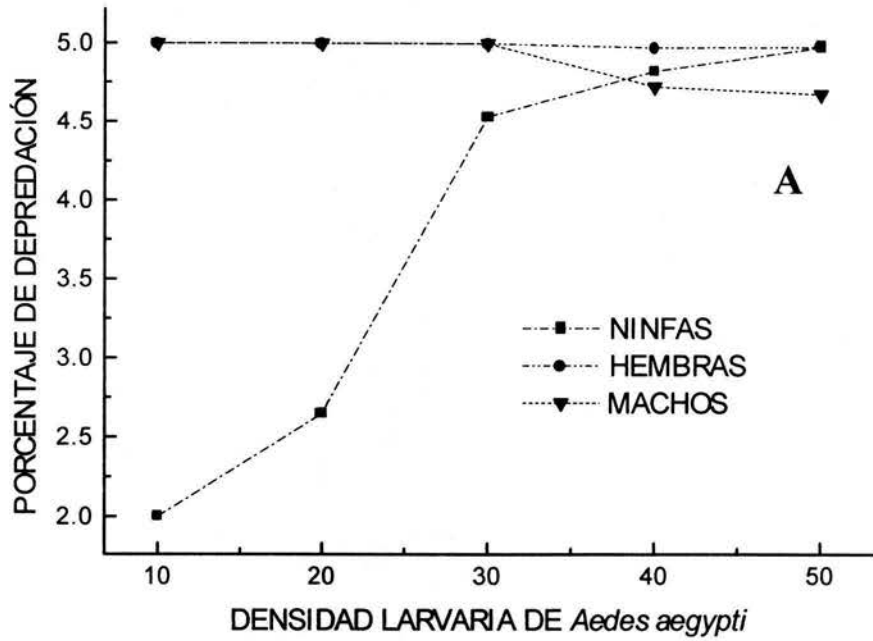
Gráfica 4. Representación grafica de los resultados de la capacidad de depredación de las ninfas de *Piona amimitli* (Acari: Hydrachnidia) analizados mediante la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de *Cx. restuans* (A) y *Ae. aegypti* (B).



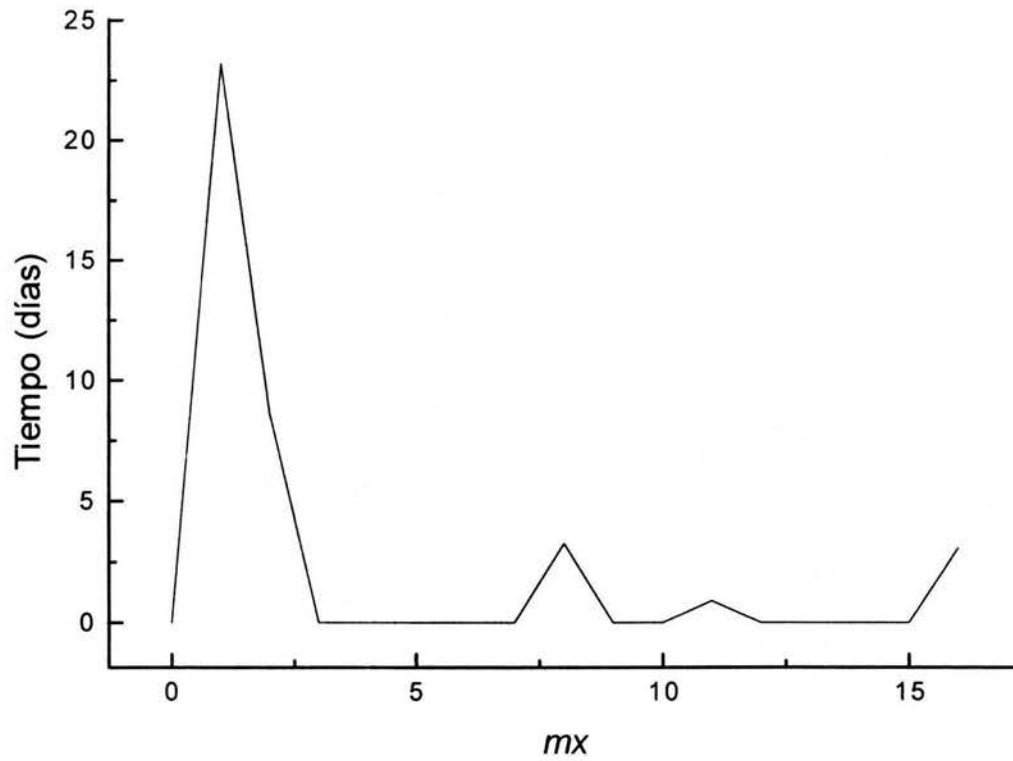
Gráfica 5. Representación gráfica de los resultados de la capacidad de depredación de las hembras de *Piona amimitli* (Acari: Hydrachnidia) analizados mediante la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de *Cx. restuans* (A) y *Ae. aegypti* (B).



Gráfica 6. Representación obtenidos de la depredación de los machos de *Piona amimitli* (Acari: Hydrachnidia) con la ecuación tipo II de la respuesta funcional de Holling para larvas de *Cx. restuans* (A) y *Ae. aegypti* (B).



Gráfica 7. Porcentaje de depredación de *Piona amimitli* (Acari: Hydrachnidia) sobre larvas de *Cx. restuans* (A) y *Ae. aegypti* (B).



Gráfica 8. Promedio de huevecillos nacidos por hembra de *Piona amimitli* conforme avanza el tiempo.

Hembra	Número de huevecillos
1	66
2	45
3	48
4	*45
5	37
6	12
7	16
9	33
10	10
11	34

$$\bar{x} = 39$$

\* Total de huevecillos obtenidos de dos puestas

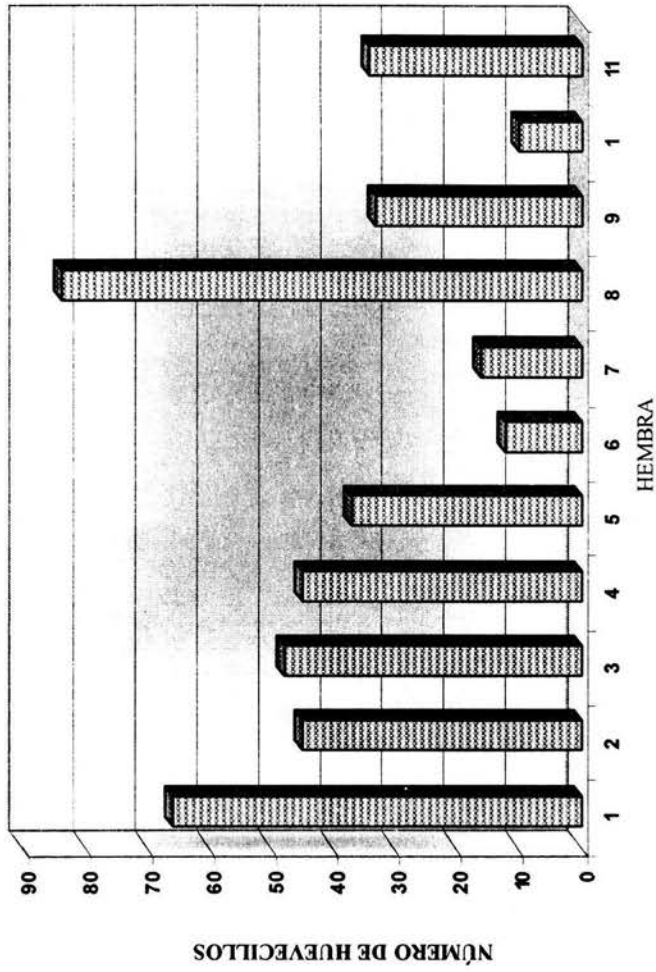


Figura 17. Promedio de huevecillos puestos por cada hembra

Hembra	Hilera 1	Hilera 2
1	33	30
2	32	13
3	34	14
4	31	-
*4a	10	-
5	29	8
6	8	4
7	16	-
8	29	39
*8a	22	-
9	28	5
10	10	-
11	34	-
	$\bar{x} = 24$	$\bar{x} = 16$

\* Hembras que pusieron dos puestas

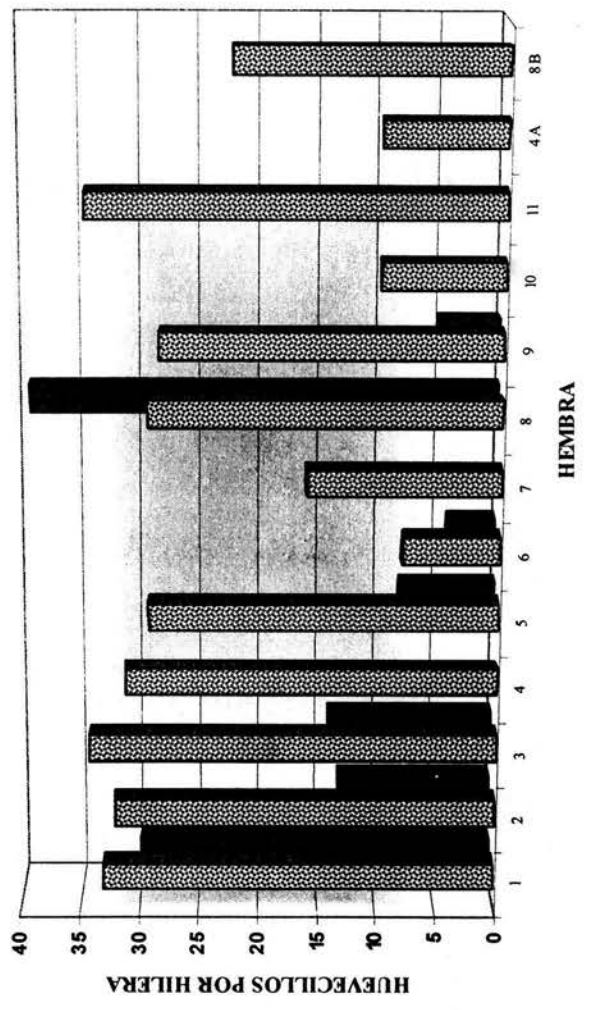


Figura 18. Número de huevecillos puestos por hilera para cada una de las hembras

Hembra	Número de hojas
1	1
2	2
3	2
4	1
*4a	1
5	2
6	2
7	1
8	1
*8a	1
9	2
10	1
11	1

\* Hembras que pusieron dos puestas

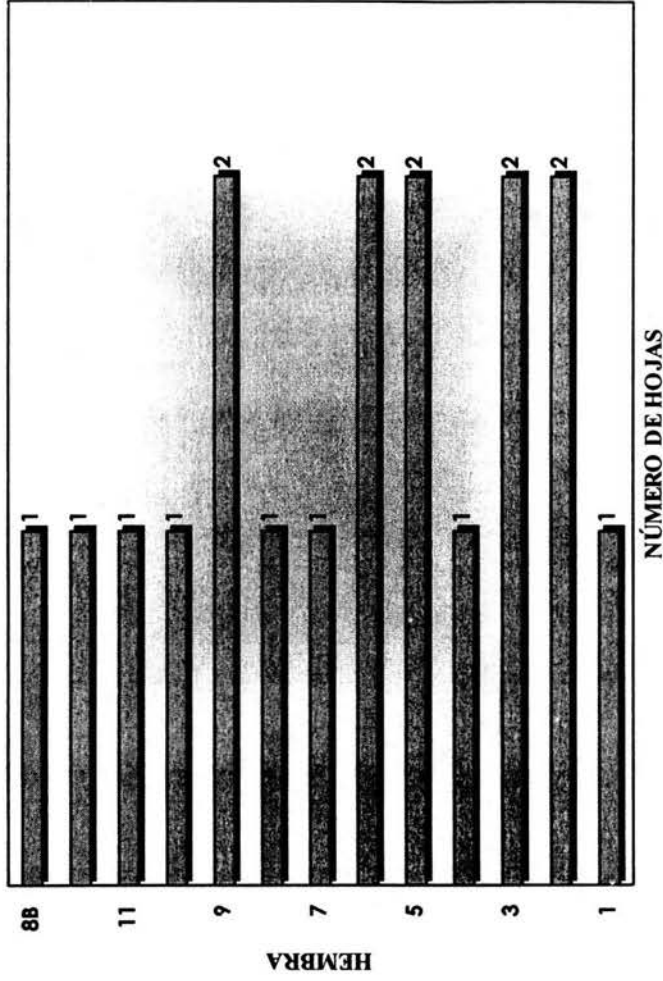


Figura 19. Número de hojas en las cuales ovipositaron las hembras.



Hembra	Porcentaje de Eclosión
1	0
2	0
3	0
4	95
*4a	0
5	100
6	100
7	100
8	100
*8a	100
9	0
10	100
11	0

\* Hembras que pusieron dos puestas

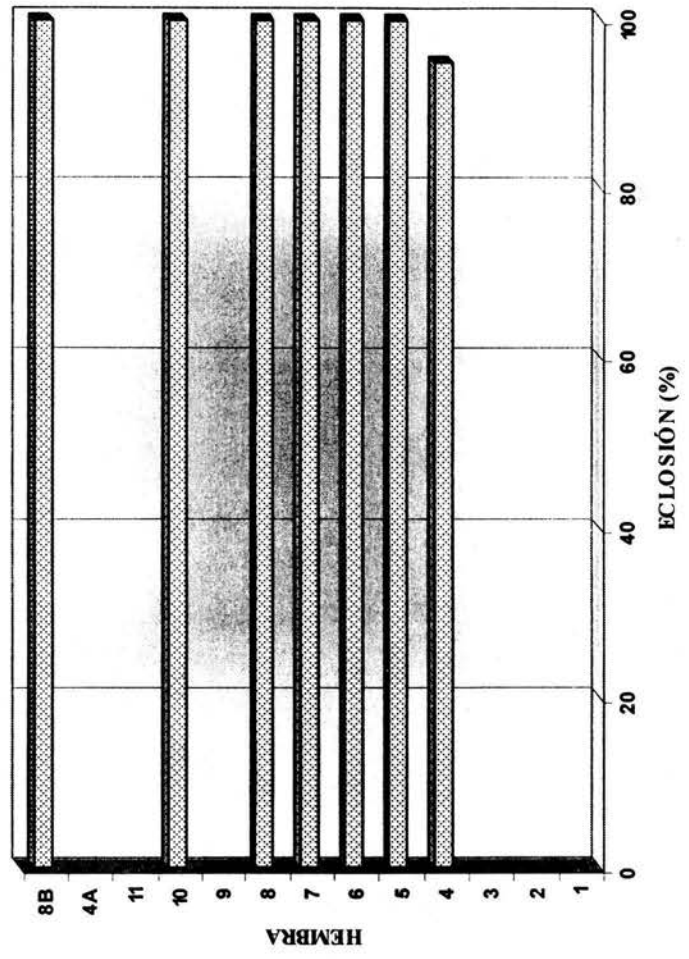


Figura 20. Porcentaje de eclosión para los huevecillos de cada una de las hembras

Hembra	Tasa de Eclosión (días)
1	0
2	0
3	0
4	7
*4a	0
5	7
6	6
7	7
8	9
*8a	7
9	0
10	9
11	0

\* Hembras que pusieron dos puestas

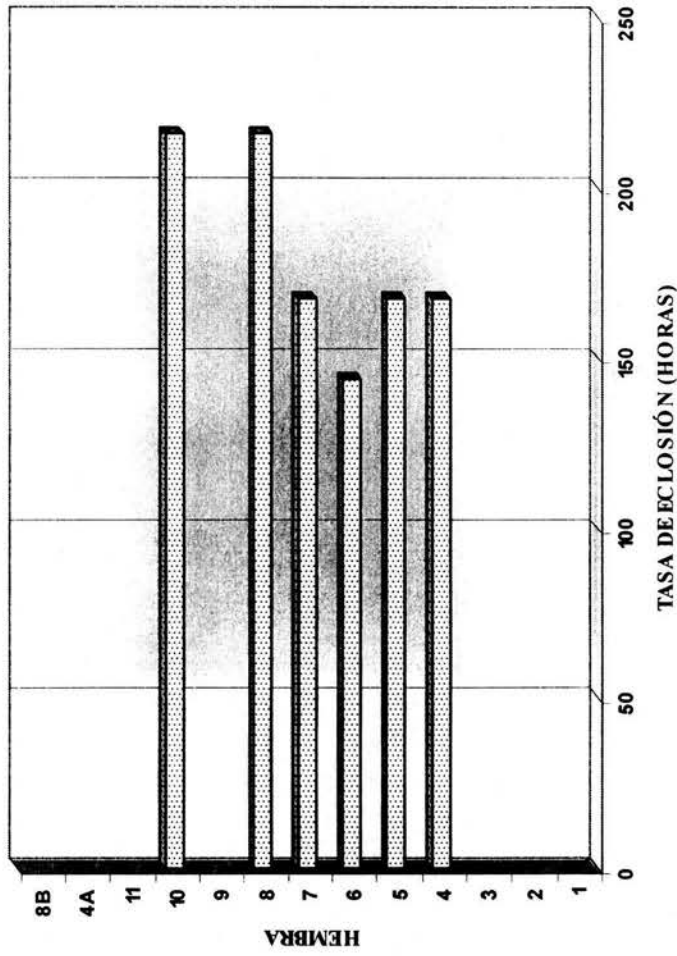


Figura 21. Tasa de eclosión de los huevecillos para cada una de las hembras.

Hembra	Número de días
1	2
2	2
3	2
4	2
*4a	9
5	2
6	2
7	2
8	3
*8a	9
9	3
10	11
11	14

\* Hembras que pusieron dos puestas

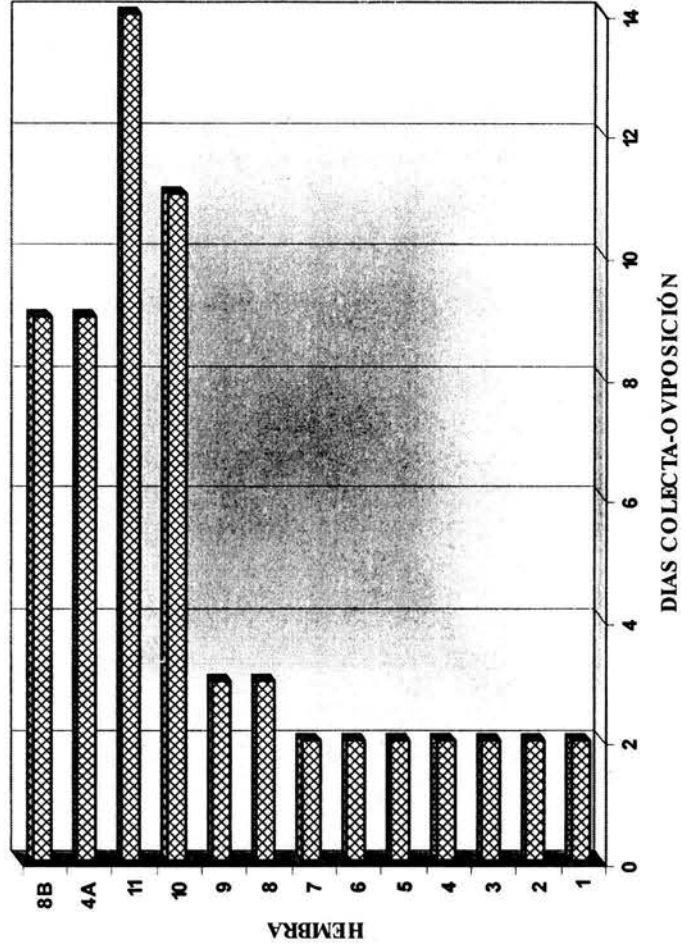


Figura 22. Número de días que transcurrieron desde la colecta hasta la puesta de los huevecillos.

Cuadro 15. Número de presas consumidas para cada una de las repeticiones de las ninfas y adultos de *Piona* sp.

No	NINFAS		HEMBRAS		MACHOS	
	Na		Na		Na	
10	10		10		10	
	10		10		10	
	10		10		10	
20	20		18		20	
	20		20		20	
	20		20		20	
30	30		30		28	
	30		30		29	
	30		30		30	
40	40		40		40	
	35		40		39	
	40		40		40	
50	50		49		50	
	50		47		50	
	50		46		49	