

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Acumulación de Grados Días de Desarrollo en Cría Masiva de *Anastrepha ludens*  
(Diptera: Tephritidae), para Sincronizar Madurez de Pupa Pre-irradiación.

Por:

**NÉSTOR ALEJANDRO PÉREZ BAMACA**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Saltillo, Coahuila, México

Mayo, 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Acumulación de Grados Días de Desarrollo en Cría Masiva de *Anastrepha ludens*  
(Diptera: Tephritidae), para Sincronizar Madurez de Pupa Pre-irradiación.

Por:

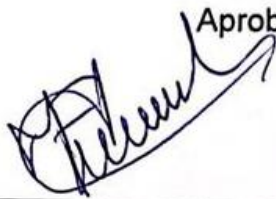
**NÉSTOR ALEJANDRO PÉREZ BAMACA**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

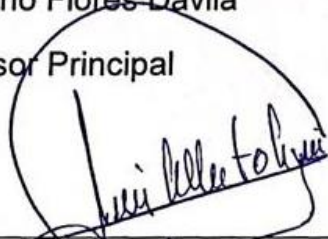
Aprobada por el Comité de Asesoría



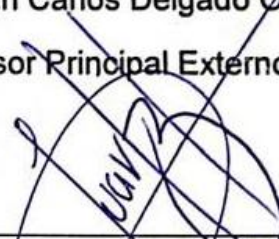
Dr. Mariano Flores-Dávila  
Asesor Principal



Dr. Juan Carlos Delgado Ortiz  
Asesor Principal Externo



Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe  
Coasesor



Dr. Agustín Hernández Juárez  
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Rangel  
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Mayo, 2024

## Declaración de no plagio

El redactor principal como responsable directo del presente trabajo de investigación, afirma que no se ha incurrido en plagio en ningún párrafo escrito de este trabajo y menos en una conducta académica inapropiada, considerando los siguientes aspectos: copia de fragmentos o textos sin citar la fuente original (copiar y pegar); redacción de un texto propio previamente publicado sin referencia al documento original (autoplagio); hacer uso de datos o tesis, para presentarlos como propios, sin darle mención a los autores originales; omitir las referencias bibliográficas o citación textual sin el uso de comillas; uso de ideas o argumentos de un autor sin citar la fuente; uso de material digital como imágenes, videos, ilustraciones, gráficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, ya que se toma como plagio al no darle los créditos a la persona que efectuó los trabajos.

Posteriormente, se tiene un conocimiento extenso de que al realizar cualquier utilización diferente de estos materiales como: lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguida y sancionada por las autoridades correspondientes.

Mencionado lo anterior y afirmando cada uno de los puntos anteriores, asumo toda responsabilidad de las consecuencias que se deriven de cualquier forma de plagio que pueda existir en este trabajo de investigación y declaro que este trabajo es original.

Pasante



---

Néstor Alejandro Pérez Bamaca

## AGRADECIMIENTOS

Principalmente a mis padres Inelda Bamaca Espinoza y Rodolfo Muñoz Barrios quienes estuvieron en todo momento brindándome su apoyo, por siempre darme sus mejores consejos y nunca rendirse.

Agradezco enormemente a la UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO por permitirme desarrollar mi aprendizaje en sus aulas y obtener los conocimientos que sus profesores me brindaron.

A Dios, por permitirme llevar una vida muy plena y con salud durante este largo proceso de mi educación profesional y sobre todo rodeado de mis seres queridos.

Al M.C Rodolfo Muñoz Barrios, por siempre estar en todo momento guiándome en la elaboración de mi tesis y tener siempre la responsabilidad como Asesor externo, aunque no se incluye en la portada él fue con quien desarrolle esta investigación, realizando la mayor parte de este trabajo, desde investigación hasta resultados y ser siempre un buen padre.

Al Dr. Mariano Flores Dávila, quien tuvo la paciencia y delicadeza de corregirme en el desarrollo de mi tesis y colaborar de la mejor manera en dicho trabajo de investigación.

A mis familiares y amigos.

Ariana Pérez Bamaca, Eddy Antonio Pérez, Magali Bamaca Espinoza, Maribel Espinoza Mendoza, Teodoro Bamaca Díaz, Álvaro Bamaca Espinoza, Alex López Rodas, Deyvi Maritza Bamaca Espinoza, Caleb López Bamaca, Dayana Bamaca Regalado y Mariel Alejandra Pérez Bamaca, porque me brindaron siempre su apoyo, me dieron los mejores consejos y estuvieron tanto en las buenas y malas.

Alexi Ortiz López, Yisel Montserrat Gamboa Gómez (Momon), Brisa Cristal Ramos Becerra, Hugo Herrera Rosas, Omar Alonso García, Julián Martínez Gómez, Lionso Julio Orozco Fuentes y Adelina Celit Pano Estrada, quienes estuvieron presentes durante mi formación académica y siempre me brindaron su amistad, apoyo incondicional y un buen trato en todo momento.

## DEDICATORIAS

A mi mama: Inelda Bamaca Espinoza

A quien es una excelente mujer, de buenos principios, guerrera y muy capaz en todo, digna de admirar, que siempre me ha dado las mejores enseñanzas sobre la vida y así poder ser la persona que soy, por darme su amor, comprensión y cariño. Gracias por brindarme en todo momento tu apoyo, consejos y siempre tú alentó en mis momentos más difíciles, para siempre llevar la frente en alto, enseñándome a enfrentar de la mejor manera la vida, demostrándome que los errores estarán en todo momento, pero que siempre puedo aprender de ellos. Una vez más gracias, porque por ti soy un hombre de respeto y responsabilidad.

A mi papa: M.C. Rodolfo Muñoz Barrios

Por estar siempre en mi vida personal y en mi formación académica, por siempre demostrarme que en la vida todo se puede e inculcarme buenos valores y trasmitirme tus sabios consejos de vida, así como los académicos. Gracias por estar en las buenas y malas, brindándome tu apoyo incondicional y el amor por la Parasitología. Siempre estaré agradecido porque fuiste y eres una persona de admirar.

A mis Abuelos: Maribel y Teodoro.

Por darme los mejores consejos que pude tener durante los años de vida que llevo, por ser una de mis inspiraciones para terminar mi licenciatura y siempre preocuparse por mí. Por darme los mejores momentos de diversión y felicidad.

A mi hermana y cuñado: Ariana y Eddy

Por darme siempre sus mejores consejos, apoyos incondicionales y estar presente durante toda mi formación académica, los días llenos de peleas y disgustos que al día de hoy son recuerdos muy agradables. Ariana, por siempre demostrarme que en la vida se tiene que arriesgar todo, para cumplir nuestros sueños y sin duda alguna el mejor ejemplo lo obtuve de ti, estoy muy orgulloso por la gran mujer que eres y la estupenda familia que has formado, te quiero mucho.

## ÍNDICE GENERAL

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>IV</b>
<b>DEDICATORIAS</b> .....	<b>V</b>
<b>ÍNDICE DE TABLAS</b> .....	<b>VIII</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>IX</b>
<b>RESUMEN</b> .....	<b>1</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>2</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>3</b>
<b>Objetivo General</b> .....	<b>5</b>
<b>Objetivo Especifico</b> .....	<b>5</b>
<b>Hipótesis</b> .....	<b>5</b>
<b>1.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>6</b>
<b>2.- <i>Anastrepha ludens</i></b> .....	<b>6</b>
<b>2.1- Generalidades</b> .....	<b>6</b>
<b>2.2.- Clasificación taxonómica</b> .....	<b>7</b>
<b>2.3.- Morfología</b> .....	<b>7</b>
2.3.1.- Cabeza.....	7
2.3.2.- Tórax.....	8
2.3.3.- Abdomen.....	8
2.3.4.- Alas.....	8
<b>2.4.- Ciclo de vida</b> .....	<b>9</b>
2.4.1.- Huevo.....	9
2.4.2.- Larva.....	9
2.4.3.- Pupa.....	10
2.4.4.- Adulto.....	10
<b>2.5.- Signos y síntomas</b> .....	<b>11</b>
<b>2.6.- Distribución mundial</b> .....	<b>11</b>
2.6.1- Distribución en México.....	12
<b>2.7.- Hospedantes</b> .....	<b>13</b>
<b>3.- TÉCNICA DEL INSECTO ESTÉRIL (TIE)</b> .....	<b>13</b>
<b>3.1.- TIE en <i>Anasthepa ludens</i></b> .....	<b>15</b>

<b>3.2.- Cría masiva de <i>Anastrepha ludens</i></b> .....	<b>16</b>
3.2.1.- Proceso de pupación en <i>A. ludens</i> .....	18
3.2.2.- Liberación de <i>A. ludens</i> . .....	19
3.2.3.- Pupación en <i>A. Obliqua</i> .....	20
3.2.4.- Liberación de <i>A. obliqua</i> .....	20
3.2.5.- Cría masiva de <i>Diachasmimorpha longicaudata</i> .....	21
<b>3.3.- Grados calor</b> .....	<b>21</b>
3.3.1.- Grados días de desarrollo (GDD, °D) .....	23
3.3.2.- GDD en <i>Anastrepha ludens</i> .....	25
3.3.3.- GDD de <i>Diachasmimorpha longicaudata</i> .....	26
<b>4.- MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	<b>27</b>
<b>4.1.- Localización</b> .....	<b>27</b>
<b>4.2.- Metodología</b> .....	<b>27</b>
4.2.1.- Extracción de pupa .....	28
4.2.2.- Acumulación de Grados-Calor previo a su madurez pre-irradiación....	28
4.2.3.- Análisis de madurez en control de calidad .....	28
4.2.4.- Proceso de pupación previo a su madurez en 14 días .....	28
4.2.5.- Proceso de pupación a 15, 16, 17, 18 y 19 días .....	29
4.2.6.- Cálculo de GDD para <i>A. ludens</i> .....	30
<b>5.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b> .....	<b>31</b>
<b>6.- CONCLUSIÓN</b> .....	<b>36</b>
<b>7.- BIBLIOGRAFÍA</b> .....	<b>37</b>
<b>8.- ANEXOS</b> .....	<b>49</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Valor de referencia de porcentajes de emergencia y moscas voladoras, requeridos para la post-irradiación en <i>A. ludens</i> Tap-7, en Planta Moscafrut. ....	18
<b>Tabla 2.</b> Valor de referencia de porcentajes de emergencia y moscas voladoras de <i>A. obliqua</i> y valor de referencia de porcentaje de emergencia del parasitoide <i>D. longicaudata</i> en Planta moscafrut. ....	19
<b>Tabla 3.</b> Comparación de los días a los cuales estuvieron sometidas las pupas a diferentes temperaturas (20, 24 y 26.9°C) en los días 14, 16, 17, 18, y 19 días previo a su madurez pre-irradiación. ....	30
<b>Tabla 4.</b> Medias con la misma letra en la misma columna no muestran diferencia significativa (Tukey, 0.05).....	32
<b>Tabla 5.</b> Medias con la misma letra en la misma columna no muestran diferencia significativa (Tukey, 0.05).....	34



## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Macho y hembra de <i>A. ludens</i> (Weems <i>et al.</i> , 2001).....	7
<b>Figura 2.</b> Ala derecha de <i>A. ludens</i> (tomado de Hernández, 1992). A= vena anal; BC= banda costal (C); BS= banda S; bcu= celda basal cubital; bm= celda basal media; bm-cu= vena transversa; C= vena costal; CuA1= vena cubital 1; CuA2= vena cubital 2; dm= celda discal .....	8
<b>Figura 3.</b> Ilustración del ciclo de vida de <i>A. ludens</i> (Loera, 2009). .....	11
<b>Figura 4.</b> Distribución mundial de <i>Anastrepha ludens</i> (Loew.) (UASLP, 2010), citado por Gallardo, 2017.....	12
<b>Figura 5.</b> Superficie de hospedantes potenciales de <i>Anastrepha ludens</i> (Loew.) en México (UASLP, 2010). .....	13
<b>Figura 6.</b> Porcentaje de moscas emergidas y voladoras a temperaturas de 18°, 20°, 25° y 30°C en <i>A. obliqua</i> , (Romero, 2009). .....	20
<b>Figura 7.</b> Diferentes eventos en insectos con desarrollo heterometábolo (arriba) y holometábolo (abajo), (Marco, 2001). .....	24
<b>Figura 8.</b> Imagen a 3D de Planta Moscafrut, Metapa de Domínguez, Chiapas. ....	27
<b>Figura 9.</b> Acumulación de GDD requeridos para la madurez de pupa en <i>A. ludens</i> con su respectiva desviación estándar a los 14, 15, 16, 17, 18 y 19 días, sometidas a temperaturas de 20°, 24° y 26.9°C.....	31

## RESUMEN

*Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) es la especie de mayor importancia económica en México, por su amplia distribución que tiene actualmente en el país.

Es una plaga cuarentenada en México y es manejada a través de la Campaña Nacional contra Moscas de la Fruta, implementada en 1992 (NOM-023-FITO-1995, 1999), (Gallardo, 2017). Implementándose un manejo integrado contra esta plaga, entre ellos el uso de la TIE (técnica del insecto estéril), que consiste en realizar una cría masiva, esterilización y liberación a una proporción 10:1 (10 estériles por cada silvestre) sexualmente competitivos (Vera, 2016). En México se han establecido dos Plantas; Moscafrut y Moscamed, para la cría masiva y esterilización de moscas de la fruta (Cobalto60), se localizan en Metapa de Domínguez, Chiapas, México. La planta Moscafrut se especializa en la producción de *A. ludens*, *A. obliqua* y el parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata*.

En este trabajo se realizó un modelo de predicción en acumulación de grados días desarrollo (GDD) en pupas obtenidas de la cría masiva de Planta Moscafrut, calculando la cantidad de GDD necesarios para alcanzar la madurez pre-irradiación en cría masiva de *A. ludens*, logrando pronosticar la madurez fisiológica de la pupa en varios días cronológicos (14-19 días), siendo sometidas a varias salas con diferentes temperaturas (20, 24 y 26.9 °C) para lograr reducir costos en producción y adelantar o retrasar envíos de pupas irradiadas. Se logro obtener una madurez pupal muy efectiva a los  $245.09 \pm 2.08^\circ$  GDD acumulados, estableciéndose así los GDD requeridos para que la pupa de *A. ludens* esté lista previo a la irradiación sin que se vean afectados los estándares de calidad establecidos por Planta Moscafrut. Así. Esta metodología puede replicarse para el manejo de diferentes especies en cría masiva, sosteniendo metas de producción.

Palabras Claves: TIE, *Anastrepha ludens*, GDD, Moscafrut, Temperatura

## ABSTRACT

*Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) is the species of greatest economic importance in Mexico, due to its wide distribution that it currently has in the country.

It is a quarantined pest in Mexico and is managed through the National Campaign against Fruit Flies, implemented in 1992 (NOM-023-FITO-1995, 1999), (Gallardo, 2017). Implementing integrated management against this pest, including the use of the SIT (sterile insect technique), which consists of mass breeding, sterilization and release at a 10:1 ratio (10 sterile for each wild) sexually competitive (Vera, 2016). Two Plants have been established in Mexico; Moscafrut and Moscamed, for the mass breeding and sterilization of fruit flies (Cobalto60), are located in Metapa de Domínguez, Chiapas, Mexico. The Moscafrut plant specializes in the production of *A. ludens*, *A. obliqua* and the parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata*.

In this work, a prediction model was carried out on the accumulation of degree days of development (GDD) in pupae obtained from mass rearing of Moscafrut Plant, calculating the amount of GDD necessary to reach pre-irradiation maturity in mass rearing of *A. ludens*. managing to predict the physiological maturity of the pupa in several chronological days (14-19 days), being subjected to several rooms with different temperatures (20, 24 and 26.9 °C) to reduce production costs and advance or delay shipments of irradiated pupae. A very effective pupal maturity was obtained at  $245.09 \pm 2.08^\circ$  GDD accumulated, thus establishing the GDD required for the *A. ludens* pupa to be ready prior to irradiation without affecting the quality standards established by Planta Moscafrut. So. This methodology can be replicated for the management of different species in mass breeding, maintaining production goals.

Keywords: TIE, *Anastrepha ludens*, GDD, Moscafrut, Temperature

## INTRODUCCIÓN

*Anastrepha ludens* es la especie de mayor importancia económica en México de moscas de la fruta presentes en México, debido a su amplia distribución que tiene actualmente en el país, pertenece a la familia Tephritidae y comúnmente llamada mosca mexicana de la fruta, ya que se le considera nativa de México.

*A. ludens* es una plaga cuarentenada distribuida actualmente en Aguascalientes, Campeche, Chiapas, Colima, Durango, Guerrero, Hidalgo Jalisco, Estado de México, Michoacán, Veracruz y otros. Sus principales hospederos son: cítricos (*Citrus sinensis* L), mango (*Mangifera indica* L), ciruela (*Prunus domestica* L), higo (*Ficus carica*) y guayaba (*Psidium guajava*) (SENASICA, 2017). Por dicho motivo se estableció la Norma Oficial Mexicana NOM-023-1995 donde se señalan los procedimientos de control y medidas para el transporte de fruta de una región infestada a un área libre de *A. ludens* (Gutiérrez 2003, SENASICA 2009).

En México se han establecido dos Plantas; Moscafrut y Moscamed, para la cría masiva y esterilización de moscas de la fruta, se localizan en Metapa de Domínguez, Chiapas, México. La planta Moscafrut se especializa en la producción de *A. ludens*, *A. obliqua* y el parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata*; la Planta Moscamed en la producción de *Ceratitis capitata*.

Dentro del manejo integrado de plagas, para *A. ludens* en México se utiliza la Técnica de Insecto Estéril (TIE). La cría masiva de este insecto se realiza en la planta Moscafrut, posteriormente se realizan liberaciones masivas de moscas radio-esterilizadas con Cobalto60. Otro manejo es el uso de trampas cebadas con proteína hidrolizada, usada como atrayente alimenticio, con la finalidad de realizar un monitoreo de sus poblaciones (Thomas y Loera-gallardo, 1998).

El desarrollo de los insectos está determinado por la temperatura (Fletcher BS (1987), Fletcher, 1989) debido a que son organismos poiquilotermos (de sangre fría), (Wagner *et al.*, 1984). A medida que es rebasado su umbral de temperatura inferior, aumenta la velocidad del desarrollo (Leyva-Vázquez, 1988). Esto, hasta alcanzar el rango optimo entre la temperatura inferior o superior, la temperatura

efectiva es la que se encuentra dentro de este rango y la constante térmica que es en grados días ( $^{\circ}\text{D}$ ), es la cantidad de calor que cada especie requiere para completar su ciclo o parte de él (Chiang 1985). Así, la temperatura es el principal factor ambiental que se encuentra relacionado directamente con el ciclo de vida de la mosca mexicana de la fruta, *A. ludens* (Chiang 1985).

En esta investigación se calculó la cantidad de GDD necesarios para alcanzar la madurez pre-irradiación en cría masiva de *A. ludens*, para poder pronosticar la madurez fisiológica independientemente de la cantidad de días cronológicos que lleve el proceso en salas con diferentes temperaturas ambientales, lo cual ayudará en el manejo de la producción para el cumplimiento de metas de liberación masiva del insecto en campo.

## **OBJETIVO GENERAL**

Determinar la cantidad de grados días de desarrollo (GDD) acumulados para la etapa de pupa previo a la irradiación (pre-irradiación), bajo las condiciones ambientales de cría masiva de *Anastrepha ludens* en Planta Moscafrut.

### **Objetivo Especifico**

Implementar a nivel masivo el modelo de predicción de madurez fisiológica pre-irradiación de la pupa de acuerdo a los GDD acumulados.

### **Hipótesis**

La réplica de la cantidad de GDD acumulados en la pupa producida a nivel masivo, permitirá predecir la madurez fisiológica de la pupa de *A. ludens* pre-irradiación, manteniendo la calidad del insecto a liberar.

## 1.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.- *Anastrepha ludens*

#### 2.1- Generalidades

*Anastrepha ludens* es un insecto perteneciente al orden Diptera, familia Tephritidae, comúnmente conocida como: Mosca mexicana de la fruta, gusano de la naranja o Mexican fruit fly. Se considera una plaga cuarentenada, debido a la importancia económica que tiene en los cultivos. Es una plaga polífaga, sus hospedantes están incluidos en varias familias de plantas como: Anonaceae, Rutaceae, Piniaceae, Mirtaceae, Rosaceae, Sapotaceae y Clusiaceae; destacando a cultivos como: *Citrus aurantifolia*, *Citrus aurantium*, *Annona cherimola*, *Citrus medica*, *Citrus sinensis*, *Mammea americana*, *Mangifera indica*, *Prunus pérsica*, entre otros (Gallardo, 2017).

Las moscas de la fruta son la principal plaga de la fruticultura mundial, distribuyéndose en las áreas tropicales pertenecientes a la familia Tephritidae y con géneros de mucha importancia agrícola como: *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Anastrepha* y *Toxotrypana* (Aluja-Schuneman, 1996). El género *Anastrepha* es endémico de origen neotropical, representado por 185 especies que se distribuyen desde el sur de los Estados Unidos de Norteamérica hasta el norte de Argentina (Aluja, 1994).

*A. ludens* es una plaga cuarentenada actualmente presente en México en algunas áreas sembradas con cultivos hospedantes y es manejada a través de la Campaña Nacional contra Moscas de la Fruta, implementada en 1992 (NOM-023-FITO-1995, 1999), (Gallardo, 2017).

## 2.2.- Clasificación taxonómica

Según Molina, (2011) *Anastrepha ludens* se clasifica taxonómicamente de la siguiente forma.

**Reino:** Animal

**Clase:** Hexapoda

**Orden:** Diptera

**Familia:** Tephritidae

**Género:** *Anastrepha*

**Especie:** *Anastrepha ludens* (Loew)

## 2.3.- Morfología

El adulto de este insecto es de mayor tamaño (6-8 mm de longitud) que la mosca casera, y es de color café amarillento (Weems *et al.*, 2001).



**Figura 1.** Macho y hembra de *A. ludens* (Weems *et al.*, 2001).

### 2.3.1.- Cabeza

Con las genas y el vértice amarillos, carina facial moderadamente desarrollada y sin una protuberancia media; con 3-5 pares de sedas frontales, frente con dos pares de sedas orbitales presentes; longitud antenal regular (Hernández-Ortiz, 1992).



### 2.3.2.- Tórax

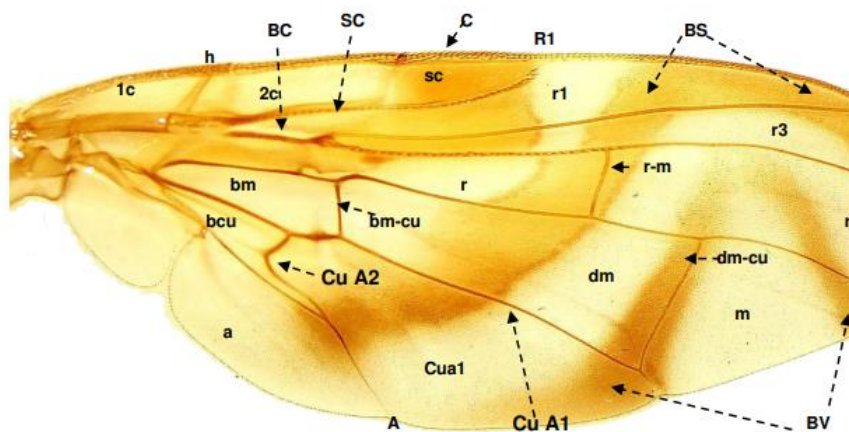
Macroscaldas castaño negruzcas; mesonoto y área presutural sin manchas oscuras, pero con franjas sublaterales amarillo claro, sutura escudo escutelar con una mancha negruzca difusa y extendida lateralmente; sedas acrosticales presentes; escutelo amarillo claro en su tonalidad (Hernández-Ortiz, 1992).

### 2.3.3.- Abdomen

Con todos los terguitos amarillos. Hembra con el segmento VII de longitud variable pero casi dos veces más largo que la longitud del abdomen; ovipositor de 3.2 a 5 mm de longitud, de punta larga y con pequeños denticillos redondeados, en ocasiones escasos y débiles; macho con los surstilos moderados, largos y gruesos, pero agudos en la punta, prensisedas cortas y robustas situadas casi en la parte media; distifalo presente y bien desarrollado (Hernández-Ortiz, 1992).

### 2.3.4.- Alas

Las bandas son amarillo pálidas (Weems *et al.*, 2001); la banda S completa y por lo general se une a la banda costal, también pueden estar un poco separadas; mancha hialina en el ápice de R1 siempre presente; bandas S y V siempre desconectadas (Hernández-Ortiz, 1992).



**Figura 2.** Ala derecha de *A. ludens* (tomado de Hernández, 1992). A= vena anal; BC= banda costal (C); BS= banda S; bcu= celda basal cubital; bm= celda basal media; bm-cu=

vena transversa; C= vena costal; CuA1= vena cubital 1; CuA2= vena cubital 2; dm= celda discal

## **2.4.- Ciclo de vida**

La mosca mexicana de la fruta tiene una metamorfosis completa (holometábola). Atraviesan por cuatro estados biológicos diferenciados: huevo, larva, pupa y adulto. Oviposita sus huevecillos en el interior del fruto, ya sea en forma individual o en grupos de hasta 18 por ovipostura (Díaz-Flescher y Aluja 2003). Días después (2 a 5 días en función de la temperatura), eclosionan las larvas, las que se alimentan de la pulpa del fruto ocasionando su pérdida por destrucción (Aluja y Mangan 2008).

### **2.4.1.- Huevo**

Mide 1.37-1.60 mm de longitud y 0.18-0.21 mm de diámetro, es blanco, ancho en su parte anterior y delgado en la posterior (Carroll y Wharton, 1989). Celedonio-hurtado y colaboradores (1988) determinaron la duración de la etapa de huevo a través de la cría masiva, durando aproximadamente 3 días. Por otro lado, se probó como ovoposición una tela cubierta con una fina capa de silicón, obteniendo un resultado de 4 días del periodo de huevo (Domínguez *et al.*, 2010).

### **2.4.2.- Larva**

Pasa por tres estadios y en todos permanece dentro del fruto del hospedero. Es blanca, mide 9-11 mm de longitud y 1.5 mm de diámetro, con forma cilíndrica, elongada, curvada ventralmente, en su parte anterior muestra ganchos bucales, ocho áreas ventrales fusiformes (1 indistinta entre el tórax y el abdomen), once segmentos del cuerpo en adición a la cabeza; los últimos instares miden 9-12 mm de longitud (Weems *et al.*, 2001). Puede requerir entre 12 y 16 días aproximadamente, para completar su desarrollo dependiendo de las condiciones ambientales (Pérez, 1987). El fruto cae y las larvas, ya en tercer estadio, salen del fruto, se entierran y pupan (Pérez, 1987).

#### 2.4.3.- Pupa

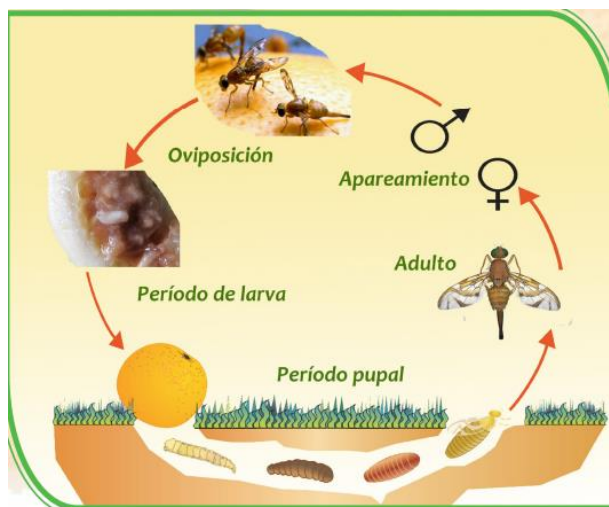
La pupa es cilíndrica de 5.5 a 7.5 mm de longitud y de 2 a 3.25 mm de diámetro, con una coloración pálida a rojo oscuro, con 11 segmentos.

Las pupas se desarrollan en el suelo generalmente, la larva en su tercer estadio se entierra a 1 o 2 cm en el suelo, aunque a veces llega a profundizar los 4 cm, llegan a pupar en hojarasca u debajo de alguna superficie que este en el suelo sin enterrarse (Baker *et al.*, 1944). Según Pérez (1987) definió que el periodo de pupa en condiciones de laboratorio puede variar entre 15 a 20 días y en condiciones de campo se puede prolongar hasta 3 meses en invierno o ser tan breve como tres semanas en verano, por eso se le estima una corta expectativa de vida, pero con una alta tasa de reproducción.

#### 2.4.4.- Adulto

Los adultos recién emergidos requieren normalmente de 6 a 14 días para madurar y viven en promedio 71 días, a veces algunos llegan a vivir hasta 233 días (Liedo *et al.*, 1992, Carey *et al.*, 2005). Según Aluja (1994), bajo condiciones óptimas esta especie puede completar de 4 a 8 generaciones por año.

Los adultos tienen los espiráculos posteriores café rojizo localizados bajo la línea media horizontal. Su cabeza tiene las genas y carina facial moderadamente desarrollada. En el tórax tiene macrosedas castaño negruzcas; con una franja delgada clara que se va ensanchando hacia la parte posterior y dos franjas más a los lados que van de la sutura transversa. Sus alas tienen bandas de color café amarillento pálido y las hembras tienen el ovopositor de 3.4 a 4.7 mm de longitud (Loera, 2009).



**Figura 3.** Ilustración del ciclo de vida de *A. ludens* (Loera, 2009).

### 2.5.- Signos y síntomas

Los síntomas en los frutos son difíciles de detectar en las primeras etapas de la infestación, antes de que se noten los daños externos, las larvas ya habrían provocado un daño significativo dentro del fruto y a menudo se ven redes de túneles acompañados de podredumbres, las frutas muy dulces pueden producir un exudado muy azucarado (CABI, 2017).

### 2.6.- Distribución mundial

*A. ludens* es nativa del noreste de México (Baker *et al.*, 1944) y está distribuida en toda América central hasta Costa Rica; se ha dispersado a los cítricos de la costa Oeste de México, y a los de Texas en E. U. A. (Weems *et al.*, 2001).

Según OEPP/EPPO, 2006 citado por Gallardo, 2017 *A. ludens* está distribuida en los siguientes países:

Asia: Ausente; África: ausente; Europea: Ausente y Oceanía: Ausente.

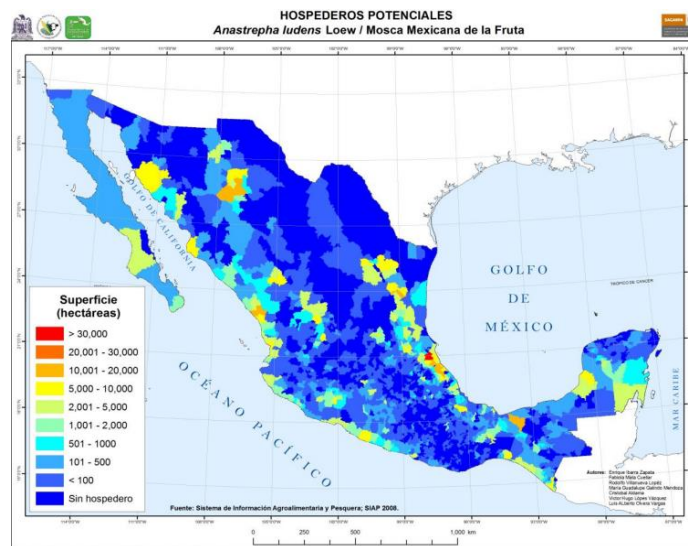
América: México, E. U. A. (Texas), Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua. Registros de presencia en Argentina y Colombia fueron confirmados como ausente o inválido, respectivamente



**Figura 4.** Distribución mundial de *Anastrepha ludens* (Loew.) (UASLP, 2010), citado por Gallardo, 2017.

### 2.6.1- Distribución en México

A. *ludens* está distribuida en las siguientes estados: Aguascalientes (baja prevalencia), Campeche, Chiapas, Colima, Distrito Federal, Durango (solo algunas áreas con baja prevalencia), Guanajuato, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León (con áreas libres y de baja prevalencia), Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí (con áreas libres y de baja prevalencia), Sinaloa (con áreas libres y de baja prevalencia), Tabasco, Tamaulipas (con áreas libres y de baja prevalencia), Tlaxcala, Veracruz, Yucatán y Zacatecas (solo algunas áreas y con baja prevalencia) (Hernández-Ortiz, 2007).



**Figura 5.** Superficie de hospedantes potenciales de *Anastrepha ludens* (Loew.) en México (UASLP, 2010).

## 2.7.- Hospedantes

En México para *A. ludens* se reconocen 22 plantas hospederas, las especies huésped nativas son *Sargentia greggii* S. Watson y *Casimiroa edulis* Llave & Lex, ambos de la familia Rutaceae y entre las especies asociadas recientemente destacan diversas especies cultivadas de Citrus, dentro de la misma familia Rutaceae, pero también se desarrolla en especies de otras familias de plantas cultivadas como *Mangífera indica* L. de la familia Anacardiaceae (Hernández-Ortiz, 1992).

## 3.- TÉCNICA DEL INSECTO ESTÉRIL (TIE)

Por años se estableció el uso de insecticidas químicos, incrementando la demanda de producción de fruta libre de insecticidas y aumentando el número de insectos resistentes, obligando a los productores a implementar el manejo integrado de plagas, el uso de varios métodos de control como: físico, químico, mecánico, biológico, etc., (Hendrichs *et al.*, 1995; Crampton, 1993). Así como el creciente número de especies resistentes a los mismos (Crampton 1993), han llevado a la

necesidad de implementar otras medidas más específicas y/o amigables con el ambiente como ser el control biológico o el control genético. Dentro de este último, se encuentra el control autocida o técnica del insecto estéril (TIE) (Vera, 2016).

La TIE fue propuesta por primera vez por los entomólogos Edward Knippling y Raymond Bushland en 1955 para el manejo del gusano barrenador *Cochliomya homnivorax* C., una importante plaga del ganado en EEUU durante las décadas de los 30-50 (Vera, 2016).

La Técnica del Insecto Estéril (TIE) consiste en realizar una cría masiva de la especie plaga, esterilizarlos con radiación y liberar los insectos a una proporción 10:1 (10 estériles por cada silvestre) sexualmente competitivos con los individuos silvestres y en regiones con infestaciones de la especie plaga, con la finalidad de que las hembras silvestres se apareen solo con los machos estériles, para que no haya descendencia (Vera, 2016).

La esterilidad sexual puede ser inducida en la especie plaga ya sea por medios químicos (agentes quelantes, antimetabolitos) o físicos (radiaciones ionizantes con rayos X o gamma, o con neutrones). Hasta el momento no se encontraron esterilizantes químicos que no presenten al menos un cierto riesgo para los operarios de los insectarios. En la actualidad la esterilidad es alcanzada utilizando la radiación emitida por radioisótopos como el Cesio-137 o el Cobalto-60 y se está promoviendo el uso de los rayos X (Bakri *et al.*, 2005, Mastrangelo *et al.*, 2010).

Existe, sin embargo, la propuesta del uso de ciertos reguladores del crecimiento que aplicados en la naturaleza junto a cebos específicos para la especie podrían esterilizar a los individuos silvestres (Casana-Giner 1999, Navarro-Loppis *et al.*, 2004, 2006). Sin embargo, esta práctica puede conllevar el riesgo de disminuir niveles poblacionales de otras especies no plaga si los cebos no son altamente específicos.

La TIE ha demostrado su eficacia en la tarea de combatir una serie de plagas de insectos importantes, entre las que figuran la mosca del *mediterraneo Ceratitis capitata*; la mosca oriental de la fruta *Bactrocera dorsalis* (Hendel); la mosca del

melón *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett); la mosca del olivo *Bactrocera oleae* (Gmelin) y la mosca de la fruta de Queensland *Bactrocera tryoni* (Froggat); el gusano barrenador *Cochliomya homnivorax* C ; el gusano de la pera y la manzana *Cydia pomonella*, el gusano rosado del algodón *Pectinophora gossypiella*; en 2009 se controló la polilla *Cactoblastis cactorum* en la península de Yucatán; en Nueva Zelanda se usó para *Teia anartoides*; falsa polilla de la manzana *Thaumatotibia leucotreta* en cítricos y para la mosca de la cebolla *Delia antiqua* (Kuba *et al.*, 1996, Enkerlin 2005, Rial *et al.*, 2006).

### **3.1.- TIE en *Anastrepha ludens***

En la actualidad, la TIE se emplea en el control de la mosca mexicana de la fruta, *Anastrepha ludens* (Loew) en México y en las regiones de California y del valle del río Grande, Texas, EEUU. Las liberaciones se realizan para mantener dichas zonas libres de la plaga. Asimismo, el programa Moscamed-Moscafrut de México, posee un insectario, ubicado en el Municipio de Metapa de Domínguez, Chiapas, para la cría masiva y liberación de machos estériles de *Anastrepha ludens*, la mosca de las Indias Occidentales o mosca de las ciruelas *Anastrepha obliqua*, Mosca del mediterraneo *Ceratitis capitata* y el parasitoide *Diachasmimorpha logicaudata* (Vera, 2016).

En 1992, el Gobierno Federal de México implementó el Programa Nacional Contra Moscas de la Fruta con el objetivo de controlar y erradicar cuatro especies consideradas de importancia económica: *Anastrepha ludens* (Loew) (plaga de cítricos y mangos), *A. obliqua* (Macquart) (plaga de mango y ciruela mexicana), *A. striata* (Schiner) (plaga de guayaba) y *A. serpentina* (Wied.) (Plaga de diversas sapotáceas). Siendo de mayor importancia *A. ludens* para la cual se establecieron medidas para evitar el establecimiento de la mosca mexicana de la fruta, utilizando un manejo que comprende acciones de monitoreo (trampeo y muestreo de frutos) y control (aspersión de cebos, actividades culturales, liberación de enemigos naturales y de moscas estériles), estableciendo la TIE (SARH, 1991).



Para realizar el proceso de liberación, se realiza una cría masiva de *A. ludens*, produciendo semanalmente una cierta cantidad de huevecillos y siendo desarrollados a base de temperaturas optimas que se tienen en cuartos especiales en la planta Moscafrut y puestos en charolas con alimento (dieta larvarias) para cuando eclosione la larva, posteriormente se desarrollan la larvas alcanzando su madurez dentro de la dieta, después de su separación se inducen a pupar, para después seleccionar únicamente pupa macho de color marrón y esterilizarlos a base de Cobalto60, para poder liberar estos insectos en campo y tengan competencia con moscas silvestres de *A. ludens* (SARH, 1991).

### **3.2.- Cría masiva de *Anastrepha ludens***

La cría masiva es la propagación bajo condiciones de laboratorio, de una o más generaciones de material biológico colectado en el campo (MaCkauer, 1976). Para la cría masiva de insectos se requiere de dispositivos de oviposición y colecta de huevos, dietas artificiales y condiciones ambientales controladas durante cada fase biológica (Leppla *et al.*, 1973, Cayol 2000, Hernández *et al.*, 2004). En la mayoría de las crías en masa instalaciones hay una tendencia a mantener la misma cepa durante largos periodos de tiempo (Roessler, 1975).

Las Cepas de Sexado Genético (CSG) hasta ahora desarrolladas han permitido la mutación de color de pupa negro (bp) recesiva, monogénica y autosómica (Flores-Garcia *et al.*, 2010), y fue seleccionada para construir cepas sexadas de esta especie basadas en el sistema de translocación Y-autosoma. El Programa Moscafrut en México desarrollo una cepa de *A. ludens* denominada Tapachula 7 (Tap-7), mediante la que se permite la separación de ambos sexos, cumpliendo los requerimientos para su escalamiento a nivel de producción masiva. Presenta una buena fertilidad y un alto potencial biológico a nivel de su capacidad reproductiva, con un 90% en su habilidad de vuelo. Esta cepa tiene un tipo de mutación selectiva, que confiere un fenotipo visible; las hembras emergen de pupas de color negro y los machos de pupas café (Zepeda-Cisneros *et al.*, 2008), mientras que la cepa bisexual ambas pupas son de color café.

Para la cría masiva de *A. ludens*, se realiza lo siguiente: en jaulas de metal (con bebederos y comederos), se meten pupas de moscas una densidad de 100,000, en una relación de 3 a 1 hembras y machos respectivamente. Los huevos que las hembras ovipositan son colectados en un tiempo ya establecido, para seguir con la incubación a temperatura ambiente (Rivera *et al.*, 2012).

Para la cría masiva se cargan jaulas de metal y mallas con pupas de moscas a una densidad de 100, 000, en una relación de 3:1 hembras y machos, con bebederos y comederos (pupas negras – machos y pupas marrones – hembras), al emerger los adultos comienzan a copular y ovipositar en tela tergal negra, los huevecillos se colectan, se les da un tratamiento de lavado para que haya una mejor eclosión, se incuban a una temperatura de  $26 \pm 1$  °C (por 4 días) y se procede a sembrar los huevecillos en la dieta (Rivera *et al.*, 2012).

En la cría se deben formular dietas con los nutrimentos requeridos por los insectos para un óptimo desarrollo, como el agua que es utilizada como vehículo de dilución y es el componente usado en mayor proporción. A través de ésta las larvas obtienen los nutrimentos requeridos para su desarrollo. Los texturizantes representan del 15 al 26% de la dieta formulada, utilizándose tradicionalmente el polvo de olote y la harina de maíz. La levadura torula es la fuente más común de proteína. Además, se adicionan un agente acidificante y conservadores (Domínguez *et al.*, 2010).

Los recipientes con dieta una vez sembrados, se cubren con fundas de tela *pañalina* para evitar infestaciones *Drosophila* spp. Y posteriormente se acomodan en un cuarto a una temperatura de  $26 \pm 1$  °C y 90% de H. R., permaneciendo nueve días (tiempo requerido por las larvas para completar su desarrollo). Cuando las larvas completan su desarrollo, son separadas de la dieta, pasándolas por un tamiz (Malla 14). Posteriormente las larvas se colocan en un contenedor con vermiculita húmeda para promover la pupación, permaneciendo las primeras 24 h en un ambiente de  $20 \pm 1$  °C y 70% H. R. (acá se determina el porcentaje de pupación a las 24 horas en control de calidad), (Rivera *et al.*, 2012).

### 3.2.1.- Proceso de pupación en *A. ludens*

Durante el desarrollo de las larvas a pupa, el proceso para pupación se realiza sometiendo recipientes con las larvas/pupas a una sala con temperaturas de 24 y  $26.9 \pm 1$  °C, en donde permanecen durante 14 días (tiempo requerido para el desarrollo de la pupa), (Rivera *et al.*, 2012).

Al final de este periodo se determina el peso de pupa y la emergencia de adultos y estándares de calidad relacionados (% de voladoras, no voladoras, deformes y medio emergidas), de acuerdo a los métodos descritos en FAO/IAEA/USDA (2003), Hernández *et al.* (2005), Orozco *et al.* (1983) y Rivera *et al.* (2007).

Actualmente se tiene el siguiente estándar de calidad de la cepa *A. ludens* Tapachula 7: porcentaje de emergencia (92.3%) y de moscas voladoras (88.5%) en post-irradiación (Tabla 1) establecido por SENASICA, 2018.

**Tabla 1.** Valor de referencia de porcentajes de emergencia y moscas voladoras, requeridos para la post-irradiación en *A. ludens* Tap-7, en Planta Moscafrut.

<b><i>Anastrepha</i></b>	<b>%</b>	<b>Emergencia</b>	<b>Moscas voladoras</b>
<b><i>ludens</i></b>	<b>Valor de referencia</b>	88.5 ± 7.4	85.9 ± 8.4

Estándar de calidad para *A. obliqua*; porcentaje de emergencia: 94.6 y de moscas voladoras 93.2 (valores de referencia en la Tabla 2) Establecido por SENASICA, 2018.

**Tabla 2.** Valor de referencia de porcentajes de emergencia y moscas voladoras de *A. obliqua* y valor de referencia de porcentaje de emergencia del parasitoide *D. longicaudata* en Planta moscafrut.

	%	Emergencia	Moscas voladoras
<b><i>A. obliqua</i></b>	<b>Valor de referencia</b>	93.5 ± 2.8	90.7 ± 3.3

Una vez obteniendo la maduración establecida y proporcionada por control de calidad, las pupas pasan por un proceso de irradiación con Cobalto60 a una dosis de 80 Gy (la esterilización se realiza 48 h antes de la emergencia de adultos y algunas se realizan a 8 Krads), (Liedo *et al.*, 2010).

Después de esterilizar al insecto se realizan empaques para el transporte en bolsas tipo salchicha de pupas machos, para su posterior liberación (Martínez *et al.*, 2012).

### 3.2.2.- Liberación de *A. ludens*.

El material empacado de pupas previo a la liberación debe de tener por lo menos de 70 a 80% de emergencia (Figura 4), (Martínez *et al.*, 2012).

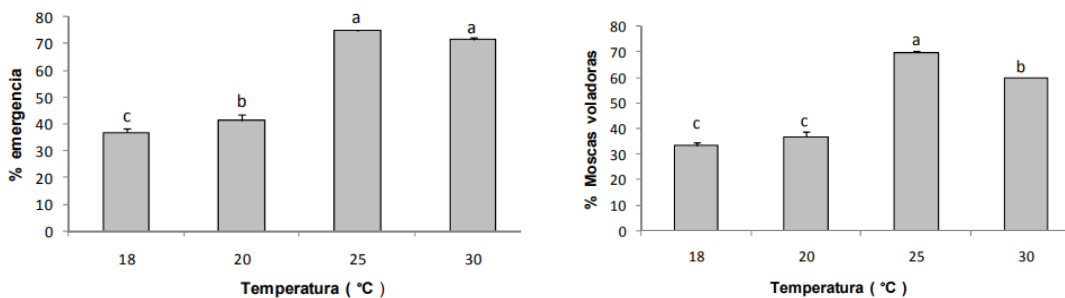
Para realizar la liberación, independientemente del porcentaje de emergencia, se debe considerar la madurez sexual del insecto. Para el caso de *A. ludens* estéril ocurre entre los 6 (144 horas) y 7 días (168 horas), ya que la probabilidad de que el adulto sobreviva en el campo y cumpla su objetivo final de cópula, es mayor cuando se libera próximo a la madurez sexual (Martínez *et al.*, 2012).

La TIE es aplicada en 100,000 ha de cultivos de cítricos, mango y guayaba, en diversas partes del país involucrando la liberación de insectos estériles bajo el sistema de enfriamiento de adultos y liberaciones aéreas, para mantener una densidad promedio de 2,500 a 3,000 moscas estériles por hectárea, así como de parasitoides (Gutiérrez-Ruelas *et al.*, 2010).

Así mismo se realiza una producción de crías masiva y liberación de otros insectos como *Ceratitis capitata*, *Anastrepha obliqua* y *Diachasmimorpha longicaudata*.

### 3.2.3.- Pupación en *A. Obliqua*

En *A. obliqua* se realizaron tratamientos que consistieron de las siguientes temperaturas: 15, 20, 25, 30 y 35° C, con la finalidad de conocer a que temperaturas existe un mayor número de emergencia y moscas voladoras de *A. obliqua*. En las pruebas preliminares, se determinó que a 15 y 35°C no existía emergencia de adultos, observándose la formación de puparios vacíos y/o podridos. De acuerdo con los análisis estadísticos de varianza (ANDEVA) (Ott y Longnecker, 2001), se determinó que la temperatura influyó en la duración del desarrollo de la pupa, ya que la emergencia de adultos a 18°C fue a los 29 días, a 20°C fue a 25 días, los de 25°C a 13 días y los de 30°C a 12 días. Y el mayor porcentaje de moscas voladoras se observó en los adultos procedentes de las pupas que permanecieron a una temperatura de 25°C, seguidas por las moscas voladoras desarrolladas a 30°C. Los menores porcentajes de moscas voladoras se registraron en los adultos procedentes de las temperaturas de 18 y 20°C (observándose en la figura 7 y 8), (Romero, 2009).



**Figura 6.** Porcentaje de moscas emergidas y voladoras a temperaturas de 18°, 20°, 25° y 30°C en *A. obliqua*, (Romero, 2009).

### 3.2.4.- Liberación de *A. obliqua*

En México se lleva a cabo una liberación de moscas estériles de *A. obliqua* de 736 millones, distribuidos de la siguiente manera: 526 millones al estado de Sinaloa y

211 millones al estado de Nayarit. Para el mantenimiento de la colonia se destinó alrededor de 19 millones, 3 millones para investigación y 6 millones cuyo material no fue apto para envío, por parte de la planta Moscafrut ubicada en Metapa de Domínguez, Chiapas. Produciendo alrededor de 40 millones/semana de adultos estériles de la plaga mencionada (Gutiérrez-Ruelas *et al.*, 2010, SENASICA, 2018).

### 3.2.5.- Cría masiva de *Diachasmimorpha longicaudata*

*Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) es un parasitoide de estadios larvales de *Bactrocera* spp., principalmente. Esta especie se caracteriza por ser de fácil cría en laboratorio, por poseer un amplio rango de huéspedes y por haber sido utilizada con éxito en numerosas introducciones para el control de tefrítidos en general (Cancino Díaz & Yoc, 1993; Wong & Ramadan, 1987).

En la cría masiva, esta especie depende de dos procesos de producción, el primero es la obtención de la larva hospedera, que en la Planta Moscafrut proviene de cría masiva de *A. ludens* y posteriormente del proceso de cría masiva propio del parasitoide, este proceso se divide en: Separación e irradiación de la larva hospedera, pre-exposición y exposición de la larva hospedera, desarrollo de inmaduros, separación y empaque de pupas y finalmente el área de Reproductores (SAGARPA, 2019).

### 3.3.- Grados calor

El tema grados-calor se inició a partir de los trabajos de Reamur en 1735, aunque actualmente y con el pasar del tiempo se ha mejorado y se sigue usando como sinónimo de unidades calor (UC), unidades térmicas (UT) o unidades de desarrollo (UD). Todos ellos se manejan como marco de referencia para el estudio de la relación desarrollo-temperatura de un organismo (UASLP, 2011).

Los grados días de desarrollo (GDD) es un índice que calcula el desarrollo biológico con base a la temperatura, y se ha aplicado en el monitoreo de cultivos o insectos (Hassan *et al.*, 2007). También conocido como unidades calor o unidades de

desarrollo, los GDD en insectos se ha usado para calcular la velocidad de desarrollo basado en los rangos de temperatura umbral inferior y superior en la cual cesa el desarrollo de la especie y su requerimiento de acumulación de unidades calor para poder completar su ciclo de vida (huevo-adulto) (Maiorano, 2012; Damos, 2015), citado por Olvera *et al.*, 2021.

Este concepto tiene como finalidad expresar mediante cálculos la acumulación de temperatura a la cual un insecto puede desarrollarse completamente (Holometábolo o hemimetábolo) sin entrar y diapausa o llegar a la muerte, es decir los insectos tienen que acumular una cierta cantidad de temperatura que le permita desarrollar su ciclo biológico, ya que estos al llegar a temperaturas muy bajas o altas, pueden interrumpir su desarrollo. Por eso mismo se establece las unidades grados-calor, que nos permite tomar la temperatura inferior y superior a la cual los insectos dejan de desarrollarse o hasta morir, y sacar una temperatura promedio a la cual los insectos necesitan llegar a cada hora o día, para que termine su ciclo biológico sin problemas. Así mismo el tema grados-calor se realiza en espacios con temperatura controlada para observar el comportamiento del insecto.

El cálculo de las unidades calor es un instrumento en el monitoreo y diagnóstico del comportamiento de plagas agrícolas, así como para la planificación del manejo integrado de plagas (Bujanos *et al.*, 1993; Vargas, 2010).

Existen varios métodos para calcular las unidades de calor; sin embargo, el más sencillo y práctico de todos al alcance del productor resulta ser método residual (Bujanos *et al.*, 1993).

En este método, las unidades calor (UC) se estiman con base en la ocurrencia de temperaturas en un intervalo entre la temperatura máxima y mínima para el desarrollo, tomando en cuenta, además, la temperatura umbral inferior o temperatura base del insecto ( $T_b$ ) y no se requieren datos previamente precalculados, lo que lo hace sencillo y práctico (Bujanos *et al.*, 1993).

Otros métodos para calcula unidades calor en condiciones de invernadero o campo son el del triángulo; del rectángulo; el del ángulo del seno; el del seno truncado y el

de mínimos cuadrados entre otros (UASLP, 2011). La precisión del método empleado depende en que las temperaturas registradas estén en el intervalo delimitado por las temperaturas umbrales del insecto

Así mismo las unidades calor son muy fundamentales para medir la acumulación del calor a través del tiempo y son un indicador del tiempo que un cultivo ha estado expuesto a temperaturas adecuadas para su desarrollo. Las UC pueden emplearse para evaluar la viabilidad de un cultivo en alguna región determinada; estimar las etapas de desarrollo del cultivo; predecir su fecha de madurez y definir los mejores tiempos para aplicar fertilizaciones o controles de plagas (Ángel, 2018).

Según Leyva-Vázquez (1988) los parámetros de unidades calor son de gran importancia, ya que cuando se conocen para una especie en particular, se puede predecir con cierta seguridad el inicio o el fin de su diapausa, su aparición en campo, de máximo de su población o el número de generaciones posibles, mediante un minucioso registro de temperatura en el área de interés.

A lo largo de los años, varios métodos se han basado en la relación tasa de desarrollo-temperatura, con fines predictivos. De todos ellos, el más extendido es el llamado método de grados-día (Marco, 2001)

### 3.3.1.- Grados días de desarrollo (GDD, °D)

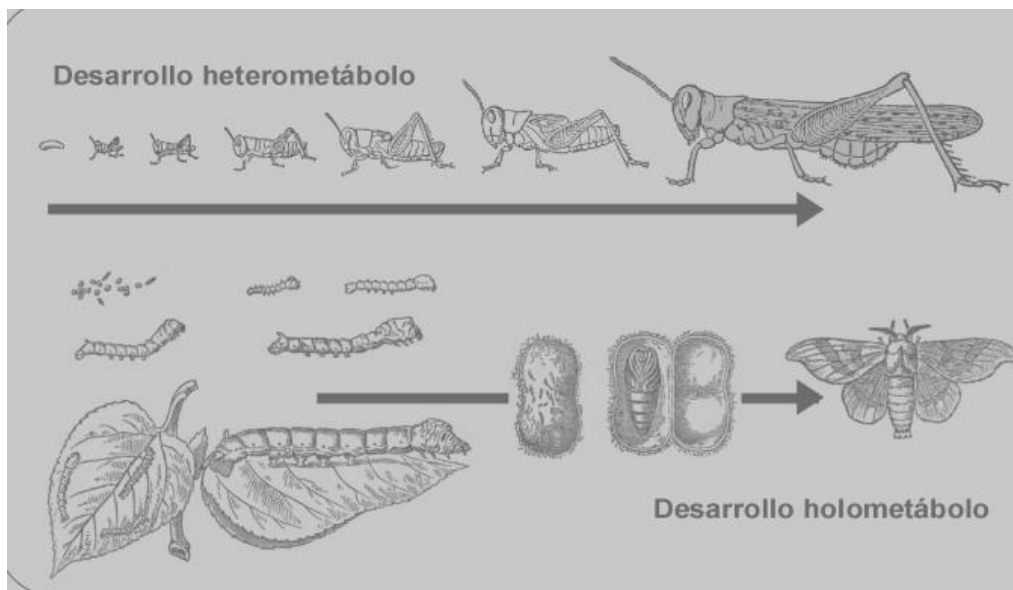
Según Marco, (2001) los grados-día (°D) representan la acumulación de unidades de calor por encima de cierta temperatura, durante un período de un día (en el caso de los insectos, esa cierta temperatura es el umbral mínimo de desarrollo). Para cada día se calculan, por tanto, como la diferencia entre la temperatura media diaria y el umbral mínimo de desarrollo:

- $^{\circ}\text{D} = \text{temperatura media} - \text{temperatura umbral mínima}$

Para poder predecir el estado de desarrollo a partir de los grados-día, es necesario haber establecido antes, además del umbral mínimo de desarrollo, la integral térmica, definida como el número de grados-día que han de ser acumulados para que ocurra un evento determinado, eclosión, mudas larvarias o ninfales, pupación,



emergencia del adulto, etc., (Figura 11). De este modo, se puede estimar cuándo va a tener lugar ese evento, acumulando grados-día hasta alcanzar el valor de su integral térmica correspondiente (Marco, 2001).



**Figura 7.** Diferentes eventos en insectos con desarrollo heterometábolo (arriba) y holometábolo (abajo), (Marco, 2001).

Para calcular los valores de la integral térmica se han propuesto numerosos modelos empíricos y biofísicos que describen la relación tasa de desarrollo frente a temperatura. El primer modelo utilizado fue el Modelo Lineal. Basado en el trabajo de diversos autores (Candolle, 1885; Reibisch, 1902; Sanderson y Peairs, 1913; Arnold, 1960; Baskerville y Emin, 1969; Abrami, 1972; Allen, 1976, Sevacherian *et al.*, 1977), asume como relación válida entre tasa de desarrollo y temperatura, la descrita por una recta. El umbral mínimo de desarrollo se determina tomando el valor del punto de corte de la recta con el eje de abscisas. Aunque al ser un poco impreciso impide un correcto cálculo de los umbrales mínimo y máximo de desarrollo, así como de la temperatura óptima y la integral térmica, sin embargo es muy utilizado porque en muchos casos representa una aproximación aceptable (Marco, 2001).

Posteriormente, han ido apareciendo diversos modelos cuyo objetivo principal era el de resolver los problemas de que adolece el modelo lineal, como: el modelo Catenario Simétrico y Asimétrico (Janisch, 1925), Exponencial (Belehradek, 1935) y Logístico (Davidson, 1944), ampliamente utilizados (sobre todo los dos últimos), modelo Sigmoides Modificado. Todos los modelos citados hasta ahora son empíricos, ninguno de ellos basado en leyes biofísicas y cada vez sobresalen nuevos modelos para justar las deficiencias de los demás. En 1977, Sharpe y DeMichele formularon un complejo modelo biofísico que describe correctamente la relación tasa de desarrollo-temperatura en todo el rango de desarrollo de la especie de insecto considerada (Marco, 2001).

En la actualidad se siguen estudiando modelos cuyo objetivo principal ha pasado a ser el de reducir el número de parámetros utilizados por el modelo. Así, en 1999, Briere *et al.*, propusieron uno de sólo 3 parámetros que consigue muy buenos ajustes y permite seguir obteniendo el umbral mínimo de desarrollo (Marco, 2001).

### 3.3.2.- GDD en *Anastrepha ludens*

Según Leyva- Vázquez (1988), citado por Loera, 2017, reporta 9.4°C el umbral inferior de desarrollo en promedio para *A. ludens*: 9.7°C para el huevecillo, 12.0°C para el primer estadio larval, 14.1°C para el segundo estadio, 9.3°C para el tercer estadio y 7.8°C para la pupa. Menciona que a temperatura de 26.7 °C, el huevo requiere 71.57 UC para completar su desarrollo, las larvas lo completan en 80.85, 27.85, 100.05 UC para el primero, segundo y tercer instar, respectivamente; y la pupa requiere 316.58 UC; al igual que en otras especies de *Anastrepha*, la etapa biológica de *A. ludens* que se desarrolla con mayor rapidez es la correspondiente al segundo estadio larvario, y el estado de pupa es el que transcurre más lentamente.

En *A. ludens* existe la tendencia de la larva por permanecer en la fruta más tiempo del necesario, después de haber completado su desarrollo, y su emergencia del fruto se puede ampliar por varias semanas (Thomas, 1997), y el estado de pupa podría ser tan breve como de tres semanas en el verano o prolongarse hasta tres meses en el invierno, sin evidencia de diapausa (Thomas, 1997). El uso de las UC

no resultan confiables para estimar el tiempo de desarrollo de *A. ludens*, porque podrían resultar en una sobreestimación del número de generaciones (Sequeira *et al.*, 2001; Thomas 1997).

Dicho lo anterior las unidades-calor en campo pueden variar completamente, ya que el insecto puede ser muy variable en el ciclo de su desarrollo relacionado a la temperatura, entonces el usar el método de unidades calor en campo no es tan confiable por el comportamiento natural del insecto, por lo que es siempre recomendable realizar trampeos para tener mayor certeza antes de ejecutar algún control o experimento con dicha plaga.

De acuerdo con SAGARPA (2019) la temperatura entre 24-27 °C la larva emerge del huevo en 3-5 días. El periodo de larva le toma 10-12 días, el de la pupa de 16-19 días y el adulto llega a vivir entre 45-60 días. La temperatura umbral de desarrollo de este díptero es de 9.4°C y requiere de 607 grados días desde huevecillo hasta adulto.

### 3.3.3.- GDD de *Diachasmimorpha longicaudata*

Para el parasitoide *D. longicaudata* se ha establecido un umbral inferior de desarrollo de 10°C y un umbral de temperatura máxima de 33.69°C. Acumulando un total de 333.3 GDD requeridos para completar todo su ciclo biológico (Mohamed *et al.*, 2021).

## 4.- MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1.- Localización

El presente se llevó a cabo en planta Moscafrut, en las instalaciones de la cría masiva *A. ludens* cepa Tap-7, ubicada en Metapa de Domínguez, Chiapas, México. Situada geográficamente a 14°49'48''N, 92°11'46''W, a una altura de 100 msnm.



**Figura 8.** Imagen a 3D de Planta Moscafrut, Metapa de Domínguez, Chiapas.

### 4.2.- Metodología

Se realizó una extracción de larvas próximas a pupar, de la producción de cría masiva de *A. ludens* Tap-7 proporcionadas por la Planta Moscafrut, ubicada en Metapa de Domínguez, Chiapas, para posteriormente iniciar el conteo de la acumulación de grados-calor mediante el uso de termómetros de vidrio ubicados en salas de pupación con temperaturas promedio registradas a 20°, 24° y 26.9°C, donde el estadio de pupa cumplirá de 14 (manejo normal) a 19 días previo a su envío, para esto se establece una madurez de la pupa a los 13 días y al día 14 su envío; así mismo se evaluaron los días 15,16, 17, 18 y 19 posteriores a su envío, donde la madurez pupal alcanza un día antes al envío, para que el control de calidad realice las pruebas correspondientes. La madurez de la pupa previo a la

irradiación se calcula utilizando la metodología de coloración de ojos determinado por el área de control de calidad.

#### 4.2.1.- Extracción de pupa

Primero se extrajo la pupa a un cuarto con temperatura de 24°C, para que acumulara los grados-días, por 24 horas, se estuvo monitoreando con el uso de un termómetro de vidrio.

#### 4.2.2.- Acumulación de Grados-Calor previo a su madurez pre-irradiación

Una vez las pupas cumplieron las 24 hrs a temperatura de 24°C, se pasaron al segundo cuarto con una temperatura de 26.9°C, permaneciendo por 13 días requeridos para cumplir los grado-calor previos a su madurez. Una vez se cumplió su madurez, para poder pasar a la irradiación, confirmando así el número total de GDD ( $245.09 \pm 2.08^{\circ}\text{D}$ ) para que la pupa llegue a su madurez pre-irradiación y ser enviada a los 14 días, que es el proceso normal establecido por planta Moscafrut.

#### 4.2.3.- Análisis de madurez en control de calidad

Una vez se calculó la cantidad de GDD, se procedió a realizar el pronóstico de la madurez fisiológica de la pupa que se alcanzó en salas de diferentes temperaturas (20, 24 y 26.9°C) con el fin de lograrlo en diferente cantidad de días cronológicos, realizando pruebas a los 15, 16, 17, 18 y 19 días cada una con 12 repeticiones, para que la pupa logre llegar a su madurez previo a la irradiación, sin que se vea afectado el insecto y costo-beneficio de planta Moscafrut.

#### 4.2.4.- Proceso de pupacion previo a su madurez en 14 días

Para el manejo normal en planta Moscafrut, las pupas se someten las primeras 24 hrs a una temperatura de 24°C, después se mueven al segundo cuarto con una temperatura de 26.9°C, permaneciendo 13 días más, hasta acumular los GDD

requeridos para la madurez pre-irradiación. Durante ese tiempo se realizó chequeos rutinarios (cada 7 hrs) de temperaturas. Un día antes de sacar la pupa y estar lista para la pre-irradiación, control de calidad realiza un chequeo del material pupal para realizar comprobación de madurez mediante la coloración de ojos (metodología establecida en Planta Moscafrut). Una vez control de calidad aprobó la calidad de madurez del insecto, se dicta un buen resultado de acumulación GDD y se queda en espera de los resultados del % de emergidas y % de voladoras en la pre-irradiación y post-irradiación del insecto. Finalizando de esta forma la primera repetición a 14 días previo a la madurez. De esta forma se realizaron las siguientes 11 pruebas faltantes correspondientes a los 14 días.

#### 4.2.5.- Proceso de pupación a 15, 16, 17, 18 y 19 días

En las siguientes evaluaciones se realizaron de igual forma 12 repeticiones por los días establecidos. Previo a los 15 días de madurez, el material pupal fue sometido a 24 hrs con temperatura de 24°C, moviéndose al siguiente cuarto de temperatura (26.9°C) con una duración de ocho días y por último la pupa se dejó a una temperatura de 20°C por seis días, de igual forma el material fue examinado por control de calidad.

Se realizó el mismo procedimiento con los siguientes días faltantes, quedando de la siguiente forma su cronograma, realizando 12 repeticiones de los correspondientes días y el porcentaje de moscas emergidas y voladoras; en pre-irradiación y post-irradiación:

**Tabla 3.** Comparación de los días a los cuales estuvieron sometidas las pupas a diferentes temperaturas (20, 24 y 26.9°C) en los días 14, 16, 17, 18, y 19 días previo a su madurez pre-irradiación.

<b>Temperatura</b>	<b>Tratamiento (Número de días por temperatura)</b>					
	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>	<b>T5</b>	<b>T6</b>
<b>24°C</b>	1	1	1	1	1	1
<b>26.9°C</b>	13	10	9	7	5	3
<b>20°</b>	0	4	6	9	12	15

#### 4.2.6.- Cálculo de GDD para *A. ludens*

La acumulación de Grados-Días para cada día de prueba se realizó con la ayuda de la siguiente formula:

- $^{\circ}\text{D} = (\text{temperatura media} - \text{temperatura umbral mínima}) * \text{Tiempo}$

La fórmula se realizó en cuadros de Excel, donde las temperaturas medias equivalen a las temperaturas promedio registradas en los tres cuartos donde se mantuvo el proceso de pupación (20, 24 y 26.9). La temperatura umbral inferior o mínima usada para *Anastrepha ludens*, establecida por Leyva-Vazquez, (1988) y ejecutada en este trabajo fue de 7.8°C.

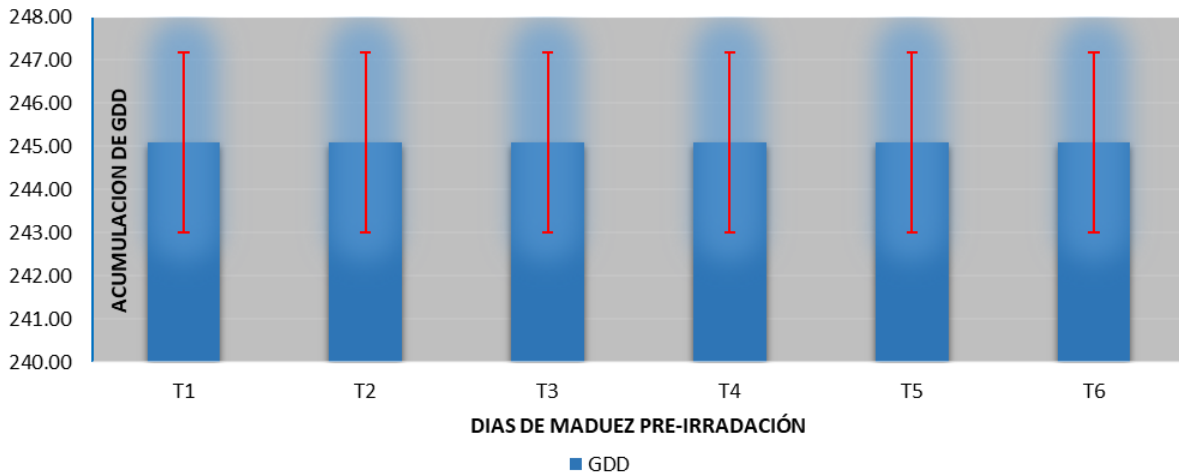
La pupa cumple normalmente un total de  $245.09 \pm 2.08^{\circ}$  GDD a los 14 días. Posteriormente se pasa a control de calidad para corroborar la madurez pre-irradiación y obtener su % de emergencia y voladoras, sin ser sometida a 20°C, solo pasa por dos cuartos de temperatura (24 y 26.9°C). Después para los siguientes días (15,16, 17, 18 y 19) se realiza una acumulación igual de  $245.09 \pm 2.08^{\circ}\text{D}$ , con la diferencia que fueron sometidos a un tercer cuarto con temperatura de 20°C, de acuerdo al cuadro 3.

Posteriormente se realizó un análisis estadístico factorial de dos vías (Factor 1 en función de las radiaciones pre y post-radiación, y Factor 2 en factor a días de envío del 14 al 19) (ver anexo 1 y 2)

## 5.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La acumulación de grados-calor se logró en los diferentes tratamientos realizados ( $245.09 \pm 2.08^\circ$  GDD en total), debido a que las pupas se sometieron a diferentes temperaturas para que el insecto atrasara su madurez pupal y se logre en los días requeridos. Con esto se puede realizar manipulación en la pupa, adelantando o atrasando la madurez pupal de *A. ludens*, según se requiera para el cumplimiento de metas de producción.

### Acumulacion de GDD ( $245.09 \pm 2.08$ ) en pupas a diferente Temperaturas



**Figura 9.** Acumulación de GDD requeridos para la madurez de pupa en *A. ludens* con su respectiva desviación estándar a los 14, 15, 16, 17, 18 y 19 días, sometidas a temperaturas de 20°, 24° y 26.9°C.

En esta investigación se estableció que la fase pupal de *A. ludens* alcanza su madurez pre-irradiación a los  $245.09 \pm 2.08^\circ$  Grados Día acumulados (48 horas antes de la emergencia del adulto), lo cual concuerda con los hallazgos de otros autores, como ejemplo, Leyva-Vázquez (1988) establece que la pupa de *A. ludens* llega a su madurez pupal a los 316.58 Unidades Calor (UC) total, desde pupa hasta la emergencia del adulto. Posteriormente, si a  $245.09 \pm 2.08^\circ$  se le considera un



incremento de 48 horas en los Grados Día para llegar a la emergencia del adulto, se obtiene un total de 302.7°D, obteniendo así un resultado similar al presentado por Leyva-Vazquez (316.58 °D). Esta igualdad en GDD acumulados nos afirma que los umbrales de desarrollo utilizados en el estudio están dentro de los estándares aceptables y nos proporcionan un pronóstico confiable para el desarrollo de *A. ludens* o cualquier otra especie para implementarle este modelo predictivo de GDD acumulados.

Por ejemplo, *Diachasmimorpha longicaudata* es un insecto de interés en el control biológico de plagas y se ha determinado que este presenta un umbral inferior de 10°C y 333.3 °GDD para completar su ciclo (Mohamed *et al.*, 2021), ligeramente más alto que el umbral para *A. ludens* (7.8°), (Leyva-Vazquez, 1988), por la diferencia de especies. Esta diferencia podría marcar una diferencia en la planificación y ejecución de estrategias de control, ya que sugiere que el ciclo de desarrollo de *D. longicaudata* podría requerir un mayor número de días para alcanzar la madurez en comparación con *A. ludens*.

Mediante los resultados de las variables moscas emergidas y voladoras en pre y post-irradiación para *A. ludens*, se mantuvo la buena calidad del producto en los diferentes tratamientos según los parámetros establecidos por control de calidad en planta Moscafrut (ver anexo 5). Cabe considerar que el mejor tratamiento que expuso los mejores porcentajes de emergencia y voladoras fue el de pre-irradiación (ver Tabla 4) ( $p = 0.0001$ ).

**Tabla 4.** Medias con la misma letra en la misma columna no muestran diferencia significativa (Tukey, 0.05).

<b>Radiación</b>	<b>Porcentaje de Emergencia</b>	<b>Porcentaje de Voladoras</b>
Pre-irradiación	95.675 A	93.988 A
Post-irradiación	94.009 B	91.327 B
<b>Valor-P</b>	0.0001	

Se obtuvo una diferencia significativa entre las variables pre-irradiación y post-irradiación en cuanto al porcentaje de pupas emergidas y voladoras en *A. ludens* (ver tabla 5). En pre-irradiación, se observó un alto porcentaje de emergencia de pupas (95.675 %) y voladoras (93.988 %). Sin embargo, en post-irradiación, los estándares de calidad disminuyeron, con una emergencia de pupas menor en 1.74 % en comparación con las pre-irradiadas; mientras que en las moscas voladoras en post-irradiación se registró una disminución de 2.83%. Estos datos concuerdan con investigaciones previas, como la de López-Arriaga *et al.*, (2020), que menciona como la irradiación afecta significativamente al desarrollo de *A. ludens*, especialmente a dosis mayores a 40 y 50 Gy, provocando retrasos en el desarrollo larvario y de pupa, así como una supresión en la aparición de moscas adultas. Posteriormente, Toledo *et al.*, (2001) determinó que larvas de *A. ludens* irradiadas con cobalto 60 a una cantidad de 85 Gy se inhibió la emergencia de pupa a adultos, comparado con la radiación que se aplicó en este trabajo de Cobalto60 a 80 Gy en pupas de *A. ludens*, se determina la sensibilidad que tiene *A. ludens* al ser sometida a irradiación, afectando el porcentaje de emergencia y de voladoras.

Además, Simuta (2023) sugiere que independientemente de la fuente de radiación utilizada, ya sea gamma, electrones acelerados o rayos X, la irradiación produce efectos similares en el producto tratado. Por ejemplo, cuando se aplica a huevecillos, impide el desarrollo de larvas de primer instar; en larvas de primer instar, inhibe el desarrollo del tercer instar y del adulto; en larvas de segundo instar, no hay desarrollo del tercer instar ni de pupa; cuando se aplica al tercer instar, se inhibe la fase de pupa y la emergencia de adultos; y al aplicarse en pupas, se ve afectada la emergencia de adultos.

A continuación, se muestran los resultados de los porcentajes de pupas emergidas y voladoras en función del factor temperatura en las cuales se desarrollaron (ver Tabla 3). Cabe destacar que este análisis no contempla el factor radiación.

**Tabla 5.** Medias con la misma letra en la misma columna no muestran diferencia significativa (Tukey, 0.05).

Días previo a la madurez pupal	Porcentaje de Emergencia	Porcentaje de Voladoras
T1	95.208 <b>AB</b>	92.654 <b>AB</b>
T2	94.812 <b>AB</b>	93.000 <b>AB</b>
T3	94.687 <b>AB</b>	92.293 <b>B</b>
T4	95.787 <b>A</b>	94.145 <b>A</b>
T5	94.437 <b>B</b>	92.000 <b>B</b>
T6	94.125 <b>B</b>	91.854 <b>B</b>
<b>Valor-P</b>	0.0079	0.0022

Se estableció un alto porcentaje de pupas emergidas y voladoras para *A. ludens* en los seis tratamientos, aunque el que mayor respuesta en el porcentaje de pupas emergidas y moscas voladoras obtuvo fue el tratamiento cuatro (sometido a temperaturas de 20°C por 11 días, 24°C por 1 día y 26.9°C por 5 días); en el cual se obtuvo un porcentaje de emergencias (95.787 %;  $p= 0.0079$ ) y de voladoras registró (94.145 %;  $p= 0.0022$ ). Así mismo, Gallardo (2017) establece que bajo condiciones controladas de 23.8- 26.6°C la pupa de *A. ludens* se desarrolla muy bien de 16 a 19 días, esto nos resalta por qué el tratamiento a 17 días con temperaturas de (20, 24 y 26.9°C) fue el que mejor porcentaje de moscas emergidas y voladoras obtuvo. Por otro lado, Telles-Romero *et al*, (2011) establece que a diferencia de *A. ludens*, las pupas de la especie *A. obliqua* se ven afectadas a temperaturas de 18 a 20°C, teniendo baja capacidad de pupación y baja capacidad de vuelo, pero el desarrollo óptimo de la pupa fue a una temperatura de 25°C (véase los anexos 2 y 4).

Sotero *et al.*, (2018) menciona que la emergencia de adultos y su capacidad de vuelo a temperaturas de 15, 19, 26 y 28°C oscila entre 93.6% y 94.2% y 96.2% y 92.0%, respectivamente sin afectar su calidad y con una madurez pupal buena para ser sometidas a irradiación, estableciendo que a temperaturas de 26°C en 12-14 días previo a irradiación, el insecto no se ve afectado tan drásticamente en los estándares de calidad (emergencia y voladoras). Afirmando que a 26 °C las pupas de *A. ludens* no se verán tan afectadas en su madurez y previo a la irradiación en calidad.

Dicho lo anterior se establece que la pupa de *A. ludens* tendrá un efecto menor en su calidad de emergencia y voladoras en pre y post-irradiación sometiéndose a temperaturas de 20 (por 11 días), 24 (por un día) y a 26.9 °C por 5 días para que pueda llegar a su madurez pupal previo y posterior a la irradiación obteniendo los mayores estándares de calidad en porcentajes de emergencia y voladoras.

## 6.- CONCLUSIÓN

Se obtuvo una madurez pupal muy efectiva a los  $245.09 \pm 2.08^\circ$  GDD acumulados, estableciéndose así los GDD requeridos para que la pupa de *A. ludens* esté lista previo a la irradiación y se estableció un buen resultado en todos los tratamientos en porcentaje de moscas emergidas y voladoras, manteniendo la calidad del material biológico producido. En pre-irradiación y post-irradiación el porcentaje de emergidas fue un resultado alto, ya que dichos porcentajes están dentro del límite mínimo y máximo de moscas emergidas y voladoras establecido por Planta Moscafrut.

Esta metodología, debido a que los insectos son poiquilotermicos se puede replicar para el manejo de diferentes especies en cría masiva, lo cual permitiría el cumplimiento sostenido de metas de producción.

## 7.- BIBLIOGRAFÍA

- Abrami, G. 1972. Optimum mean temperature for plant growth calculated by a new method of summation. *Ecology*, 53: 893-900.
- Allen, J. C. 1976. A modified sine wave method for calculating day degrees. *Environ. Entomol.*, 5: 388-396.
- Aluja, M., Piñero J., Jácome I., Fleischer F. D. 1999. Behavior of flies in the genus *Anastrepha* (Trypetinae: Toxotripanini). pp. 363-374. En: Aluja M. y A. L. Norrbom. 1999. *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*. CRC Press. Washington D. C.
- Aluja, S. M., Mangan R. L. 2008. Fruit fly (Diptera: Tephritidae) host status determination critical conceptual, methodological, and regulatory considerations. *Ann. Rev. Entomol.*, 23: 473-502.
- Aluja, M., 1994. Bionomics and management of *Anastrepha*. *Annu. Rev. Entomol.* 39, 155– 178.
- Aluja-Schuneman, M., 1996. Future trends in fruit fly. Management. pp. 309-320. In: McPheron, B.A. y G.J. Steck. (eds.). *Fruit Fly Pests. A world assessment of their Biology and Management*. St. Lucie Press. Delray Beach FL. USA. 586 p.
- Ángel, R. M. 2018. Las unidades calor. UNISEM. Recuperado de [https://semillastodoterreno.com/2018/11/las-unidades-calor#:~:text=La%20Unidades%20Calor%20\(UC\)%20son,temperaturas%20adecuadas%20para%20su%20desarrollo](https://semillastodoterreno.com/2018/11/las-unidades-calor#:~:text=La%20Unidades%20Calor%20(UC)%20son,temperaturas%20adecuadas%20para%20su%20desarrollo). [Consultado: 09 de febrero del 2024].
- Arnold, C. Y. 1960. Maximum-minimum temperatures as a basic for computing heat units. *Proc. Am. Soc. Hort. Sci.*, 76: 682-692

- Baker, A. C., W. E. Stone, C. C. Plummer, and M. McPhail. 1944. A review of studies on the Mexican Fruitfly and related Mexican species. U.S.D.A. Misc. Publ. 531, 155 pp.
- Bakri, A., K. Mehta & D. R. Lance. 2005. Sterilizing insects with ionizing radiation. En: Dyck, V. A., J. Hendrichs & A. S. Robinson [Eds.] Sterile Insect Technique. Principles and Practice in Area-Wide Integrated Pest Management. Springer. 233-268.
- Baskerville, G. L. y EMIN, P. 1969. Rapid estimation of heat accumulation from maximum and minimum temperatures. *Ecology*, 50: 514-517.
- Belehradek, J. 1935. Temperature and living matter. *Protoplasma Monogr.* 8, Verlag Gebrüder Brontraeger. Berlín.
- Briere, J. F., PRACROS, P., LE ROUX, A. Y. y PIERRE, J. S. 1999. A novel model of temperature-dependent development for arthropods. *Environ. Entomol.*, 28: 22-29.
- Bujanos, M. R.; Marin, A.; Galvan F., y Byerly, K. F. 1993. Manejo integrado de la palomilla dorso diamante *Plutella xylostela* (L.) (Lepidoptera: Ponomeutidae), en el Bajío, México. Publicación especial (4), 5-16.
- CABI, 2017. *Anastrepha ludens* (Mexican fruit fly). Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/5654> [consultado: 25 de Enero 2024].
- Cancino, D. J. L., & M. O. YOC. 1993. Methods proposed to apply quality control in the mass rearing of *Diachasmimorpha longicaudata*. En: Nicoli, G., M. Benuzzi & N. C. Leppla (eds.), Quality control of mass reared arthropods, IOBC-Rimini, Italia, pp. 37-47.
- Candolle, A. P. 1855. *Geographie botanique, raisonnée*. París.
- Carey, J. R., P. Liedo, H. G. Müller, J. L. Wang, D. Senturk and L. Harshman. 2005. Biodemography of a long-lived tephritid: Reproduction and longevity in a large cohort of female Mexican fruit flies, *Anastrepha ludens*. *Exp. Geront.* 40: 793-800.

- Carroll, L. E., and R. A. Wharton. 1989. Morphology of the immature stages of *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 82: 201-214.
- Casana-Giner, V., A. GandiaBalaguer, C. Mengod-Puerta, J. Primo-Millo & E. Primo-Yufer. 1999. Insect growth regulators as chemosterilants for *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). *J. Econ. Ent.* 92: 303-308.
- Cayol, J. P. 2000. Changes in sexual behavior and life history traits of tephritid species caused by massrearing processes. Pp. 843–860. *In: M. Aluja, and A. L. Norrbom. [Eds.]. Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior.* CRC Press, Boca Raton, FL. USA.
- Celedonio-Hurtado, H., Liedo, P., Aluja M., Guillen, M. J., Berrigan D., Carey J. R. 1988. Demography of *Anastrepha ludens*, *A. obliqua* and *A. serpentina* (Diptera: Tephritidae) in México. *Fla. Entomol.* 71:111-120.
- Chiang, H. 1985. Insects and their Environment. p. 128-161. *In: R.E. Pfadt (ed.) Fundamentals of Applied Entomology.* MacMillan Publishing Company, NY, USA.
- Crampton, J. M. 1993. Genetic engineering of insects and applications in basic and applied entomology. *En: Management of Insect Pests: Nuclear and Related Molecular and Genetic Techniques.* Vic Library Cataloging in Publication Data. 33-47.
- Damos, P. 2015. Modular structure of web-based decision support systems for integrated pest management. *Agron. Sustainable Development.* 35(4):1347-1372.
- Díaz-Fleischer, F., and M. Aluja M. 2003. Clutch size in frugivorous insects as a function of host hardness: the case of the tephritid fly *Anastrepha ludens*. *Ecol. Entomol.* 28: 268–77.
- Domínguez, J., T. Artiaga – López, E. Solís y E. Hernández. 2010. Métodos de colonización y cría masiva, pp. 259-276.



- Domínguez, J., T. Artiaga-López, E. Solís, & E. Hernández. 2010. Métodos de colonización y cría masiva, pp. 259–276. In: P. Montoya, J. Toledo & E. Hernández [Eds.]. *Moscas de la Fruta: Fundamentos y Procedimientos para su Manejo*. S y G. Editores. México D.F. 395 pp.
- Enkerlin, W. R. 2005. Impact of Fruit Fly Control Programmes using the Sterile Insect Technique. Pp. 651- 676. En: Dycks, V. A., J. Hendrichs & A. S. Robinson, [Eds.] *Sterile Insect Technique. Principles and Practice in Area-Wide Integrated Pest Management*. Springer.
- Fletcher, B. S. 1987. The biology of Dacine fruit flies. *Annu. Rev. Entomol.* 32: 115-144.
- Fletcher, B. S., 1989, Temperature-development rate relationships of the immature stages and adults of Tephritid fruit flies. In: A. S. Robson & G. Hooper (eds.), *Fruit flies: their biology natural enemies and control*, 446p. Elsevier Science Publ., New York.
- Flores-Garcia, H.S., Zepeda-Cisneros, C.S., Ibañez-Palacios, J., Garcia-Martínez, V., 2010. Banco de Germoplasma de mutantes de la mosca mexicana de la fruta *Anastrepha ludens*, pp. 482-486. En: Cruz, S.G., Mendoza, A., Morales, A. (eds.). *Entomología Mexicana vol. 9*. Colegio de Posgraduados, Texcoco. Estado de México. 976 p.
- Gallardo, L. J. J. 2017. Ficha técnica *Anastrepha ludens* Loew. Mosca mexicana de la fruta. INIFAP Rio Bravo, San Luis potosí, México. Pp. 28. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/249395/Anastrepha\\_ludens\\_Loew.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/249395/Anastrepha_ludens_Loew.pdf) [consultado: 25 de Enero del 2024].
- Gutiérrez, R. J. M. 2003. Campaña Nacional contra Moscas de la Fruta: Situación Actual y Perspectivas, pp. 3-12. En: *Memorias del XV Curso Internacional sobre Moscas de la Fruta. Programa MOSCAMED-MOSCAFRUT, SAGARPA-IICA. 2003.*
- Gutiérrez, J. M. 2010. El programa moscas de la fruta en México, pp. 3-9. En: Montoya, P., Toledo, J., Hernández, E. (eds.). *Moscas de la Fruta:*

Fundamentos y Procedimientos para su Manejo. S y G editores. ISBN 978-607-7552-06-2. Coyoacán, México, D.F.

Gutiérrez-Ruelas, J.M., Santiago-Martínez, G., Cárdenas-Lozano, J. y De los Santos, M. 2010. Advances in the National Programme against fruit flies in México, pp. 241. In 8th International Symposium on Fruit flies of Economic Importance. Book of abstracts. Universidad Politécnica de Valencia. 26 septiembre – 1 octubre. ISBN 978-84-693-4446-0. 335 p.

Hassan, Q.; Bourque, C.; Meng, F. and Richards, W. 2007. Spatial mapping of growing degree days: an application of MODIS-based surface temperatures and enhanced vegetation index. *J. Appl. Remote Sensing*. 1(1):1-12.

Hendrichs, J., G. Franz & P. Rendón. 1995. Increased effectiveness and applicability of the sterile insect technique through male-only releases for control of the Mediterranean fruit fly during fruiting seasons. *J. Appl. Entomol.* 119, 371-377.

Hernández, E. S., Flores, B. M., de la L. Sosa I. y H. Ezquivel L. 2005. Tamaño de unidad muestral y número de repeticiones para la estimación de los parámetros de desarrollo de *Anastrepha obliqua* y *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae). *Folia Entomol. Mex.* 44(2):155-164 pp.

Hernández, E., T. Artiaga & S. Flores. 2004. Development of an artificial oviposition device for *Anastrepha striata* Schiner (Diptera: Tephritidae), pp. 393–398. In: B. N. Brian [Ed.]. *Proceedings of the 6th International Symposium on Fruit Flies of Economic Importance*. Heriotdale, Stellenbosch, South África.

Hernández-Ortiz, V. 1992. El género *Anastrepha* Schiner en México (Diptera: Tephritidae), Taxonomía, distribución y sus plantas huéspedes. Instituto de Ecología, Xalapa México. 162 p.

Hernández-Ortiz, V. 2007. Diversidad y biogeografía del género *Anastrepha* en México. En: V. Hernández- Ortiz (Ed.), *Moscas de la fruta en Latinoamérica (Diptera: Tephritidae): Diversidad, Biología y Manejo*. S y G editores, Distrito Federal, México. Pp: 53-76.

- IAEA. S/f. Técnica del insecto estéril. Recuperado de <https://www.iaea.org/es/temas/tecnica-del-insecto-esteril> [Consultado: 03 de febrero de 2024].
- Janisch, E. 1925. Über die Temperaturabhängigkeit biologischer Vorgänge und ihre Kurvenmassige Analyse. *Pfluger's Archiv. Ges. Physiol.*, 209: 414-436.
- Kuba, H., T. Kohama, H. Kakinohana, M. Yamagishi, K. Finjo, Y. Sokei, T. Nakasone y. Nakamoto. 1996. The successful eradication programs of the melon fly in Okinawa. Pp. 543-550. En: B. A.
- Leppla, N. C., J. L. Carlyle & T. C. Carlisle. 1973. Effect of surface sterilization and automatic collection on *Cabbage looper* eggs. *Journal of Economic Entomology*, 67: 33–36.
- Leyva-Vázquez J. L. 1988. Temperatura umbral y unidades calor requeridas por los estados inmaduros de *Anastrepha ludens* (Loew) (Diptera: Tephritidae). *Folia Entomol. Mex.* 74: 189-196.
- Liedo, P., J. R. Carey, H. Celedonio, and J. Guillen. 1992. Size specific demography of three species of *Anastrepha* fruit flies. *Entomol. Exp. Appl.* 63: 135-142.
- Liedo, P., C. López. L., D. Orozco., L. Quintero, J., B. Pérez. C., H. Refugio. M., A. Oropeza y J. Toledo. 2010. Effect of post-teneral diets on the performance of sterile *Anastrepha ludens* and *Anastrepha obliqua* fruit flies. Artículo científico recuperado de ECOSUR, Tapachula, Chiapas, México. P-p 12.
- Loera, G. J. J. 2017. Mosca mexicana de la fruta *Anastrepha ludens* (Loew). Ficha técnica, SENASICA. Pp 30. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/249395/Anastrepha\\_ludens\\_Loew.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/249395/Anastrepha_ludens_Loew.pdf) [Consultado: 08 de febrero del 2024].
- Loera, G., L. 2009. Ficha técnica *Anastrepha ludens* (Loew). Mosca mexicana de la fruta disponible en: [https://www.gob.mx-cms-uploads-attachment-file-249395-Anastrepha\\_ludens\\_loew.pdf](https://www.gob.mx-cms-uploads-attachment-file-249395-Anastrepha_ludens_loew.pdf) (consultado: 25 de enero del 2024).

- López-Arriaga, F., Gordillo, V. H., Cancino, J. y Montoya P. (2020). Irradiation of early immature *Anastrepha ludens* stages for the rearing of *Doryctobracon areolatus* (Hymenoptera: Braconidae), a fruit fly parasitoid. Recuperado de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32419690/> [Consultado: 16 de mayo del 2024].
- Mackauer, M., 1976: Genetic problems in the production of biological control agents. *Ann. Rev. Entomol.*, 21: 369-385.
- Maiorano, A. 2012. A physiologically based approach for degree-day calculation in pest phenology models: the case of the european corn borer (*Ostrinia nubilalis* Hbn.) in northern Italy. *Inter. J. Bio.* 56(4):653-659.
- Marco, V. S. 2001. Modelización de la tasa de desarrollo de insectos en función de la temperatura. Aplicación al Manejo Integrado de Plagas mediante el método de grados-día. Universidad de La Rioja, Avenida de la Paz. Pp-147-150. Recuperado de [http://sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN\\_28/B28-038-147.pdf](http://sea-entomologia.org/PDF/BOLETIN_28/B28-038-147.pdf) [Consultado: 14 de febrero del 2024].
- Martínez, S. G., D. Orozco. D., I. Hernández. R., M., L. Álvarez H., J. y L. Bravo J. J. 2012. Manual de control de calidad de moscas de la fruta estériles. SENASICA. Pp. 1-34. Recuperado de [http://dtisartec.senasica.gob.mx:8080/biblioteca/libros/ccalidad/Santiago%20Martinez,G.%20y%20otros\\_2012\\_2%20.pdf](http://dtisartec.senasica.gob.mx:8080/biblioteca/libros/ccalidad/Santiago%20Martinez,G.%20y%20otros_2012_2%20.pdf) [Consultado: 07 de febrero 2024].
- Mastrangelo, T., A. G. Parker, A. Jessup, R. Pereira, D. Orozco Dávila, A. Islam, T. Damalage & J. M. M. Walder. 2010. A new generation of X ray irradiators for insect sterilization. *J. Econ. Entomol.* 103: 85-94.
- Mohamed, A. A., Ndlela, S. y Azrag., A. G. A. (2021). Determination of temperature thresholds for the parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae), using life cycle simulation modeling: Implications for effective field releases in classical biological control of fruit flies. Department of Crop

- Protection, Faculty of Agricultural Sciences, University of Gezira, Wad Medani, Sudan. Pp-1 (21).
- Molina, N. C. M. 2011. Diferenciación genética y demográfica de poblaciones de *Anastrepha ludens* (Díptera: Tephritidae) en México. Tesis en Maestría en el Colegio de frontera sur. Chiapas, México. Pp 93.
- Navarro-Llopis, V. J. SanchisCabanes, I. Ayala, V. Casana-Giner y E. Primo-Yufera. 2004. Efficacy of lufenuron as chemosterilant against *Ceratitis capitata* in field trials. Pest Man. Sci. 60: 914-920.
- OEPP/EPPO (Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des Plantes/European and Mediterranean Plant Protection Organization). 2006. *Anastrepha ludens*. Distribution maps of quarantine pests for Europe. <http://pqr.eppo.org/datas/ANSTLU/ANSTLU.pdf>, (Consultado: 25 de Enero 2024).
- Orozco, D., A. G. Schwarz y A. Pérez-Romero. 1983. Manual de procedimientos de Control de Calidad. D. G. S. V. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Talleres Gráficos de la Nación. México, D. F. 137 p.
- Ott, R. L., and M. Longneaker. 2001. An Introduction of Statistics Methods and Data Analyses. 5th ed. Duxbury Publishers, 1152 pp. Pacific Grove, California, USA.
- Pérez, R. A. 1987. Tasas de supervivencia y reproducción de *Anastrepha ludens* (Loew) en diferentes hospedantes (Tesis de Maestría en Ciencias). Colegio de Posgraduados, Montecillo, Estado de México. 89 p.
- Reibisch, J. 1902. Über den Einfluss der temperatur auf die Entwicklung von fischeiern. Wiss Meeresuntersuch., 2: 213-231
- Rial, E. A. P. Mongabure & C. A. Borges. 2006. Fruit Fly Eradication Programme in Patagonia, Argentina. En: Actas del 7th Symposium of Fruit Flies of Economic Importance. 10 al 15 de septiembre, Salvador Bahia, Brasil.

- Rivera, J. Pedro, Hernández, E., Toledo, J., Bravo, B., Salvador, M. y Gómez, Y. (2012). Optimización del proceso de cría de *Anastrepha ludens* Loew (Diptera: Tephritidae) utilizando una dieta larvaria a base de almidón pre-gelatinizado. *Acta zoológica mexicana*, 28(1), 102-117. Recuperado de [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0065-17372012000100008](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372012000100008) [consultado: 05 de febrero 2024]
- Romero, T. G. R. 2009. Efecto de la temperatura en el desarrollo de la pupa y madurez sexual del adulto *Anastrepha obliqua* (Diptera: Tephritidae). Tesis en Maestría. ECOSUR, Tapachula, Chiapas, México. Recuperado de [https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1017/1672/1/100000035601\\_documento.pdf](https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1017/1672/1/100000035601_documento.pdf). [Consultado: 07 de febrero 2024).
- SAGARPA. 2019. Manual del Procedimiento de la cría de *Diachasmimorpha longicauda*. SAGARPA-IICA. Moscafrut, Metapa de Domínguez, Chiapas, México. Pp-55
- Sanderson, E. D. y PEAIRS, L. M. 1913. The relation of temperature to insect life. N.H. Coll. Agric. Exp. Stn. Tech. Bull. N° 7.
- SARH. 1991. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Campaña Nacional Contra Moscas de la Fruta (Mediante el uso de control integrado de plagas para el saneamiento y mejoramiento de la producción frutícola de México). Escenario 12 años. Resumen Ejecutivo. México, D.F. 28 p.
- SENASICA. (2018). Informe anual programa operativo moscafrut. Pp-17. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/483022/Informe\\_Anual\\_Moscafrut\\_2018.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/483022/Informe_Anual_Moscafrut_2018.pdf) [Consultado: 18 de abril 2024].
- SENASICA. 2017. Informe mensual de la campaña nacional contra la mosca de la fruta. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/269756/informe\\_CNCFM\\_SEPT\\_2017.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/269756/informe_CNCFM_SEPT_2017.pdf) [Consultado: 01 de Febrero 2024].

- SENASICA. 2018. Producción de material biológico e investigación Básica y aplicada. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/483021/1er\\_Trimestre\\_2018\\_Programa\\_Operativo\\_Moscafrut.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/483021/1er_Trimestre_2018_Programa_Operativo_Moscafrut.pdf) [Consultado: 06 de Febrero del 2024].
- Sequeira, R., L. Millar, and D. Bartels. 2001. Identification of Susceptible Areas for the Establishment of *Anastrepha spp.* Fruit Flies in the United States and Analysis of Selected Pathways. [www.aphis.usda.gov/plant\\_health/plant\\_pest\\_info/fruit\\_flies/.../isa.pdf](http://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/fruit_flies/.../isa.pdf). [Consultado: El 08 de febrero 2024] 45p.
- Sevacherian, V., STERN, V. M. y MUELLER, A. J. 1977. Heat accumulation for timing Lygus control measures on a safflower-cotton complex. J. Econ. Entomol., 70: 399-402.
- Sharpe, P. J. H. y DEMICHELE, D. W. 1977. Reaction kinetics of poikilotherm development. J. Theor. Biol., 64: 649-670
- Simuta. S. Y. (2023). Los rayos-x como alternativa a la radiación Gamma para tratamiento fitosanitario y la técnica del insecto estéril. Tesis para optar por el Doctorado en Ciencias Agropecuarias. Universidad Veracruzana, México. Pp-116.
- Sotero, S. R, Hernández, E. y Obra G. B. (2018). Radiation Sterilization of Mexican Fruit Fly *Anastrepha ludens* (Leow) Based on Pupal Eye Color. Programa Moscafrut (SAGARPA-IICA). Metapa de Domínguez, Chiapas, México. Recuperado de: [https://philjournalsci.dost.gov.ph/images/pdf/pjs\\_pdf/vol148no1/radiation-sterilization-of-mexican-fruit-fly\\_.pdf](https://philjournalsci.dost.gov.ph/images/pdf/pjs_pdf/vol148no1/radiation-sterilization-of-mexican-fruit-fly_.pdf) [Consultado: 17 de mayo del 2024].
- Telles-Romero., R. Toledo., J, Hernández., E, Quintero-Fong., J. L. y Cruz-López L. (2011) Effect of temperature on pupa development and sexual maturity of laboratory *Anastrepha obliqua* adults. Bull Entomol Res. Recuperado de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21473797/#:~:text=The%20optimal%20temperature%20on%20pupa,ideal%20attributes%20for%20rearing%20purposes.> [Consultado: 16 de mayo del 2024].

- Thomas, D. B. 1997. Degree-Day accumulations and seasonal duration of the pre-imaginal stages of the Mexican fruit fly (Díptera: Tephritidae). *Florida Entomol.* 80: 71-78.
- Thomas, D. B. and J. Loera-Gallardo (1998) Dispersal and longevity of mass-released Sterelized mexcan fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Environmental Entomology* 27:1045-1052.
- Toledo, G. Bustos, E. M. y Liedo P. (2001). Irradiación de naranjas infestadas por *anastrepha ludens* (loew) (diptera: tephritidae) como tratamiento cuarentenario. Colegio de la Frontera Sur. Tapachula, Chiapas, México. Pp-13  
Recuperado de:  
<https://acaentmex.org/fofia/revista/Vol%2040/Vol40Num3/283-296.pdf>  
[Consultado: 17 de mayo del 2024].
- UASLP (Universidad Autónoma de San Luis Potosí). 2010. SINAVEF (Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria), Coordinación para la Innovación y Aplicación de la Ciencia y la Tecnología.
- UASLP (Universidad Autónoma de San Luis Potosí). (2011). Grados día de desarrollo.  
Recuperado de  
[http://langif.uaslp.mx/documentos/presentaciones\\_internacionl/01/resumen\\_abraham.pdf](http://langif.uaslp.mx/documentos/presentaciones_internacionl/01/resumen_abraham.pdf). [Consultado: 08 de febrero 2024].
- Vargas, L. A. 2010. Monitoreo de plagas en el cultivo de brócoli y coliflor. Birds eye de México S.A de C.V. Boletín, informativo Num.1 Pp-11.
- Vera, T. M. 2016. Manual de sistemas cuarentenarios para plagas agrícolas. Técnica del insecto estéril. EEAOC, Tucuman, Argentina. Pp1-9. Recuperado de  
<http://dtisartec.senasica.gob.mx:8080/biblioteca/libros/articulos/Maria%20Teresa%20Vera.2016.3%20.pdf>. [Consultado: 03 de febrero 2024].
- Wagner, T.L., Wu, H., Sharpe, P. J. H., Schoolfield, R. M. y Coulson, R. N. 1984. Modeling insect development rates: a literature review and application of a biophysical model. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **77**: 208-225.



- Weems, H. V. Jr., J. B. Heppner, G. J. Steck, T. R. Fasulo, and J. L. Nation. 2001. Mexican fruit fly *Anastrepha ludens* (Loew) (Diptera: Tephritidae). Entomology Circular No. 16. EENY-201. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry. 5p.
- Wong, T. T. Y. & M. M. Ramadan. 1987. Parasitization of the Mediterranean and Oriental fruit flies (Diptera: Tephritidae) in the Kula area of Maui, Hawaii. J. Econ. Entomol. 80 (1): 77-80.
- Zepeda-Cisneros, C. S., Ibáñez, J., Meza, S., Gálvez, S., Flores, H., García-Martínez, V., 2008. Mutantes de pupa para el sexado genético de la mosca Mexicana de la fruta *Anastrepha ludens*: Herencia y ligamiento. En: Memorias 7a Reunión del grupo de 114 Trabajo en Moscas de la Fruta del Hemisferio Occidental. Nov 2-7. Mazatlán, Sinaloa. México, pp. 114.

## 8.- ANEXOS

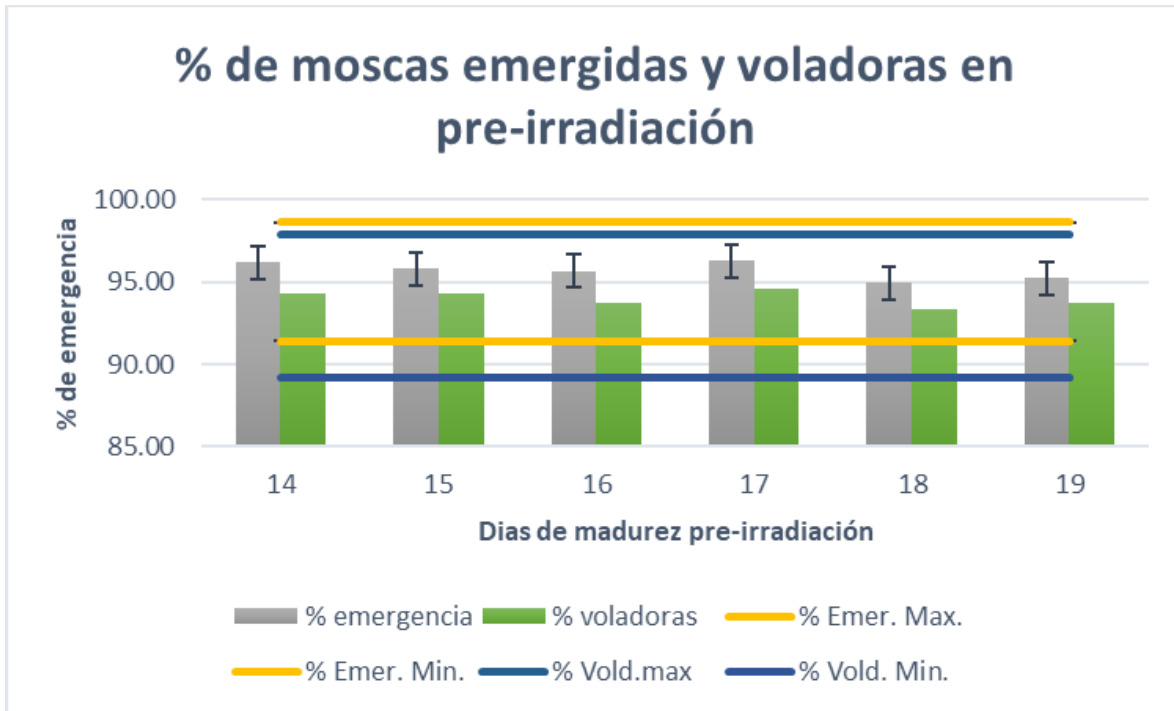
**Anexo 1.** Cuadro ANOVA: Variable Emergidas

<b>Fuente</b>	<b>DF</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Cuadrado medio</b>	<b>Valor F</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Temperatura</b>	5	41.5347	8.3069	3.28	0.0079
<b>Radiación</b>	1	100.0000	100.0000	39.52	<.0001
<b>Temperatura*Radiación</b>	5	8.8050	1.7610	0.70	0.6274

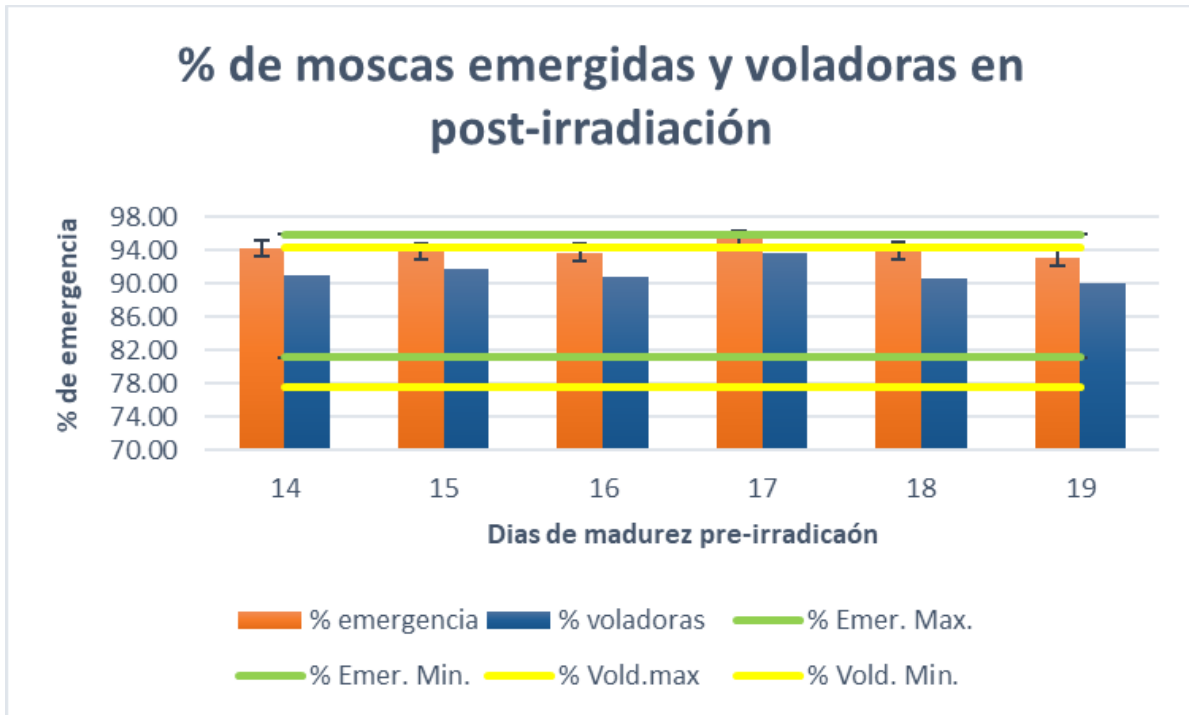
**Anexo 2.** Cuadro ANOVA: Variable Voladoras

<b>Fuente</b>	<b>DF</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>Cuadrado medio</b>	<b>Valor F</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Temperatura</b>	5	85.0180	17.0036	3.96	0.0022
<b>Radiación</b>	1	254.8014	254.8014	59.32	<.0001
<b>Temperatura*Radiación</b>	5	26.3341	5.2668	1.23	0.3004

**Anexo 3.-** Porcentaje promedio y desviación estándar de moscas emergidas y voladoras en pre- irradiación a los 14,15, 16, 17, 18 y 19 días de madurez, a temperaturas de 20°, 24° y 26.9°C.



**Anexo 4.-** Porcentaje promedio y desviación estándar de moscas emergidas y voladoras en post-irradiación previo a irradiación a los 14,15, 16, 17, 18 y 19 días de madurez, a temperaturas de 20°, 24° y 26.9°C.



**Anexo 5.** Límites máximos y mínimos estandarizados por control de calidad en Planta Moscafrut de moscas emergidas y voladoras en pre y post-irradiación

<b>Variables</b>	<b>Pre-irradiación</b>		<b>Post-irradiación</b>	
	Límite mínimo	Límite máximo	Límite mínimo	Límite máximo
<b>Emergencia</b>	91.4 %	98.6 %	81.1 %	95.9 %
<b>Voladoras</b>	89.2 %	97.9 %	77.5 %	94.3 %