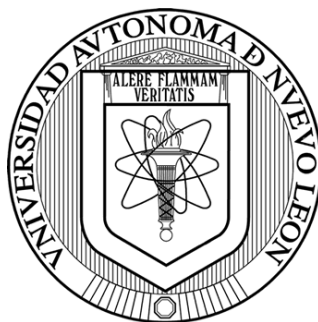


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



EFFECTO DE LOS SEMIOQUÍMICOS LIBERADOS POR DEPREDADORES EN LA
OVIPOSICIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) Y
Culex pipiens quinquefasciatus (Linnaeus, 1758)

POR

ISAURA AGUILAR DELGADO

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA EN
ENTOMOLOGÍA MÉDICA Y VETERINARIA

2025

EFFECTO DE LOS SEMIOQUÍMICOS LIBERADOS POR DEPRÉDADORES EN LA
OVIPOSICIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE
Aedes Aegypti Y *Culex pipiens*
quinquefasciatus

Comité de Tesis



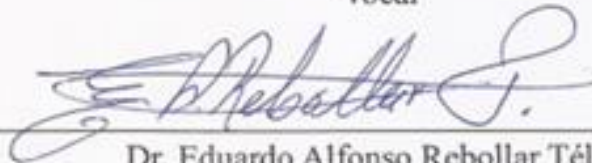
Dr. Humberto Quiroz Martínez
Presidente



Dra. Violeta Ariadna Rodríguez Castro
Secretario



Dra. Beatriz López Monroy
Vocal



Dr. Eduardo Alfonso Rebollar Téllez
Vocal



Dr. Jesús Antonio Dávila Barboza
Vocal



SUBDIRECCIÓN
DE POSGRADO
Dra. Katrushka Arevalo Niño
Subdirector de Posgrado

EFFECTO DE LOS SEMIOQUÍMICOS LIBERADOS POR DEPREDADORES EN LA
OVIPOSICIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE
AEDES AEGYPTI Y *CULEX PIPIENS*
QUINQUEFASCIATUS

Dirección de Tesis



Dr. Humberto Quiroz Martínez
Director



Dra. Mara Ivonne Garza Rodríguez
Director externo

DERECHOS RESERVADOS©

PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta Tesis está protegido, el uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material contenido que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde se obtuvo mencionando al autor o autores.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco profundamente el apoyo brindado por las instituciones que hicieron posible la realización de este proyecto. Al Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT), por el financiamiento otorgado y la confianza depositada en la investigación científicas, así como por su compromiso en la formación de nuevos investigadores.

A la Facultad de Ciencias Biológicas (FCB) de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), por facilitar el desarrollo académico y científico en un ambiente de aprendizaje y colaboración. Agradezco también especialmente al Laboratorio de Entomología dirigido por el Dr. Humberto Quiroz Martínez, cuyo equipo y recursos fueron esenciales para llevar a cabo los experimentos de esta investigación.

Agradezco también al Dr. Jesús Montemayor Leal y directivos de Parque el Sabinal, Cerralvo, N.L., así como al Biólogo Jesús Carlos García y al Dr. Roberto Eduardo Mendoza Alfaro quienes me abrieron las puertas de sus instalaciones para poder complementar parte importante de mi trabajo.

Gracias a cada institución y persona involucrada en este proyecto; su contribución fue fundamental para la culminación de esta etapa.

DEDICATORIAS

Quisiera expresar mi más sincero agradecimiento, en primer lugar, al Dr. Humberto Quiroz Martínez por invaluable apoyo y orientación técnica y logística, así como por su valiosa amistad durante el desarrollo de esta tesis. Su acompañamiento fue fundamental para el éxito de este proyecto. Extiendo también mi gratitud al honorable comité y a los profesores quienes, tanto en sus cátedras como en su tiempo disponible, me ofrecieron su apoyo y valiosas recomendaciones para mejorar este trabajo. Finalmente, agradezco profundamente a mi familia y amigos por su inquebrantable apoyo emocional a lo largo de este viaje académico.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES.....	3
2.1. Importancia de los insectos vectores en la salud publica	3
2.2. Ecología, comportamiento y control de <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762)	3
2.3. Ecología, comportamiento y control de <i>Culex</i> sp.	4
2.4. Notonéctidos depredadores acuáticos como control biológico de mosquitos	6
2.5. Spinosad larvicida natural como estrategia de control de mosquitos.....	7
2.6. Mecanismos quimio sensoriales en la detección de depredadores.....	7
2.7. Semioquímicos: señales químicas que influyen en la oviposición de mosquitos ...	9
3. JUSTIFICACIÓN	13
4. HIPÓTESIS.....	14
5. OBJETIVOS	14
5.1. Objetivo general	14
5.2. Objetivos particulares.....	14
6. MATERIAL Y METODOS.....	15
6.1. Lugar de estudio	15
6.2. Colecta de material biológico mosquitos	15
6.2.1. Colecta y mantenimiento de <i>Ae. aegypti</i>	15
6.2.2. Colecta y mantenimiento de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	17
6.3. Colecta y mantenimiento de depredadores Notonectidae: <i>Buenoa scimitra</i>	17
6.4. Experimento en laboratorio	18
6.4.1. Efecto de semioquímicos en la actividad de oviposición	19
6.4.2. Desarrollo Embrionario y Desarrollo Larval	19
6.5. Análisis estadístico	20
6.5.1. Oviposición.....	20
6.5.1.1 Índice de Actividad de Oviposición (IAO)	21
6.5.1.2 Índice de Electividad (E_i) de Ivlev	22
6.5.1.3 Índice de Selectividad de Oviposición de Jacobs (D_j)	22
6.5.2. Desarrollo embrionario y Desarrollo Larval.....	23
7. RESULTADOS	24

7.1. Oviposición	24
7.1.1. Respuesta de oviposición de <i>Aedes aegypti</i> en los diferentes tratamientos....	24
7.1.1.1. Temperatura de 20°C.....	27
7.1.1.2. Temperatura de 25°C.....	27
7.1.1.3. Temperatura de 30°C.....	28
7.1.2. Respuesta de oviposición de <i>Culex pipiens quinquefasciatus</i> en los diferentes tratamientos.....	29
7.1.2.1. Temperatura de 20°C.....	32
7.1.2.2. Temperatura de 25°C.....	32
7.1.2.3. Temperatura de 30°C.....	32
7.2. Desarrollo Embrionario	32
7.2.1. Análisis de la inhibición del desarrollo embrionario en <i>Ae. aegypti</i>	33
7.2.1.1. Efecto del tratamiento en la eclosión de <i>Ae. aegypti</i>	33
7.2.1.2. Efecto de la temperatura en la eclosión de <i>Ae. aegypti</i>	34
7.2.1.3. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo embrionario de <i>Ae. aegypti</i>	34
7.2.2. Análisis de la inhibición del desarrollo embrionario en <i>Cx. p.</i> <i>quinquefasciatus</i>	35
7.2.2.1. Efecto del tratamiento en la eclosión de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	36
7.2.2.2. Efecto de la temperatura en la eclosión <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	36
7.3. Desarrollo Larval.....	37
7.3.1. Efecto de las condiciones experimentales en el tiempo de desarrollo larval hasta la pupación en <i>Ae. aegypti</i>	37
7.3.1.1. Temperatura de 20°C.....	38
7.3.1.2. Temperatura de 25°C.....	38
7.3.1.3. Temperatura de 30°C.....	38
7.3.1.4. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo larval de <i>Ae. aegypti</i>	38
7.3.2. Efecto de las condiciones experimentales en el tiempo de desarrollo larval hasta la pupación en <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	39
7.3.2.1. Temperatura de 20°C.....	40
7.3.2.2. Temperatura de 25°C.....	40
7.3.2.3. Temperatura de 30°C.....	40

7.3.2.4. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo larval de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	40
7.4. Evaluación en la proporción de sexos bajo condiciones experimentales	41
7.4.1. Cambios observados en la proporción de machos y hembras de <i>Ae. aegypti</i> .41	
7.4.2. Cambios observados en la proporción de machos y hembras de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	42
8. DISCUSIÓN	44
8.1. Preferencias de oviposición ante señales de riesgo	44
8.1.1. Implicaciones de las decisiones oviposicionales de <i>Ae. aegypti</i>	45
8.1.2. Implicaciones de las decisiones oviposicionales de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> .47	
8.2. Desarrollo embrionario.....	49
8.2.1. Variaciones en la inhibición o estimulación en la eclosión de huevos de <i>Ae. aegypti</i>	49
8.2.2. Variaciones en la inhibición o estimulación en la eclosión de huevos de <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	51
8.3. Desarrollo larval	51
8.3.1. Relación entre temperatura y tiempo de desarrollo larva en <i>Ae. aegypti</i>	51
8.3.1.1. Temperatura a 20°C.....	51
8.3.1.2. Temperatura de 25°C.....	52
8.3.1.3. Temperatura de 30°C.....	52
8.3.2. Relación entre temperatura y tiempo de desarrollo larva en <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	53
8.3.2.1. Temperatura a 20°C.....	53
8.3.2.2. Temperatura a 25°C.....	53
8.3.2.3. Temperatura a 30°C.....	54
8.4. Tendencias en la proporción de sexos bajo distintas condiciones.....	54
8.4.1. Sensibilidad de la determinación sexual a la temperatura y el estrés en <i>Ae. aegypti</i>	54
8.4.2. Sensibilidad de la determinación sexual a la temperatura y el estrés en <i>Ae. aegypti Cx. p. quinquefasciatus</i>	55
9. CONCLUSIONES	56
10. PERSPECTIVAS.....	58
11. BIBLIOGRAFÍA.....	59

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Respuesta de los mosquitos grávidos a los infoquímicos que median el comportamiento de oviposición (Tomado de Mwingira et al. 2020).	10
Tabla 2. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Ae. aegypti</i> a una temperatura de 20°C.	24
Tabla 3. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Ae. aegypti</i> a una temperatura de 25°C.	25
Tabla 4. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Ae. aegypti</i> a una temperatura de 30°C.	26
Tabla 5. Resumen de los principales efectos en la actividad de oviposición tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras <i>Ae. aegypti</i>	28
Tabla 6. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> a una temperatura de 20°C.	29
Tabla 7. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> a una temperatura de 25°C.	30
Tabla 8. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> a una temperatura de 30°C.	30
Tabla 9. Resumen de los principales efectos en el Desarrollo Embrionario tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras <i>Ae. aegypti</i>	35
Tabla 10. Resumen de los principales efectos en el Desarrollo Embrionario tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	37
Tabla 11. Proporción de sexos para la especie <i>Ae. aegypti</i> durante el periodo de bioensayo agrupados en los diferentes tratamientos y temperaturas.	41
Tabla 12. Proporción de sexos para la especie <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> durante el periodo de bioensayo agrupados en los diferentes tratamientos y temperaturas.	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Número de oviposiciones durante los siete días del bioensayo agrupados por tratamientos y temperaturas para la especie <i>Ae. aegypti</i>	26
Figura 2. Número de oviposiciones durante cada uno de los siete días del ensayo agrupados por tratamientos y a las respectivas temperaturas evaluadas para la especie <i>Cx. p. quinquefasciatus</i>	31
Figura 3. Porcentaje de eclosión en <i>Ae. aegypti</i> bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el desarrollo embrionario a partir de la eclosión. .	33
Figura 4. Porcentaje de eclosión en <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el desarrollo embrionario.....	36
Figura 5. Días en alcanzar la fase de pupa para la especie <i>Ae. aegypti</i> bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el DL a partir de la eclosión.....	37
Figura 6. Días en alcanzar la fase de pupa para la especie <i>Cx. p. quinquefasciatus</i> bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el DL a partir de la eclosión.	39

LISTA DE SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS

°C. *Grados centígrados*

Ae. *Aedes aegypti*

An. *Anopheles*

ANCOVA. *Análisis de Covarianza*

ANOVA. *Analisis de Varianza*

cm. *Centímetros*

C *Control*

Cx. *Culex*

DL *Desarrollo Larval*

D10. *Densidad 10*

D20. *Densidad 20*

D5. *Densidad 5*

Dj. *Índice de Selectividad de Oviposición de Jacobs*

Ei. *Índice de Electividad de Ivlev*

F1. *Generación filial uno*

gr. *gramos*

h. *horas*

IAO. *Indice de Actividad de Oviposición*

L1. *Larva estadio 1*

L2. *Larva estadio 2*

L3. *Larva estadio 3*

L4. *Larva estadio 4*

mm. *Milímetros*

p. *pipiens*

SP. *Spinosa*

sp.. *Especie, Especie*

TDR. *Programa Especial de Investigaciones y Enseñanzas*

Tukey HSD. *Honestly-significant-difference*

Tx. *Toxorhynchites*

UANL. *Universidad Autónoma de Nuevo León*

RESUMEN

La presente investigación evalúa el impacto de los semioquímicos liberados por depredadores acuáticos, específicamente *Buenoa scimitra*, en la oviposición, desarrollo embrionario y el desarrollo larval de dos especies de mosquitos de importancia médica, *Aedes aegypti* y *Culex pipiens quinquefasciatus*. Estos mosquitos vectores de enfermedades como el dengue y la encefalitis seleccionan cuidadosamente sus sitios de oviposición para maximizar la supervivencia de su progenie. Sin embargo, la presencia de depredadores y los compuestos químicos que estos liberan, pueden influir significativamente en sus patrones de comportamiento. Este estudio se llevó a cabo en un diseño experimental completamente factorial, evaluando variables como densidades de depredadores (5, 10 y 20 individuos) y temperaturas (20, 25 y 30°C). Se midió el número de huevos puestos, las tasas de eclosión y el tiempo de desarrollo larval, utilizando controles positivos (Spinosad, larvicida natural y agua). Los resultados indicaron que la densidad y la temperatura influyen en la actividad de oviposición y desarrollo de ambas especies. Además, se identificaron cambios en la proporción de sexos y estrategias de evasión o selección de hábitats relacionados con la detección de kairomonas. Estos hallazgos aportan información relevante sobre los mecanismos sensoriales y comportamentales de los mosquitos frente a la amenaza de depredadores y sugieren nuevas estrategias potenciales para el control biológico de vectores, promoviendo prácticas menos invasivas para el ambiente.

ABSTRACT

The present investigation evaluates the impact of semiochemicals released by aquatic predators, specifically *Buenoa scimitra*, on oviposition, embryonic development, and larval development of two species of medically important mosquitoes, *Aedes aegypti* and *Culex pipiens quinquefasciatus*. These mosquitoes, vectors of diseases such as dengue and encephalitis, carefully select their oviposition sites to maximize the survival of their progeny. However, the presence of predators and the chemical compounds they release can significantly influence their behavioral patterns. This study was carried out in a fully factorial experimental design, evaluating variables such as predator densities (5, 10, and 20 individuals) and temperatures (20, 25, and 30°C). The number of eggs laid, hatching rates, and larval development time were measured, using positive controls (Spinosad, natural larvicide and water). The results indicated that density and temperature differentially influence the oviposition activity and development of both species. In addition, changes in the sex ratio and evasion or habitat selection strategies related to the detection of kairomones were identified. These findings provide relevant information on the sensory and behavioural mechanisms of mosquitoes in response to the threat of predators and suggest new potential strategies for biological vector control, promoting less environmentally invasive practices.

1. INTRODUCCIÓN

Los patrones de comportamiento de los organismos están en función de situaciones activas (actuando) o pasivas (reaccionando) de acuerdo con el entorno que los rodea. Es de vital importancia caracterizar los patrones de comportamiento ya que la información obtenida proporciona un entendimiento de como la especie ha evolucionado y se ha adaptado, especialmente aquellos organismos que son perjudiciales para el ser humano (Bento 2010).

Las preferencias de los organismos por ciertos lugares pueden verse influenciadas por las relaciones que se dan entre diferentes especies en una comunidad. Tales relaciones pueden presentarse como aceptación de otras especies o la evasión de estas. Por lo que el comprender las conexiones entre las comunidades implica más que un simple patrón de distribución al azar (Binckley y Resetarits 2005).

La elección de hábitats puede influir en el crecimiento y la persistencia de especies, pero sus efectos a nivel de comunidad y meta comunidad dependen de cómo influya en la dispersión y colonización de nuevos lugares. Si la elección de hábitats es similar para varias especies, la presencia de depredadores, por ejemplo, puede cambiar la manera en que las especies presas se dispersan y se establecen (Pulliam y Danielson 1991; Spencer et al. 2002; Resetarits y Wilbur 1989; Rosenzweig 1991).

Comprender las relaciones entre presa y depredador es esencial para determinar el comportamiento que una especie debe adoptar. En el caso de los mosquitos, que en etapas inmaduras (huevo, larva y pupa) se desarrollan en ambientes acuáticos las hembras adultas que son ovíparas eligen cuidadosamente el lugar donde depositaran sus huevos según las características adecuadas del entorno ya que una vez que los ponen, no brindan cuidado parental. Por lo que las características bióticas y abióticas del medio seleccionado predicen de manera confiable el éxito de su descendencia con lo que también adquirirá la aceptación del medio para futuras puestas (Rausher 1983; Resetarits y Wilbur 1989).

Existe una gran cantidad de moléculas utilizadas por depredadores para localizar a sus presas, así como moléculas con las que las presas pueden reconocer a sus depredadores (Caycho 1994). Esto provoca diversas respuestas de comportamiento o

fisiológicas por medio de estímulos químicos, entre estos se encuentran sustancias volátiles a través de las cuales muchos organismos se comunican estableciéndose relaciones intraespecíficas o interespecíficas (Rossini y González 2010).

Las hembras de mosquitos requieren de mecanismos de detección fundamentales en entornos acuáticos para realizar la oviposición de su descendencia y facilitar el desarrollo larval hasta alcanzar el estadio de pupa, culminando en la emergencia como adulto. En este proceso, resulta crucial la elección de un hábitat óptimo, ya que deben discernir entre aquel que garantiza el éxito de su progenie y aquel que no lo asegura.

Herramientas que proporcionan información sobre el hábitat incluyen infoquímicos de corto alcance, utilizados para detectar ciertos semioquímicos liberados por los posibles depredadores. Entre los semioquímicos que facilitan la discriminación del hábitat, para que las hembras grávidas detecten a sus depredadores se encuentran las kairomonas, estas sustancias desempeñan un papel crucial ayudando a la hembra a localizar criaderos que no sean propicios para el éxito de su descendencia (Morosinotto et al. 2010; Chobu et al. 2015; Eveland et al. 2016; Why y Walton 2020).

En hábitats acuáticos, casi todo tipo de insecto presente en la columna de agua puede considerarse como depredador además de los peces (Hinman 1934), sin embargo, hemípteros de la familia Notonectidae se han focalizado en gran medida ya que han desempeñado un papel crucial como depredadores (Hinman 1934; Bates 1965). Su actividad depredadora altera significativamente la composición de las poblaciones en estos hábitats, influyendo en la configuración de las comunidades presentes en el entorno acuático.

Dado que los mosquitos de la familia Culicidae son aquellos de mayor impacto al humano por la alta capacidad vectorial y a sus hábitos hematófagos, es importante tener claro el patrón de comportamiento en la oviposición. En particular es relevante considerar como responden a la presencia de los posibles compuestos orgánicos liberados por depredadores, los cuales pueden ser reconocidos por los mosquitos y alterar su comportamiento reproductivo. Esto permite entender mejor los mecanismos que influyen en la selección de sitios de oviposición.

2. ANTECEDENTES

2.1. Importancia de los insectos vectores en la salud publica

Las implicaciones que involucran a un insecto con el humano empiezan a tomar importancia cuando un gran número de personas hacen manifiesto un daño a su salud por causa de estos organismos principalmente si se presentan defunciones. Es evidente que la erradicación total de estos individuos no es factible, ya que son esenciales para mantener el equilibrio ecológico y porque desempeñan un papel crucial en la diversidad biológica. Además, forman parte fundamental de las cadenas tróficas, siendo esenciales para otros organismos. Por lo tanto, es de vital importancia el comprender la ecología de los insectos vectores, especialmente aquellos que representan una amenaza para los humanos (Guhl y Lazdins 2007).

Los artrópodos de mayor importancia médica y veterinaria son los mosquitos, que además de causar molestas picaduras se caracterizan por ser transmisores de enfermedades en aves, mamíferos y humanos (Travi y Montoya 1994). En la actualidad existen cerca de 3,591 especies y subespecies de mosquitos a nivel mundial (Harbach 2021). Aunque el número exacto de especies de mosquitos que actúan como vectores es aún desconocido, un estudio basado en la revisión de literatura reporto que al menos 88 especies han sido confirmadas como vectores, lo que representa un 2.5% del total de especies conocidas. También identificaron 243 especies adicionales con potencial de actuar como vectores, lo que eleva la cifra aproximada de 331 especies es decir alrededor de 9.2% del total de especies descritas (Yee et al. 2022).

2.2. Ecología, comportamiento y control de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762)

Una de las especies de mosquitos hematófagos reconocido como el más importante vector es *Ae. aegypti*, principalmente por las enfermedades que transmite como el Dengue (fiebre rompe huesos), Fiebre Amarilla, Zika y Chikunguña, y se encuentra localizado principalmente en regiones tropicales (Nelson 1986; Lwande et al. 2020).

La preferencia de hábitats de estos mosquitos son aquellos cuerpos de agua relativamente limpios, con aguas claras y transparentes y estos pueden ser criaderos tanto naturales (agujeros de árboles, bromelias, hojas de plantas, etc.) como artificiales (frascos,

neumáticos, macetas, etc.) principalmente en zonas urbanas o periurbanas y exclusivamente temporales (Carpenter y LaCasse 1955; Nelson 1986; Vezzani y Schweigmann 2002).

Debido a que es más común en zonas con disponibilidad de criaderos artificiales donde colocan sus huevos de forma individual en las paredes de las superficies de contenedores temporales tiene menor probabilidad de encontrarse con depredadores naturales (Carpenter y LaCasse 1955; Vezzani y Schweigmann 2002).

En un estudio realizado con exudados de peces *Gambusia affinis*, observaron que *Ae. aegypti* no evadió los sitios tratados donde normalmente ovipositarían, por lo que la presencia de peces en hábitats naturales no sugiere un riesgo de depredación para este mosquito (Van Dam y Walton 2008).

Sin embargo, existen algunos controles exitosos que se han realizado para el manejo de estos mosquitos donde se incluye la implementación de enemigos naturales utilizando peces larvívoros como *Poecilia reticulata* en cisternas y barriles (Nelson 1986).

Otro estudio probó la hipótesis de como los peces indirectamente controlan la oviposición de mosquitos *Aedes taeniorhynchus*, este mosquito evitó significativamente la puesta de huevos en charcas con peces a diferencia de aquellas charcas donde estos no estaban presentes; sin embargo, no se determinó qué mecanismo de detección fue el que ocasiono tal efecto si fue algo visual, físico o químico (Ritchie y Laidlaw-Bell 1994).

2.3. Ecología, comportamiento y control de *Culex* sp.

Otro género de mosquitos ampliamente distribuido en zonas tropicales y subtropicales es *Culex* sp., las enfermedades que principalmente transmite son filarias *Wuchereria bancrofti* y *Dirofilaria immitis* (Ludlam et al. 1970); en cuanto a los virus que transmite se conocen el Virus del Nilo Occidental y virus que causan Encefalitis de San Luis, así como Encefalitis Equina Venezolana (Savage y Miller 1995).

A diferencia de *Ae. aegypti*, *Culex* sp. coloca sus huevos en forma de balsa es decir colocan sus huevos unidos y son reconocidos por colonizar en una gran variedad de cuerpos de agua donde pueden ser encontrados depredadores naturales (Blaustein 1992; Vinogradova 2000; Becker et al. 2010).

También es una especie que puede establecerse en sitios artificiales o temporales y de mayor tamaño en cuanto al espejo de agua, por ejemplo, urnas de cementerios, desagües subterráneos y en todos aquellos sitios que tengan un alto enriquecimiento de materia orgánica (Bohart y Washino 1978; Meyer y Durso 1993).

El mosquito *Culex* sp. es uno de los géneros de mosquitos propuesto por diversos autores para la comprensión de la selección del sitio de oviposición, debido a como coloca sus huevos en forma agrupada y por tener pocos eventos reproductivos, esto hace que las larvas estén más susceptibles a los depredadores. Por lo tanto, es crucial para la hembra seleccionar correctamente el sitio donde ovipositará, asegurando el éxito de su descendencia (Rausher 1983; Singer 1984; Resetarits y Wilbur 1989; Resetarits 1996; Blaustein 1999).

Un estudio realizado con *Culex tarsalis*, especie que pone sus balsas en vegetación inundada donde pueden encontrarse peces, pudieron observar un rechazo en la oviposición de manera significativa coincidiendo con el alto nivel de depredación en sitios naturales (Bohart y Washino 1978).

Se han determinado las tasas de oviposición con diferentes concentraciones de sustancias químicas del pez *Gambusia affinis* y como control una piscina sin ninguna sustancia química, utilizaron *Culex pipiens*, siendo mayor la respuesta de colonización en los grupos control que en los grupos con una media o alta concentración de sustancias químicas del pez. Sin embargo, la medición fue realizada a base de estadios larvales y no de la oviposición que brinda una mayor certeza del efecto de oviposición (Angelón y Petranka 2002).

Estudios más recientes han encontrado que las respuestas de los mosquitos *Culex* spp. expuestos a varios depredadores pueden ser diversas, estos evaluaron las respuestas de oviposición, el desarrollo larvario y la sobrevivencia de los mosquitos expuestos a tres diferentes especies de peces *Gambusia affinis* (larvívoros), *Aphanius mento* (lavívoros) y *Garra rufa* (alguívoros). Observaron que las hembras evitaron a los peces larvívoros en contrariedad con el pez alguívoros, también encontraron que el desarrollo de las larvas fue más lento y una alta mortalidad resultado del estrés larvario (Cohen y Silberbush 2021).

2.4. Notonéctidos depredadores acuáticos como control biológico de mosquitos

Un grupo de depredadores naturales de insectos pueden ser los mismos insectos que comparten los hábitat acuáticos; estos tienen la ventaja de que su alimentación no es exclusiva de una especie blanco, además toleran diferentes parámetros de calidad del agua y matan más presas que las que van a consumir (Andrade y Santos 2004).

Una desventaja del insecto depredador es que tiene un ciclo de vida más largo que el de la presa. Esto implica que necesita estar sincronizado con la presa de interés para poder alimentarse de ella, ya que podría optar por elegir a otras presas ignorando a la principal por ser menos abundante (Andrade y Santos 2004).

Los hemípteros acuáticos de la familia Notonectidae son conocidos por ser uno de los principales controles biológicos de larvas de mosquitos (Alfonso 2017). Incluso llegan a atacar ocasionalmente renacuajos y peces pequeños o normalmente organismos de un mayor tamaño al propio. Al capturar su presa estos se alimentan de ellos succionando sus fluidos corporales (Borror et al. 2004).

Se les puede reconocer por su hábito natatorio de espalda lo que es característico de este taxa y pueden ser encontrados en cuerpos lénticos de agua transparente hasta estanques con alto contenido de materia orgánica, ya sea en hábitats naturales o artificiales. Su ciclo de vida consta de huevo, ninfa (cinco estadios) y adulto (Borror et al. 2004).

Normalmente pueden encontrarse en la superficie del agua extendiendo sus largas patas traseras hacia la superficie de manera que el cuerpo quede en forma angular respecto a la superficie del agua. Sus largas patas les ayudan a ser utilizadas como remos lo que les confiere un nado rápido (Borror et al. 2004).

Dentro de la familia Notonectidae de América del Norte existen al menos tres géneros de los cuales Notonecta se ha relacionado con un gran potencial para el control de mosquitos (Andrade y Santos 2004).

Otro género es *Buenoa* sp., estos organismos son pequeños en comparación con los anteriores, de una longitud aproximada de 5-9 mm de largo además suelen ser mucho

más delgados, sus antenas constan de tres flagelomeros y al ser pertenecientes al orden Hemiptera sus tipos de alas se denominan hemiélitros, las cuales se caracterizan porque en la parte basal son más endurecidas que en la parte apical donde se vuelven membranosas, estas además no presentan vellosidades y el escutelo es mucho más corto que la comisura hemitral (Borrór et al. 2004; Merritt et al. 2019).

Debido a que la presencia de los depredadores afecta el nicho de una presa, se realizó una evaluación para ver la influencia del notonéctido *Anisops sardea* y sus kairomonas residuales en poblaciones de *Culex pipiens*, encontrando que este depredador es efectivo para el control y además influye en la longevidad de la presa de manera que disminuyó el número de generaciones por la prolongación en las etapas inmaduras (Allo y Mekhlif 2019).

2.5. Spinosad larvicida natural como estrategia de control de mosquitos

Otro tipo de estrategias implementadas para el control de mosquitos es la aplicación de larvicidas naturales que tienen como ventaja ser menos tóxicos que los productos químicos utilizados tradicionalmente. Comercialmente existe Spinosad, un metabolito secundario producido a partir de la fermentación del actinomiceto *Saccharopolyspora spinosa*. Este actúa sobre los receptores nicotínicos de la acetilcolina, neurotransmisor que al ser modificado provoca hiperexcitación y parálisis causando la muerte de la larva (Santos y Pereira 2020)

Estos conocimientos permiten que se desarrollen técnicas o estrategias innovadoras y complementarias para un manejo integral de insectos perjudiciales de manera que se sea amigable con el medio ambiente y aquellos organismos no blanco que puedan encontrarse en el ecosistema (Kemprij et al. 2014).

2.6. Mecanismos quimio sensoriales en la detección de depredadores

Una adaptación implementada por el mosquito para detectar y evadir depredadores es la evitación mediada químicamente donde diversos estudios han mostrado que estos han desarrollado mecanismos quimio sensoriales para detectar una amplia gama de depredadores, otras respuestas a esto también es la búsqueda de refugios, cambios

marcados en la tasa de movimiento, búsqueda de comida reducida, así como la conducta de cortejo reducida (Angelón y Petranka 2002).

Un comportamiento vital para los mosquitos es que deben tener métodos efectivos para la detección de depredadores al momento de la selección de algún sitio de oviposición en el medio acuático y que este sea el adecuado para su descendencia (Eveland et al. 2016). Comprender los mecanismos implementados para la detección de los depredadores en entornos acuáticos por los mosquitos es importante ya que estas interacciones influyen en sus patrones de comportamiento.

Los principales infoquímicos que actúan son aquellos en relación con el sentido del olfato y el gusto (Lewis 1984; Montell y Zwiebel 2016). La ecología sensorial permite que los mosquitos puedan detectar estas sustancias a partir de estructuras especializadas a nivel periférico en antenas, sesilias antenales y neuronas olfativas y a nivel central en el lóbulo olfativo con glomérulos y protocerebro. Al final toda esta estimulación olfativa es codificada para la activación del sistema motor del insecto (Leal 2005).

También se ha sugerido que la probóscide puede tener una función similar a la de otros órganos sensoriales típicos como la antena siendo el sentido del gusto el que actúa en este caso (Choo et al. 2015).

La estimulación química que afecta el sentido del gusto implica receptores gustativos distribuidos principalmente en los segmentos tarsales de las patas, piezas bucales, el ovopositor y el margen del ala en otros dípteros; los tarsos son los primeros órganos gustativos que entran en contacto con el lugar de oviposición. Estos receptores poseen la capacidad de detectar sustancias presentes en superficies secas y diluidas, y no se limitan únicamente a percepciones relacionadas con la alimentación (Baik y Carlson 2020).

La oviposición es uno de los comportamientos regulados por los estímulos gustativos, independientemente de la forma que ovipone cada especie de mosquito, la hembra tiene el contacto con el medio acuático a través de sus órganos gustativos previo a la oviposición. (Kennedy 1942; Bentley y Day 1989). Estas señales químicas pueden estimular la oviposición al detectarse fuentes vegetales y microbianas o por el contrario

pueden disuadir la oviposición cuando se detectan señales relacionadas con depredadores naturales (Afify y Galizia 2015).

2.7. Semioquímicos: señales químicas que influyen en la oviposición de mosquitos

Dentro de las principales actividades o comportamientos que adquieren los mosquitos para la inducción de la oviposición, pueden intervenir tanto alomonas, apneumonas, feromonas, sinomonas y kairomonas (Mwingira et al. 2020).

La ecología química trata las interacciones ecológicas que se dan principalmente por estas señales conocidas como semioquímicos, se conforman de feromonas (comunicación intraespecífica) y aleoquímicos (comunicación interespecífica) (Law y Regnier 1971).

Los aleoquímicos generan el beneficio ya sea para el emisor o el receptor según el tipo de comportamiento que desencadenen. Dentro de estos se encuentran las Alomonas que benefician al emisor, Sinomonas que benefician a ambos y Kairomonas del griego *Kairos* (oportunista o explotativo) que benefician al receptor (Nordlund 1981).

Las kairomonas al ser semioquímicos interespecíficos liberados por un organismo en beneficio del receptor, pero no del emisor, tienen un rol importante para las hembras grávidas al ayudarlas a identificar criaderos que pudieran tener depredadores y evitarlos para asegurar el éxito de su prole, influenciando así en su comportamiento (Brown et al. 1970; Chesson 1984; Petranksa y Fakhoury 1991; Angelón y Petranksa 2002).

Esta señalización no actúa como un agente letal para la presa, en el mosquito es indicativo de la presencia de algún depredador (Lima y Steury 2005). La capacidad del mosquito hembra de identificar la presencia del depredador a través de las kairomonas responde de manera que evita el cuerpo de agua durante la selección del sitio de oviposición.

Otro comportamiento observado ocurre durante la etapa larval, donde, si los organismos tienen la capacidad de detectar depredadores se ha observado que experimentan un desarrollo acelerado en respuesta a la detección de kairomonas en el entorno (Spencer et al. 2002; Resetarits y Binckley 2013).

Ya que el comportamiento de los mosquitos se ve influenciado por infoquímicos que pueden detectar todos aquellos semioquímicos en su entorno. Esto les es útil para localizar no solo sitios adecuados o no adecuados para su oviposición, si no para la búsqueda de su alimento, hibernación, encuentros de congéneres, parejas sexuales y para evadir situaciones o hábitats que los pongan en peligro (Agelopoulos et al. 1999).

En su búsqueda por el sitio ideal para la oviposición los mosquitos grávidos se guían a través de los infoquímicos de largo alcance como las feromonas de congéneres, pero al estar cercanos al sitio utilizan infoquímicos de corto alcance para discriminar correctamente el sitio adecuado para su descendencia (Takken y Knols 1999).

Para la evaluación de la calidad del agua antes de la oviposición, la hembra grávida hace contacto en el medio acuático a través de las sensilias altamente sensibles y específicas, que pueden encontrarse en varias partes de su cuerpo especialmente en la cabeza y en las patas (McIver 1982; Hansson y Hallberg 1999; Hansson y Stensmyr 2011; Carey y Carlson 2011).

Algunos de los semioquímicos detectados que median el comportamiento de oviposición en mosquitos grávidos se muestran a continuación (Tabla 1).

Tabla 1. Respuesta de los mosquitos grávidos a los infoquímicos que intervienen en el comportamiento de oviposición (Tomado de Mwingira et al. 2020).

Compuesto químico	Respuesta(s)	Especies de mosquitos	Referencias
Alcohol/cíclicos			
Fenol	0	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Millar et al. 1992
4-etilfenol	0	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Millar et al. 1992
	+	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Zhu et al. 2013
2-metilfenol	+	<i>Tx. moctezuma</i> , <i>Tx. Amboinensis</i>	Collins y Blackwell 2002
3-metilfenol	+	<i>Tx. moctezuma</i> , <i>Tx. Amboinensis</i>	Collins y Blackwell 2002
4-metilfenol	+	<i>Ae. triseriatus</i>	Bentley et al. 1981
	0	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Millar et al. 1992
	+	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Zhu et al. 2013
	-	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003
	+	<i>Tx. brevipalpis</i> , <i>Tx. splendens</i>	Linley 1989

	+	<i>Tx. moctezuma, Tx. amboinensis</i>	Collins y Blackwell 2002
4-metilciclohexanol	+	<i>Ae. triseriatus</i>	Bentley et al. 1981
	+	<i>Tx. moctezuma, Tx. amboinensis</i>	Collins and Blackwell 2002
Indol	0	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Millar et al. 1992
	0	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003
	0	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003
3-metilindol	+	<i>Cx. tarsalis, Cx. stigmatosoma</i>	Beehler et al. 1993, 1994
	+	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Blackwell et al. 1993, Seenivasagan et al. 2013
	-	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003
	+	<i>Tx. brevipalpis</i>	Linley 1989
	+	<i>Tx. amboinensis, Tx. moctezuma</i>	Collins y Blackwell 2002
	0	<i>Tx. splendens</i>	Linley 1989
Cedrol	+	<i>An. gambiae, An. arabiensis</i>	Eneh et al. 2016
Geosmina	+	<i>Ae. aegypti</i>	Melo et al. 2020
Ácidos carboxílicos			
Ácido (Z)-9-hexadecenoico	+	<i>Ae. aegypti</i>	Ganesan et al. 2006
Ácido decanoico	+	<i>Ae. aegypti</i>	Ganesan et al. 2006
Ácido nonanoico	-	<i>Ae. aegypti, Cx. tarsalis, Cx. quinquefasciatus</i>	Schultz et al. 1982
Ácido oleico[(Z)-9-octadecenoico]	-	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Hwang et al. 1984
Ácido butírico	-	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Hwang et al. 1984
Ácido octanoico	-	<i>Ae. aegypti, Cx. tarsalis, Cx. quinquefasciatus</i>	Schultz et al. 1982
Ésteres de ácidos grasos			
Hidrozoano arílico	+	<i>Ae. albopictus</i>	Bandyopadhyay et al. 2011
	+	<i>Ae. aegypti</i>	Guha et al. 2012
Undecanoato de decilo	+	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Butanoato de heptadecil	-	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Pentanoato de hexadecilo	-	<i>Ae. aegypti, Ae. albopictus</i>	Sharma et al. 2008
	-	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Dodecanoato de nonilo	+	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009

Tridecanoato de octilo	+	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Seenivasagan et al. 2013
Propanoato de octadecilo	-	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Hexadecanoato de pentilo	+	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Octadecanoato de propilo	+	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009, Seenivasagan et al. 2012
	+	<i>Ae. aegypti</i>	Sharma et al. 2008
	+	<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Seenivasagan et al. 2013
Heptanoato de tetradecilo	-	<i>Ae. aegypti, Ae. albopictus</i>	Sharma et al. 2008
	-	<i>An. stephensi</i>	Sharma et al. 2009
Octanoato de tridecilo	-	<i>Ae. aegypti, Ae. albopictus</i>	Sharma et al. 2008
Otros químicos			
Disulfuro de dimetilo	0	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003
Trimetilamina	0	<i>Ae. albopictus</i>	Trexler et al. 2003

Clave: (+) representa atracción; (-) disuasión; (0) ninguna respuesta

(*Ae.*) – *Aedes*; (*An.*) – *Anopheles*; (*Cx.*) – *Culex*; (*Tx.*) – *Toxorhynchites*

3. JUSTIFICACIÓN

El uso de plaguicidas químicos ha acarreado diversas consecuencias, como la resistencia a estos productos por parte de los mosquitos vectores y una mayor toxicidad para el medio ambiente y los organismos no blanco. Esto ha impulsado la búsqueda de nuevas estrategias de control. Por lo que, comprender la ecología del sistema donde ocurren tres fases importantes del ciclo de vida de los mosquitos es crucial. Es fundamental entender qué condiciones influyen en la oviposición y, por ende, en la colonización de los mosquitos.

Los notonéctidos son organismos implementados como control biológico, que pueden influir en los patrones de comportamiento para la selección del sitio por la hembra para su oviposición. No obstante, los mosquitos han desarrollado mecanismos antidepredatorios como la evasión de sitios donde detecta depredadores, además, las larvas también pueden desarrollar estrategias como el aceleramiento en su desarrollo larval o la reducción de movimientos para evitar ser detectados.

Aunque se han llevado a cabo estudios que demuestran que la presencia de depredadores puede provocar cierta evasión de los mosquitos vectores, aún se encuentra en proceso la caracterización de los factores involucrados en este fenómeno. Se cree principalmente que el efecto de respuesta se debe a la composición o detección de compuestos químicos presentes en el medio ambiente. Esto ocurre durante la selección de un sitio de oviposición por parte de las hembras grávidas de mosquitos. Aunque el depredador en sí no busca ser detectado, los compuestos químicos que emite, como exudados o desechos, dan indicios de su presencia.

Esto modifica la conducta del mosquito y cambia el curso probable de la colonización, aun si estos tuvieran un efecto de atracción o simplemente de no repulsión, el entendimiento de qué efectos surgen a partir de estas experimentaciones, dan respuesta para una mejor comprensión del comportamiento de estos vectores y que estrategias pudieran ser más útiles como herramientas de control biológico.

4. HIPÓTESIS

El número de huevos, la tasa de eclosión y tiempo de desarrollo larvario en mosquitos *Aedes aegypti* y *Culex pipiens quinquefasciatus* es afectado negativamente por la presencia de semioquímicos liberados por depredadores *Buenoa scimitra*.

5. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de los semioquímicos liberados por depredadores en la oviposición de mosquitos *Aedes aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*.

5.2. Objetivos particulares

Evaluar el efecto de semioquímicos liberados por depredadores en la actividad de oviposición de las hembras de *Aedes aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*.

Evaluar el efecto de semioquímicos liberados por depredadores en el desarrollo embrionario de *Aedes aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*.

Evaluar el efecto de semioquímicos liberados por depredadores en el desarrollo larval de *Aedes aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*.

6. MATERIAL Y METODOS

6.1. Lugar de estudio

La experimentación se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Entomología y Artrópodos de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UANL, ubicada en Ciudad Universitaria en el municipio de San Nicolás de los Garza, N.L.

6.2. Colecta de material biológico mosquitos

Para la recolección y mantenimiento de mosquitos, se utilizó como guía el manual estandarizado "Cría de mosquitos Culicidae y evaluación de insecticidas de uso en salud pública" del Instituto Nacional de Salud Pública (Lozano y Morales 2021).

6.2.1. Colecta y mantenimiento de *Ae. aegypti*

Para la obtención de huevos se colocaron ovitrampas en zonas urbanas con sombra y al aire libre donde las hembras de esta especie colocaron sus huevos. Estas ovitrampas consistieron en recipientes cilíndricos de plástico color negro con dimensiones de 14 cm de alto por 10 cm de diámetro. Al interior de cada una de ellas se colocó una papeleta de papel filtro del mismo tamaño que el recipiente, se sumergió en agua dejando un margen de 2 cm previo al nivel total de la ovitrampa.

Se monitorearon regularmente para detectar la presencia de puesta de huevos y se dejó que el nivel del agua bajara hasta alcanzar 2cm en la parte inferior para asegurarse de mantener húmeda la papeleta todo el tiempo y realizar el reemplazo, se aseguró tuvieran una permanencia de 48h a 56h antes de retirarse de la humedad para permitir el desarrollo del embrión.

Transcurrido el tiempo necesario para el desarrollo embrionario, las papeletas con los huevos se colocaron de manera que se evitara el contacto directo con el sol y se fueron almacenando en bolsas de papel Kraft. A partir de estas colectas de huevos se procedió al mantenimiento de la colonia hasta la obtención de la generación F1 que se utilizó para los bioensayos experimentales.

Para el mantenimiento de la colonia se procedió a utilizar las papeletas colectadas en campo, estas fueron sumergidas en recipientes de plástico transparente similar en

tamaño a las ovitrampas y con agua potable proveniente del grifo. Se aseguro que la papeleta estuviera totalmente sumergida y se adicionó como alimento proteína de hígado en polvo para estimular la eclosión de los huevos a partir del microbiota generada en el agua.

Después de la observación de la eclosión de las larvas , estas se alimentaron diariamente con aproximadamente 0.3 gr de proteína de hígado hasta la observación de las pupas. Estas fueron trasladadas a otro recipiente más pequeño con suficiente agua dependiendo de la densidad de las pupas, se colocó tela tricot sujeta con ligas para evitar el escape de los adultos emergidos. Una vez que los adultos emergieron, fueron extraídos con la ayuda de un aspirador manual y transferidos a una jaula elaborada con medidas de 30x30x30cm exclusiva para su reproducción.

Dentro de esta jaula se proporcionó a los adultos una dieta de solución de agua azucarada al 5% de manera alternada se dejó un día de espacio para luego ofrecer la ingesta sanguínea por membrana artificial utilizando sangre de oveja desfibrinada por el tiempo necesario hasta que las hembras se alimentaron a repleción, después nuevamente la dilución azucarada y así sucesivamente desde el primer día que se les iba colocando en la jaula manteniendo un stock de 50 hembras.

Durante la ingesta sanguínea, se aseguró que las hembras se alimentaran adecuadamente, lo cual se confirmó mediante la observación del abdomen con la coloración característica de la sangre. Se ingreso un recipiente de plástico con 250 ml de agua potable proveniente del grifo al cual se le colocó papel filtro del tamaño del recipiente para las oviposiciones de las hembras obteniendo la generación F1 las cuales se utilizaron en los bioensayos experimentales.

El proceso de manipulación de estas papeletas en laboratorio siguió el mismo procedimiento utilizado con las colectadas en campo, así como el proceso de eclosión hasta la obtención de adultos. Una vez que los adultos emergieron, las hembras fueron separadas de la jaula de reproducción (generación F1), pero antes se les permitió estar durante dos o tres días para garantizar el apareamiento. Posteriormente, estas hembras fueron transferidas a otra jaula donde se llevaron a cabo los bioensayos, continuando con el mismo régimen de alimentación.

6.2.2. Colecta y mantenimiento de *Cx. p. quinquefasciatus*

La recolección de *Cx. p. quinquefasciatus* se realizó en campo en depósitos de agua estancada y con alta concentración de materia orgánica, debido a la forma particular en que esta especie coloca sus huevos en forma de balsas, se colectaron manualmente utilizando una espátula y se depositaron en un recipiente con agua de la misma fuente de donde fueron encontrados.

Se permitió que las larvas eclosionaran hasta llegar a su fase adulta con la misma fuente de agua donde se colectaron y se estuvieron alimentando con proteína de hígado, los adultos emergidos se traspasaron a una jaula de reproducción donde se les ofreció alternadamente la ingesta de la dilución azucarada como la ingesta sanguínea de polluelos de edad temprana encerrados en jaulas pequeñas durante todas las noches para obtener la generación F1.

Una vez obtenidas las balsas de la generación F1 y emergidas las larvas hasta llegar a su fase adulta, se permitió permanecer igual durante dos o tres días para garantizar el apareamiento. Posteriormente, estas hembras fueron transferidas a otra jaula donde se llevaron a cabo los bioensayos, continuando con el mismo régimen de alimentación con la excepción de la ingesta sanguínea durante todas las noches a diferencia de *Ae. aegypti* que se llevó a cabo durante el día.

Igualmente se aseguró su ingesta observando el cambio en la coloración de su abdomen a un tono rojo al día siguiente. Posteriormente, se mantuvo un stock de 50 hembras para llevar a cabo los bioensayos experimentales.

6.3. Colecta y mantenimiento de depredadores Notonectidae: *Buenoa scimitra*

La colecta de los depredadores notonéctidos de la especie *Buenoa scimitra* se llevó a cabo en charcas naturales y estanques artificiales ubicados en los municipios de Sabinas Hidalgo, Cerralvo y San Nicolás de los Garza, en el estado de Nuevo León. A pesar de que esto incrementó la variabilidad de la especie no representó un obstáculo sino una ventaja para los fines del estudio reflejando una heterogeneidad más realista y las respuestas conductuales observadas fueron consistentes. Además, las condiciones por sequía complicaron la obtención una colecta homogénea. Para este trabajo de campo, se

empleó una red entomológica acuática y una red de nailon fino como herramientas de recolección.

Para evitar cambios bruscos de temperatura, los depredadores recolectados se trasladaron en recipientes de plástico con agua del lugar de origen. Una vez en el laboratorio, se procedió a acondicionar los notonéctidos en peceras con una capacidad de 20 litros. Estas peceras se llenaron con agua potable del grifo, la cual se dejó reposar durante 24 horas antes de la introducción de los organismos para su respectiva decloración previo a los bioensayos. Una vez declorada se colocó en cada pecera la cantidad específica de notonéctidos según el tratamiento y la temperatura correspondiente.

Estos tratamientos se establecieron en densidades de 5, 10 y 20 individuos y temperaturas de 20, 25 y 30°C, para fines de este estudio solo se utilizaron controles positivos con una densidad cero con agua de grifo y Spinosad no se valoraron controles negativos. En cuanto a la alimentación, se les proporciono alimento vivo, principalmente artemias y larvas de mosquitos culícidos.

6.4. Experimento en laboratorio

Se evaluó el efecto de la presencia de depredadores considerando dos factores: densidad (5, 10 y 20 individuos) y temperatura (20, 25 y 30°C) en un diseño experimental completamente factorial 3x3 resultando en nueve combinaciones. Adicionalmente se incluyeron dos tratamientos control (Spinosad y agua de grifo común como controles positivos) los cuales también se evaluaron en las mismas tres temperaturas, esto resulto en un total de 15 tratamientos experimentales. Cada tratamiento se replicó tres veces para cada especie de mosquito (*Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*), los cuales se llevaron a cabo en diferentes tiempos.

El bioensayo experimental se llevó a cabo en una jaula metálica de 50x50x50cm donde se incorporaron 50 hembras grávidas de la generación F1. No hubo reemplazo de agua durante los bioensayos debido a que se evaluaron los efectos a lo largo del tiempo. El monitoreo de cada ensayo se extendió hasta los siete días desde el inicio del bioensayo para la oviposición, mientras que, para el desarrollo embrionario y larval, se concluyó el bioensayo al alcanzar la muerte de las larvas o la eclosión de los adultos.

6.4.1. Efecto de semioquímicos en la actividad de oviposición

Para evaluar este efecto, se analizó la tasa de oviposición de los mosquitos en recipientes de plástico que contenían 400 ml de agua conforme a los tratamientos previamente descritos. Después de siete días de exposición de los depredadores a las distintas densidades en los acuarios y a las diferentes temperaturas, se extrajo el agua de la parte central de los acuarios mediante sifonado. Este procedimiento se llevó a cabo para obtener el volumen necesario que llenó los recipientes destinados a los bioensayos.

Para mantener las temperaturas requeridas se usaron termostatos o bloques de hielo según fuera necesario. Después de colocar los tratamientos en las charolas de baño maría, se bloqueó el acceso al agua donde se ubicaron los termostatos y los bloques de hielo que mantenían la temperatura controlada en los tratamientos.

En el caso de *Ae. aegypti*, se colocó una papeleta de 5 cm de ancho por 15cm de largo de forma que rodeara todo el recipiente, esto por la forma de oviposición de esta especie. Cada papeleta fue etiquetada con la densidad, temperatura y fecha correspondientes al día de ensayo. Se reemplazaron diariamente para observar los efectos de oviposición a lo largo del tiempo, que se extendió durante los siete días.

De las papeletas obtenidas se realizó el conteo y registro de huevecillos para cada una con apoyo de un contador y observándose a través de un estereoscopio de la marca Leica EZ4. Posteriormente se almacenaron en bolsas de papel Kraft para su preservación.

Para *Cx. p. quinquefasciatus*, se realizó el conteo de las balsas colocadas en los tratamientos, así como el conteo de los huevecillos presentes en cada balsa. Este proceso se realizó mediante la observación directa a través del estereoscopio Leica EZ4, con el apoyo adicional de una cámara fotográfica de un dispositivo móvil Samsung moto G60 para obtener imágenes detalladas que facilitaran el conteo preciso de cada huevo.

6.4.2. Desarrollo Embrionario y Desarrollo Larval

Para ambas especies *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*, estas evaluaciones se realizaron a partir de la obtención de huevos de hembras de la generación F1. En el caso de *Ae. aegypti* las papeletas fueron cortadas en pequeños trozos de 5x5cm y sostenidas en un recipiente de plástico con clips para las oviposturas, esto con el fin de evitar la

manipulación de los huevecillos para poder pasar a eclosión directamente y evaluar el desarrollo larval.

Se aseguró que las papeletas permanecieran húmedas todo el tiempo durante un periodo de 72 h antes de retirarse para así completar el periodo embrionario. Una vez transcurrido este período, sin permitir que la papeleta se secara, se realizó el conteo de los huevos puestos en cada papeleta y se trasladaron a los tratamientos preparados previamente sumergiendo en su totalidad la papeleta.

Para *Cx. p. quinquefasciatus* a partir de la generación F1, se obtuvieron las balsas y se procedió a contabilizar los huevos contenidos en ellas para posteriormente pasarlas a los tratamientos previamente preparados. Se realizó la observación y conteo diario de larvas emergidas en la fase L1 para evitar el manipuleo de la balsa en caso de aquellos ejemplares que no hubiesen eclosionado aún. Para dar continuidad al desarrollo larval se separaron 30 larvas L1 y se colocaron en sus respectivos tratamientos dándole el seguimiento en su desarrollo.

Se realizó la observación y el conteo diario de las larvas emergidas de ambas especies clasificando diariamente el número de ejemplares por estadio larval (L1, L2, L3, L4), así como la pupa y la emergencia del adulto en caso de que llegara a esta etapa del ciclo de vida y registrando aquellos que no culminaron. Este seguimiento fue continuo y se estuvo verificando la eclosión de nuevas larvas nacidas durante este proceso. Los resultados se evaluaron en términos de porcentaje de eclosión para el desarrollo embrionario.

6.5. Análisis estadístico

Los supuestos de normalidad y homocedasticidad se evaluaron mediante inspección de los residuales. El supuesto de normalidad se evaluó con la prueba de Shapiro-Wilk, el supuesto de homocedasticidad se evaluó con la prueba de Breusch-Pagan y el supuesto de independencia de los errores se verificó con la prueba de Durbin-Watson.

6.5.1. Oviposición

Se realizó un análisis de covarianza (ANCOVA) de dos vías para evaluar los efectos del tratamiento y la temperatura en la oviposición, donde el número de huevos

puestos fue la variable dependiente, mientras que el tratamiento y la temperatura fueron las variables independientes considerando los días como covariable para cada especie de mosquito, incluyendo las posibles interacciones entre la covariable (tiempo) y los factores principales.

Dado que la presencia de la covariable impide realizar comparaciones múltiples de medias mediante la prueba de Tukey, se siguió un procedimiento que consiste en comparar los interceptos (coeficientes individuales) y las pendientes (interacciones) de las relaciones ajustadas entre las variables mediante un modelo lineal utilizando una prueba *t*. Este procedimiento permite evaluar las diferencias significativas entre grupos en términos de las pendientes y los interceptos de las regresiones ajustadas (Hector 2021).

Adicionalmente las ovitrampas que fueron instaladas en las jaulas para oviposición, se monitorearon diariamente y se calcularon los siguientes índices para ambas especies:

6.5.1.1 Índice de Actividad de Oviposición (IAO)

Utilizando la fórmula:

$$OAI = \frac{N_T - N_S}{N_T + N_S}$$

Donde:

N_T = no. de oviposiciones en el tratamiento (balsas de huevos en Cx. y no. de huevos en papeletas *Aedes*).

N_S = no. de oviposiciones en el control (control positivo: Spinosad y control negativo: agua destilada).

Los valores del índice se encuentran en rangos de +1 a -1, donde los valores positivos indicaron más oviposiciones en los tratamientos que en los controles, esto significa la existencia de un material **atrayente**. De lo contrario valores negativos indican que existen más oviposiciones en los controles que en los tratamientos, lo que significa la existencia de un material **repelente** (Kramer y Mulla 1979).

6.5.1.2 Índice de Electividad (E_i) de Ivlev

Implica la relación entre la proporción de los ítems (huevos colocados en tratamientos o control) por la especie con la porción de los ítems disponibles en el ambiente (totalidad de los huevos) utilizando la siguiente formula:

$$E_i = \frac{(r_i - p_i)}{(r_i + p_i)}$$

Donde:

E_i = Electividad del ítem i (preferencia)

r_i = Proporción del recurso i (huevos que pone en el tratamiento i)

p_i = Proporción del recurso i en el ambiente (total de huevos puestos en todos los tratamientos).

Los valores del índice indican **rechazo** o **preferencia**, se encuentran entre los rangos de -1 (recursos rechazados o no seleccionados) a +1 (completa selección o preferencia del recurso). Los valores próximos a cero implicaran que la especie selecciona el recurso en la misma proporción en la cual se encuentra ofertando en el ambiente (Ivlev 1961; Muñoz 2017).

6.5.1.3 Índice de Selectividad de Oviposición de Jacobs (D_j)

Para evaluar la selectividad de los sitios se utilizó el Índice de Jacobs (Lawlor, 1980) con la siguiente formula:

$$D_j = \frac{r_j - p_j}{(r_j + p_j) - 2(r_j \cdot p_j)}$$

Donde:

r_j = es la frecuencia numérica del tratamiento j (huevos que pone en el tratamiento j)

p_j = es la frecuencia numérica del total (huevos totales puestos)

Los valores indicaran **incompatibilidad** o **selectividad**, se encuentran entre los rangos -1 (incompatibilidad entre la presa y el tratamiento) y +1 (selectividad hacia el tratamiento). Los valores próximos a cero implicaran una selección azarosa (Molina y Manrique 1997).

6.5.2. Desarrollo embrionario y Desarrollo Larval

Se realizó un ANOVA de dos vías para evaluar el efecto de la densidad y la temperatura sobre el porcentaje de eclosión y el tiempo en alcanzar el estadio de pupa para cada especie de mosquito. En caso de encontrarse un efecto significativo de los factores principales, la diferencia entre los tratamientos fue evaluada con una prueba de Tukey HSD utilizando el paquete emmeans (Lenth, 2024). La significancia estadística se aceptó a $p \leq 0.05$. Todos los análisis estadísticos se realizaron en R v4.2.1 (R Core Team, 2022).

7. RESULTADOS

7.1. Oviposición

A continuación, se presentan los resultados obtenidos tras el análisis de la evaluación de los Índices de Actividad de Oviposición (IAO), Índice de Ivlev (E_i) e Índice de Jacobs (D_j) para las especies *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus* con las temperaturas preestablecidas de 20°C, 25°C y 30°C para cada uno de ellos. Debido a la variabilidad en los términos y para una mayor claridad se utilizó una terminología uniforme al interpretar los tres Índices empleados en este estudio refiriéndose en todos los casos como repelente o atrayente de acuerdo con si los valores son negativos o positivos, respectivamente, mientras que un valor igual a cero indicó indiferencia.

7.1.1. Respuesta de oviposición de *Aedes aegypti* en los diferentes tratamientos

Los efectos de la oviposición que se registraron para esta especie tratados a una temperatura de 20°C fueron negativos para el IAO lo que indica un efecto repelente por lo que las oviposiciones fueron realizadas en el control, para el Índice de E_i de igual manera se presentaron valores negativos lo cual indica un efecto repelente y en el caso del índice de D_j los valores a pesar de ser positivos, que representarían un efecto atrayente, tiene valores muy cercanos a cero por lo que se considera un efecto indiferente (Tabla 2).

Tabla 2. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Ae. aegypti* a temperatura de 20°C.

Temperatura 20°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	-0.3	Repelente	-0.7	Repelente	0.006	Indiferente
D5	-0.7	Repelente	-0.9	Repelente	0.023	Indiferente
D10	-0.2	Repelente	-0.7	Repelente	0.005	Indiferente
D20	-0.2	Repelente	-0.6	Repelente	0.005	Indiferente

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosad).

A continuación, se muestran los resultados obtenidos de los efectos a una temperatura de 25°C. Siendo los valores obtenidos para el IAO negativos lo que representa el efecto repelente en los tratamientos excepto para SP que sugiere un efecto indiferente del recurso, para el Índice de E_i los valores resultaron ser también negativos sugiriendo el efecto repelente de los tratamientos y respecto al Índice de D_j los resultados coincidieron con la temperatura anterior siendo positivos, pero con valores muy cercanos a cero por lo que la selección de acuerdo a este Índice es indiferente (Tabla 3).

Tabla 3. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Ae. aegypti* a una temperatura de 25°C.

Temperatura 25°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	0.01	Indiferente	-0.6	Repelente	0.003	Indiferente
D5	-0.2	Repelente	-0.7	Repelente	0.004	Indiferente
D10	-0.3	Repelente	-0.7	Repelente	0.006	Indiferente
D20	-0.5	Repelente	-0.8	Repelente	0.011	Indiferente

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosad).

En seguida se muestran los resultados obtenidos para los efectos de oviposición a una temperatura de 30°C. Donde el IAO mostro diferencias respecto a las temperaturas anteriores siendo sus valores positivos en todas las densidades preestablecidas lo cual indicaría un efecto atrayente, excepto en el tratamiento D5 donde su valor fue muy cercano a cero por lo que se consideró como selección indiferente.

De acuerdo con el efecto observado en el índice de E_i todos los valores resultaron ser negativos lo que sugiere efecto repelente del recurso de acuerdo con esta evaluación. Por otro lado, el Índice de D_j mostro valores positivos como en tratamientos anteriores y con valores muy cercanos a cero lo cual sigue sugiriendo una indiferencia (Tabla 4).

Tabla 4. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Ae. aegypti* a una temperatura de 30°C.

Temperatura 30°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	0.1	Atrayente	-0.7	Repelente	0.004	Indiferente
D5	0.02	Indiferente	-0.7	Repelente	0.004	Indiferente
D10	0.2	Atrayente	-0.7	Repelente	0.003	Indiferente
D20	0.4	Atrayente	-0.5	Repelente	0.002	Indiferente

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosad).

Los resultados estadísticos para la oviposición de *Ae. aegypti* se presentan conforme al siguiente gráfico (Figura 1), el cual muestra el número de huevos puestos cada día a lo largo del bioensayo agrupados según tratamiento y temperatura.

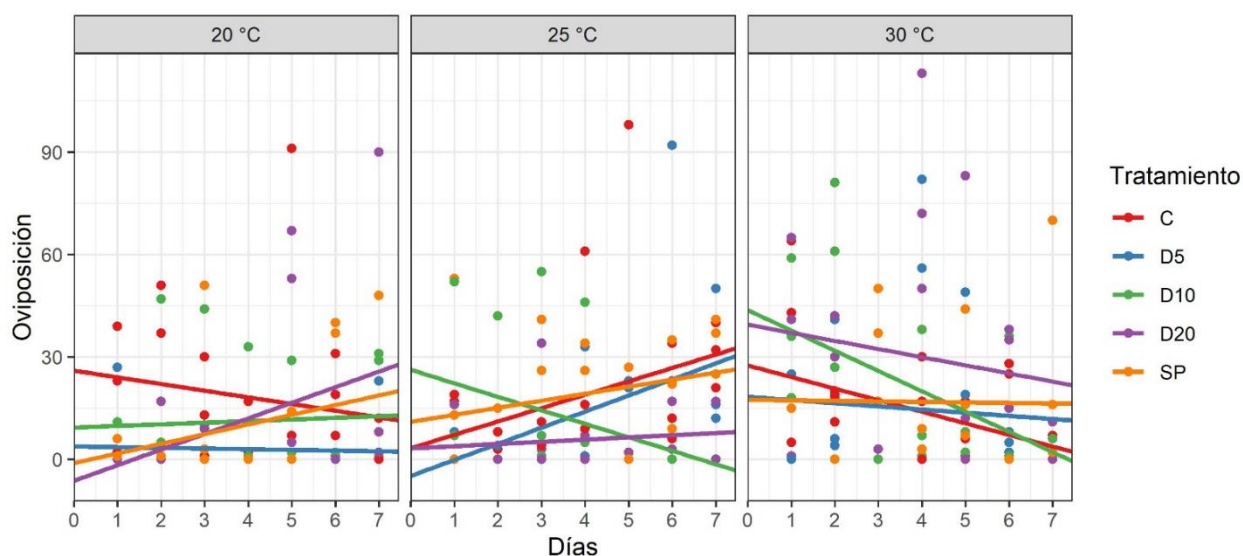


Figura 1. Número de oviposiciones durante los siete días del bioensayo agrupados por tratamientos y temperaturas para la especie *Ae. aegypti*. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

Los residuales no cumplieron con el supuesto de normalidad ($p < 0.001$). Sin embargo, la homocedasticidad fue confirmada con la prueba de Breusch-Pagan ($p = 0.167$), y la independencia de los errores se verificó con la prueba de Durbin-Watson.

Los análisis de ANCOVA ajustados a lo que menciono Héctor (2021), mostraron efectos diferenciados entre tratamientos y temperaturas en la Oviposición de *Ae. aegypti*; además los resultados de ANCOVA indicaron un efecto significativo de la temperatura ($F = 4.27$; $gl = 2$; $p = 0.015$), con dos interacciones: día y temperatura ($F = 5.01$; $gl = 2$; $p = 0.007$) y entre tratamiento y temperatura ($F = 2.14$; $gl = 8$; $p = 0.032$).

En el tratamiento control no se encontraron diferencias significativas en la puesta de huevos a lo largo del bioensayo y entre las temperaturas de 20°C y 25°C ($t = -1.61$; $gl = 285$; $p = 0.11$), entre 20°C y 30°C ($t = 0.11$; $gl = 285$; $p = 0.91$) ni entre 25°C y 30°C ($t = 1.71$; $gl = 285$; $p = 0.09$).

7.1.1.1. Temperatura de 20°C

Los análisis mostraron que los tratamientos tienen efectos diferenciados en la oviposición en comparación con el Control. En cuanto al tratamiento control no se encontraron cambios significativos en el número de huevos a lo largo de los días (pendiente promedio: -1.95 huevos/día, $t = -0.87$; $gl = 285$; $p = 0.38$).

El análisis mostro que en el tratamiento D20 hubo una reducción significativa en la cantidad de huevos puestos el primer día en comparación con su control ($t = -2.28$; $gl = 285$; $p = 0.023$), con un promedio de 32.3 huevos/día. Sin embargo, a lo largo del periodo evaluado, la cantidad de huevos aumento en promedio 4.57 huevos/día ($t = 2.06$; $gl = 285$; $p = 0.04$). Esta interacción es significativa ya que en el Control a esta temperatura se observó una tendencia contraria, posiblemente debido a la degradación de la kairomona.

7.1.1.2. Temperatura de 25°C

La interacción significativa entre D10 a 25°C y 20°C indicó un aumento inicial en la oviposición de 26.24 huevos/día ($t = 1.98$; $gl = 285$; $p = 0.049$). Sin embargo, con el tiempo la oviposición disminuyo significativamente en un promedio de 3.95 huevos/día ($t = -2.3$; $gl = 285$; $p = 0.022$). Además, la pendiente del tratamiento D10 a 25°C fue significativamente menor que la de su Control disminuyendo 3.95 huevos/día en promedio

($t = -2.49$; $gl = 285$; $p = 0.014$). Por otro lado, la pendiente del control no fue significativamente diferente de cero ($t = 1.75$; $gl = 285$; $p = 0.08$), lo que indica que la oviposición se mantuvo estable.

7.1.1.3. Temperatura de 30°C

En general no se encontraron diferencias significativas entre el Control y los tratamientos ni en el primer día ($|t| < 1.14$; $gl = 285$; $p > 0.25$) ni durante el tiempo que duro el bioensayo ($|t| < 1.02$; $gl = 285$; $p < 0.31$). Esto indica que, aunque en los primeros días del experimento se observaron algunas variaciones en la oviposición estas no fueron lo suficientemente consistentes para alcanzar diferencias significativas en comparación con el Control.

Sin embargo, el tratamiento D20 mostro un aumento significativo en la oviposición respecto a 20°C (+39.48 huevos/día, $t = -2.21$; $gl = 285$; $p = 0.028$), lo que sugiriere que a 30°C se pudo haber favorecido la oviposición. Estos resultados se resumen en la Tabla 5.

Tabla 5. Resumen de los principales efectos en la actividad de oviposición tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras *Ae. aegypti*.

°C	Tratamiento	Día inicial (huevos)	IC 95%	Pendiente (huevos/día)	IC 95%	p-valor pendiente	Interpretación
20°C	Control	+26 ($p = 0.009$)	6.3, 45.7	-1.95	-5.77, 1.86	0.38	Sin cambios en el tiempo
20°C	D20	-6.29 ($p = 0.023$)	-25.98, 3.41	+ 6.52	0.75, 8.39	0.04	Disminución inicial, aumento progresivo
25°C	D10	+ 26.24 ($p = 0.049$)	6.54, 45.93	-3.95	-0.14, -7.77	0.022	Incremento inicial, disminución progresiva
30°C	D20	+ 39.48 ($p = 0.028$)	19.78, 59.17	-2.38	-6.2, 1.44	0.028	Incremento inicial y disminución progresiva

Clave: D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20)); IC (Intervalo de confianza al 95%).

7.1.2. Respuesta de oviposición de *Culex pipiens quinquefasciatus* en los diferentes tratamientos

En seguida se presentan los resultados obtenidos para *Cx. p. quinquefasciatus*. Los tratamientos sometidos a 20°C en IAO para esta subespecie resultaron negativos para Spinosad (SP) y D5 lo que indica un efecto repelente, excepto en el caso del tratamiento D10, que obtuvo un valor de cero, lo que sugiere una indiferencia en la selección de este tratamiento y el tratamiento D20 que sugiere estar actuando como atrayente.

En cuanto al Índice de E_i todos los valores fueron negativos, lo cual implica efecto repelente en todos los tratamientos. Para el Índice D_j , todos los valores también fueron negativos es decir también existió un efecto repelente entre los tratamientos y el mosquito, excepto por el tratamiento D20, que mostro un efecto atrayente del tratamiento (Tabla 6).

Tabla 6. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Cx. p. quinquefasciatus* a una temperatura de 20°C.

Temperatura 20°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D5	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D10	0.0	Indiferente	-0.7	Repelente	-1.5	Repelente
D20	0.5	Atrayente	-0.3	Repelente	1.0	Atrayente

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosad).

Para los tratamientos sometidos a una temperatura de 25°C los resultados fueron más variables en comparación con la otra especie. Los valores del IAO fueron mayormente positivos en esta especie lo que representa un efecto atrayente de los tratamientos, sin embargo, D5 obtuvo un valor de cero por lo tanto existe indiferencia por el recurso. Por otro lado, SP fue negativo lo cual muestra un efecto repelente.

Lo obtenido en el Índice de E_i siguió mostrando valores negativos como en la especie anterior lo cual implica un efecto repelente del recurso. En cuanto al Índice de D_j

los valores obtenidos fueron mayormente negativos respecto a la especie anterior en esta temperatura donde se aprecia un efecto repelente de los tratamientos, excepto D20 donde se observó un efecto atrayente hacia el tratamiento (Tabla 7).

Tabla 7. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Cx. p. quinquefasciatus* a una temperatura de 25°C.

Temperatura 25°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D5	0.0	Indiferente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D10	0.5	Atrayente	-0.7	Repelente	-1.5	Repelente
D20	0.7	Atrayente	-0.3	Repelente	1.0	Atrayente

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosa).

Por último, en los tratamientos sometidos a 30°C, los índices mostraron los siguientes resultados. Para el IAO solo SP fue atrayente, D5 mostro indiferencia por el recurso y el resto de los tratamientos fueron negativos actuando como repelentes. Tanto el Índice de E_i como el Índice de D_j mostraron mayormente resultados con valores negativos representando un efecto repelente y de indiferencia respectivamente excepto para el tratamiento D20 en D_j el cual obtuvo un valor positivo lo que indica un efecto atrayente para ese tratamiento como ocurrió en la especie anterior (Tabla 8).

Tabla 8. Evaluación de Índices en la Actividad de Oviposición de las hembras *Cx. p. quinquefasciatus* a una temperatura de 30°C.

Temperatura 30°C						
Tratamiento	IAO	Interpretación	E_i	Interpretación	D_j	Interpretación
CONTROL	N/A	-	N/A	-	N/A	-
SP	0.8	Atrayente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D5	0.0	Indiferente	-1.0	Repelente	-1.0	Repelente
D10	-1.0	Repelente	-0.7	Repelente	-1.5	Repelente

D20	-1.0	Repelente	-0.3	Repelente	1.0	Atrayente
------------	-------------	------------------	-------------	------------------	------------	------------------

Clave: IAO (Índice de Actividad de Oviposición); E_i (Índice de Ivlev); D_j (Índice de Selectividad); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20); SP (Spinosad).

Para los resultados estadísticos de esta especie se realizó un ANOVA de dos vías considerando el total de balsas puestas durante los siete días para cada combinación de temperatura y tratamiento debido a la baja cantidad de balsas puestas.

Los análisis no cumplieron con la normalidad ($W = 0.72$; $p < 0.001$), pero si con la homocedasticidad ($F = 0.77$; $gl = 14, 30$; $p = 0.694$), no existió ningún efecto significativo en ninguno de los grupos probablemente debido al bajo número de balsas registradas durante el bioensayo ($F < 1.08$; $p > 0.4$). A continuación, se muestran los resultados destacados (Figura 2).

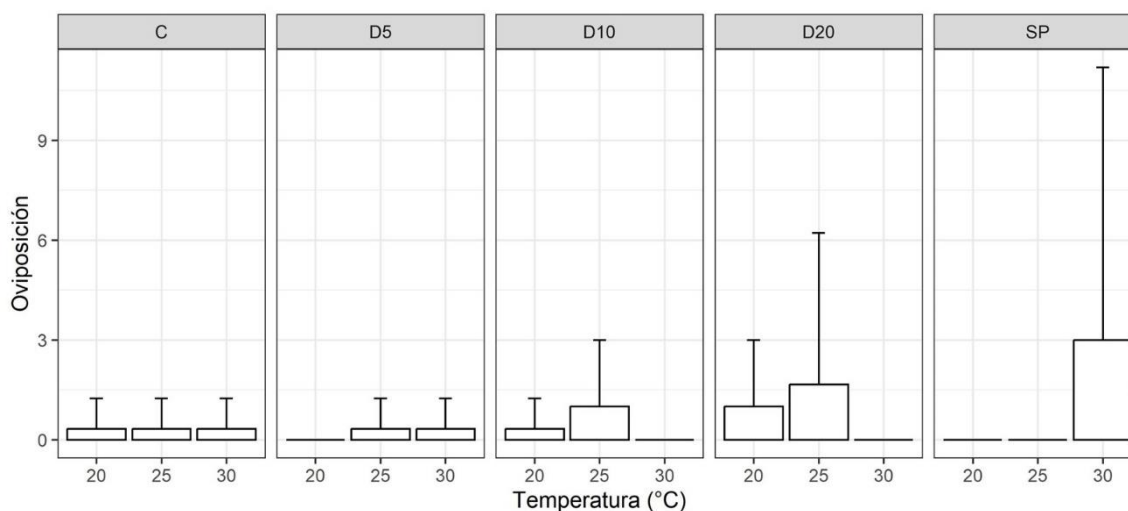


Figura 2. Número de oviposiciones durante cada uno de los siete días del ensayo agrupados por tratamientos y a las respectivas temperaturas evaluadas para la especie *Cx. p. quinquefasciatus*. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

El tratamiento Control mostro muy poca variación en cuanto a la cantidad de balsas colocadas en todas las temperaturas evaluadas. Sin embargo, el tratamiento D20 mostro tener un efecto atrayente con más oviposiciones en todas las temperaturas especialmente a 20°C y 25°C, aunque sin efectos significativos ($F = 0.41$, $gl = 4, 30$; $p = 0.79$).

7.1.2.1. Temperatura de 20°C

El tratamiento D20 mostró una mayor cantidad de oviposiciones en comparación con el resto de los tratamientos, esto coincide especialmente con el Índice de Actividad de Oviposición (IAO) donde indica ser atrayente, así como también con el Índice D_j . Para el Índice de E_i no coincide ya que muestra un efecto repelente.

7.1.2.2. Temperatura de 25°C

Nuevamente el tratamiento D20 sobresalió en el número de oviposiciones seguido del tratamiento D10, D5 y Control, y por último Spinosad respectivamente, que de acuerdo con los Índices evaluados esto coincide particularmente con los índices de IAO y D_j teniendo un efecto atrayente a diferencia del índice de E_i donde se mostró un efecto repelente.

7.1.2.3. Temperatura de 30°C

En esta temperatura el tratamiento SP, fue en el que se presentaron mayor número de oviposiciones, seguido de los tratamientos Control y D5, y D10 y D20 respectivamente. Esto respecto a los índices únicamente coincide con el IAO el cual muestra ese efecto atrayente a diferencia de los Índices de E_i y D_j que indicaron efecto repelente. Adema fue el tratamiento con el número más alto de balsas colocadas a esta temperatura, aunque los efectos no alcanzaron significancia estadística ($F = 0.41$, $gl = 4, 30$; $p = 0.79$).

7.2. Desarrollo Embrionario

Los resultados obtenidos en el análisis del Desarrollo Embrionario de *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus* revelaron diferencias en los tratamientos aplicados. Ambas especies mostraron variaciones en los porcentajes de eclosión bajo las diferentes condiciones de los tratamientos, lo que permitió evaluar el grado de inhibición del desarrollo embrionario en cada caso.

7.2.1. Análisis de la inhibición del desarrollo embrionario en *Ae. aegypti*

Los supuestos de Normalidad y Homocedasticidad se cumplieron según la prueba de Shapiro-Wilk ($W = 0.960$, $p = 0.122$) y la prueba de Levene ($F = 0.273$, $gl = 14, 30$, $p = 0.994$) respectivamente.

El análisis de ANOVA encontró efectos significativos en el porcentaje de eclosión tanto en los tratamientos ($F = 4.23$; $gl = 4, 30$; $p = 0.008$) como en las temperaturas ($F = 20.66$; $gl = 2, 30$; $p < 0.001$), así como una interacción significativa entre ambos factores ($F = 2.73$; $gl = 8, 30$; $p = 0.022$).

Los resultados de los efectos más representativos tanto en tratamientos como en temperaturas se explican a partir del siguiente gráfico para esta especie (Figura 3).

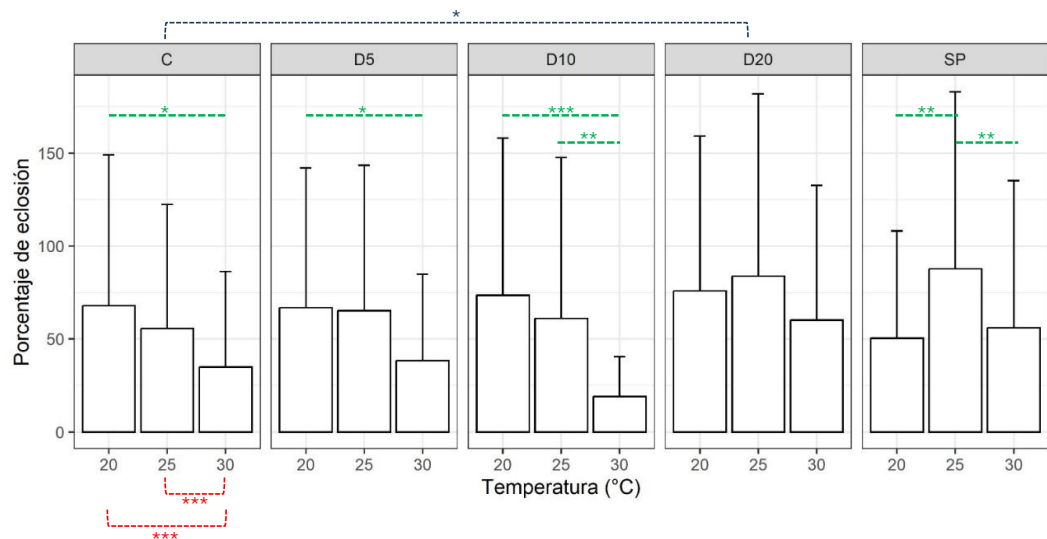


Figura 3. Porcentaje de eclosión en *Ae. aegypti* bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el desarrollo embrionario a partir de la eclosión. Se indican diferencias significativas entre tratamientos (azul), temperaturas (rojo) e interacciones tratamiento-temperatura (verde). * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

7.2.1.1. Efecto del tratamiento en la eclosión de *Ae. aegypti*

Al comparar entre tratamientos, solo el tratamiento D20 fue significativamente diferente al Control, mostrando en promedio 20.5% más eclosión ($t = 3.24$; $gl = 30$; $p = 0.011$).

7.2.1.2. Efecto de la temperatura en la eclosión de *Ae. aegypti*

Al comparar entre temperaturas (agrupando todos los tratamientos), a 30°C se observa una disminución significativa de 25% de eclosión respecto a 20°C ($t = 5.14$; $gl = 30$; $p < 0.001$), y de 29% respecto a 25°C ($t = 5.91$; $gl = 30$; $p < 0.001$).

7.2.1.3. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo embrionario de *Ae. aegypti*

Respecto a las comparaciones entre cada tratamiento y el control en cada temperatura, solo se observan diferencias en SP a 25 °C (32.2% mayor eclosión respecto al Control, $t = 2.94$; $gl = 30$; $p = 0.02$).

Por último, se realizaron las comparaciones de cada tratamiento con las temperaturas. A 20°C el tratamiento SP en comparación con el de la temperatura a 25°C tuvo un porcentaje de eclosión más bajo donde a 25°C existió una diferencia significativa ($t = -3.4$, $gl = 30$; $p = 0.005$) con un aumento en la eclosión de un 37.30%. Haciendo la comparación del tratamiento Control de 20°C contra el tratamiento Control a 30°C se observó otra diferencia significativa ($t = 3.01$, $gl = 30$; $p = 0.014$) donde la eclosión en este tratamiento fue de un 33.03% menos, en el tratamiento D5 también a esta temperatura presento una diferencia significativa ($t = 2.6$; $gl = 30$; $p = 0.038$) con 28.43% menor eclosión y en D10 ($t = 4.96$; $gl = 30$; $p < 0.001$) con un 54.37% menor eclosión.

A 30°C el tratamiento D10 también mostró un 41.9% menos de eclosión en comparación con 25°C mostrando una diferencia significativa de ($t = 3.82$; $gl = 30$; $p = 0.002$) así como el tratamiento SP con un 31.77% menos de eclosión con una diferencia significativa ($t = 2.9$; $gl = 30$; $p = 0.019$). En general excepto por SP, los tratamientos que tuvieron efecto mostraron una disminución del porcentaje de eclosión a una mayor temperatura. El resumen de estos resultados se muestra en la siguiente tabla (Tabla 9).

Tabla 9. Resumen de los principales efectos en el Desarrollo Embrionario tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras *Ae. aegypti*.

Comparación	Diferencia (%)	p-valor	Interpretación
D20 vs Control	+ 20.5	0.011	Mayor eclosión en D20
20°C vs 30°C	+ 25	< 0.001	Mayor eclosión a 20°C
25°C vs 30°C	+ 29	< 0.001	Mayor eclosión a 25°C
SP vs Control (25°C)	+ 32.2	0.02	Mayor eclosión SP
SP (20°C) vs SP (25°C)	- 37.3	0.005	Mayor eclosión a 25°C
C (20°C) vs C (30°C)	+ 33.03	0.014	Menor eclosión a 30°C
D5 (20°C) vs D5 (30°C)	+ 28.43	0.038	Menor eclosión a 30°C
D10 (20°C) vs D10 (30°C)	+ 54.37	< 0.001	Menor eclosión a 30°C
D10 (25°C) vs D10 (30°C)	+ 41.9	0.002	Menor eclosión a 30°C
SP (25°C) vs SP (30°C)	+ 31.77	0.019	Menor eclosión a 30°C

Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); 20 (Densidad 20); SP (Spinosa).

7.2.2. Análisis de la inhibición del desarrollo embrionario en *Cx. p. quinquefasciatus*

En el caso de *Cx. p. quinquefasciatus*, el análisis ANOVA mostró que se cumplen los supuestos de normalidad con la prueba de Shapiro-Wilk ($W = 0.96$, $p = 0.25$) y Homocedasticidad con Levene ($F = 0.333$, $gl = 14, 30$, $p = 0.983$).

El análisis del Desarrollo Embrionario para *Cx. p. quinquefasciatus* mostro diferencias significativas de los tratamientos en el porcentaje de eclosión ($F = 2.86$; $gl = 4, 30$; $p = 0.041$), mientras que en la temperatura no se mostró un efecto significativo ($F = 0.81$, $gl = 2, 30$; $p = 0.456$) así como tampoco en la interacción ($F = 0.74$; $gl = 8, 30$; $p = 0.736$).

Los resultados de los efectos más representativos tanto en tratamientos como en temperaturas se explican a partir del siguiente gráfico para esta especie (Figura 4).

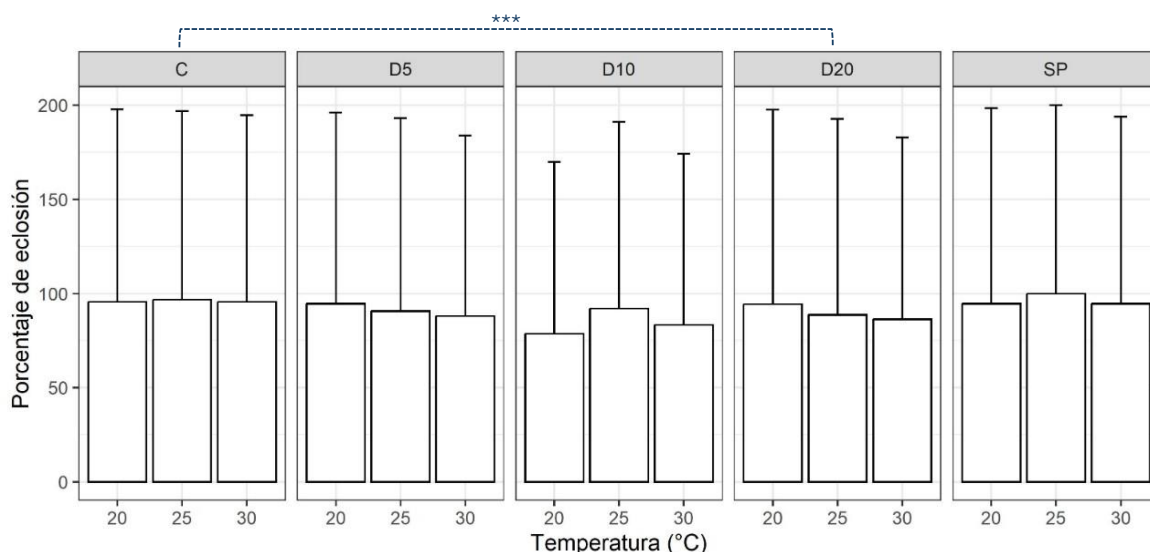


Figura 4. Porcentaje de eclosión en *Cx. p. quinquefasciatus* bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el desarrollo embrionario. Se indican diferencias significativas entre tratamientos (azul). *** $p < 0.001$. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosa).

7.2.2.1. Efecto del tratamiento en la eclosión de *Cx. p. quinquefasciatus*

El tratamiento Control en todas las temperaturas mostró una alta eclosión con un promedio del 96%. Por otro lado, el tratamiento D10, con un 84.7% de eclosión resultó significativamente menor en comparación con el Control, la disminución que presentó D10 fue de 11.33% ($t = -2.79$; $gl = 30$; $p = 0.032$) (Figura 4).

7.2.2.2. Efecto de la temperatura en la eclosión *Cx. p. quinquefasciatus*

No se mostraron diferencias significativas en los porcentajes de eclosión entre las temperaturas para ninguno de los tratamientos. Resumen de resultados en la siguiente tabla (Tabla 10).

Tabla 10. Resumen de los principales efectos en el Desarrollo Embrionario tanto de temperaturas como de tratamientos de las hembras *Cx. p. quinquefasciatus*.

Comparación	Diferencia (%)	p-valor	Interpretación
D10 vs Control	-11.33	0.032	Menor porcentaje de eclosión en D10

Clave: D10 (Densidad 10).

7.3. Desarrollo Larval

7.3.1. Efecto de las condiciones experimentales en el tiempo de desarrollo larval hasta la pupación en *Ae. aegypti*

Los resultados obtenidos de los análisis estadísticos del Desarrollo Larval se presentan conforme al siguiente gráfico (Figura 5), el cual muestra el número de días en que tardaron en llegar las larvas de la especie *Ae. aegypti* al estadio de pupa a lo largo del bioensayo agrupados según tratamientos y temperaturas.

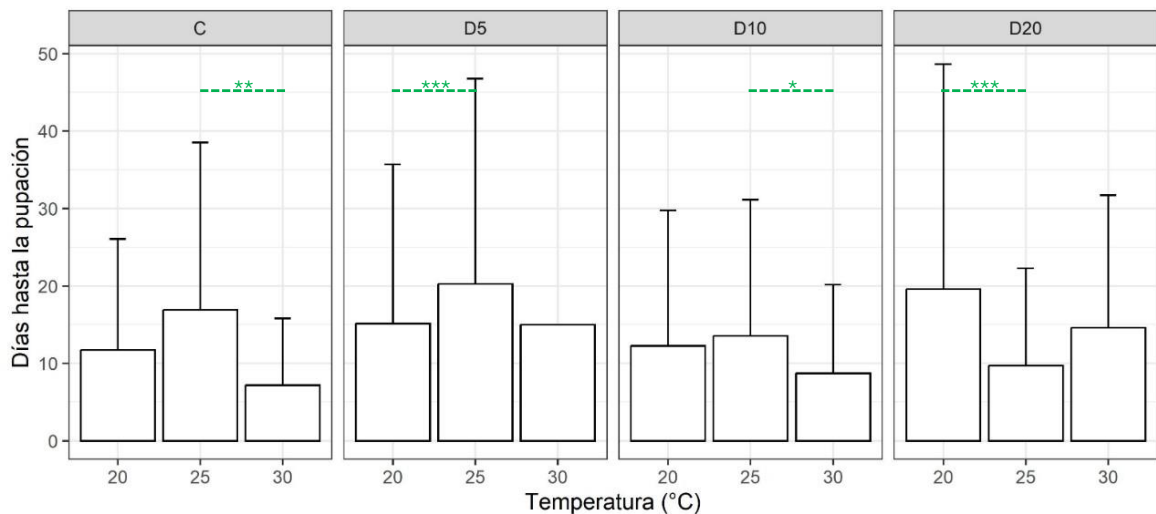


Figura 5. Días en alcanzar la fase de pupa para la especie *Ae. aegypti* bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el DL a partir de la eclosión. Se indican interacciones significativas tratamiento-temperatura (verde). * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

No se encontró normalidad ($W = 0.92$; $p < 0.001$) ni homocedasticidad ($F = 5.72$; $gl = 11, 303$; $p < 0.001$) en los residuales. De acuerdo con ANOVA se encontró un efecto

significativo entre tratamientos ($F = 22.93$; $gl = 3, 303$; $p < 0.001$), temperaturas ($F = 5.49$; $gl = 2, 303$; $p = 0.005$) e interacciones ($F = 10.66$; $gl = 6, 303$; $p < 0.001$).

7.3.1.1. Temperatura de 20°C

Se encontraron diferencias significativas respecto al Control en los tratamientos D5 ($t = 2.4$; $gl = 303$; $p = 0.046$) y D20 ($t = 6.44$; $gl = 303$; $p < 0.001$). El tiempo promedio para la pupación en el Control fue de 11.71 días, mientras que en el tratamiento D5 se registraron 3.41 días adicionales y en D20 7.9 días adicionales para alcanzar la etapa de pupa.

7.3.1.2. Temperatura de 25°C

Se encontraron diferencias significativas únicamente en el tratamiento D20 ($t = -3.02$; $gl = 303$; $p = 0.008$) en comparación con el Control. El tiempo promedio para alcanzar la etapa de pupa fue de 16.88 días en el Control, mientras que en D20 se redujo en 7.2 días. Este resultado evidencia una interacción significativa, ya que refleja un efecto contrario al observado a 20°C.

7.3.1.3. Temperatura de 30°C

A esta temperatura no se registraron diferencias significativas ($|t| < 2.07$; $gl = 303$; $p > 0.1$) ni efectos destacables en los tratamientos evaluados. El tiempo promedio de pupación para el grupo Control fue de 7.16 días.

7.3.1.4. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo larval de *Ae. aegypti*

En el tratamiento Control se observaron diferencias únicamente entre 25°C y 30°C, donde la pupación a 25°C tomó 9.72 días más en comparación con 30°C ($t = 3.11$; $gl = 303$; $p = 0.006$).

En el tratamiento D5 las diferencias se encontraron entre 20°C y 25°C, con un incremento de 5.14 días para alcanzar la pupación a 25°C, ($t = -3.86$; $gl = 303$; $p < 0.001$).

Por su parte en el tratamiento D10, se observaron diferencias entre 25°C y 30°C, con 4.83 días adicionales para la pupación a 25°C ($t = 2.57$; $gl = 303$; $p = 0.028$).

Finalmente, en el tratamiento D20 las diferencias se presentaron entre 20°C y 25°C, donde la pupación a 20°C tomo 9.91 días más que a 25°C ($t = 6.48$; $gl = 303$; $p < 0.001$).

Es importante destacar que en los tratamientos Control, D10 y D20, el tiempo esperado hasta la pupación disminuyó a temperaturas más altas. Sin embargo, el tratamiento D5 mostró un comportamiento contrario, con un aumento en el tiempo de pupación a una temperatura más elevada.

7.3.2. Efecto de las condiciones experimentales en el tiempo de desarrollo larval hasta la pupación en *Cx. p. quinquefasciatus*

De acuerdo con el análisis estadístico los resultados mostraron que no existió una normalidad ($W = 0.91$; $p < 0.001$) ni una homocedasticidad ($F = 11.16$; $gl = 11, 782$; $p < 0.001$) de los residuales. El siguiente grafico muestra los resultados del análisis estadístico obtenido para la especie *Cx. p. quinquefasciatus*, así como el tiempo en que tardaron en llegar las larvas de esta especie a fase de pupa a lo largo del bioensayo agrupados según tratamientos y temperaturas (figura 6).

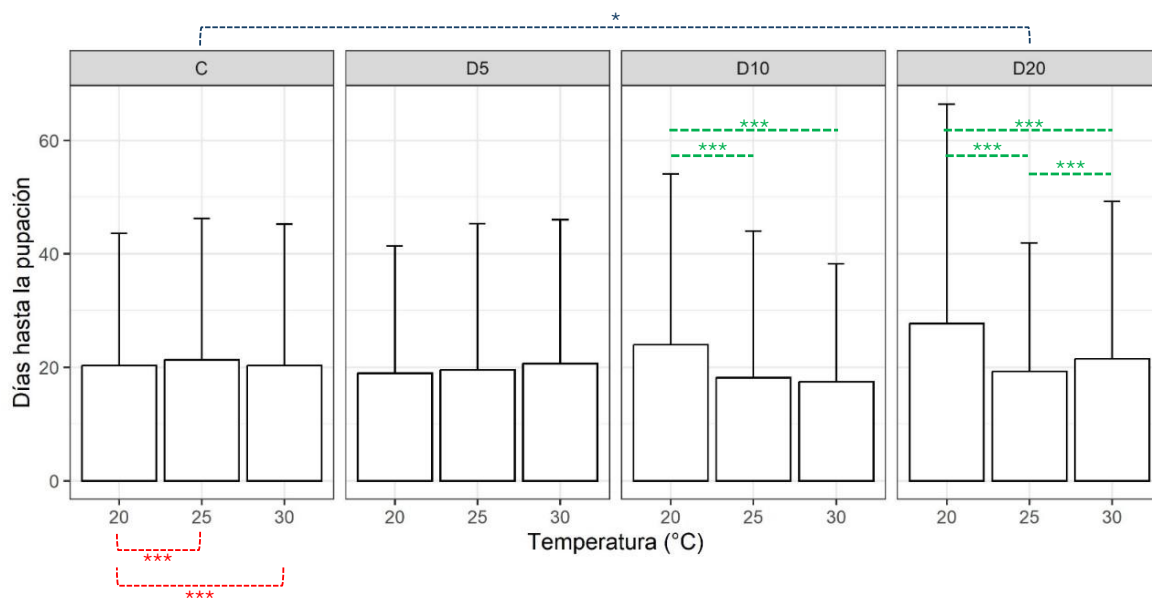


Figura 6. Días en alcanzar la fase de pupa para la especie *Cx. p. quinquefasciatus* bajo los diferentes tratamientos y temperaturas, mostrando el efecto en el DL a partir de la eclosión. Se indican diferencias significativas entre tratamientos (azul), temperaturas (rojo) e interacciones tratamiento-

temperatura (verde). * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$. Clave: C (Control); D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

De acuerdo con el ANOVA existió un efecto significativo del tratamiento ($F = 9$; $gl = 3$, 782; $p < 0.001$) así como de la temperatura ($F = 28.96$; $gl = 2$, 782; $p < 0.001$) y de la interacción entre estos ($F = 14.37$; $gl = 6$, 782; $p < 0.001$).

7.3.2.1. Temperatura de 20°C

Se encontraron diferencias significativas respecto al Control en los tratamientos D10 ($t = 4.06$; $gl = 782$; $p < 0.001$) y D20 ($t = 7.45$; $gl = 782$; $p < 0.001$). El tiempo promedio hasta la pupación fue de 20.36 días en el Control, mientras que en el tratamiento D10 este proceso tomó 3.6 días más, alcanzando la pupación en aproximadamente 24 días. En el tratamiento D20, la pupación tuvo mayor retraso con un tiempo adicional de 7.4 días, llegando a esta etapa en alrededor de 27.8 días.

7.3.2.2. Temperatura de 25°C

A esta temperatura únicamente el tratamiento D10 presentó diferencias significativas ($t = -2.79$; $gl = 782$; $p = 0.015$) contra el Control. El tiempo promedio para la pupación del Control fue de 21.31 días, el tratamiento D10 redujo su tiempo de pupación en 3.13 días lo que representa el efecto contrario, es decir una interacción respecto a 20°C.

7.3.2.3. Temperatura de 30°C

En esta temperatura también existió diferencia significativa en el tratamiento D10 ($t = -2.8$, $gl = 782$; $p = 0.015$) contra el Control. El Control tuvo un promedio de 20.31 días hasta alcanzar el estadio de pupa donde en comparación con D10 este redujo su tiempo de pupación en 2.87 días mostrándose la interacción respecto a 20°C debido al efecto opuesto que mostro.

7.3.2.4. Interacciones entre tratamientos y temperaturas en la respuesta del desarrollo larval de *Cx. p. quinquefasciatus*

En los resultados se observaron diferencias en el tiempo para alcanzar la pupación según el tratamiento y la temperatura, aunque en algunos casos estas diferencias no fueron significativas.

En el tratamiento Control de cada una de las temperaturas el tiempo de pupación fue similar sin encontrarse diferencias significativas ($|t| < 0.89$; $gl = 782$; $p > 0.65$). De igual manera en el tratamiento D5 correspondiente a cada temperatura no hubo diferencias significativas para alcanzar la pupación ($t > -1.62$; $gl = 782$; $p > 0.24$). En contraste en el tratamiento D10, se observaron diferencias significativas en el tiempo de pupación. Las larvas a 20°C tomaron 5.78 días más para alcanzar la pupación en comparación con las de 25°C ($t = 8.53$; $gl = 782$; $p < 0.001$) y 6.53 días más a 20°C en comparación con las de 30°C ($t = 6.35$; $gl = 782$; $p < 0.001$).

Por último, en el tratamiento D20, también se encontraron diferencias significativas. Las larvas a 20°C tomaron 8.46 días más para pupar en comparación con las de 25°C ($t = 8.53$; $gl = 782$; $p < 0.001$), y 6.23 días más a 20°C en comparación con las de 30°C ($t = 6.35$; $gl = 782$; $p < 0.001$). Además, entre 25°C y 30°C las larvas a 30°C tardaron 2.23 días más en alcanzar la pupación ($t = -2.52$; $gl = 782$; $p < 0.032$).

7.4. Evaluación en la proporción de sexos bajo condiciones experimentales

A continuación, se muestran los resultados obtenidos en cuanto a la proporción de sexos para cada especie (Tabla 11).

7.4.1. Cambios observados en la proporción de machos y hembras de *Ae. aegypti*

Tabla 11. Número de individuos por sexos para la especie *Ae. aegypti* durante el periodo de bioensayo agrupados en los diferentes tratamientos y temperaturas.

<i>Aedes aegypti</i>									
Tratamiento	°C	♀	♂	Total	Hembras %	Machos %	χ^2	gl	χ^2 (p value)
CONTROL	20	6.33 ± 5.7	5.66 ± 4	36	53	47	0.111	1	0.74
	25	3.66 ± 6.4	5.33 ± 7.6	27	41	59	0.93	1	0.34
	30	1.33 ± 1.5	0.66 ± 0.6	6	67	33	0.667	1	0.41
D5	20	3.33 ± 0.6	5 ± 2	25	40	60	1	1	0.32
	25	22.33 ± 9.5	24.66 ± 13.8	141	48	52	0.348	1	0.56

	30	0.33 ± 0.6	0 ± 0	1	100	0	1	1	0.32
	20	7.33 ± 3.5	5.66 ± 4	39	56	44	0.641	1	0.42
D10	25	8.66 ± 5.5	3.66 ± 2.9	37	70	30	6.081	1	0.014*
	30	1.66 ± 1.2	3 ± 1.7	14	36	64	1.143	1	0.29
	20	9.66 ± 1.2	8.33 ± 2.3	54	54	46	0.296	1	0.59
D20	25	4 ± 0	1.66 ± 2.9	17	71	29	2.882	1	0.09
	30	1 ± 1.7	0 ± 0	3	100	0	3	1	0.08
	20	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-
SP	25	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-
	30	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-

Clave: D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

Respecto a la proporción de sexos en la especie *Ae. aegypti* únicamente se encontró diferencia significativa en el tratamiento D10 a una temperatura de 25°C ($\chi^2 = 6.081$; $gl = 1$; $p = 0.014$).

7.4.2. Cambios observados en la proporción de machos y hembras de *Cx. p. quinquefasciatus*

A continuación, se muestran los resultados respecto a la proporción de sexos para la especie *Cx. p. quinquefasciatus* (Tabla 12).

Tabla 12. Proporción de sexos para la especie *Cx. p. quinquefasciatus* durante el periodo de bioensayo agrupados en los diferentes tratamientos y temperaturas.

<i>Cx. p. quinquefasciatus</i>									
Tratamiento	°C	♀	♂	Total	Hembras %	Machos %	χ^2	gl	χ^2 (p value)
CONTROL	20	6.33 ± 5.7	5.67 ± 4	71	46	54	0.352	1	0.55
	25	3.67 ± 6.4	5.33 ± 7.6	38	50	50	0	1	1.00

	30	1.33 ± 1.5	0.67 ± 0.6	40	45	55	0.4	1	0.53
	20	3.33 ± 0.6	5 ± 2	56	63	38	3.5	1	0.06
D5	25	22.33 ± 9.5	24.67 ± 13.8	68	50	50	0	1	1.00
	30	0.33 ± 0.6	0 ± 0	68	53	47	0.235	1	0.63
	20	7.33 ± 3.5	5.67 ± 4	78	54	46	0.462	1	0.50
D10	25	8.67 ± 5.5	3.67 ± 2.9	53	58	42	1.528	1	0.22
	30	1.67 ± 1.2	3 ± 1.7	51	51	49	0.02	1	0.89
	20	9.67 ± 1.2	8.33 ± 2.3	50	52	48	0.08	1	0.78
D20	25	4 ± 0	1.67 ± 2.9	78	59	41	2.513	1	0.11
	30	1 ± 1.7	0 ± 0	66	50	50	0	1	1.00
	20	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-
SP	25	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-
	30	0 ± 0	0 ± 0	0	-	-			-

Clave: D5 (Densidad 5); D10 (Densidad 10); D20 (Densidad 20) y SP (Spinosad).

La proporción de sexos para la especie *Cx p. quinquefasciatus* no fue significativa en ninguno de los tratamientos evaluados.

8. DISCUSIÓN

8.1. Preferencias de oviposición ante señales de riesgo

Los resultados de este estudio muestran que las hembras de *Ae. aegypti* detectaron señales químicas presentes en el agua previamente ocupada por depredadores notonéctidos de la especie *Buenoa scimitra*, lo cual se evidenció, aunque no de manera uniforme por los efectos significativos en algunos tratamientos donde pudo haber influido la temperatura principalmente y que concuerda con la hipótesis planteada. Aunque no se realizó una caracterización química directa del medio, se puede inferir la presencia de kairomonas basándose en la respuesta conductual observada en concordancia con otros estudios que han documentado efectos similares.

Estudios previos que se citan más adelante de acuerdo con los resultados obtenidos han documentado que los mosquitos pueden detectar este tipo de compuestos químicos emitidos por otras especies de notonéctidos además de *Buenoa scimitra*. Además, se ha demostrado que las presas, en este caso los mosquitos, pueden responder en cuanto a su comportamiento o morfología a pequeñas concentraciones de sustancias químicas y no solo a señales visuales, olfativas y auditivas (Brönmark y Hansson 2000).

Los resultados de este estudio también sugieren que las hembras principalmente *Ae. aegypti* no solo detectan la presencia de depredadores a través de semioquímicos (kairomonas) presentes en el agua, sino que ajustan su comportamiento de oviposición en respuesta a estas señales químicas de manera que evitaron oviponer en algunos de los tratamientos a ciertas temperaturas. Además, se observaron efectos en el desarrollo embrionario y larval, lo que pudiera indicar una respuesta adaptativa ante el riesgo de depredación (Cohen y Silberbush 2021).

Otras observaciones resaltan algunas implicaciones ecológicas y de comportamiento en función de cómo la temperatura del agua y la carga orgánica afectan la eficacia de las kairomonas en los diferentes tratamientos. A continuación, se discuten los resultados encontrados por especie, tratamiento y temperatura.

8.1.1. Implicaciones de las decisiones oviposicionales de *Ae. aegypti*

Una posible explicación sobre la influencia de la temperatura en las kairomonas es que, a temperaturas más altas, las moléculas pueden degradarse más rápidamente reduciendo su eficacia como señales químicas. En contraste a temperaturas más bajas existen dos posibles escenarios, primero, su liberación podría ser más lenta, lo que disminuiría su concentración en el ambiente y en consecuencia la detección por los mosquitos. No obstante, una liberación más lenta también podría extender su permanencia en el agua facilitando su detección a lo largo del tiempo.

Esto concuerda con un estudio que señalo que la estabilidad y vida útil de los semioquímicos en el medio dependen de su estructura molecular, volatilidad y solubilidad, factores afectados por la temperatura. Menciono que, a temperaturas más altas, estos compuestos se degradan o evaporan con mayor rapidez lo que podría explicar porque respecto a los índices los resultados mostraron efectos atrayentes, selectivos, indiferentes o azarosos en la selección del medio (El-Ghany 2019).

Esto coincide con *Ae. aegypti* donde a 30°C de acuerdo con los Índices mostraron una tendencia a ser atrayentes. Sin embargo, el análisis mostro que solamente el tratamiento D20 tuvo un efecto atrayente significativo ($t = 2.21$; $gl = 285$; $p < 0.028$) en la oviposición, en comparación con aquellos tratamientos a temperaturas más bajas.

Por otro lado, la carga orgánica presente en el agua actúa como fuente de alimento y energía para los microorganismos. En un estudio se observaron que infusiones de bambú y hojas de roble blanco generaban compuestos orgánicos que promovían el crecimiento de bacterias específicas, como *Acinetobacter calcoaceticus* y *Enterobacter cloacae*. Estas bacterias, especialmente *A. calcoaceticus* producía semioquímicos que inducían una respuesta de ovoposición en hembras de *Ae. aegypti* (Ponnusamy et al. 2008).

Aunque en este estudio se utilizaron depredadores como fuentes de kairomonas, es posible que la carga orgánica liberada por los notonéctidos haya fomentado el crecimiento de microorganismos que contribuyeron a la emisión de kairomonas con efecto atrayente, similar a lo encontrado en el estudio anteriormente citado. Además, estos

microorganismos podrían haber influido en la degradación o el enmascaramiento de las kairomonas en los tratamientos.

En un estudio se encontró que un solo notonéctido de la especie *Notonecta maculata* fue suficiente para generar un efecto de repelencia en la oviposición de *Ae. albopictus* durante cinco días (Farina et al. 2024). En el presente estudio se observó un efecto similar en el tratamiento D20 a 20°C respecto a la eficacia de las kairomonas, donde desde el primer día y manteniéndose hasta el quinto coincide con los hallazgos de Farina et al. Para el séptimo día, que marcó el final de estos experimentos, el número de oviposiciones se igualó al del grupo control (Figura 2).

Otros estudios han encontrado que notonéctidos del género *Notonecta* repelen efectivamente por señales químicas liberadas durante ocho días a la especie *Culiseta longiareolata* la cual está fuertemente asociada a la depredación con este género. Su método implicó agregar cinco ninfas de IV y V estadio de la especie *Notonecta maculata* en 31 litros de agua envejecida (Blaustein et al. 2004).

En el tratamiento D10 a 25°C se observó un aumento significativo ($t = 1.98$, $gl = 285$; $p = 0.049$) en la oviposición inicial en comparación con 20°C, seguido de una disminución en los días posteriores. La pendiente decreciente podría indicar una inhibición temporal o fase exploratoria donde las hembras evalúan su entorno. Donde la explicación alternativa es que, al ser el único medio relativamente favorable en comparación con los tratamientos Control, D5 y SP (que mostraron mayor repelencia), las hembras optaron por ovipositar en este tratamiento al percibir las otras opciones como menos favorables, dado que se esperaría que la kairomona se degrade con el tiempo. Sin embargo, no queda claro porque el tratamiento Control les fue desfavorable.

La interacción significativa ($t = 1.98$, $gl = 285$; $p = 0.049$) de D20 en temperaturas de 25°C y 20°C indica que las respuestas de oviposición pueden verse influenciadas no solo por la temperatura si no por las posibles condiciones ocurridas en el entorno como estabilidad y concentración de las kairomonas o carga orgánica modificando la disponibilidad o percepción de las señales a lo largo del tiempo ya que las pendientes muestran el efecto esperado, pero son distintas en su inclinación.

Como se discutió anteriormente, la degradación de las kairomonas puede acelerarse a temperaturas más altas, lo cual podría explicar los resultados observados a 30°C en el tratamiento D20, donde la oviposición fue significativamente alta al inicio del experimento, sugiriendo una menor efectividad inicial de las kairomonas y una posible variabilidad en su efecto a lo largo del tiempo. Sin embargo, aún queda por explicar por qué a pesar de esta variabilidad se observó un efecto de repelencia en esta temperatura.

Las temperaturas más altas pueden afectar la microbiota al reducir su presencia, actuando como una especie de esterilización. Esto podría influir en las hembras grávidas, ya que dependen de señales relacionadas con medios ricos en microbiota para garantizar la futura alimentación de sus larvas. Como resultado, estas señales podrían no ser detectadas debido al impacto de las altas temperaturas en la microbiota (Atkin y Bacot 1917).

8.1.2. Implicaciones de las decisiones oviposicionales de *Cx. p. quinquefasciatus*

En la mayoría de los tratamientos para la especie *Cx. p. quinquefasciatus* los Índices indican valores que sugieren indiferencia en la selección del medio o un efecto atrayente o selección del medio sin diferencias significativas ($F < 1.078$; $p > 0.4$) entre temperaturas o tratamientos, de acuerdo con el análisis.

Una de las causas por la cual no se observó efecto significativo puede atribuirse a una baja cantidad de puestas registradas.

De acuerdo con un estudio sobre el ciclo de vida de *Cx. quinquefasciatus*, las hembras suelen ovipositar durante la noche y colocan balsas cada tres noches a lo largo de su vida, que tiene una duración aproximada de seis a ocho semanas. Esto sugiere que el bioensayo realizado, con una duración de solo siete días, probablemente no fue suficiente para capturar un número representativo de eventos de oviposición, dado que solo habrían ocurrido, en promedio, dos eventos durante el periodo del bioensayo (Manimegalai y Sukanya 2014).

A pesar de no haber encontrado resultados representativos para el efecto de oviposición de esta especie investigaciones anteriores ya han analizado como es que existe

una asociación entre semioquímicos liberados por depredadores y como es que estos afectan el comportamiento de oviposición de otras especies de mosquitos del género *Culex* y a otros depredadores o especies de notonéctidos.

Un estudio realizado con hembras de *Culex tarsalis* y *Cx. quinquefasciatus* investigo su respuesta a semioquímicos asociados con el pez *Gambusia affinis*, evaluando además la influencia de factores como la densidad de estos peces, el origen del agua, la presencia de huevos recién puestos y la filtración de los semioquímicos.

Los resultados de un estudio previo mostraron que *Cx. tarsalis* fue disuadido significativamente de la puesta de huevos a diferencia de *Cx. quinquefasciatus* donde a pesar de que existió una disuasión de las hembras mosquito grávidas, no se encontró una asociación fuerte entre estos factores y la respuesta de los mosquitos (Van Dam y Walton 2008).

Otros estudios que han evaluado notonéctidos de diferentes especies sobre otras especies de mosquitos investigaron los efectos de *Anisops sardea*, y observaron que, entre los diferentes dípteros estudiados, *Culiseta* resultó ser especialmente vulnerable a la depredación. Con base en este factor, evaluaron cómo las hembras adultas de *Culiseta* evitaron las charcas con presencia de *A. sardea* (Eitam et al. 2002).

Otra especie estudiada es *Notonecta maculata* donde evaluaron la oviposición de *Culiseta longiareolata* en tres tipos de hábitats: uno con estos depredadores (tres organismos de varios estadios) y dos más con densidades bajas (<1 larva/L) y altas (30 larvas/L) de larvas congéneres. Al realizar los experimentos en pares observaron que la mayoría de las hembras evito ovipositar en los sistemas con los depredadores (Kiflawi et al. 2003).

Algunos estudios incluso ya han caracterizado sustancias específicas que actúan en este tipo de respuestas para la evasión de la oviposición. Dos principales hidrocarburos liberados por *Notonecta maculata*, n-heneicosano y n-tricosano pudieron repeler efectivamente a *Culiseta longiareolata* disminuyendo la oviposición (Silberbush et al. 2010).

La tendencia mostrada en esta investigación a pesar de no mostrar significancia estadística sobre los tratamientos D20 los cuales fueron mayormente seleccionados, según la evaluación de los Índices, lo cual podría atribuirse a su mayor carga orgánica y a la contribución de la temperatura al crecimiento bacteriano. Estudios previos sugieren que los semioquímicos no actúan de manera aislada, si no que en combinación con otros compuestos podrían inducir la oviposición en *Cx. quinquefasciatus* (Takken y Knols 1999).

8.2. Desarrollo embrionario

8.2.1. Variaciones en la inhibición o estimulación en la eclosión de huevos de *Ae. aegypti*

Este estudio mostró que el tratamiento D20 a 30°C presentó un porcentaje de eclosión significativamente mayor ($t = 3.238$; $gl = 30$; $p < 0.011$) en comparación con el Control. Este resultado podría estar relacionado con un aumento en la actividad bacteriana derivada de la carga orgánica del tratamiento, lo cual generó condiciones más favorables para el desarrollo embrionario.

Existe una gran variedad de factores por los cuales se puede estimular la eclosión además de las señales ambientales, entre los más destacables es el agua con bajas concentraciones de oxígeno, lo que favorece la proliferación de microorganismos (bacterias aeróbicas) indicando abundancia de alimento disponible para las futuras larvas estimulando la eclosión (Merritt et al. 1992; Coon et al. 2017)

Investigaciones previas han vinculado que la baja concentración de oxígeno disuelto en el agua aumenta la proliferación microbiana. Este fenómeno está relacionado directamente con la estimulación de la eclosión, ya que las bacterias al crecer en condiciones de bajo oxígeno además de reducirlo producen compuestos que actúan como señales para estimular el proceso (Ponnusamy et al. 2011).

Una investigación desacopló la relación directa entre la baja concentración de oxígeno y las bacterias asociadas a la eclosión. Lograron inducir la eclosión utilizando una mezcla de 14 especies de bacterias aisladas, lo que generó una respuesta rápida y efectiva de eclosión con tasas que oscilaron entre el 88.4% y el 95.2% en una hora. Este

resultado sugiere que las bacterias, independientemente de la concentración de oxígeno, juegan un papel clave en la estimulación de la eclosión de *Ae. aegypti* (Ponnusamy et al. 2011).

En cuanto al efecto general de la temperatura a 30°C sobre la eclosión fue negativo, ya que se observaron tasas significativamente menores ($t > 5.144$; $gl = 30$; $p < 0.038$) en comparación con las de 20°C y 25°C. Aunque podría esperarse que a temperaturas más altas la degradación de kairomonas reduzca la percepción de peligro depredatorio y por ende aumente la eclosión los resultados no respaldan esta expectativa. Esto sugiere que la influencia de la temperatura sobre las kairomonas en esta etapa de desarrollo embrionario del mosquito, como ya lo han planteado estudios no explica completamente la baja eclosión observada (El-Ghany 2019).

Sin embargo, un estudio realizado previamente para la valoración de diferentes regímenes de temperatura en el desarrollo de mosquitos en estadios tempranos de *Ae. aegypti*, pudieron observar que a temperaturas que se mantenían constantes en rangos de 24°C a 25°C, el porcentaje de eclosión fue de un 98% en 48 horas (Mohammed y Chadee 2011).

En contraste a temperaturas más altas de 34°C a 35°C, las tasas de eclosión cayeron más rápido en un 1.6% en el mismo tiempo. Esto coincide con la baja significativa en general de los porcentajes de eclosión en la temperatura de 30°C de este estudio y un mayor porcentaje a temperaturas más bajas principalmente coincidiendo con la de 25°C que fue la que mostró el mayor porcentaje de eclosión.

En este estudio algo que también explicaría la baja eclosión observada en los tratamientos sometidos a 30°C, además del efecto directo de la temperatura, es la posible esterilización parcial del medio. Esto habría reducido significativamente la presencia de microbiota asociada a la estimulación de la eclosión, afectando así este proceso (Atkin y Bacot 1917).

8.2.2. Variaciones en la inhibición o estimulación en la eclosión de huevos de *Cx. p. quinquefasciatus*

Con esta especie el estudio únicamente mostró que el tratamiento D10 tuvo un porcentaje de eclosión significativamente menor ($t = -2.787$; $gl = 30$; $p = 0.032$) en comparación con el Control. Lo que podría indicar que en este tratamiento fue menor la eclosión respecto a los demás y también a las diferentes temperaturas. Se sabe que esta especie particularmente tiene una gran preferencia por oviponer en aguas con altas cargas orgánicas (Reiter 1983).

Un estudio evaluó la eclosión de huevos de *Culex pipiens*, la cual fue significativamente menor en temperaturas más altas en comparación con las temperaturas bajas y moderadas (78.8% a 20°C, 70.9% a 25°C, 18.8% a 30°C) (Spanoudis et al. 2019). Otro estudio realizado también reportó mayores tasas de eclosión a 25°C que a 30°C (Oda et al. 2002).

Estas observaciones concuerdan, aunque no de manera significativa con este estudio, en los tratamientos sometidos a esta temperatura de 30°C donde excepto por el tratamiento D10 los demás son menores en cuanto al número de oviposiciones, lo que indicaría que la temperatura es un factor determinante para la eclosión de huevos.

8.3. Desarrollo larval

Las larvas tienen la capacidad de detectar y evitar la presencia de microorganismos que les provoquen algún perjuicio o pongan en peligro su supervivencia (Ruel y Bohbot, 2022). Esto es una adaptación importante donde la larva es capaz de identificar señales relevantes en su entorno acuático, especialmente relacionadas con la presencia de depredadores.

8.3.1. Relación entre temperatura y tiempo de desarrollo larva en *Ae. aegypti*

8.3.1.1. Temperatura a 20°C

El estudio reveló que, en la primera temperatura a 20°C respecto al Control, conforme aumentan las densidades de los depredadores la tendencia indica un desarrollo tardío hasta la pupación siendo D20 especialmente donde se observa significativamente

este efecto ($t = 6.441$; $gl = 303$; $p < 0.001$) seguido de D5 ($t = 2.4$; $gl = 303$; $p = 0.047$) considerándose como los tratamientos más efectivos en cuanto al retraso de las larvas para alcanzar la pupación.

Estudios previos de culícidos han observado el desarrollo tardío al haber sido expuestos a kairomonas donde las larvas reducen su actividad y se alimentan menos (Beketov y Liess 2007; van Uitregt et al. 2012).

8.3.1.2. Temperatura de 25°C

Lo contrario ocurrió en la temperatura de 25°C donde la tendencia fue acelerar su desarrollo frente a la presencia de depredadores *B. scimitra* quienes a través de sus kairomonas parecen desencadenar este tipo de comportamiento. Este comportamiento ya se ha observado, la emergencia temprana particularmente con insectos holometábolos les es útil para evadir la depredación resultando en un desarrollo menos eficiente ya que los organismos presentan un tamaño corporal menor al momento de la metamorfosis (Peckarsky et al. 2001; Benard 2004; Beketov y Liess 2007).

Se ha observado que el desarrollo larval de *Ae. aegypti* a una temperatura ambiente promedio de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ consto de alrededor de 12.5 días en promedio, redundando en un rango de 8 a 15 días (Lozano y Morales, 2021). Este estudio encontró que el desarrollo larval a esta temperatura $25^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ en el tratamiento Control fue ligeramente mayor con 16.9 días en promedio.

Por otro lado, la etapa de pupa le suma al desarrollo un periodo de dos a tres días aproximadamente para llegar a la etapa adulta (Lozano y Morales 2021). Parte de las observaciones en este estudio fue que si bien algunos de los mosquitos llegaban a su etapa de adulto no lograban completar la emergencia en su totalidad y se quedaba a mediación lo cual los llevaba a su muerte.

8.3.1.3. Temperatura de 30°C

A esta temperatura se observó una tendencia de disminución del tiempo en alcanzar la pupación, pero sin encontrarse diferencias significativas ($t = -1.744$; $gl = 303$; $p = 0.08$).

8.3.2. Relación entre temperatura y tiempo de desarrollo larva en *Cx. p. quinquefasciatus*

En el tratamiento Control se observó que las larvas prolongaron su Desarrollo Larvario hasta 20.4 días a una temperatura de 20°C, a 25°C prolongaron su desarrollo hasta 21.3 y a una temperatura de 30°C su desarrollo se prolongó 20.3 días.

8.3.2.1. Temperatura a 20°C

A esta temperatura, al igual que como ocurrió en *Ae. aegypti*, en el tratamiento D20 el desarrollo larval se prolongó por encima de lo encontrado en el Control. También se encontraron diferencias respecto al tratamiento D10 en cuanto a la prolongación del desarrollo larval.

Sin embargo, es importante considerar el efecto de la temperatura ya que particularmente los insectos pueden presentar adaptaciones cuando las condiciones son adversas por esto desarrollan cambios metabólicos en estos casos lo que se conoce como quiescencia donde el insecto recupera su estado normal inmediatamente al presentarse las condiciones favorables (Klowden 2022).

Anteriormente ya se ha reportado que en rangos de temperatura de 22°C a 28°C *Cx p. molestus* en presencia de *Anisops sardea* prolongó su tiempo de pupación 2 días, de 5.8 días en el Control a 7.8 días con el depredador lo que al influir en su longevidad provocó la disminución de generaciones (Allo y Mekhlif 2019).

8.3.2.2. Temperatura a 25°C

En esta temperatura se observó igualmente que con la especie anterior un efecto contrario al desarrollo tardío ya que las larvas mostraron la tendencia de un desarrollo acelerado conforme aumentaba la densidad de los depredadores en los tratamientos, donde D10 fue quien presentó diferencias significativas ($t = -2.787$; $gl = 782$; $p = 0.015$). Uno de los mecanismos de defensa exhibidos con mayor frecuencia por las presas ante situaciones donde pueden detectar kairomonas liberadas por sus depredadores es la metamorfosis temprana (Silberbush et al. 2019).

Un estudio confirmó la reducción adaptativa en las larvas de *Cx. pipiens* ante el riesgo de depredación al ser expuestas a kairomonas de peces depredadores nativos, como *Gasterosteus aculeatus* y *Gambusia holbrooki*. Los resultados mostraron que la masa corporal tanto larval como adulta, se redujo significativamente en respuesta a las kairomonas de *Gasterosteus aculeatus*, indicando una plasticidad fenotípica a costa de su éxito reproductivo (Jourdan et al. 2016).

En otro estudio mencionaron que una estrategia de las larvas para reducir el riesgo de depredación es la metamorfosis temprana para reducir el tiempo de permanencia en un sitio que implique peligro. Lo cual si ocurrió en su estudio con larvas *Culex* que fueron capaces de responder significativamente a las kairomonas de peces depredadores. Mencionaron también que las larvas tienen la percepción de una gama más amplia que solo los compuestos volátiles liberados por los depredadores por ser constante la exposición y mayor su concentración, lo cual es una posible explicación del comportamiento larval (Cohen y Silberbush 2021).

8.3.2.3. Temperatura a 30°C

Principalmente en el tratamiento D10 fue donde se presentó una diferencia significativa ($t = -2.795$; $gl = 782$; $p = 0.015$) mostrándose un desarrollo larval corto en comparación con el Control. De igual forma, otro estudio observó una relación inversa entre temperatura y tiempo de desarrollo; donde a temperaturas más altas acortaron el tiempo de desarrollo, mientras que las bajas temperaturas lo prolongaron (Spanoudis et al. 2019).

8.4. Tendencias en la proporción de sexos bajo distintas condiciones

8.4.1. Sensibilidad de la determinación sexual a la temperatura y el estrés en *Ae. aegypti*

Los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas ($\chi^2 = 6.081$; $gl = 1$; $p = 0.014$) únicamente en el tratamiento D10 a 25°C donde la proporción de sexos se inclinó mayormente hacia las hembras. En muchos casos, los datos fueron proporcionalmente muy similares, mientras que en otros el tamaño de muestra fue insuficiente o inexistente, como ocurrió con el tratamiento SP, donde no se logró

completar ningún estadio hasta la etapa adulta en ninguno de los tratamientos ni temperaturas evaluados.

Un estudio realizado con la especie *Culex pipiens* expuesto a kairomonas del pez depredador *Gambusia affinis* encontró que el 52% de los adultos emergidos eran hembras, lo que corresponde a una proporción cercana a 1:1 y no represento una diferencia significativa (Silberbush et al. 2019).

8.4.2. Sensibilidad de la determinación sexual a la temperatura y el estrés en *Ae. aegypti* Cx. p. quinquefasciatus

Para esta especie, ninguno de los resultados obtenidos presentó diferencias significativas ($\chi^2 < 3.5$; $gl = 1$; $p > 0.06$). Al igual que con la especie anterior, los datos fueron proporcionalmente muy similares, y se observó el mismo comportamiento en el caso del tratamiento SP.

Algunos estudios que han expuesto ciertas especies de mosquitos a depredadores tampoco han encontrado diferencias significativas en cuanto a la proporción de sexos. Aunque se han observado algunas tendencias en cuanto a mayor cantidad de hembras estas no resultaron estadísticamente relevantes.

En un estudio se observó una mayor emergencia de hembras que de machos en mosquitos de la especie *Culiseta longiareolata* expuestos al depredador *Gambusia affinis*. Sin embargo, esta proporción no estuvo influenciada por la presencia de las kairomonas liberadas por los depredadores. Además, encontraron que los machos completaron la pupación más rápido que las hembras (Silberbush et al. 2022).

Otros estudios han reportado hallazgos similares, observando que los machos de *Cx. pipiens* puparon más rápidamente que las hembras en presencia del pez *Gasterosteus aculeatus* (Jourdan et al. 2016). Por otro lado, en experimentos con otros depredadores como *Notonecta glauca*, la exposición de larvas *Culex pipiens* tampoco mostro diferencias significativas en la proporción de sexos (Beketov y Liess 2007).

9. CONCLUSIONES

En conclusión, se evaluó el efecto de los semioquímicos liberados por *Buenoa scimitra* en la oviposición de mosquitos *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus* considerando el efecto de la temperatura y la densidad del depredador. El tratamiento Control, no mostro cambios significativos ($p > 0.44$) en la oviposición a lo largo de los días evaluados ni entre las diferentes temperaturas. Estos resultados sugieren que bajo condiciones controladas de temperaturas (20°C, 25°C y 30°C), el número de huevos puestos por día se mantiene estable, sin variaciones significativas en el patrón de oviposición.

En general se observó que las altas temperaturas (30°C) parecen acelerar la degradación de las kairomonas, por lo que con esto disminuyen su eficacia actuando como señales repelentes. Por el lado contrario a temperaturas más bajas (20°C – 25°C) las kairomonas se ven favorecidas al mantener su estabilidad, prolongando su efecto en el tiempo.

Debido a los gradientes utilizados en los tratamientos respecto a las densidades utilizadas en este estudio, la carga orgánica podría haber favorecido la proliferación de bacterias, que a su vez producen compuestos químicos que modulan el comportamiento de oviposición y desarrollo embrionario. Además, también se concluye que las altas temperaturas pueden reducir la presencia de microbiota por el efecto de esterilización, disminuyendo las señales químicas asociadas con el entorno que favorecería a las larvas.

En *Ae. aegypti* se pudo observar que esta pudo detectar kairomonas de *Buenoa scimitra* al ajustar su oviposición según la temperatura a la cual estuvieron sometidos los tratamientos y a la carga orgánica que cada uno de los tratamientos pudo haber atribuido. Esto sugiere una respuesta adaptativa al riesgo de depredación influida por la estabilidad y percepción de las señales químicas, donde la oviposición puede estar modulada en función de las condiciones ambientales, lo cual podría ser una respuesta adaptativa o de sensibilidad hacia las kairomonas o el medio ambiente de la especie.

En *Cx. p. quinquefasciatus* no se encontraron diferencias significativas en la selección del medio, principalmente se le atribuyo a las limitaciones del propio diseño

experimental por la baja cantidad de oviposiciones de esta especie durante el tiempo que duró el bioensayo.

Las tasas de eclosión fueron mayores en la temperatura de 25°C en comparación con la de 30°C, probablemente por la mayor actividad bacteriana y una mejor disponibilidad de oxígeno disuelto a estas temperaturas.

Tanto el efecto de desarrollo tardío como temprano fueron observados en ambas especies, pero en distintas temperaturas. A 20°C las larvas de *Ae. aegypti* mostraron un desarrollo tardío como respuesta al riesgo de depredación. Mientras que a 25°C se mostró un desarrollo larval temprano para llegar a la pupación como mecanismo para evadir la depredación.

En *Cx. p. quinquefasciatus* únicamente en la temperatura a 20°C se presentó un desarrollo tardío a diferencia de 25°C y 30°C donde su desarrollo larval fue temprano para llegar a la pupación.

Las respuestas inducidas para la observación de este efecto sugieren que las kairomonas liberadas por los depredadores no influyen sobre la proporción de los sexos tanto en *Ae. aegypti* como *Cx. p. quinquefasciatus* con las condiciones experimentales evaluadas.

Algunas de las limitaciones observadas en este estudio son especialmente en la especie de *Cx. p. quinquefasciatus* debido a la duración insuficiente para observar patrones claros de oviposición. Sin embargo, este estudio refuerza la importancia de las kairomonas y factores ambientales como temperatura y carga orgánica en la regulación de interacciones depredador – presa en los mosquitos de las especies *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus*. Estos hallazgos podrían contribuir a estrategias de control de vectores mediante la manipulación de señales químicas en ambientes acuáticos.

10. PERSPECTIVAS

En este estudio, la evaluación del efecto en el comportamiento ecológico de los mosquitos vectores *Ae. aegypti* y *Cx. p. quinquefasciatus* fue fundamental para identificar en qué condiciones, según los tratamientos aplicados a diferentes densidades y temperaturas, se observaron efectos significativos en la conducta de las hembras y el desarrollo en estadios tempranos del mosquito al detectar kairomonas liberadas por depredadores.

Sin embargo, este análisis es solo una parte para empezar a entender cómo pueden verse influenciadas las respuestas de las presas a partir de estos semioquímicos. Es de gran importancia caracterizar qué Kairomonas específicas están involucradas en este proceso, ya que estos compuestos presentes tanto en medios acuáticos como terrestres donde los mosquitos completan su ciclo de vida influyen en su respuesta.

Interacciones biológicas y dinámica de la red alimentaria se suman a la comprensión de las respuestas inducidas por estas kairomonas. Es esencial identificar particularmente los compuestos presentes en el medio acuático ya que son mayormente estudiadas las sustancias volátiles.

Aunque estas sustancias volátiles ofrecen ventajas para evitar la oviposición antes de que la hembra interactúe con el medio acuático y por ende reducir el riesgo de depredación, también conlleva a una evaluación más extensa del entorno lo que incrementa el riesgo de mortalidad debido a la mayor búsqueda del sitio adecuado. Esta situación también aumentaría la concentración de oviposiciones en las charcas dependiendo de la especie de mosquito, generando una mayor competencia intraespecífica entre las larvas (Spencer et al. 2002).

Como perspectiva futura, se propone dar continuidad a la caracterización de las Kairomonas acuáticas en relación con los depredadores evaluados, realizando una evaluación con concentraciones a partir de la caracterización. Esto posteriormente se puede llevar a experimentación en mesocosmos, con el fin de explorar la posibilidad de desarrollar productos comerciales que actúen como repelentes o atrayentes en trampas especialmente dirigidos a mosquitos de importancia médica.

11. BIBLIOGRAFÍA

- Afify A., Galizia CG. 2015. Chemosensory cues for mosquito oviposition site selection. *Journal of Medical Entomology* 52:120-130.
- Agelopoulos N, Birkett MA, Hick AJ, Hooper AM, Pickett JA, Pow EM, Smart LE, Smiley DWM, Wadhams LJ, Woodcock CM. 1999. Exploiting semiochemicals in insect control. *Pesticide Science* 55:225-235.
- Alfonso YL. 2017. Eficacia del control de larvas de mosquitos (Díptera: Culicidae) con macroinvertebrados (Hemíptera: Notonectidae). Tesis de Maestría, Universidad Distrital Francisco José De Caldas, 23 pp.
- Allo NM, Mekhlif AF. 2019. Papel del depredador *Anisops sardea* (Hemiptera: Notonectidae) en el control de la población del mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *International Journal of Mosquito Research* 6:46-50.
- Andrade CFS, Santos LUD. 2004. O uso de predadores no controle biológico de mosquitos, com destaque aos Aedes. Instituto de Biología. Universidade Estadual de Campinas–UNICAMP. SP.
- Angelón KA, Petranka JW. 2002. Los productos químicos del pez mosquito depredador (*Gambusia affinis*) influyen en la selección del sitio de oviposición por los mosquitos *Culex*. *Revista de Ecología Química* 28:399-806.
- Atkin EE., Bacot A. 1917. The relation between the hatching of the eggs and the development of the larvae of *Stegomyia fasciata* (*Aedes calopus*), and the presence of bacteria and yeasts. *Parasitology* 9(4):482-536.
- Baik LS, Carlson JR. 2020. El sistema del gusto de los mosquitos y el control de enfermedades. *Actas de la Academia Nacional de Ciencias* 117(52):32848-32856.
- Bandyopadhyay P, Guha L, Seenivasagan T, Sathe M, Sharma P, Parashar BD, Kaushik MP. 2011. Synthesis and bio-evaluation of aryl hydrazono esters for oviposition

- responses in *Aedes albopictus*. Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters 21:794-797.
- Bates M. 1965. The Natural History of Mosquitoes. Harper and Row, New York. 378 pp.
- Becker M, Petric D, Zgomba M, Boase C, Madon M, Dahl C, Kaiser A. (eds) 2010. Mosquitoes and their Control, 2nd edition. Springer, Berlin, Germany. 577pp.
- Beehler JW, Millar JG, Mulla MS. 1993. Synergism between chemical attractants and visual cues influencing oviposition of the mosquito, *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). Journal of Chemical Ecology 19:635-644.
- Beehler JW, Millar JG, Mulla MS. 1994. Protein hydrolysates and associated bacterial contaminants as oviposition attractants for the mosquito *Culex quinquefasciatus*. Medical and Veterinary Entomology 8:381-385.
- Beketov MA, Liess M. 2007. Predation risk perception and food scarcity induce alterations of life-cycle traits of the mosquito *Culex pipiens*. Ecological Entomology 32:405–410.
- Benard MF. 2004. Predator-induced phenotypic plasticity in organisms with complex life histories. Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics 35:651–673.
- Bentley MD, Day JF. 1989. Chemical ecology and behavioral aspects of mosquito oviposition. Annual Review of Entomology 34:401-421.
- Bentley MD, McDaniel IN, Yatagai M, Lee HP, Maynard R. 1981. Oviposition attractants and stimulants of *Aedes triseriatus* (Say) (Diptera: Culicidae). Environmental Entomology 10:186-189.
- Bento JMS. 2010. Comportamento e ecologia química de insetos: Aplicações no manejo de pragas. In XXXVII CONGRESO (p. 70).
- Benzon GL, Apperson CS. 1988. Reexamination of chemically mediated oviposition behavior in *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology 25(3):158-164.

- Binckley CA, Resetarits Jr WJ. 2005. Habitat selection determines abundance, richness and species composition of beetles in aquatic communities. *Biology Letters* 1(3):370-374.
- Blackwell A, Mordue AJ, Hansson BS, Wadhams LJ, Pickett JA. 1993. A behavioral and electrophysiological study of oviposition cues for *Culex quinquefasciatus*. *Physiological Entomology* 18:343-348.
- Blaustein L, Kiflawi M, Eitam A, Mangel M, Cohen JE. 2004. Oviposition habitat selection in response to risk of predation in temporary pools: mode of detection and consistency across experimental venue. *Oecologia* 138:300-305.
- Blaustein L. 1992. Larvivorous fishes fail to control mosquitoes in experimental rice plots. *Hydrobiologia* 232:219-232.
- Blaustein L. 1999. Oviposition site selection in response to risk of predation: evidence from aquatic habitats and consequences for population dynamics and community structure. En *Evolutionary theory and processes: modern perspectives*. pp 441-456.
- Bohart RM, Washino RK. 1978. Mosquitos of California, 3rd ed, pp. 126-134. Universidad de California, División de Ciencias Agrícolas, Berkeley, CA.
- Borror DJ, Triplehron CA, Johnson NF. 2004. An introduction to the study of insects. Saunders College Publishing. 864 pp.
- Brönmark C, Hansson LA. 2000. Chemical communication in aquatic systems: an introduction. *Oikos* 88(1):103-109.
- Brown WL Jr., Eisner T, Whittaker RH. 1970. Allomones and kairomones: transspecific chemical messengers. *BioScience* 20(1):21
- Carey AF, Carlson JR. 2011. Insect olfaction from model systems to disease control. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 108:12987-12995.

- Carpenter SJ, LaCasse WJ. 1955. Mosquitoes of North America (North of México), pp. 261– 263. University of California Press, Berkeley, CA.
- Caycho JR. 1994. Comunicación química. Revista de Química 8(2):163-175.
- Chesson J. 1984. Effect of notonectids (Hemiptera: Notonectidae) on mosquitoes (Diptera: Culicidae): Predation or selective oviposition? Environmental Entomology 13:531–538.
- Chobu M, Nkwengulila G, Mahande AM, Mwang'onde BJ, Kweka EJ. 2015. Direct and indirect effect of predators on *Anopheles gambiae* sensu stricto. Acta Trópica 142:131–137.
- Choo YM, Buss GK, Tan K, Leal WS. 2015. Multitasking roles of mosquito labrum in oviposition and blood feeding. Frontiers in Physiology 6:306.
- Cohen S, Silberbush A. 2021. Mosquito oviposition and larvae development in response to kairomones originated by different fish. Medical and Veterinary Entomology 35(1):129-133.
- Collins LE, Blackwell A. 2002. Olfactory cues for oviposition behavior in *Toxorhynchites moctezuma* and *Toxorhynchites amboinensis* (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology 39:121-126.
- Coon KL, Valzania L, McKinney DA, Vogel KJ, Brown MR, Strand MR. 2017. Bacteria-mediated hypoxia functions as a signal for mosquito development. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 114:E5362–E5369.
- Eitam A, Blaustein L, Mangel M. 2002. Effects of *Anisops sardea* (Hemiptera: Notonectidae) on oviposition habitat selection by mosquitoes and other dipterans and on community structure in artificial pools. Hydrobiologia 485:183–189.
- El-Ghany NMA. 2019. Semiochemicals for controlling insect pests. Journal of Plant Protection Research 59(1):1-11.

- Eneh LK, Okal MN, Borg-Karlson AK, Fillinger U, Lindh JM. 2016. Gravid *Anopheles gambiae* sensu stricto avoid ovipositing in Bermuda grass hay infusion and it's volatiles in two choice egg-count bioassays. *Malaria Journal* 15:276.
- Eveland LL, Bohenek JR, Silberbush A, Resetarits WJ. 2016. Detection of fish and newt kairomones by ovipositing mosquitoes. In *Chemical signals in vertebrates* 13 (pp. 247-259). Springer, Cham.
- Farina P, Bedini S, Abenaim L, Conti B. 2024. Insights into *Notonecta maculata* biology and its consumptive and non-consumptive effects on *Aedes albopictus*. *Entomologia Experimentalis Et Applicata* 172(10):930-939.
- Ganesan K, Mendki MJ, Suryanarayana MV, Prakash S, Malhotra RC. 2006. Studies of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) ovipositional responses to newly identified semiochemicals from conspecific eggs. *Australian Journal of Entomology* 45:75-80.
- Guha L, Seenivasagan T, Bandyopadhyay P, Iqbal ST, Sathe M, Sharma P, Parashar BD, Kaushik MP. 2012. Oviposition and flight orientation response of *Aedes aegypti* to certain aromatic aryl hydrazono esters. *Parasitology Research* 111:975-982.
- Guhl F, Lazdins-Helds JK (eds). 2007. Reporte del grupo de trabajo científico sobre la enfermedad de Chagas. World Health Organization, Geneva. 96 p.
- Hansson BS, Hallberg E. 1999. Introduction to insect sensory structures. *Microscopy Research and Technique* 47:367-367.
- Hansson BS, Stensmyr MC. 2011. Evolution of insect olfaction. *Neuron* 72:698-711.
- Harbach RE, Knight KL. 1980. Taxonomists' glossary of mosquito anatomy. Marlton, Plexus Publ., 415 pp.
- Harbach RE. 2021. Inventario taxonómico de mosquitos. <http://mosquito-taxonomic-inventory.info> (consultado el 29 de abril de 2021).

- Hector A. 2021. The new statistics with R. An introduction for Biologists, second edition. Oxford University Press.
- Hinman EH. 1934. Predators of the Culicidae (mosquitoes). I. The predators of larvae and pupae, exclusive of fish. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 37:145-50.
- Hwang YS, Schultz GW, Mulla MS. 1984. Structure-activity relationship of fatty-acids as mosquito ovipositional repellent. Journal of Chemical Ecology 10:145-151.
- Jourdan J, Baier J, Riesch R, Klimpel S, Streit B, Müller R, Plath M. 2016. Adaptive growth reduction in response to fish kairomones allows mosquito larvae (*Culex pipiens*) to reduce predation risk. Aquatic Sciences 78:303-314.
- Kamala Jayanthi PD, Kempuraj V, Aurade RM, Kumar Roy T, Shivashankara KS, Verghese A. 2014. Computational reverse chemical ecology: virtual screening and predicting behaviorally active semiochemicals for *Bactrocera dorsalis*. BMC Genomics 15(1):209.
- Kennedy JS. 1942. On water-finding and oviposition by captive mosquitoes. Bulletin of Entomological Research 32:279–301.
- Kiflawi M, Blaustein L, Mangel M. 2003. Oviposition habitat selection by the mosquito *Culiseta longiareolata* in response to risk of predation and conspecific larval density. Ecological Entomology 28(2):168-173.
- Klowden MJ. 2022. Physiological Systems in Insects, fourth edition. Academic Press publications.
- Kramer WL, Mulla MS. 1979. Oviposition attractants and repellents of mosquitoes: oviposition responses of *Culex* mosquitoes to organic infusions. Environmental Entomology 8:1111-1117.
- Law JH, Regnier FE. 1971. Pheromones. Annual Review of Biochemistry 40:533-548.
- Leal WS. 2005. Pheromone reception. Topics in Current Chemistry. 240:1-36.

- Lewis T. 1984. The elements and frontiers of insect communication. En: Lewis T (ed.) Insect communication, 12th symposium of the Royal Entomological Society of London, 7-9 Sept 1983. Academic Press, UK. 27 pp.
- Lima SL, Steury TD. 2005. Perception of predation risk: the foundation of non-lethal predator-prey interactions. Ecology of Predator-prey Interactions (ed. by P. Barbosa and I. Castellanos), pp. 166–188. Oxford university press, New York, NY.
- Linley JR. 1989. Laboratory tests of the effects of p-cresol and 4-methylcyclohexanol on oviposition by three species of *Toxorhynchites* mosquitoes. Medical and Veterinary Entomology 3(4):347-352.
- Lozano RD, Morales FC. 2021. Cría de mosquitos Culicidae y evaluación de insecticidas de uso en salud pública. Cuernavaca, México: Instituto Nacional de Salud Pública,
- Ludlam KW, Jachowski LA, Otto GF. 1970. Potential vectors of *Dirofilaria immitis*. Journal of the American Veterinary Medical Association 157: 1354-1359.
- Lwande OW, Obanda V, Lindström A, Ahlm C, Evander M, Näslund J, Bucht G. 2020. *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus* trotamundos: factores de riesgo para pandemias de arbovirus. Enfermedades transmitidas por vectores y zoonóticas 20(2):71-81.
- Manimegalai K, Sukanya S. 2014. Biology of the filarial vector, *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences 3(4):718-724.
- McIver SB. 1982. Sensilla of mosquitoes (Diptera: Culicidae). Journal of Medical Entomology 19:489-535.
- Melo N, Wolff GH, Costa-da-Silva AL, Arribas R, Triana MF, Gugger M, Riffell JA, DeGennaro M, Stensmyr MC. 2020. Geosmin attracts *Aedes aegypti* mosquitoes to oviposition sites. Current Biology 30:127-134.
- Merritt RW, Cummins KW, Berg MB (eds.). 2019. An introduction to the aquatic insects of North America, 5th ed. Dubuque, IA: Kendall/Hunt, 1480 pp.

- Merritt RW, Dadd RH, Walker ED. 1992. Feeding behavior, natural food, and nutritional relationships of larval mosquitoes. *Annual Review of Entomology* 37: 349-374.
- Meyer R P, Durso SL. 1993. Identification of the mosquitoes of California. California Mosquito and Vector Control Association, 80 pp.
- Millar JG, Chaney JD, Mulla MS. 1992. Identification of oviposition attractants for *Culex quinquefasciatus* from fermented Bermuda grass infusions. *Journal of the American Mosquito Control Association* 8:11-17.
- Mohammed A, Chadee DB. 2011. Effects of different temperature regimens on the development of *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) mosquitoes. *Acta Tropica* 119(1):38-43.
- Molina RE, Manrique FA. 1997. Contenidos estomacales de dos peces planctívoros del Golfo de California durante el verano de 1991. *Ciencias Marinas* 23(2):163-174.
- Montell C, Zwiebel LJ. 2016. Mosquito sensory systems. En: Raikhel AS (ed.), *Progress in Mosquito Research*, vol. 51, pp. 293-328.
- Morosinotto C, Thomson RL, Korpimäki E. 2010. Habitat selection as an antipredator behaviour in a multi-predator landscape: all enemies are not equal. *Journal of Animal Ecology* 79:327-333.
- Muñoz CJ. 2017. Ecología trófica del pejerrey de río *Basilichthys semotilus*, cope 1874 (Atheriniformes: Atherinopsidae) en la cuenca baja del río Chillón-Lima, periodo setiembre-diciembre 2016." (2017). Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Mayor De San Marcos.
- Mwingira V, Mboera LE, Dicke M, Takken W. 2020. Exploiting the chemical ecology of mosquito oviposition behavior in mosquito surveillance and control: a review. *Journal of Vector Ecology* 45(2):155-179.
- Nelson MJ. 1986. *Aedes aegypti*: Biología y Ecología. Washington, D.C.: Organización Panamericana de Salud. 50 pp.

- Nordlund DA. 1981. Semiochemicals: a review of the terminology. pp. 13-28, en Nordlund DA, Jones RL, Lewis WJ (eds.). Semiochemicals: their role in pest control. John Wiley and Sons, New York.
- Oda T, Eshita Y, Uchida K, Mine M, Kurokawa K, Ogawa Y, Kato K, Tahara H. 2002. Reproductive activity and survival of *Culex pipiens pallens* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) in Japan at high temperature. Journal of Medical Entomology 39(1): 185-190.
- Peckarsky BL, Taylor BW, McIntosh AR, McPeck MA, Lytle DA. 2001. Variation in mayfly size at metamorphosis as a developmental response to risk of predation. Ecology 82:740–757.
- Petranka JW, Fakhoury K. 1991. Evidence of a chemically mediated avoidance response of ovipositing insects to bluegills and green frog tadpoles. Copeia 1991:234–239.
- Ponnusamy L, Böröczky K, Wesson DM, Schal C, Apperson CS. 2011. Bacteria stimulate hatching of Yellow Fever Mosquito eggs. PLoS ONE 6(9):e24409.
- Ponnusamy L, Xu N, Nojima S, Wesson DM, Schal C, Apperson CS. 2008. Identification of bacteria and bacteria-associated chemical cues that mediate oviposition site preferences by *Aedes aegypti*. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 105(27):9262-9267.
- Pulliam HR, Danielson BJ. 1991. Sources, sinks, and habitat selection: a landscape perspective on population dynamics. The American Naturalist 137:S50-S66.
- R Core Team. 2022. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Rausher MD. 1983. Ecology of host-selection behavior in phytophagous insects. En: Denno RF, McClure MS. (eds) Variable Plants and Herbivores in Natural and Managed Systems. Academic Press, Nueva York, pp 223-257.

- Reiter P. 1983. A portable battery-powered trap for collecting gravid *Culex* mosquitoes. *Mosquito News* 43(4):496-498.
- Resetarits Jr WJ, Binckley CA. 2013. Is the pirate really a ghost? Evidence for generalized chemical camouflage in an aquatic predator, pirate perch *Aphredoderus sayanus*. *The American Naturalist* 181:690-699.
- Resetarits Jr WJ, Wilbur HM. 1989. Choice of oviposition site by *Hyla chrysoscelis*: role of predators and competitors. *Ecology* 70(1):220-228.
- Resetarits WJ. 1996. Oviposition site choice and life history Evolution. *American Zoologist* 36:205-215.
- Ritchie SA, Laidlaw-Bell C. 1994. Do fish repel oviposition by *Aedes taeniorhynchus*? *Journal of the American Mosquito Control Association* 10(3):380-384.
- Rosenzweig ML. 1991. Habitat selection and population interactions: the search for mechanism. *The American Naturalist* 137:S5-S28.
- Rossini C, González A. 2010. Alomonas, feromonas, kairomonas. *Uruguay Ciencia* 10:26-27.
- Ruel DM, Bohbot JD. 2022. The molecular and neural determinants of olfactory behaviour in mosquitoes. En *Sensory ecology of disease vectors* (pp. 71-115). Editorial Académica de Wageningen.
- Ruel DM, Yakir E, Bohbot JD. 2019. Supersensitive odorant receptor underscores pleiotropic roles of indoles in mosquito ecology. *Frontiers in Cellular Neuroscience* 12:533.
- Santos VSV, Pereira BB. 2020. Properties, toxicity and current applications of the biolarvicide spinosad. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B* 23(1):13-26.
- Savage H, Miller B. 1995. House mosquitoes of the USA, *Culex pipens* complex. *Win Beats* 6:8-9.

- Schultz GW, Hwang YS, Kramer WL, Axelrod H, Mulla MS. 1982. Field evaluation of ovipositional repellents against *Culex* (Diptera: Culicidae) mosquitoes. *Environmental Entomology* 11:968-971.
- Seenivasagan T, Guha L, Iqbal ST. 2013. Behavioral and electrophysiological responses of *Culex quinquefasciatus* to certain fatty acid esters. *Acta Tropical* 128:606-612.
- Seenivasagan T, Sharma KR, Prakash S. 2012. Electroantennogram, flight orientation and oviposition responses of *Anopheles stephensi* and *Aedes aegypti* to a fatty acid ester-propyl octadecanoate. *Acta Tropical* 124:54-61.
- Sharma KR, Seenivasagan T, Rao AN, Ganesan K, Agarwal OP, Malhotra RC, Prakash S. 2008. Oviposition responses of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* to certain fatty acid esters. *Parasitology Research* 103:1065-1073.
- Sharma KR, Seenivasagan T, Rao AN, Ganesan K, Agrawal OP, Prakash S. 2009. Mediation of oviposition responses in the malaria mosquito *Anopheles stephensi* Liston by certain fatty acid esters. *Parasitology Research* 104:281-286.
- Silberbush A, Gertler N, Ovadia O, Abramsky Z, Tsurim I. 2019. Kairomone-induced changes in mosquito life history: effects across a food gradient. *Aquatic Sciences* 81:53.
- Silberbush A, Markman S, Lewinsohn E, Bar E, Cohen JE, Blaustein L. 2010. Predator-released hydrocarbons repel oviposition by a mosquito. *Ecology Letters* 13: 1129-1138.
- Silberbush A. 2022. Fish-released kairomones affect mosquito oviposition and larval life history. *Journal of Medical Entomology* 59:78-82.
- Singer MC. 1984. Butterfly-host plant relationships: host quality, adult choice and larval success. En: Vane-Wright RI, Ackery PR (eds). *The biology of butterflies*. London, Academic Press, pp 81-88.

- Spanoudis CG, Andreadis SS, Tsaknis NK, Petrou AP, Gkeka CD, Savopoulou-Soultani M. 2019. Effect of temperature on biological parameters of the west Nile virus vector *Culex pipiens* form 'molestus' (Diptera: Culicidae) in Greece: constant vs fluctuating temperatures. *Journal of Medical Entomology* 56(3):641-650.
- Spencer M, Blaustein L, Cohen JE. 2002. Oviposition habitat selection by mosquitoes (*Culiseta longiareolata*) and consequences for population size. *Ecology* 83:669-679.
- Takken W, Knols BG. 1999. Odor-mediated behavior of Afrotropical malaria mosquitoes. *Annual Review of Entomology* 44(1):131-157.
- Takken W. 1999. Chemical signals affecting mosquito behaviour. *Invertebrate Reproduction & Development*. 36(1-3):67-71.
- Travi B, Montoya J. 1994. Manual de entomología médica para investigadores de América Latina. Cali, Colombia: Cideim, 90-142.
- Trexler JD, Apperson CS, Zurek L, Gemeno C, Schal C, Kaufman M, Walker E, Watson DW, Wallace L. 2003. Role of bacteria in mediating the oviposition responses of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 40:841-848.
- Van Dam AR, Walton WE. 2008. The effect of predatory fish exudates on the ovipositional behaviour of three mosquito species: *Culex quinquefasciatus*, *Aedes aegypti* and *Culex tarsalis*. *Medical and Veterinary Entomology* 22:399-404.
- Van Uitregt VO, Hurst TP, Wilson RS. 2012. Reduced size and starvation resistance in adult mosquitoes, *Aedes notoscriptus*, exposed to predation cues as larvae. *Journal of Animal Ecology* 81:108-115.
- Vezzani D, Schweigmann N. 2002. Suitability of containers from different sources as breeding sites of *Aedes aegypti* (L.) in a cemetery of Buenos Aires City, Argentina. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro* 97:789-792.

- Vinogradova EB. 2000. *Culex pipiens pipiens* Mosquitoes: Taxonomy, Distribution, Ecology, Physiology, Genetics, Applied Importance and Control. Pensoft Publishers, Sofia, Bulgaria.
- Why AM, Walton WE. 2020. Oviposition behavior of *Culex tarsalis* (Diptera: Culicidae) responding to semiochemicals associated with the western mosquitofish, *Gambusia affinis* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae). Journal of Medical Entomology 57(2):343-352.
- Xia Y, Wang G, Buscariollo D, Pitts RJ, Wenger H, Zwiebel LJ. 2008. The molecular and cellular basis of olfactory-driven behaviour in *Anopheles gambiae* larvae. Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA 105:6433-6438.
- Yee, DA, Dean Bermond, C, Reyes-Torres, LJ, Fijman, NS, Scavo, NA, Nelsen, J, Yee, SH. 2022. Robust network stability of mosquitoes and human pathogens of medical importance. Parasites & vectors, 15(1), 216.
- Zhu F, Xu P, Barbosa RMR, Choo YM, Leal WS. 2013. RNAi-based demonstration of direct link between specific odorant receptors and mosquito oviposition behavior. Insect Biochemistry and Molecular Biology 43:916-923.