



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**EVALUACIÓN DE INSECTICIDAS BOTÁNICOS,
ALTERNATIVA DE CONTROL PARA EL MOSQUITO *Aedes
aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE) EN LABORATORIO.**

TESIS PROFESIONAL POR ETAPAS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G O

P R E S E N T A:

JOSÉ DANIEL BALÓN AMARO

DIRECTORA: M. en C. MARÍA IDALIA CUEVAS SALGADO.

CUERNAVACA, MORELOS

OCTUBRE, 2019

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS	ii
ÍNDICE DE FIGURAS	ii
JUSTIFICACIÓN	iii
RESUMEN	iv
ABSTRACT	v
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Hipótesis	2
1.2 Objetivo general	2
1.3 Objetivos particulares	2
II. ANTECEDENTES	3
2.1 Origen del dengue	3
2.2 El dengue a nivel mundial	4
2.3 El dengue en México	5
2.4 Generalidades de <i>Aedes aegypti</i>	6
2.5 Ciclo de vida	8
2.5.1 Huevo	9
2.5.2 Larva	11
2.5.3 Pupa	12
2.5.4 Adulto	13
2.6 Métodos de control	15
2.6.1 Control químico	15
2.6.2 Control biológico	16
2.6.3 Control alternativo	17
III MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1 Obtención de especímenes	23
3.2 Elaboración de infusiones	24
3.3 Diseño experimental	27
3.4 Análisis estadístico	28
IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
4.1 Interpretación estadística	29
4.2 Análisis de resultados	31
4.3 Conclusiones	34
V. LITERATURA CITADA	35

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I. Mortalidad y sobrevivencia de larvas de <i>A. aegypti</i> obtenidas en el experimento _____	29
Tabla II. Ordenación y agrupamientos de Tukey de los tratamientos significativamente diferentes _____	30
Tabla III. Prueba de Dunnett / Comparación de los grupos con el grupo control Testigo _____	30

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo biológico de <i>Aedes aegypti</i> _____	9
Figura 2. Huevos de <i>A. aegypti</i> _____	10
Figura 3. Larvas _____	11
Figura 4. Pupa _____	13
Figura 5. Adulto _____	14
Figura 6. Criaderos de <i>A. aegypti</i> en recipientes artificiales _____	23
Figura 7. Succionador plástico _____	24
Figura 8. Procedimiento para preparar la infusión _____	26
Figura 9. Formula físico-química para la obtención de concentraciones _	27
Figura 10. Unidades experimentales _____	27
Figura 11. Mortalidad y sobrevivencia de larvas de <i>A. aegypti</i> _____	31

JUSTIFICACIÓN

Aedes aegypti es un mosquito que puede ser transmisor de varios virus que provocan las enfermedades del dengue, zika, fiebre chikungunya y fiebre amarilla. Por su importancia en salud pública, actualmente en México como en muchas partes del mundo principalmente en los trópicos y zonas subtropicales, se llevan a cabo campañas sanitarias para su control y/o erradicación. No obstante, el abuso de insecticidas químicos ha propiciado que el organismo comience a desarrollar resistencia a los productos más comunes, generando una disminución en la eficacia de las campañas sanitarias. Por esta razón, en la presente investigación se aborda el control de este vector en su etapa larvaria mediante la utilización de infusiones botánicas, productos que por su complejidad química hasta el momento no se ha reportado en otros insectos la aparición de resistencia.

Por otra parte, es importante destacar que este tipo de control en lo general se considera inocuo, ya que al ser orgánico tiende a degradarse relativamente rápido por la acción de los rayos UV, temperatura y humedad. Aunado a ello, presenta baja toxicidad para humanos y animales y favorece la presencia de enemigos naturales. Finalmente, es necesario mencionar que el objetivo de la investigación no es competir con el control químico, sino más bien complementarlo, de tal modo que se convierta en una herramienta más para la lucha contra este vector, principalmente en zonas rurales en donde es difícil la aplicación de las campañas sanitarias.

RESUMEN

Aedes aegypti es el principal vector del virus del dengue, con 50 a 100 millones de casos anuales. En México, su incidencia ha aumentado de 1.7 casos por 100 000 habitantes en 2000 a 43.03 casos por 100 000 habitantes en 2012. Para controlar al vector normalmente se acude al control químico, que por su uso indiscriminado afecta de manera notable al hombre y ambiente, además de generar resistencia en los insectos blanco. Por ello, en el estudio se plantea la utilización de infusiones botánicas como alternativa para el control de *A. aegypti*. Las plantas utilizadas fueron: *Cinnamomum verum*, *Rosmarinus officinalis*, *Origanum vulgare*, *Chamaemelum nobile* y *Nicotiana tabacum*. Las infusiones se prepararon con 8 g de la planta a utilizar, introduciéndolos en frasco de vidrio de 500 ml con 125 ml de agua a 90°C, dándole un reposo de 24 horas. Se utilizó un diseño estadístico completamente al azar con tres repeticiones arrojando un total de seis tratamientos, incluyendo al testigo, y 18 unidades experimentales. La unidad experimental consistió de un vaso plástico de 500 ml de capacidad al que se le adicionaron 125 ml de agua, así como 30 larvas de *A. aegypti*. A cada unidad experimental se le adicionaron 5 ml de la infusión que correspondiese, efectuándose tres aplicaciones: al inicio del experimento, a las 24 y 48 horas. Para determinar el efecto larvicida se llevaron a cabo tres observaciones: a las 24, 48 y 72 horas. Los resultados indicaron que el tratamiento más destacado fue la infusión de tabaco con una mortalidad de 67.7%, seguido del orégano y romero, ambos con mortalidad de 48.8% y todas a una concentración del 6.4% (% m/V), todo ello en comparación al testigo que alcanzo una mortalidad de 26.6%. La efectividad más alta del tabaco se alcanzo a las 24 horas con mortalidad de 60%, disminuyendo a 20% a las 48 horas y 10 % a las 72. En orégano y romero las mortalidades fueron de 30% a las 24 horas, 3.3% - 48 y 13.3% a las 72 horas; y 20% - 24, 16.6% - 48 y 10% a las 72 horas, respectivamente.

ABSTRACT

Aedes aegypti is the main vector of the dengue virus, with 50 to 100 million cases annually. In Mexico, its incidence has increased from 1.7 cases per 100,000 inhabitants in 2000 to 43.03 cases per 100,000 inhabitants in 2012. In order to control the vector, chemical control is normally used, which by its indiscriminate use significantly affects man and environment, in addition to generating resistance in white insects. Therefore, the study proposes the use of botanical infusions as an alternative for the control of *A. aegypti*. The plants used were: *Cinnamomum verum*, *Rosmarinus officinalis*, *Origanum vulgare*, *Chamaemelum nobile* y *Nicotiana tabacum*. The infusions were prepared with 8 g of the plant to be used, by placing them in a 500 ml vial with 125 ml of water at 90 °C, giving it a rest of 24 hours. A completely randomized statistical design was used with three replicates yielding a total of six treatments, including the witness, and 18 experimental units. The experimental unit consisted of a plastic vessel of 500 ml capacity with 125 ml of water, as well as 30 larvae of *A. aegypti*. To each experimental unit 5 ml of the corresponding infusion was added, being realized three applications: at the beginning of the experiment, at the 24 and 48 hours. To determine the larvicidal effect, three observations were carried out: at 24, 48 and 72 hours. The results indicated that the most outstanding treatment was the *N. tabacum* infusion with mortality of 67.7%, followed by *O. vulgare* and *R. officinalis*, both with 48.8% mortality and all at a concentration of 6.4% (% m/V), all in comparison to the witness that reached a mortality of 26.6%. The highest effectiveness of *N. tabacum* was reached at 24 hours with 60% mortality, decreasing to 20% at 48 hours and 10% at 72 hours. In *O. vulgare* and *R. officinalis* the mortalities were 30% at 24 hours, 3.3% - 48 and 13.3% at 72 hours; and 20% - 24, 16.6% - 48 and 10% at 72 hours, respectively.

I. INTRODUCCIÓN

El dengue es una infección transmitida por mosquitos que se presenta en todas las regiones tropicales y subtropicales del planeta (OMS, 2016). Su principal vector es el mosquito *Aedes aegypti* y en menor grado *Aedes albopictus* (OMS, 2016). Las dos especies son también responsables de la transmisión de la fiebre del Chikungunya, fiebre amarilla y el virus del Zika (Rivera, 2014).

El virus se transmite a los seres humanos por la picadura de mosquitos hembra infectadas, las cuales pueden transmitir el agente patógeno durante toda su vida, ocasionando de 50 a 100 millones de casos anuales de fiebre por dengue y 250 mil a 500 mil casos de Fiebre Hemorrágica (FHD) y Síndrome de Shock por Dengue (SSD); de estos, 250 mil ya fallecieron estimándose que el 40% de la población mundial corre el riesgo de contraer la enfermedad (Vickie, 2016).

Aunque se han utilizado diferentes alternativas para atacar al vector del dengue como el método biológico, basado en la utilización de peces (*Poecilia reticulata*) o bacterias y saneamiento público, aún no ha sido posible regular de manera eficiente y definitiva los brotes epidémicos del vector que amenazan a la población (OMS, 2016). Es por ello que hoy en día se continúa empleando la alternativa más rápida para su control, que consiste en el uso de insecticidas químicos para mantener bajo niveles controlables los brotes epidémicos. Entre los productos más utilizados destacan los organofosforados, los cuales ocasionan alteraciones en los impulsos nerviosos en los organismos asegurando su muerte (OMS, 2016).

No obstante su efectividad, el uso indiscriminado de estos productos afecta de manera notable al hombre y ambiente, además de generar resistencia en los insectos blanco (Blisset *et al.*, 2009), siendo necesario ponderar investigaciones que aborden su control desde otra óptica. Bajo este contexto, en el presente ensayo se plantea la utilización de productos botánicos como alternativa para el control de *Aedes aegypti*, los cuales son amigables con el medio ambiente por ser biodegradables y difícilmente propician la resistencia de los vectores.

1.1 Hipótesis

La utilización de infusiones botánicas, es una alternativa viable para el control del mosquito transmisor del dengue *Aedes aegypti* en etapa larvaria.

1.2 Objetivo general

Evaluar bajo condiciones de laboratorio, el efecto insecticida de infusiones botánicas sobre el mosquito *Aedes aegypti* en etapa larvaria.

1.3 Objetivos particulares

- 1.- Evaluar la actividad larvicida de las infusiones de: *Cinnamomum verum*, *Rosmarinus officinalis*, *Origanum vulgare*, *Chamaemelum nobile* y *Nicotiana tabacum*.
- 2.- Determinar en los tratamientos más destacados, su rapidez de acción tomando como parámetros de medición observaciones a las 24, 48 y 72 horas.

II. ANTECEDENTES

2.1 Origen del dengue

La enfermedad fue identificada y nombrada como tal en 1779 por el médico estadounidense Benjamín Rush. Inicialmente se pensaba que el origen del dengue correspondía a un origen africano y su propagación se debía al comercio de esclavos alrededor del mundo durante el siglo XVII. Las primeras epidemias de dengue reportadas datan de 1779-1780 en Asia, África y América del Norte. La ocurrencia casi simultánea de los brotes en tres continentes, indicaba que este virus y el mosquito vector que los transporta estaban ampliamente distribuidos en las áreas tropicales durante más de 200 años (Cortez, 2009; Lugones y Bermúdez, 2012). Durante este tiempo, se pensaba que el dengue era una enfermedad leve y no mortal que afectaba a las personas que visitaban las áreas tropicales. En general, se dieron largos intervalos (10-40 años) entre las epidemias más importantes, principalmente porque la introducción de un nuevo serotipo en una población susceptible se daba solamente si los virus y su mosquito vector podían sobrevivir el lento transporte en veleros entre los centros poblados (Cortez, 2009; Lugones y Bermúdez, 2012).

Posterior a la Segunda Guerra Mundial, inició una pandemia de dengue en el Sureste Asiático que desde entonces se ha venido propagando por el resto del mundo. En la actualidad, son más frecuentes las epidemias causadas por serotipos múltiples (hiperendemicidad); se ha ampliado la distribución geográfica de los virus del dengue y de sus mosquitos vectores, y ha surgido el dengue hemorrágico en la región del Pacífico y en el Continente Americano (CDC, 2015). La primera epidemia de dengue hemorrágico en el Sureste Asiático se dio en 1950; sin embargo, para 1975 se había convertido en una causa frecuente de hospitalización y muerte entre los niños de muchos países de la región (CDC, 2015).

El virus del dengue es un arbovirus del género *Flavivirus* y la familia *Flaviviridae*, posee cuatro serotipos inmunológicos: DEN-1, DEN-2, DEN-3 Y DEN.4 y es uno de los más mórbidos del mundo con más de 100 millones de casos al año (InfoDes, 2009; CDC, 2015). El mosquito *Aedes aegypti* es uno de los insectos mejor conocidos por científicos de diversos campos y especialidades, no solo por el uso que se le da en

actividades de laboratorio, sino porque representa un problema de salud mundial al estar distribuido alrededor del mundo y causar una de las enfermedades que más dañan a las poblaciones humanas (Foote, 1961).

2.2 El dengue a nivel mundial

En las últimas décadas ha aumentado la incidencia de dengue en el mundo, a tal punto que más de 2,500 millones de personas (más del 28% de la población mundial) están en riesgo de contraer la enfermedad. La OMS calcula que cada año se producen entre 50 y 100 millones de infecciones por el virus en el mundo, estimando que cuando una persona se recupera de la infección adquiere inmunidad de por vida contra el serotipo en particular. Sin embargo, la inmunidad cruzada a los otros serotipos es parcial y temporal. Las infecciones posteriores causadas por otros serotipos aumentan el riesgo de padecer dengue grave (OMS, 2016). Antes de 1970, solo nueve países habían sufrido epidemias de dengue grave. Sin embargo, ahora la enfermedad es endémica en más de 100 países de las regiones de África, América, el Mediterráneo Oriental, Asia Sudoriental y el Pacífico Occidental. Las regiones más gravemente afectadas son el Asia Sudoriental y el Pacífico Occidental (Thiri6n, 2002; CDC, 2015).

Entre el 2001 y 2005 se notificaron casi 3 millones de casos en Am6rica, de los cuales 65 mil correspondieron al dengue hemorr6gico con deceso de 789 casos. En 2008, en las regiones de Am6rica, Asia Sudoriental y Pacífico Occidental se registraron en conjunto m6s de 1,2 millones de casos, y en 2010 m6s de 2,3 millones (según datos oficiales presentados por los pa6ses miembros a la OMS). Actualmente Europa ya se enfrenta con la posibilidad de brotes de dengue, ya que la transmisi6n local de la enfermedad se notific6 por vez primera en Francia y Croacia en 2010, detect6ndose casos importados en otros tres pa6ses europeos (Fajardo *et al.*, 2012; OMS, 2016); sin embargo, es dif6cil que se pueda transmitir la enfermedad de forma aut6ctona en las condiciones clim6ticas de Europa (OMS, 2016).

Al cierre de 2014, se reportaron en Am6rica un total de 1,176, 529 casos de dengue: 16,238 casos graves y 761 muertes, con una tasa de letalidad del 0.06%. La incidencia promedio fue de 194 casos/100,000 habitante. A pesar del aumento hist6rico en el

número de casos reportados por esta enfermedad, el año 2014 reportó una reducción aproximada del 50% en el número de casos, casos graves y muertes por dengue comparado con el año 2013. No obstante, la tasa de letalidad mantuvo su mismo valor (OMS, 2015).

En 2015, al cierre de la semana epidemiológica número 21, se contabilizaron 1, 206,172 casos de dengue en todo el continente, con incidencia promedio de 198 casos/100,000 habitantes. Los datos registrados hasta la fecha superan el total de casos reportados al cierre del 2014. Sin embargo, a pesar de este incremento en el número de casos, la cantidad de casos graves (2,824) y muertes (459) aún se mantienen por debajo de los valores observados durante 2014. Finalmente Brasil, Colombia y México han reportado la cocirculación simultánea de los cuatro serotipos del virus del dengue (OMS, 2015).

2.3 Dengue en México

La historia reciente del dengue en México, se inicia entre 1966 y 1967 con la reintroducción del vector que favorece la circulación del DEN-1, su pico de actividad se alcanzó en 1980, desde entonces la incidencia mostraba un descenso continuo e irregular. Los investigadores señalan que el serotipo DEN-1 muy probablemente ha estado presente en todas las regiones del país en donde ha ocurrido este padecimiento. En 1983 son identificados los serotipos DEN-2 y DEN-4 y la dispersión geográfica del vector ha aumentado el número de localidades con transmisión (SINAVE, 2013; CDC, 2015). Actualmente 29 estados han reportado ocurrencia de casos autóctonos (Thiri6n, 2002). El patr6n de transmisi6n de dengue se presentaba con incrementos bianuales; sin embargo, con la introducci6n del DEN-3 en 1995 dicho patr6n se comenz6 a modificar, a grado tal que a partir del 2003 se observa una tendencia francamente ascendente de casos con acortamiento de los periodos de baja transmisi6n observada en a6os anteriores (SINAVE, 2013).

En 2013 se observ6 un incremento del 41% en el n6mero de casos por dengue, esto en comparaci6n con el mismo periodo de 2012. El aumento de los casos est6 a expensas de los siguientes estados que concentran casi el 90% de los casos en el pa6s:

Tabasco (4,880 casos), Veracruz (4,590), Tamaulipas (3,800), Morelos (2,289), Chiapas (2,055), Guerrero (1,743), Quintana Roo (1,720), Nuevo León (1,664), Colima (1,507) y Oaxaca (1,437) (CONAVE, 2013).

En la actualidad, el dengue representa un problema importante de salud pública en nuestro país. Con el control de *Aedes aegyptien* en la década de los 60s, México estuvo libre de dengue hasta 1978 cuando fue invadido nuevamente por el vector. Desde entonces la enfermedad presenta un patrón anual, con picos en los meses de lluvia. Su incidencia ha aumentado de manera constante en México, de 1.7 casos por 100 000 habitantes en el año 2000 a 43.03 casos por 100 000 habitantes en el 2012, debido a la urbanización creciente sin controles adecuados, a la migración humana y a factores asociados al cambio climático con modificaciones en el ámbito ecológico, que han redundado en una expansión de los vectores, *A. aegypti* y *A. albopictus*. (Uribarren, 2016).

Este último, también un vector eficiente de este y otros virus, se introdujo en el continente americano a través del estado de Texas (1985) y se dispersó a Tamaulipas, Coahuila y Nuevo León; también se tienen registros documentados en Quintana Roo y Morelos. En el transcurso del 2015, la mayor parte de los casos reportados se concentró en Colima, Chiapas, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Puebla, Quintana Roo, Sonora y Veracruz (Uribarren, 2016).

2.4 Generalidades de *Aedes aegypti*

Es un mosquito cosmopolita, hematófago diurno, con mayor actividad de picadura al amanecer y al atardecer. Es el principal transmisor en el hemisferio occidental y se encuentra en todos los países de América, con excepción de Canadá, Bermudas, Islas Caimán, Chile y Uruguay (Duarte, 1993). Su hábitat se ha visto asociado más frecuentemente al entorno humano, ya que se ha adaptado a criar en contenedores artificiales situados tanto dentro como fuera de las casas, tales como macetas, neumáticos, baldes y cualquier recipiente que retenga agua para un adecuado desarrollo acuático larvario (Marquettiet *et al.*, 2005).

Adicionalmente, también se reporta su crecimiento en recipientes artificiales como jarrones, floreros, tambos, pilas, tanques y cubetas, así como aquellos que tienen la capacidad de retener agua de lluvia tales como llantas, envases desechados y canales de techo, entre otros. Aunado a estos, se mencionan los de tipo natural como conchas de moluscos, cáscaras de frutos, huecos en los árboles, axilas de plantas y otras cavidades naturales, en prácticamente cualquier objeto que retenga agua. Algunos recipientes le son más atractivos que otros, en especial los de color oscuro, de boca ancha, que están a nivel del suelo y se encuentran a la sombra (Thiri6n, 2002; Marquettiet *et al.*, 2005).

Sus huevos necesitan un sustrato seco durante un tiempo para completar su desarrollo, posteriormente estas superficies se humedecen, incluso con poca cantidad de agua, permitiendo su eclosi6n. Las condiciones climáticas id6neas para su desarrollo y establecimiento son: m6s de 500 mm de precipitaciones anuales, m6s de 60 d6as de lluvia al a6o, temperatura media del mes fr6o superior a 0°C, temperatura media del mes c6lido superior a 20°C, temperatura media anual superior a 11°C y humedad del 60- 70%, es por eso que son originarios y se establecen en las zonas tropicales y subtropicales (CEIP, 2016).

Estas condiciones son tan importantes tanto para su supervivencia como para su reproducci6n. As6, los per6odos reproductivos var6an en funci6n de la temperatura y la estaci6n del a6o, el aumento de la temperatura acorta los ciclos de desarrollo del mosquito y los per6odos de mayor actividad se estiman entre primavera, verano y oto6o. *A. aegypti*, a diferencia de otros mosquitos, se alimenta durante el d6a; y como fue se6alado anteriormente, los per6odos en que se intensifican las picaduras son el principio de la ma6ana y el atardecer, antes de oscurecer (CEIP 2016).

De acuerdo con Conde (2003) e ITIS (2016), su clasificación taxonómica responde a la siguiente jerarquía:

Reino: Animalia

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Subclase: Pterygota

Orden: Diptera

Suborden: Nematocera

Familia: Culicidae

Subfamilia: Culicinae

Género: Aedes

Subgénero: Stegomyia

Especie: *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762).

2.5 Ciclo de vida

La dispersión de vuelo de *A. aegypti* es limitada, por lo general una hembra adulta no sobrepasa los 50 m de distancia de vuelo durante su vida, y a menudo permanece en la misma casa o lugar donde emergió, siempre que disponga de huéspedes y sitios de reposo y de postura adecuados (Nelson, 1986). Es rara una dispersión de vuelo de más de 100 m. No obstante, se ha demostrado que una hembra grávida puede volar hasta 3 km en busca de un lugar para poner sus huevos si no encuentra cerca sitios apropiados; en contraste, los machos se dispersan menos que las hembras (Nelson, 1986).

Este insecto presenta una metamorfosis completa (holometábola), tiene dos etapas bien diferenciadas en su ciclo de vida: fase acuática con tres formas evolutivas diferentes (huevo, larva y pupa) y fase aérea o adulto. La fase acuática dura aproximadamente siete días, con rangos entre tres y doce dependiendo de la temperatura. Una vez que los mosquitos hembras han emergido, buscan a los machos para copular y luego se alimentan con sangre para facilitar la maduración de huevos. Realizan una postura cada 3 días y después de cada postura necesitan alimentarse con sangre. En términos generales, el ciclo completo del *A. aegypti*, de huevo a adulto, se

completa en óptimas condiciones de temperatura y alimentación en aproximadamente 10 a 15 días (Fig. 1) (Conde, 2003; Montero, 2009; Quispe *et al.*, 2015; FIDEC-FUNCEI, 2016).

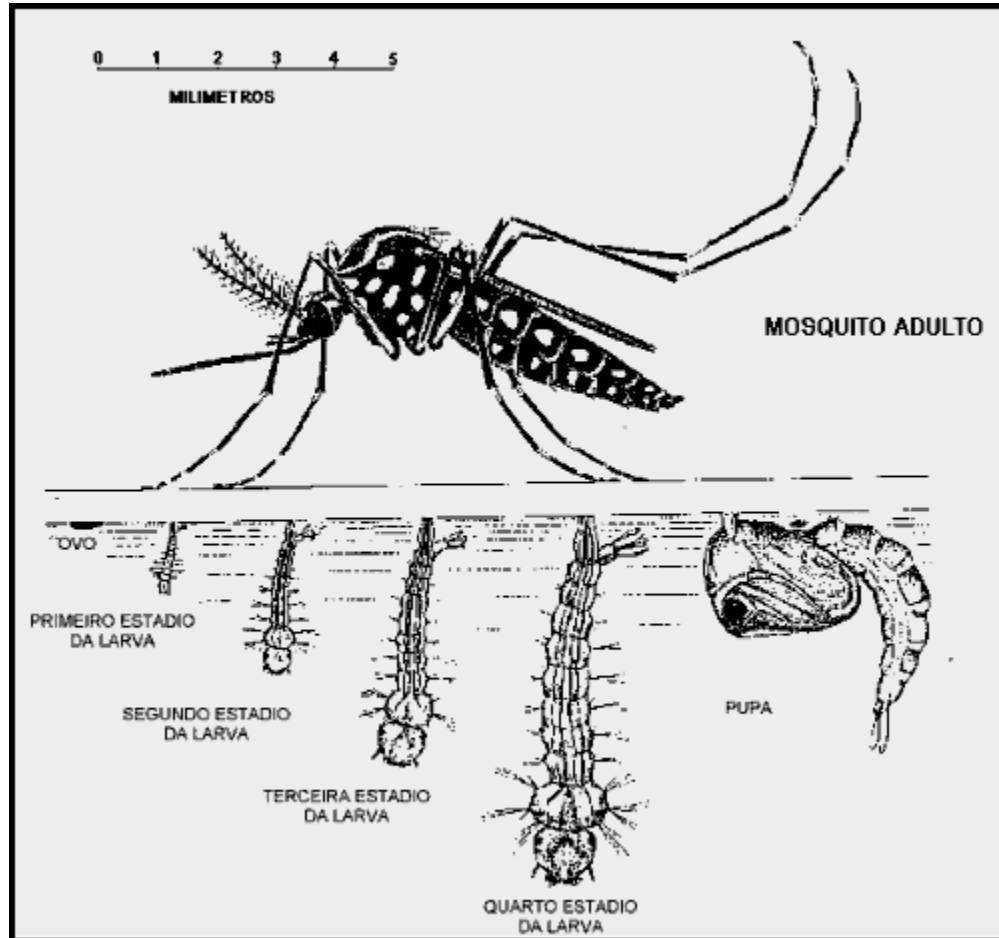


Figura 1. Ciclo biológico de *Aedes aegypti* (SANOFI, 2016).

2.5.1 Huevo

Las hembras depositan sus huevos en las paredes de recipientes con agua, se posan a unos centímetros del borde del líquido y a unos cuantos milímetros sucede la ovoposición. Los huevos se sostienen en su lugar con una estructura llamada parche corónico y después una sustancia cementante los mantiene en su lugar (probablemente glicoproteína) (Fernández, 2009; Niaves, 2015). El agua contenida en los recipientes puede tener materia orgánica en descomposición en mayor o menor medida, incluso existen experiencias de sitios de ovoposición de fosas sépticas (Barrera *et al.*, 2008;

Niaves, 2015). El número de huevos que una hembra produce en una ovoposición y a lo largo de su vida depende de factores como el tamaño corporal cantidad y calidad proteica de la sangre que ha ingerido y edad (Laguna, 2012). El número de huevos que se puede encontrar en un recipiente es variable, debido a que depende del número de hembras involucradas en las ovoposiciones, sin embargo se estima que cada ovoposición produce de 20 a 120 huevos (Fernández, 2009).

Mide aproximadamente 1 milímetro de longitud, en forma de cigarro (Fig. 2). En el momento de postura son blancos, pero rápidamente adquieren un color negro brillante. Son fecundados durante la postura y el desarrollo embrionario se completa en 48 horas, si el ambiente es húmedo y cálido, pero puede prolongarse hasta cinco días con temperaturas más baja, eclosionando en un lapso de 2 a 3 días. Con posterioridad a ese periodo, los huevos son capaces de resistir desecación y temperaturas extremas con sobrevividas de 7 meses a un año. La capacidad de resistencia a la desecación es uno de los principales obstáculos para su control, ésta condición además permite transportarlos a grandes distancias en recipientes secos (Conde, 2003; Montero, 2009; Laguna, 2012; Quispe *et al.*, 2015)



Figura 2. Huevos de *A. aegypti* (WIKIMEDIA, 1982).

2.5.2 Larva

Las larvas presentan un ciclo de cuatro estadios larvales, son exclusivamente acuáticas y como la mayoría de los insectos holometábolos, esta fase es el período de mayor alimentación y crecimiento. Pasan la mayor parte del tiempo alimentándose de material orgánico, algas y algunos protozoarios de vida libre sumergidos o acumulados en las paredes y el fondo del recipiente, para ello utilizan las cerdas bucales en forma de abanico. Su cabeza y tórax son ovoides y abdomen de nueve segmentos. El segmento posterior (anal) del abdomen tiene cuatro branquias lobuladas para la regulación osmótica, así como un sifón para la respiración en la superficie del agua. La posición de reposo en el agua es casi vertical, son de color blanquecino, con la cabeza y extremo posterior oscuros (Fig. 3) (CDC, 1980; Conde, 2003; Laguna, 2012).



Figura 3. Larvas de *A. aegypti* (Teleaire.com, 2017).

En cuanto al desplazamiento acuático, lo hacen con un movimiento serpenteante característico. Son fotosensibles, desplazándose hacia el fondo del recipiente cuando son perturbados. La duración del desarrollo larval depende de la temperatura, la disponibilidad de alimentos y la densidad de larvas en el recipiente. En condiciones óptimas con temperaturas de 25 a 29°C, el período desde la eclosión hasta la pupación puede ser de 5 a 7 días, pero comúnmente oscila de 7 a 14 días (CDC, 1980; Conde, 2003; Laguna, 2012).

Los tres primeros estadios se desarrollan rápidamente, mientras que el cuarto demora más tiempo con mayor aumento de tamaño y peso. En condiciones extremas (baja temperatura y escasez del alimento), el cuarto estadio larval puede prolongarse por varias semanas hasta 7 meses, previo a su transformación en pupa. Son incapaces de resistir temperaturas inferiores a 10°C y superiores a 45°C, impidiéndose a menos de 13°C su pasaje a estadio pupal. Las larvas de *A. aegypti* pueden diferenciarse a simple vista de otras especies, por su sifón más corto que el de la mayoría de otros culícidos (Forattini, 1965; CDC, 1980; Conde, 2003).

2.5.3 Pupa

Las pupas no se alimentan, presentan un estado de reposo donde se producen importantes modificaciones anatómico-fisiológicas hasta la aparición de los adultos. Reaccionan inmediatamente a estímulos externos tales como vibración y se desplazan activamente por todo el recipiente. Se mantienen en la superficie del agua debido a su flotabilidad, facilitando con ello la emergencia del insecto adulto. El período pupal dura de uno a tres días en condiciones favorables, con temperaturas entre 28 y 32°C, sin embargo, Las variaciones extremas de temperatura pueden dilatar este período. La pupa tiene en la base del tórax un par de tubos respiratorios o trompetas que atraviesan la superficie del agua permitiendo su respiración. En la base del abdomen poseen un par de remos, paletas o aletas natatorias que sirven para el nado. La pupa recién formada es blanca, tomando posteriormente un color gris oscuro (Fig. 4) (Livingstone y Krishnamoorhy, 1982; Conde, 2003; Laguna, 2012; Niaves, 2015).

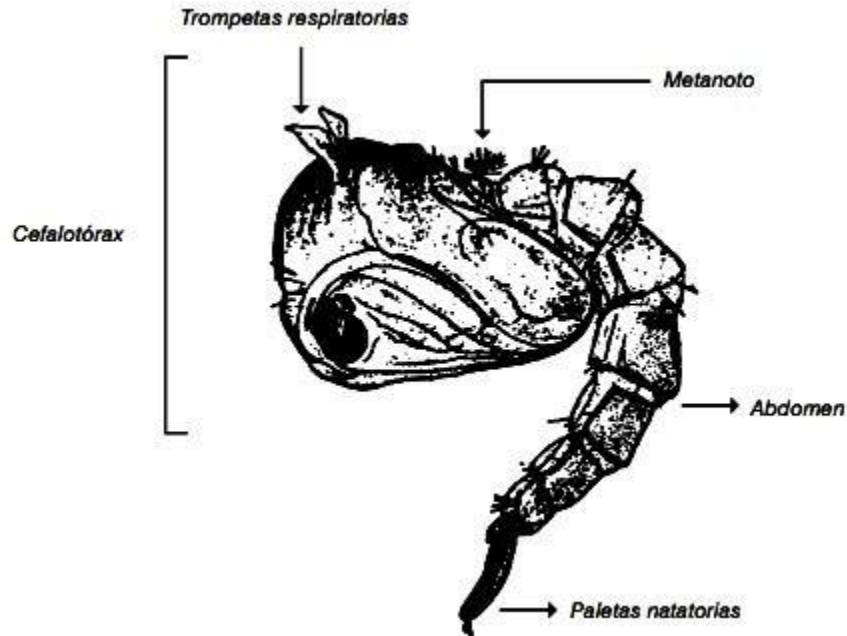


Figura 4. Pupa de *A. aegypti* (Rossi y Almirón, 2004).

2.5.4 Adulto

El adulto emergente es un mosquito de color negro, con diseños blanco-plateados formados por escamas claras que se disponen simulando la forma de una "lira" en el dorso del tórax, muestran un anillado característico a nivel de tarsos, tibia y fémures de las patas (Fig. 5). Al emerger de la pupa, el adulto permanece en reposo permitiendo el endurecimiento del exoesqueleto y alas. Dentro de las 24 horas siguientes a la emergencia pueden aparearse iniciándose la etapa reproductora del insecto (Conde, 2003; Rossi y Almirón, 2004). Después de su salida, reposa sobre el agua en la cual se crió y al transcurrir 24 horas está listo para volar tras el endurecimiento de su cuerpo (Fernández, 2009).

Aunque se caracteriza a la hembra como activa en la mordedura y la ingesta de sangre, tanto machos como hembras pueden sostener su dieta con base en fluidos que contengan algún tipo de azúcar, como el néctar de flores. A pesar de lo anterior, las hembras necesitan consumir sangre para poder completar su ciclo gonotrófico y lograr ovopositar una vez que han sido fecundadas por los machos (Laguna, 2012).



Figura 5. Adulto de *A. aegypti* (MercoPress, 2016).

De manera general, se supone que las hembras tienen una sola cópula a lo largo de su vida y termina con el sellado por una sustancia llamada matrona que mantiene el semen del macho en una espermateca (Fernández, 2009). El comportamiento hematofágico de las hembras, se debe a que necesitan de una serie de aminoácidos que se encuentran en los eritrocitos y plasma sanguíneo, para sintetizar proteínas del vitelo durante la producción de huevos. Una vez que los mosquitos se posan sobre el organismo del cual se alimentarán, buscan un lugar adecuado para realizar la mordedura con su probóscide, la que al insertarla causa laceraciones en los tejidos adyacentes, esto genera vasoconstricción, coagulación de sangre y agregado de plaquetas (Niaves, 2015).

Para contrarrestar los efectos del sistema inmune del hospedero, los mosquitos segregan saliva que contiene vasodilatadores, antihistamínicos y anticoagulantes, proceso que continua mientras suceda la alimentación de sangre. El contacto entre la sangre y la probóscide de los mosquitos, activa una serie de señales moleculares con las que la ingesta comienza (Fernández, 2009; Laguna, 2012; Niaves, 2015).

El apareamiento generalmente se lleva a cabo durante el vuelo, pero en algunas ocasiones sucede en una superficie horizontal o vertical. La inseminación es suficiente para fecundar todos los huevos que la hembra producirá durante toda su vida. Los mosquitos hembra son los únicos que succionan sangre, la alimentación sanguínea y la postura se llevan a cabo principalmente durante el día, particularmente durante las primeras horas de la mañana y a media tarde o al anochecer (Nelson, 1986; Conde, 2003; Tovar, 2016).

Generalmente, después de cada alimentación sanguínea se desarrolla un lote de huevos, pero si el mosquito es perturbado antes de estar completamente lleno de sangre puede alimentarse con sangre más de una vez entre cada postura. Si una hembra completa su alimentación (2 o 3 mg de sangre), desarrollará y pondrá aproximadamente de 100 a 200 huevos por lote dispersos en distintos lugares, pudiendo producir hasta cinco lotes durante su vida que usualmente dura de dos semanas a un mes. La posición de los huevos a pocos mm de la superficie del agua permite que éstos maduren, y en la próxima lluvia, al subir el nivel de agua del recipiente, los huevos eclosionan en el momento de contacto con el líquido (Fernández, 2009; Laguna, 2012; Niaves, 2015). El macho se distingue de la hembra por sus antenas plumosas y sus palpos más largos. Sus partes bucales no están adaptadas para chupar sangre, procuran su alimento de carbohidratos como el néctar de las plantas (Goma, 1966; Nelson, 1986; Conde, 2003).

2.6. Métodos de control

2.6.1 Control químico

Sin lugar a dudas, este método de control es el más utilizado para el control de adultos y larvas de *A. aegypti*. De acuerdo con el CENAVECE (2008), para el control de los estadios inmaduros se recurre a insecticidas químicos sintéticos o agentes bioracionales. De acuerdo a los perfiles de resistencia a los insecticidas en las poblaciones locales de mosquitos, se recomienda el control químico. El larvicida de elección es el temefós del grupo de los organofosforados, cuyo modo de acción es interferir en el sistema de comunicación de las células nerviosas, al bloquear la acción

de una enzima que inactiva al neurotransmisor acetilcolina ocasionando convulsiones, parálisis y muerte.

En relación con el control bioracional, en situaciones de elevada resistencia al temefós se recomienda usar el novalurón, que es un insecticida selectivo para insectos cuyo modo de acción es inhibir la síntesis de quitina, compuesto que constituye el exoesqueleto del mosquito. Se recomienda aplicar en recipientes de consumo humano, pero no en agua para beber.

En lo que respecta al estado adulto, se recomienda realizar nebulizaciones en exteriores complementadas con tratamientos en las viviendas con mayor riesgo de mosquitos, o en viviendas con casos probables de dengue. Para el control del mosquito en su fase adulta, se utiliza como primera elección el insecticida piretroide sintético de segunda generación en formulación ULV, es decir, volumen ultrareducido en base oleosa, conformado por: d-fenotrina 2%, piretroide sintético de segunda generación sinergizado con butóxido de piperonilo al 2% (PBO), a dosis de descarga de 250 mililitros/Ha (5 g de ingrediente activo por hectárea en formulación lista para usarse sin diluir).

El ingrediente activo está clasificado toxicológicamente como poco probable que cause daño en el uso normal, y formulado con el sinergista se clasifica como ligeramente tóxico. Su modo de acción consiste en alternar el impulso nervioso al impedir el cierre del canal de sodio en el axón neuronal, perpetuando el impulso y provocando convulsiones, parálisis y muerte. El procedimiento de aplicación se lleva a cabo usando equipos especiales, ya sea mediante recorridos a pie con equipos portátiles o motomochilas, nebulizadoras montadas en vehículos o mediante aplicaciones aéreas (CENAVECE, 2008; OMS, 2017)

2.6.2 Control Biológico

De acuerdo con la Organización Mundial de la Salud (OMS, 2016), El control biológico se basa en la introducción de organismos que depreden o parasiten las poblaciones de las especies que se pretende controlar, que compitan con ellas o las reduzcan de algún otro modo. En el caso de los mosquitos *A.aegypti*, existen varias

especies de peces larvívoros y copépodos depredadores (pequeños crustáceos de agua dulce) que han demostrado su eficacia contra los mosquitos vectores en fases larvianas. Los organismos de control biológico se crían y distribuyen en pozos o recipientes donde se almacene agua. Se han llevado a cabo proyectos a pequeña escala que han demostrado que el éxito del control biológico depende principalmente de la organización del proyecto.

Se han utilizado varias especies de peces para eliminar mosquitos de grandes recipientes utilizados para almacenar agua potable en muchos países, así como en pozos abiertos de agua dulce, acequias y depósitos industriales. Por lo general, los *guppies* (*Poecilia reticulata*) se adaptan bien a estos tipos de medios acuáticos cerrados y se han utilizado en muchas ocasiones. También se ha demostrado la eficacia de varias especies de copépodos (pequeños crustáceos) depredadores contra los vectores del dengue en contextos operativos.

Sin embargo, aunque las poblaciones de copépodos pueden sobrevivir durante largos periodos, puede que sea necesario efectuar reintroducciones, como sucede con los peces, para mantener controladas las poblaciones de mosquitos. En el norte de Vietnam se ha puesto en práctica un programa de control de vectores, en el que se utilizan copépodos en grandes depósitos de agua consiguiendo eliminar la población de *A. aegypti* en muchas comunidades, además de evitar la transmisión del dengue durante varios años. Hasta la fecha, esas experiencias no se han repetido con éxito en otros países (OMS, 2016).

2.6.3 Control alternativo

En los últimos años se han desarrollado investigaciones que buscan el control de *A. aegypti* a través de diversas sustancias naturales, las cuales por su composición química pretenden reducir la contaminación generada por el control químico. Algunos de los trabajos más destacados se mencionan a continuación.

Choochote *et al.* (2004) investigaron el potencial insecticida del extracto etanólico de *Apium graveolens* contra larvas de IV estadio de *Aedes aegypti*, encontrándose que la susceptibilidad del mosquito al extracto etanólico es dosis-dependiente. En sus resultados señalan una mortalidad de 93% a 100% con la concentración más alta (120 ppm); *A. graveolens* mostró un elevado potencial larvicida con valores de DL50 y DL95 de 81.0 y 176.8 mg/L.

Choochote *et al.* (2005) evaluaron los extractos de rizomas crudos y los aceites volátiles de *Curcuma aromatica* para determinar su composición química y el potencial como larvicida, adulticida y repelente en *Aedes aegypti*. La identificación química obtenida por análisis GC / MS reveló que xanthorrhizol, 1H-3a, 7-metanoazuleno y curcumeno a 35,08 y 13,65%, 21,81 y 30,02% y 13,75 y 25,71%, fueron los principales constituyentes en los extractos de hexano y los aceites volátiles, respectivamente. Determinaron que el aceite volátil de *C. aromatica* poseía una actividad larvicida significativamente mayor contra las larvas de IV instar que la de los extractos de hexano, con valores de CL50 de 36,30 y 57,15 ppm, respectivamente. En la prueba de actividad adulticida, el extracto con hexano resultó ser ligeramente más eficaz contra hembras de *A. aegypti* que el aceite volátil. Asimismo, dio un tiempo medio de protección (repelencia) de 1 h (rango = 1-1,5 h) cuando se aplicó a una concentración de 25%.

Bobadilla *et al.* (2005) evaluaron la toxicidad larvicida de suspensiones acuosas de extractos etanólicos de las semillas, flores, hojas, corteza de ramas y corteza de raíces de *Annona muricata*, sobre larvas del IV estadio de *Aedes aegypti*. En sus resultados señalan que el mayor efecto tóxico correspondió a la suspensión de las semillas con un 100% de mortalidad a las 24 horas a 0,5 mg/ml, seguida por las flores a las 48 horas a 10 mg/ml y hojas a las 36 horas a 100 mg/ml. En semillas, las concentraciones letales al 50% (CL₅₀) y 90% (CL₉₀) a las 48 horas de exposición fueron 0,02 mg/ml y 0,11 mg/m, en flores 3.3 y 12.1 mg/ml, en hojas 8.2 y 26.8 mg/ml y en corteza de ramas 19.2 y 972 mg/m, respectivamente. Los resultados indicaron la susceptibilidad de los individuos a cada suspensión, gracias a la acción de diversos principios activos distribuidos en todo el árbol.

Bobadilla (2007) desarrollo una investigación en donde evaluó contra larvas de IV estadio y pupas de *Aedes aegypti*, la maceración de hojas de 10 especies vegetales en agua, alcohol (95%) y cloroformo, de los que obtuvo extractos foliares secos a partir de los cuales obtuvo los caldos biocidas mediante una disolución con agua destilada a concentraciones de 10%, 5%, 1%, 0.5%, 0,1%, 0.05%. En sus conclusiones señala que bajo condiciones de laboratorio, los extractos foliares orgánicos (etanólicos y cloroformicos) de *Aegemone subfusiformis*, *Nicotiana tabacum*, *Annona muricata*, *Annona cherimola* y *Verbena litoralis* muestran mayores niveles de control en larvas y pupas desde las 24 horas con un 100% de mortalidad en concentraciones del 10%, y comparativamente menor en relación a *Chenopodium ambrosioides*, *Ricinus communis*, *Ruta graveolens*, *Schinus molle* y *Tagetes minuta*, del orden de 80%, con sus respectivos extractos acuosos. En condiciones de campo simulado, el extracto foliar etanólico de *A. subfusiformis*, *N. tabacum*, *A. muricata*, *A. cherimola* y *V. litoralis* muestran niveles de control en larvas superiores a 32% y pupas superiores a 40% desde las 24 horas de exposición.

Maureen *et al.* (2009) determinaron la acción larvicida de los aceites esenciales de: *Pimenta racemosa*, *Piper auritum*, *Piper aduncum* y *Chenopodium ambrosoide* en larvas de *Aedes aegypti*. Emplearon una cepa susceptible (Rockefeller) y realizaron diluciones, ensayaron concentraciones que fueron disminuyendo de 0.06% (600mg/L) hasta 0.008% (80 mg/L). La temperatura osciló entre 28 y 30°C y una HR>70%. La lectura de la mortalidad se realizó a las 24 horas. Por cada concentración evaluada utilizaron un control y cuatro réplicas, a las cuales se les añadieron 1 ml de las soluciones preparadas del aceite (las que fueron disueltas en etanol) y fue agregado en 99 ml de agua; al control, 1 ml de etanol en el mismo volumen. Para cada concentración ensayada se utilizaron 125 larvas de tercer estadio (25 para cada frasco). En sus resultados mencionan que *P. racemosaa* en concentración de 0.0020% ocasionó mortalidad de 28%, en tanto que a 0.0050% fue de 94%. En *P. auritum* a 0.0010% - 5% y 0.0025% - 88%; *P. aduncum* 0.0050% - 25% y 0.0080 - 98%, y finalmente *C. ambrosoide* a concentración de 0.0030% ocasionó 36% de mortalidad y a 0.0070% – 96%.

En otra investigación, Morales *et al.* (2010) evaluaron la actividad larvicida del Noni (*Morinda citrifolia*) sobre el mosquito *A. aegypti*. Para ello prepararon extractos alcohólicos de la fruta (125mg/L, 145mg/L, 165mg/L, 185 mg/L y 205 mg/L) que se evaluaron sobre larvas del cuarto estadio. La concentración letal media y alta fue de CL50: 151.9 mg/L y CL90: 195.5 mg/L, respectivamente. En este estudio quedó evidenciada la actividad larvicida del Noni sobre larvas de *A. aegypti*. Concluyen que la mayor mortalidad se obtuvo con la concentración de 205 mg/L con 98% y de 19 % con 125 mg/L.

Tennyson *et al.* (2012) desarrollaron un experimento en el que valoraron la actividad larvicida de *Areca catechu*, *Nicotiana tabacum* y *Piper betle* sobre *Aedes aegypti*. Los extractos se obtuvieron macerando las hojas en metanol, posteriormente el concentrado filtrado se liofilizó con acetona para obtener una solución madre de 1,00,000 ppm. A partir de ésta se evaluaron las concentraciones de 62,5, 125, 250, 500 y 1000 ppm, observando la mortalidad de larvas a las 24 y 48 horas. Sus resultados indican que el extracto de *A. catecú* fue el mejor tratamiento ya que ocasionó la mayor actividad larvicida con 100% de mortalidad en las primeras 24 horas a dosis de 500 ppm. En orden de importancia le siguió *P. betle* con 96.6% de mortalidad a las 48 horas con dosis de 500 ppm, y de 100% a las 24 horas con 1000 ppm. Finalmente con resultados similares, *N. tabacum* con 93.3% de mortalidad a las 48 horas a dosis de 500 ppm, y de 100% a las 24 horas con 1000 ppm.

Cárdenas *et al.* (2013) evaluaron la toxicidad sobre hembras adultas de los mosquitos *Aedes aegypti* y *Anopheles albimanus* de cuatro aceites esenciales extraídos de las siguientes especies vegetales: *Cymbopogon citratus*, *Cymbopogon nardus*, *Eucalyptus globulus* y *Eugenia caryophyllata*. Con cada uno de los aceites esenciales prepararon concentraciones de: 0.5, 1.0, 1.5, 2.0 y 2.5% v/v. La CL50 de los aceites esenciales de *C. citratus* y *C. nardus* fue de 1.07% para *A. aegypti*; mientras que para *A. albimanus* fue de 0.7% y 1.86% respectivamente. La CL90 de *C. citratus* y *C. nardus* fue respectivamente 2.01% y 1.96% para *A. Aegypti* y 1.3% y 1. 86% para *A. albimanus*. El aceite esencial de *Eucalyptus globulus* mostró ser más efectivo contra

adultos de *A. albimanus*. El aceite esencial de *Eugenia caryophyllata* no mostró efectividad contra ninguna de las dos especies de mosquitos.

Agrela *et al.* (2014) plantearon como objetivo de su investigación, evaluar el efecto larvicida de extractos metanólicos obtenidos a partir de semillas y hojas de *Persea americana* (aguacate) sobre *A. aegypti* [cepas Rockefeller y Mario Briceño Iragorry (MBI)]. El mayor efecto tóxico se observó con el extracto metanólico de semillas con 100% de mortalidad a 25 mg/L para la cepa Rockefeller, y 50 mg/L para la cepa MBI 24 horas post-exposición. Las concentraciones letales (CL50) fueron las siguientes: a) extracto metanólico preparado a partir de las semillas CL50= 5.7mg/L para Rockefeller y CL50 = 9.9 mg/L para MBI; b) extracto metanólico de las hojas CL50 = 22.8 mg/L para Rockefeller y para MBI CL50 = 26.2 mg/L. Sus resultados mostraron el efecto tóxico de los extractos metanólicos preparados a partir de la semilla y hoja del aguacate sobre *A. aegypti*, que sugieren la potencialidad de estos productos como agentes de control químico.

Otiniano y Rodríguez (2014) determinaron la actividad repelente y el tiempo de protección de las concentraciones de 25, 50, 75 y 100% v/v del aceite del endospermo de *Ricinus communis* en *Aedes aegypti* bajo condiciones experimentales. Emplearon especímenes hembras de *A. aegypti* cepa Rockefeller como control, una población experimental natural de tres a ocho días de edad en estado de inanición durante tres días y especímenes adultos de conejo *Oryctolagus cuniculus*. En las orejas se aplicó 1 ml del aceite a las concentraciones señaladas y se utilizaron 50 especímenes por cada concentración, además de los grupos control: positivo (DEET al 20%) y negativo (diluyente: Etanol). La exposición se hizo durante tres minutos a intervalos de 30 minutos hasta que se produjera la primera picadura.

Sus resultados señalan que hubo actividad repelente a todas las concentraciones probadas, y que el porcentaje de repelencia por la población experimental a la concentración de 100%v/v fue similar al control positivo –DEET($p>0.05$), con un tiempo de protección ≥ 180 minutos. Para la cepa Rockefeller la concentración del 100%v/v tuvo valor similar al DEET no encontrando diferencia significativa ($P>0.05$) con un tiempo de protección de 180 minutos. Concluyen que el aceite del endospermo de *R.*

communis tuvo actividad repelente en las concentraciones de 25, 50, 75 y 100% v/v y mayor actividad repelente para la población natural a concentración del 100%v/v.

Finalmente, Torres y Rodríguez (2015) evaluaron el efecto insecticida de diferentes concentraciones del extracto alcohólico de *Ocimum basilicum* en dos poblaciones de L3 y L4 de *Aedes aegypti*: una natural de Sullana y la otra, una cepa de referencia (Rockefeller). Para determinar la actividad larvicida utilizaron las concentraciones de 1.5, 2.0 y 4.5% y un control (etanol al 1%) en recipientes de 500 ml. Llevaron a cabo cinco repeticiones: dos para los provenientes de Sullana y tres para la cepa Rockefeller; la actividad adulticida fue determinada mediante el método de la botella (CDC), para ello se estableció un grupo control (etanol absoluto) y tres grupos experimentales de 1ml de las concentraciones de 15%, 20% y 30% del EAO con cinco repeticiones: dos para los provenientes de Sullana y tres repeticiones para la cepa Rockefeller. De sus resultados concluyen que existe un efecto insecticida para larvas con una CL50 de 2.9% para la cepa Sullana y 3.158% para la cepa Rockefeller, y para adultos con un CL50 de 24.260% para la cepa Sullana y un CL50 de 24.468% para la cepa Rockefeller, no encontrándose diferencia significativa en mortalidades entre las poblaciones.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

El experimento se desarrolló bajo condiciones controladas en el Laboratorio de Entomología del Centro de Investigaciones Biológicas de la UAEM. Las condiciones medioambientales consistieron de una temperatura de $27 \pm 2^\circ\text{C}$ y humedad relativa de $75 \pm 5\%$ (Maureen *et al.*, 2009)

3.1 Obtención de especímenes

La obtención de larvas de *A. aegypti* se llevó a cabo dentro del Campus de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Para ello se buscaron cuerpos de agua estancada, tanto aquellas ubicadas en depresiones naturales como las contenidas en recipientes artificiales (Fig. 6). Una vez ubicados los criaderos, se colectaban los estados inmaduros a través de un succionador de plástico, depositándolos posteriormente en cajas plásticas con agua del mismo contenedor de donde fueron capturados (Fig. 7).



Figura 6. Criaderos de *A. aegypti* en recipientes artificiales.



Figura 7. Succionador plástico.

Después de su captura se transportaban al Laboratorio de Entomología del CIB en donde, a través de microscopio estereoscópico, se identificaban los estados inmaduros mediante las claves de Rossi y Almirón (2004) y Balta (1997). Para el ensayo fueron seleccionados únicamente el segundo, tercero y cuarto instar larval, omitiendo el primero debido a su pequeño tamaño y fragilidad. Es importante destacar que este material biológico se utilizó directamente en el experimento, ya que al ser silvestre se estima contaba con los atributos de resistencia suficientes para garantizar una mayor certidumbre en los resultados.

3.2 Elaboración de infusiones

Las especies vegetales utilizadas fueron: canela (*Cinnamomum verum* J. Presl, corteza seca) (Lauraceae), romero (*Rosmarinus officinalis* L., hojas en fresco) (Lamiaceae), orégano (*Origanum vulgare* L., hoja seca) (Lamiaceae), manzanilla (*Chamaemelum nobile* L., flor en fresco) (Asteraceae) y tabaco (*Nicotiana tabacum* L., planta seca granulada) (Solanaceae). Éstas fueron seleccionadas tomando como criterios principales su efecto insecticida y/o repelente. Bajo este contexto, Mendes (2012) indica la actividad insecticida del aceite esencial de canela en larvas de III instar de *A. aegypti* con 50, 60 y 100% de mortalidad a concentraciones de 50, 60 y 100 mol L⁻¹, respectivamente. De igual forma, Hernández *et al.* (2017) indican su efecto

repelente en la oviposición y alteración en la muda de *Rhodnius prolixus* (Hemiptera: Triatominae), vector del agente etiológico de la enfermedad de Chagas.

En cuanto al romero, Romeu *et al.* (2007) hace mención que su aceite esencial tiene un alto poder insecticida sobre el ácaro fitófago *Tetranychus tumidus* (Acarina: Tetranychidae), así como un efecto abrasivo en cera y cutícula de los estadios de ninfa II y machos de cochinilla silvestre del nopal *Dactylopius opuntiae* (Homoptera: Coccidae) (Millán, 2013). Por otra parte, los estudios de Padín *et al.* (2000) hacen referencia al efecto insecticida del aceite esencial de orégano en *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae) con 80% de mortalidad a 500 μ l/l de aceite esencial, y 100% con 50 μ l/l en *Acanthoscelides obtectus* (Coleoptera: Bruchidae).

Con respecto a la manzanilla, su aceite esencial de acuerdo con Amer y Mehlhorm. (2006) presenta actividad repelente contra adultos de *Aedes aegypti*, *Anopheles stephensi* y *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) y actividad insecticida en larvas de III instar de las tres especies. Kim *et al.* (2012) señalan que la CL50 de su aceite esencial contra el III instar de *Camptomyia cortical* (Diptera: Cecidomyiidae) se encuentra entre 0.61 y 0.99 mg/cm³. Al respecto, Seon *et al.* (2014) investigaron la toxicidad fumigante del aceite esencial en la termita japonesa *Reticulitermes speratus* (Isoptera: Rhinotermitidae), señalando que la CL50 de sus componentes α -pineno, limoneno, α -pineno, β -pineno y β -phellandreno fue de 0.03, 0.13, 0.41, 0.42 y 0.67 mg/ml, respectivamente.

En lo referente al tabaco, su utilización tuvo como base las investigaciones de Bobadilla (2007), quien lo evaluó en maceración con agua, alcohol (95%) y cloroformo en larvas de IV estadio y pupas de *Aedes aegypti*, obteniendo por resultado que el extracto foliar acuoso al 10% ocasionó en larvas 100% de mortalidad, etanólico 94% y clorofórmico 96%; en contraste, en pupas todas las maceraciones provocaron 100% de mortalidad. Finalmente, Tennyson *et al.* (2012) experimentaron el extracto metanólico de esta misma planta para evaluar su actividad larvicida en *A. aegypti*. En sus conclusiones hacen mención que a las 24 y 48 horas presentó una CL50 de 236,73 y 98,45 ppm, respectivamente.

Aunado a lo expuesto, la metodología general empleada para elaborar las infusiones fue la siguiente. Inicialmente se pesaron 8 g de la planta a utilizar (fraccionada en porciones no mayores de 3 cm), posteriormente se introducía en un frasco de vidrio de 500 ml de capacidad agregando 125 ml de agua a 90°C, a continuación se tapaba el frasco y se dejaba reposar por 24 horas, al término de las cuales la infusión quedaba lista para ser experimentada (Fig. 8).

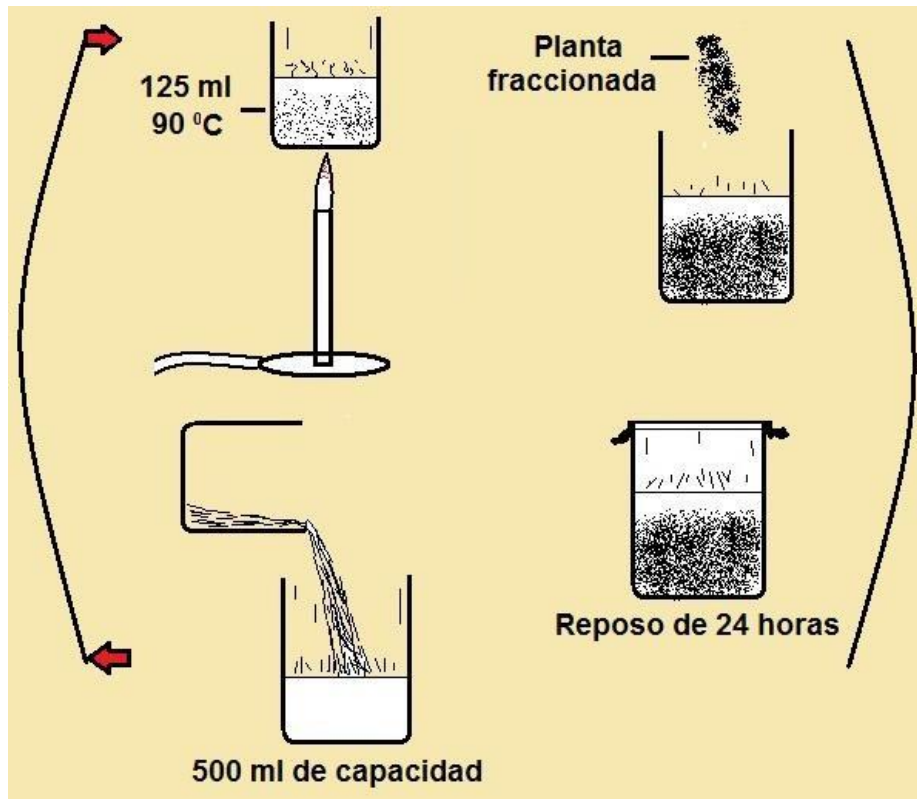


Figura 8. Procedimiento para preparar la infusión.

Para establecer las concentraciones de los tratamientos se utilizó la fórmula de Masa por Volumen (% m/V) (Fig. 9), en la cual la concentración de dichas unidades es la masa de soluto dividida por el volumen de la disolución por 100, con lo que se obtiene la concentración de metabolitos secundarios expresada en porcentaje, es decir la concentración en masa o concentración masa-volumen.

$$\% \text{ en masa/volumen} = \frac{\text{masa de soluto (g)}}{\text{volumen de disolución ml}} \cdot 100$$

Figura 9. Formula físico-química para la obtención de concentraciones (Acuña, *et al.*, 2007).

3.3 Diseño experimental

Para establecer el experimento se utilizó un diseño estadístico completamente al azar con tres repeticiones arrojando un total de seis tratamientos, incluyendo al testigo y 18 unidades experimentales. Cada unidad experimental consistió de un vaso plástico de 500 ml de capacidad al que se le adicionaron 125 ml de agua (obtenida de los criaderos de donde fueron obtenidos los organismos), así como 30 larvas de *A. aegypti* (con total de 540 larvas por todos los tratamientos) (Maureen *et al.*, 2009; Muñoz *et al.*, 2014) (Fig. 10). Cada vaso fue tapado con papel aluminio para regular la cantidad de luz en su interior. Para iniciar el ensayo, a cada unidad experimental se le adicionaron 5 ml de la infusión que correspondiese, efectuándose tres aplicaciones: al inicio del experimento, a las 24 y 48 horas, es decir, utilizando 15 ml de cada infusión para las tres aplicaciones.



Figura 10. Unidades experimentales.

Para determinar el efecto larvicida de los tratamientos se llevaron a cabo tres observaciones: a las 24, 48 y 72 horas, considerando como larvas muertas aquellas que no reaccionaban al ser tocadas con un puntero de punta roma en la región cervical o sifón (Muñoz *et al.*, 2014). Se considerará como tratamiento prometedor, aquel cuyo efecto se reflejara en una mortalidad igual o mayor al 45% (Lagunes, 1994).

3.4 Análisis estadístico

Para el análisis de datos se utilizó el Paquete Estadístico XLSTAT Versión 7.5.2. para EXCEL desarrollado por Addinsoft (1995–2004). Las pruebas utilizadas comprendieron: análisis de normalidad de Jarque-Bera y Shapiro-Wilk, transformación de datos (X^2), análisis de varianza para determinar diferencias significativas entre tratamientos, comparación múltiple de medias de Tukey para establecer los tratamientos diferentes y la Prueba de Dunnett como complemento en la contrastación de tratamientos con el control (testigo), todas con intervalo de confianza del 95%.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Interpretación estadística

En el Tabla 1 se presentan los valores numéricos reales obtenidos en la evaluación de los diferentes tratamientos.

Tabla I. Mortalidad y sobrevivencia de larvas de *A. aegypti* obtenidas en el experimento.

TRATAMIENTO		REPETICIÓN			TOTAL	
		I	II	III	VIVOS	MUERTOS
Canela	vivos	17	18	17		
	muertos	13	12	13	52	38
Romero	vivos	17	15	14		
	muertos	13	15	16	46	44
Orégano	vivos	14	15	17		
	muertos	16	15	13	46	44
Manzanilla	vivos	17	15	18		
	muertos	13	15	12	50	40
Tabaco	vivos	15	14	0		
	muertos	15	16	30	29	61
Testigo	vivos	18	30	18		
	muertos	12	0	12	66	24

A partir de los valores presentados en el cuadro anterior se realizaron los análisis estadísticos. En primera instancia se transformaron los valores mediante X^2 para normalizar los datos, posteriormente se aplicó el análisis de varianza obteniendo por resultado diferencias significativas entre tratamientos ($F= 22.218$, $Pr>F= 0.0001$), en tanto que corroborando lo anterior, la comparación múltiple de medias de Tukey indicó que el tabaco fue el único tratamiento diferente al resto de las infusiones y al testigo. Por otra parte, apunta a la igualdad estadística entre orégano y romero con respecto al testigo, y establece la semejanza estadística entre manzanilla, canela y testigo (Tabla II).

Tabla II. Ordenación y agrupamientos de Tukey de los tratamientos significativamente diferentes.

TRATAMIENTOS	MEDIA	AGRUPAMIENTOS		
TABACO	413.667	A		
ORÉGANO	216.667		B	
ROMERO	216.667		B	
MANZANILLA	179.333		B	C
CANELA	160.667		B	C
TESTIGO	72.667			C

Como parte final de los estadísticos la prueba de Dunnett (Tabla III), un poco menos estricta que la prueba de Tukey resume el comportamiento de los diferentes tratamientos con respecto al testigo, misma que concluye prácticamente los mismos resultados obtenidos por Tukey; es decir, al tabaco como mejor tratamiento siguiéndole el orégano y romero.

Tabla III. Prueba de Dunnett / Comparación de los grupos con el grupo control Testigo.

Categorías	Diferencia	Diferencia estandarizada	Valor crítico d	Diferencia crítica	Significativo
TABACO ~ TESTIGO	341.000	10.061	2.901	98.334	Sí
ORÉGANO ~ TESTIGO	144.000	4.249	2.901	98.334	Sí
ROMERO ~ TESTIGO	144.000	4.249	2.901	98.334	Sí
MANZANILLA ~ TESTIGO	106.667	3.147	2.901	98.334	Sí
CANELA ~ TESTIGO	88.000	2.596	2.901	98.334	No

4.2 Análisis de resultados

Con base en todo el análisis estadístico expuesto, se puede concluir que la mayoría de infusiones evaluadas, en mayor o menor medida, tuvieron algún efecto insecticida en larvas de *A. aegypti*. A este respecto, en la Figura 11 se aprecia que el tratamiento más destacado fue la infusión de tabaco que provocó una mortalidad de 67.7% (61 larvas muertas), seguido por el orégano y romero, ambos con mortalidad de 48.8% (44), todas a una concentración del 6.4% (% m/V) y por arriba de 45% de mortalidad establecido como parámetro para considerar al tratamiento como prometedor (Lagunes, 1994), todo ello en comparación al testigo que alcanzo una mortalidad de 26.6% (24 larvas muertas).

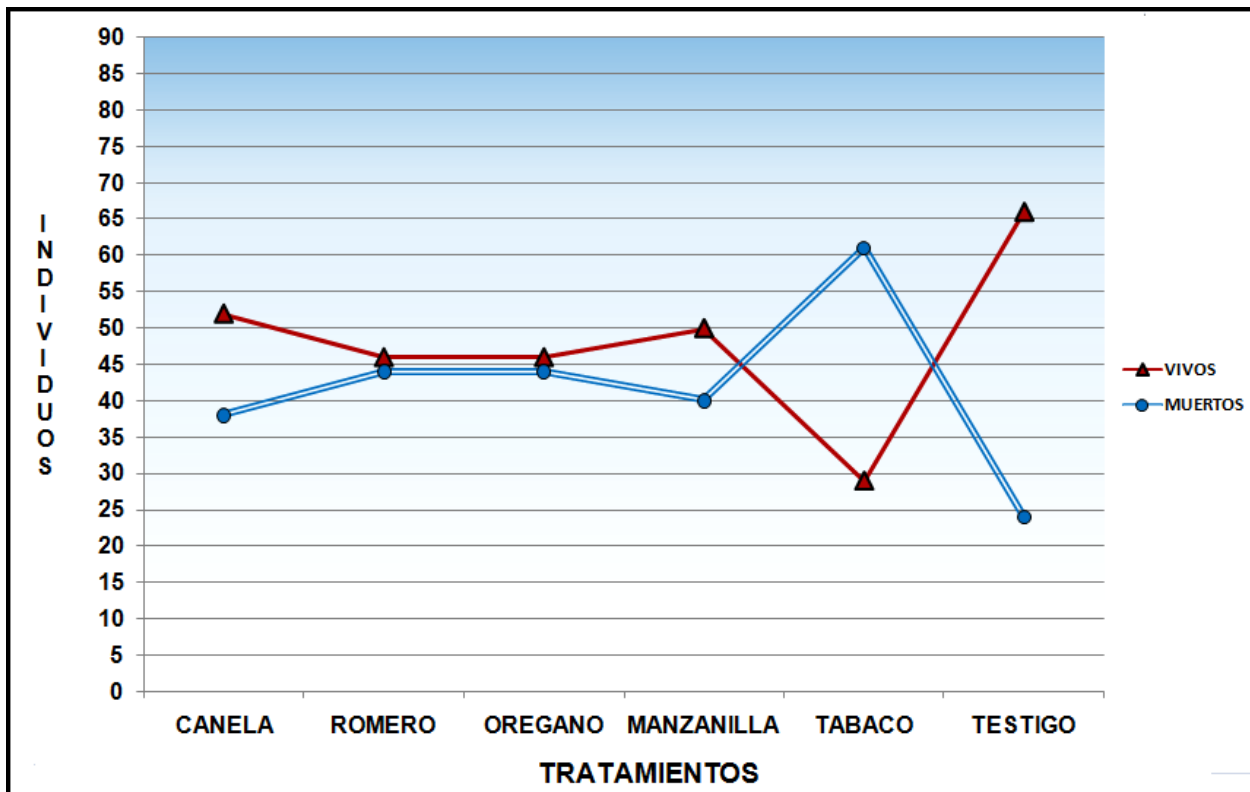


Figura 11. Mortalidad y sobrevivencia de larvas de *A. aegypti*.

En lo concerniente a la rapidez de acción de los tratamientos más destacados, se puede señalar que en el caso de la infusión de tabaco la efectividad más alta se alcanzó a las 24 horas posteriores a su aplicación, la cual alcanzó una mortalidad de 60%, disminuyendo a 20% a las 48 horas y 10 % a las 72. En orégano y romero las

mortalidades fueron de 30% a las 24 horas, 3.3% - 48 y 13.3% a las 72 horas; y 20% - 24, 16.6% - 48 y 10% a las 72 horas, respectivamente.

En tal sentido, el efecto larvicida del tabaco está relacionado, de acuerdo con Silva (2002) a la nicotina, alcaloide que no se encuentra en la planta en forma libre sino formando maleatos y citratos. La nicotina es básicamente un insecticida de contacto no persistente, cuyo modo de acción consiste en mimetizar la acetilcolina al combinarse con su receptor en la membrana postsináptica de la unión neuromuscular. Así, el receptor acetilcolínico es un sitio de acción de la membrana postsináptica, que reacciona con la acetilcolina y altera la permeabilidad de la membrana. La actividad de la nicotina ocasiona la generación de nuevos impulsos, que provocan contracciones espasmódicas, convulsiones y finalmente la muerte.

Este efecto larvicida también lo reporta Bobadilla (2007), quien obtuvo una mortalidad de 100% a las 24 horas a una concentración del 10%, cifra superior a la obtenida en esta investigación (67.7%). Esta diferencia en eficacia probablemente sea atribuible a que el autor utilizó extractos etanólicos y clorofórmicos, en tanto que en el actual estudio los metabolitos se obtuvieron a partir de la infusión acuosa. De igual forma, Tennyson *et al.* (2012) obtuvo mortalidad alta en larvas, aunque un poco menor a la anterior, registró 93.3% de mortalidad a las 48 horas a dosis de 500 ppm, y de 100% a las 24 horas con 1000 ppm. Es destacable el hecho de que los anteriores autores requirieron cierta tecnología para obtener los concentrados utilizados. En contraste, en la presente investigación la tecnología fue simple y práctica, existiendo la posibilidad de incrementar la eficacia si en posteriores investigaciones se aumentara la dosis utilizada.

Con respecto al orégano, Khalfi *et al.* (2008) señalan que el aceite esencial de esta planta desarrolla actividad insecticida contra *Rhizopertha dominica*, *identificando 18 componentes siendo los más importantes el timol, carvacrol, p- ci- meno y γ-terpineno*; sin embargo, aún se desconoce si todos ellos cuentan con propiedades insecticidas, o si alguno en lo particular es responsable de este efecto. El aceite esencial de romero de acuerdo con Flores *et al.* (2004), posee gran cantidad de componentes entre los que se encuentran: alfa-pineno, camfreno, 1,8 cineol, alcanfor, borneol, acetato de bornilo,

mirreno, alfa-felandreno, limoneno, γ -termineno, p-cimeno y linalool, entre otros. A este tipo de aceite se le atribuyen diversas propiedades entre las que destacan el antioxidante, antiséptico, espasmolítico e insecticida. De éste se ha determinado su actividad fungicida contra *Microsporum canis*, *Trichophyton rubrum* y *Epidermophyton floccosum*. Con respecto al actual ensayo, no se encontró en la literatura científica reportes del uso de orégano y romero para el control de *A. aegypti*; por tanto, su utilización y resultado crea precedente sobre su efecto en larvas de este insecto.

Tomando en consideración lo expuesto, los porcentajes de mortalidad obtenidos en la investigación evidencian la potencialidad de las infusiones vegetales como agentes de control para larvas de *A. aegypti*. No obstante, es evidente que esta metodología no puede considerarse como una única solución a la problemática de los reservorios silvestres del mosquito; sin embargo, sí podría coadyuvar en buena medida a su control, sobre todo en zonas rurales en donde los reservorios naturales como oquedades o depresiones en el suelo, permanentes o semipermanentes son muy comunes.

4.3 Conclusiones

Derivado de los resultados experimentales se concluye:

1. Los tratamientos prometedores más destacados que superaron el parámetro de 45% de mortalidad fueron: infusión de tabaco (*Nicotiana tabacum*) con mortalidad en larvas de 67%, seguido de orégano (*Origanum vulgare*) y romero (*Rosmarinus officinalis*), ambos con mortalidad de 48.8% en comparación al testigo que registró 26.6%, todas a una concentración del 6.4% (% m/V).

2. Con menor porcentaje de mortalidad se ubicaron la infusión de canela (*Cinnamomum verum*) y manzanilla (*Chamaemelum nobile*), con 42.2% y 44.4%, respectivamente.

3. La rapidez de acción de los tratamientos prometedores fueron: tabaco con 60% de mortalidad a las 24 horas posteriores a su aplicación, disminuyendo a 20% a las 48 horas y 10% a las 72. En orégano y romero las mortalidades fueron de 30% a las 24 horas, 3.3% - 48 y 13.3% a las 72 horas; y 20% - 24, 16.6% - 48 y 10% a las 72 horas, respectivamente.

V. LITERATURA CITADA

- Acuña, E. J., S. W. Pinto y L. Seminario. 2007. Soluciones. Revista Ciencia Ahora. 20(10): 111-118.
- Agrela, F. I., Y. Hidalgo y F. Herrera. 2014. Efecto larvicida de extractos metanólicos obtenidos de semillas y hojas de *Persea americana* (Laurales: Lauraceae) (aguacate) sobre *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). Boletín de Malariología y Salud Ambiental. 54(2): 199-207.
- Amer, A. & H. Mehlhorm. 2006. Larvicidal effects of various essential oils against *Aedes*, *Anopheles*, and *Culex* larvae (Diptera, Culicidae). Parasitology Research. 99(4): 466-472.
- Balta, L. R. 1997. Guía práctica para la identificación de *Aedes aegypti*. Red Nacional de Laboratorios de Salud. Guías Entomológicas 2. Lima, Perú. 20 p. En: <http://bvs.minsa.gob.pe/local/minsa/3013.PDF>
- Barrera, R. A., M. Díaz, A. Smith, J. Muñoz & Y. Rosario. 2008. Unusual productivity of *Aedes aegypti* in septic tanks and its implications for dengue control. Medical and Veterinary Entomology. 22(1): 62-69.
- Bisset, L. J., M. M. Rodríguez, J. L. San Martín, J. E. Romero y R. Montoya. 2009. Evaluación de la resistencia a insecticidas de una cepa de *Aedes aegypti* de El Salvador. Revista Panamericana de Salud Pública. 26(3): 229-234.
- Bobadilla, A. M. 2007. Evaluación de recursos vegetales biocidas en el control de estadios inmaduros de *Aedes aegypti* L. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Trujillo. Perú. 79 p.
- Bobadilla, M., F. Zavala, M. Sisniegas, G. Zavaleta, J. Mostacero y L. Taramona. 2005. Evaluación larvicida de suspensiones acuosas de *Annona muricata* (guanábana) sobre *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). Revista Peruana de Biología. 12(1): 145-152.
- Cárdenas, C. E., I. R. Toledo y L. L. Vargas. 2013. Efecto insecticida de cuatro aceites esenciales sobre adultos de *Aedes aegypti* y *Anopheles albimanus* en condiciones experimentales. ENTOMOTRÓPICA. 28(1): 1-10.
- CDC. 1980. Biología y control de *Aedes aegypti*. Center for Disease Control. Vector Topics. No. 4. Bureau of Tropical Diseases. Atlanta Georgia. 77 p.
- CDC. 2015. Hoja de datos sobre el dengue. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. En: http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:XgMJl_WUZf0J:www.cdc.gov/spanish/enfermedades/dengue/hojadata.htm+&cd=1&hl=es&ct=clnk&gl=mx

- CEIP. 2016. *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus*. En: http://www.ceip.edu.uy/documentos/galerias/prensa/1243/pre_aedes_aegypti.pdf
- CENAVECE. 2008. Métodos de control de *Aedes aegypti* mosquito vector del virus del dengue en México. Dirección del Programa de Enfermedades Transmitidas por Vector. México. 9 p.
- Choochote, W., B. Tuetun, D. Kanjanapothi, E. Tattanachanpichai, U. Chaithong, P. Chaiwong, A. Jitpakdi, P. Tippawangkosol, D. Riyong and B. Pitasawat. 2004. Potential of crude extract of celery, *Apium graveolens* L., against the mosquito *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). *Journal of Vector Ecology*. 29(2): 340- 346.
- Choochote, W., D. Chaiyasit, D. Kanjanapothi, E. Rattanachanpichai, A. Jitpakdi, B. Tuetun, & B. Pitasawat. 2005. Chemical composition and anti-mosquito potential of rhizome extract and volatile oil derived from *Curcuma aromatica* against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Vector Ecology*. 30(2): 302-309.
- CONAVE. 2013. Panorama Epidemiológico de Fiebre por Dengue y Fiebre Hemorrágica por Dengue. *Semana epidemiológica* 40.
- Conde, O. A. 2003. Estudio de la longevidad y el ciclo gonotrófico del *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) cepa Girardot en condiciones de laboratorio. Tesis de Licenciatura en Biología. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá. 101 p.
- Cortez, F. F. 2009. Manifestaciones cutáneas del dengue. *Dermatología Peruana*. 19(2): 86-93.
- Duarte, G. I. 1993. Evaluación del potencial larvicida de extractos vegetales de 24 especies de la familia Asteraceae (Compositae) presentes en el Departamento del Quindío frente a larvas de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). Proyecto 372. Universidad del Quindío. 42 p.
- Fajardo, D. G, J. M. Meljem, V. G. Esther, F. V. Páez, B. M. González y H. A. Gas. 2012. El dengue en México. *Revista Médica del Instituto Mexicano del Seguro Social*. 50(6): 631-639.
- Fernández, S. I. 2009. Biología y control de *Aedes aegypti*. 2ª edición. Universidad Autónoma de Nuevo León. 151 p.
- FIDEC-FUNCEI. 2016. Guía de mensajes clave sobre vigilancia y control del mosquito *Aedes aegypti*. *Boletín Epidemiológico*. No. 65. 10 p.
- Flores, S. A., A. L. Hernández y M. G. Valladares. 2004. Determinación de la actividad antifúngica de aceites esenciales extraídos de *Lippia graveolens* (Oregano), *Rosmarinus officinalis* (Romero) y *Eucalyptus globulus* (Eucalipto) en *Microsporium canis*, *Trichophyton rubrum* y *Epidermophyton floccosum*. Tesis de Licenciatura en Química y farmacia. El Salvador. 96 p.

- Forattini, O. S. 1995. Culicini: *Culex*, *Aedes* e *Psorophora*. Entomología Médica. Vol. 2. Universidade de Sao Paulo. Brasil. 506 p.
- Foot, R. H. 1961. Book Reviews: *Aedes Aegypti* (L.), the Yellow Fever Mosquito. Its life history, bionomics and structure. Science 133(3463): 1473-1474.
- Goma, L. 1966. The Mosquito. Hutchinson Tropical Monographs. Hutchinson & C.O. LTD. Anchor Press.Londres, Inglaterra. pp. 48-66.
- Hernández, K. E., L. R. Fermín, E. Aldana y F. O. Luna. 2017. Efecto de la canela sobre la muda, supervivencia y oviposición de *Rhodnius prolixus*. CLIC. 15(8): 26-38
- InfoDes. 2009. Dengue. Centro Latinoamericano de Medicina de Desastre. En: <http://files.sld.cu/desastres/files/2014/03/infodes-mayo-junio-julio-2009-dengue.pdf>
- ITIS. 2016. *Aedes aegypti*. Taxonomic Serial: 126240. Integrated Taxonomic Information System. En: https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=126240#null
- Khalfi, O., N. Sahraoui, F. Bentahar & C. Boutekedjiret. 2008. Chemical composition and insecticidal properties of *Origanum glandulosum* (Desf.) essential oil from Algeria. Journal of the Science of Food and Agriculture. 88(9): 1562-1566.
- Kim, R. J., P. Haribalam & Y. J. Ahm. 2012. Fumigant toxicity of plant essential oils against *Camptomyia corticalis* (Diptera: Cecidomyiidae). Journal of Economic Entomology. 105(4): 1329-1334.
- Laguna, A. M. 2012. Diseño y evaluación de una trampa dirigida a la vigilancia entomológica de hembras de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) utilizando cebos de origen microbiano. Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de Nuevo León. 90 p.
- Livingstone, D. y K. Krishnamoorthy. 1982. Studies on the activity patterns of the larvae and adults of *Aedes albopictus* (Skuse) and *Aedes vittatus* (Bigot) of the scrub jungles of Palghat-Gap. India. Journal Bombay Natural History. 82: 30-37.
- Lugones, B. M y M. R. Bermúdez. 2012. Dengue. En: http://bvs.sld.cu/revistas/mgi/v28n1_12/mgi15112.htm
- Marquettiet, M., S., J. Bisset y M. Leyva. 2005. Reporte de hábitats utilizados por *Aedes aegyptien*. Ciudad de La Habana, Cuba. Revista Cubana de Medicina Tropical. 57(2): 159-161.
- Maureen, L., M. Marquetti, J. E. Tacoronte, R. Scull, O. Tiomno, A. Mesa y D. Montada. 2009. Actividad larvicida de aceites esenciales de plantas contra *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). Revista Biomedica. 20: 5-13.

- Mendes, L. S. 2012. Chemical study and larvicidal activity towards *Aedes aegypti* of the essential oil of the leaves breyn *Cinnamomum zeylanicum* (cinnamon). Dissertação (Mestrado em Química). Universidade Federal do Maranhão, São Luís. 71 p.
- MercoPress. 2016. Adulto de *A. aegypti*. En: <http://es.mercopress.com/2016/02/03/chile-confirma-tres-casos-de-zika-importados-en-adultos-jovenes>
- Millán, M. E. 2013. Efecto de tres plantas con propiedades insecticidas para el control de cochinilla silvestre (*Dactylopius opuntiae* (cockerell)) plaga de nopal (*Opuntia* spp.). Tesis Licenciatura. Universidad de Guadalajara. 50 p.
- Montero, G. 2009. Biología de *Aedes aegypti*. En: http://www.produccion-animal.ar/fauna/Fauna_insectos/79Aedes_aegypti.pdf
- Morales, J., J. Castillo e I. Luna. 2010. Aceite esencial del fruto del noni (*Morindacitrifolia*: Rubiaceae) como larvicida del mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Tecnociencia*. 12(1): 53-64.
- Muñoz, V. J, E. Staschenko y C. B. Ocampo. 2014. Actividad de aceites de plantas nativas contra *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Revista Colombiana de Entomología*. 40(2): 198-202.
- Nelson, M. J. 1986. *Aedes aegypti*: Biología y Ecología. Organización Panamericana de la Salud. Washington, DC. 50 p.
- Niaves, N. E. 2015. Evaluación de riesgo ambiental para la liberación de poblaciones *Aedes aegypti* genéticamente modificados portadores de un sistema fsRIDL en el contexto del sureste mexicano. Tesis Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 145 p.
- OMS. 2015. Descripción de la situación epidemiológica actual del dengue en las Américas. Organización Mundial de la salud. En: http://www.paho.org/hq/index.php?option=com_content&view=article&id=4494&Itemid=2481&lang=es
- OMS. 2016. Dengue y dengue grave. Organización Mundial de la Salud. En: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs117/es/>
- OMS. 2017. Lucha contra el dengue. Organización Mundial de la Salud. En: http://www.who.int/denguecontrol/control_strategies/chemical_control/es/
- Otiniano, C. G. y J. R. Rodríguez. 2014. Actividad repelente y tiempo de protección experimental del aceite del endospermo de *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) en *Aedes aegypti*. *REBIOLEST*. 2(2): 1-13.
- Quispe, P. E., A. C. Villaverde, J. G. Fernández y B. M. Rodríguez. 2015. Ciclo biológico y Tabla de Vida de *Aedes aegypti*, en laboratorio. *REBIOLEST*. 1(3): 91-101.

- Padín, S. B., J. A. Ringuelet y G. M. Dal Bello. 2000. Aceites esenciales para el control de insectos en granos almacenados. Anales de SAIPA. Sociedad Argentina para la Investigación de Productos Aromáticos. IX Congreso Nacional De Recursos Naturales Aromáticos y Medicinales. Volumen XVI. pp. 13-19.
- Rivera, G. O. 2014. *Aedes aegypti*, virus dengue, chinkugunia, zika y el cambio climático. Máxima alerta médica y oficial. REDVET. 15(10): 1-10.
- Romeu, R. C., Y. D. Finalé y E. B. Ferret. 2007. Caracterización fitoquímica del aceite esencial de romero (*Rosmarinus officinalis*) y evaluación in vitro de su actividad acaricida. Cuva. Fitosanidad. 11(2): 75-78.
- Rossi, G. C. y W. R. Almirón. 2004. Clave ilustrada para la identificación de larvas de mosquitos de interés sanitario encontradas en criaderos artificiales en la Argentina. Serie Enfermedades Transmisibles. Publicación Monográfica 5. Argentina. 49 p.
- SANOFI. 2016. Ciclo biológico de *Aedes aegypti*. En: <http://www.sanofi.com.br/l/br/pt/layout.jsp?scat=9FCE2927-0080-414C-AC8E-D3C95165CCDB>
- Seon, M., J. Kim, J. Kang, S. Hyum, Y. Kyu & K. Park. 2014. Fumigant toxicity and acetylcholinesterase inhibitory activity of 4 Asteraceae plant essential oils and their constituents against Japanese termite (*Reticulitermes speratus* Kolbe). Pesticide Biochemistry Physiology. 113: 55-61.
- Silva, A. G. 2002. El texto mundial del MIP: Insecticidas Vegetales. University of Minnesota. 12 p.
- SINAVE. 2013. Panorama Epidemiológico de Fiebre por Dengue y Fiebre Hemorrágica por Dengue. Semana epidemiológica 40.
- Teleaire.com. 2017. Larvas de *A. aegypti*. En: <http://www.teleaire.com/que-es-el-aedes-aegypti-y-como-protegerse/>
- Tennyson, S., S. Arivoli, R. Raveen, M. Bobby and K. Dhinamala. 2012. Larvicidal activity of *Areca catechu*, *Nicotiana tabacum* and *Piper betle* leaf extracts against the dengue vector *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). International Journal of Research in Biological Sciences. 2(4): 157-160.
- Thirión, J. I. 2002. *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) como transmisor del dengue en México. Tesis UNAM. Facultad de Ciencias: 134 p.
- Torres, C. A. y J. R. Rodríguez. 2015. Efecto insecticida del extracto alcohólico de *Ocimum basilicum* en *Aedes aegypti* bajo condiciones de laboratorio. REVIOLEST. 1(3): 78-90.

Tovar, Z. I. 2016. Fluctuación de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762), susceptibilidad a insecticidas y el efecto de atrayentes, para su posible manejo en Baja California Sur, México. Tesis Doctoral. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. Baja California. México. 166 p.

Uribarren, B. T. 2016. Dengue, y otras infecciones no hemorrágicas. Universidad Autónoma de México. En: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/virologia/dengue.html>

Vickie, L. 2016. Control de plagas integrado. En: <http://tcu.com.mx/?start=20&tmpl=component>

WIKIMEDIA. 1982. File: *Aedes aegypti* eggs. En: https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Aedes_aegypti_eggs_%E2%80%93_CDC_5129.jpg

Cronograma de actividades

		Meses
<ul style="list-style-type: none"> • Búsqueda de información • bibliográfica 	a) Biología de <i>Aedes aegypti</i> b) Métodos de control c) Investigaciones recientes	Junio- Julio 2016
<ul style="list-style-type: none"> • Seminario 	a) Estructura del seminario b) Redacción de la investigación c) Evaluación del seminario I	Agosto- Noviembre 2016
<ul style="list-style-type: none"> • Etapa experimental • Resultados 	a) Experimentos de laboratorio b) Observaciones c) Fotografías d) Obtención de datos e) Análisis estadísticos Análisis de resultados f) Redacción de resultados	Agosto - Septiembre 2017
<ul style="list-style-type: none"> • Seminario 	a) Presentación seminario II b) Presentación seminario III c) Tesis concluida	Diciembre 2017 Enero 2018 Febrero 2018

Cuernavaca, Morelos a 17 de febrero de 2021

DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto, los catedráticos suscritos comunicamos a Usted, que hemos revisado el documento que presenta el Pasante de Biólogo: **José Daniel Balón Amaro**, con el título del trabajo: **EVALUACIÓN DE INFUSIONES BOTÁNICAS COMO UNA ALTERNATIVA PARA EL CONTROL DEL MOSCO *Aedes aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE) EN CONDICIONES DE LABORATORIO.**

En calidad de miembros de la comisión revisora, consideramos que el trabajo reúne los requisitos para optar por la Modalidad de Titulación de **Trabajo de Desarrollo Profesional por Etapas**, como lo marca el artículo 33° del Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

A T E N T A M E N T E
Por una humanidad culta

JURADO REVISOR

FIRMA

PRESIDENTE: DR. ROGELIO OLIVER GUADARRAMA

SECRETARIO: M. EN C. LAURA PATRICIA LINA GARCÍA

VOCAL: M. EN C. MARIA IDALIA CUEVAS SALGADO

SUPLENTE: DRA. COLUMBA MONROY ORTIZ

SUPLENTE: BIÓL. GRACIELA BUSTOS ZAGAL



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

ROGELIO OLIVER GUADARRAMA | Fecha:2021-02-17 23:51:49 | Firmante

g8tAdOXzkpdWjJUluzGL53hAWNyD09JEF41nLJ89jXr2hAPBOQLwVTCZZj3KW/sIPMu5USxDwbOMvZZDhgRchLtwHFTXJTYaPuO/GKHXA84uWaVQrGKsbJtb1OG1gGXiiGOKfY7uEqO0/taG4jJoJln0J8x2VWYRSWla0+EmjQtIECV6AupOiumvT6Zu1xd1nOaBQ/8Z4FABdf7rc5q5U1FChNqR1p/UQQfcU4R3mZfGmJ7MsyQmNjD9jGIAb/tGwVt7GJgWsq60nbi2BuwNoksl6V+Omlr3VorWhkNduPpS+G5p82J7Q3g2f3IHYf3QFDdviN2raGa0qF2xQIRNA==

COLUMBA MONROY ORTIZ | Fecha:2021-02-18 08:46:03 | Firmante

eHk+BIF3G+YDdx5xdY0am39pv+fgv66ZtmVlxt8rjwR39Jalka0/NoKB5vzLMteRahS/kuTDKoh75CVYr8FZGW21yodSWR8SEa1fES10We7aWi2rV/uZ+zznkpwws1MvDRrHM3Uv1mrgqAHS891WC7dnzdCJi6ML/sU09fV4fHbCESlIAkITbdozF/ic8eachc0qdt8pr8tSOMM7/aR33wqlZti63z2YiUeAu+9cigo9ofyXxyqyUfFWFVqcJEabkrzHlnCQCxkUaxbXr8PmSVJqyOFKK2aDARkn72DLpocA7NkXhAKW5TsAzYaCcXAUi3A26/Zw91hCK4bcW34Sv==

MARIA IDALIA CUEVAS SALGADO | Fecha:2021-02-21 19:14:28 | Firmante

BCQng+GOMLr4Fu60PgaQAFIrmcfkdi34d3Fb3g5M5ioPfu3b4wDR8+1gZvq8j5OWyi/SgC7HAPdf4Q5/MDD2qawTcbLtsTW1SIEzJDTdMCvy/0Cedjz+7TymQ+1sc5dQXIKVzHpikQg/SPWe4joOP1jBUlpc6QhHziaNtXhUk1cdTkFEMlqDrErhfQoL68xGyG30XM0urn+AtIHn/yj+zbyTshG0MJp1vsuUASAdaKxHb+IqBrd8ja3Klmk6AwCHdSqliA/L4FPVaJq4gRLazW7sZzuHffS53naYncDogrVB9K/qKALKMKkijNj2RuTbdAgsN6bzydDVb5dXm6fE9A==

GRACIELA BUSTOS ZAGAL | Fecha:2021-02-23 18:10:00 | Firmante

mzV676Ew7afCdVlpQBZcP1W6QFwNj8HfCv09NUoCQwvwp/UaEXaf68uTFJhCilrCgy0U6plC6xaW9oM3UUVU87AHZf0uPjEthlOQyyC+9aSgsbhztsT2oBs9fvjC4SElWLasVqbGJ7zVpwMtziVh6/6MLWYXUSMchDwGxK8Xn0yS+CCShjE2akvqOE/ByV0GtV0ECc1NEIMCwuZzmB/+0bJqQcFTcQUKRj9jDyZlg6WSxO3RJ4N/rsuwv6al3unw2rmWALt74Tf96nqqooGuiRjF/J8cGCqFsjNqQ9pCvshsvHLMilnqzKxBG6ZrY9rWf/YGa34JjUSM0PM53aw==

LAURA PATRICIA LINA GARCIA | Fecha:2021-02-24 09:25:46 | Firmante

b+2xk+89SR0qTN+MMtfCbbW5KNE4PPLhPLo0jRDahKgfMx754sLxSiRqU5zpk+dc3DvXgmk59pnQoPYI3ShWDBHrAvRFYg3yJXVtenHTqelpETw16JT0mhxe1orXzcUNHd+4lJl7G3FPXc+S4dnyckVVzGafPamN+rbv9VK8M5paXS2NJZmHjQf7FcpT9pZ4OWEXxKanOXV/mwA+WFTxNe1EzTSz7nAe7Bwic5/nZl6HC2icKzmKfIRW28WjMh4tFPX6vcaeFVvWU3QNU21iZb55yjj7VLqHuu8iOL3/qYS6Rf0jLe0fsgE8Xt29GefW3kHB0CKHQRQKN58ug==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



AgYmwl

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/oa0JmBzqenUfZfjKJXokLonYf0Mnwfd>

