

Universidad Autónoma de Sinaloa

Colegio en Ciencias Agropecuarias



Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte

Maestría en Ciencias Agropecuarias

***Zaprionus indianus*: EFICACIA DE CEBOS, FLUJO POBLACIONAL Y
PATOGENICIDAD DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS**

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS
AGROPECUARIAS

PRESENTA:

ING. JESÚS FORTUNATO RUIZ RAMÍREZ

DIRECTOR DE TESIS:

DR. EVERARDO LÓPEZ BAUTISTA

CO-DIRECTOR DE TESIS:

DR. FORTUNATO RUIZ MARTÍNEZ

ASESORES:

DR. FERNANDO ALBERTO VALENZUELA ESCOBOZA

DR. CARLOS PATRICIO ILLESCAS RIQUELME

Culiacán de Rosales, Sinaloa, México, a septiembre de 2024



Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

UAS-Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial
Compartir Igual, 4.0 Internacional

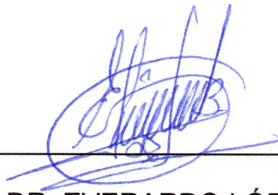


ESTA TESIS FUE REALIZADA POR EL **INGENIERO JESÚS FORTUNATO RUIZ RAMÍREZ**, BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO APROBADA POR EL MISMO, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

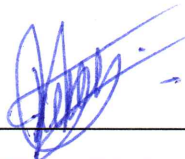
CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR



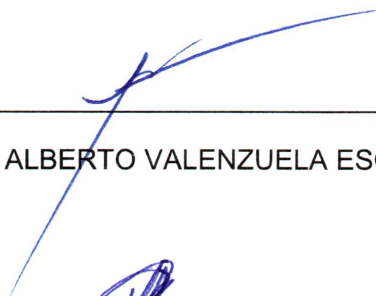
DR. EVERARDO LÓPEZ BAUTISTA

CO-DIRECTOR



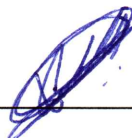
DR. FORTUNATO RUIZ MARTÍNEZ

ASESOR



DR. FERNANDO ALBERTO VALENZUELA ESCOBOZA

ASESOR



DR. CARLOS PATRICIO ILLESCAS RIQUELME

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por darme la oportunidad de vivir este maravilloso planeta lleno de bondades, por hacer mis sueños realidad y permitirme ser parte de la gran familia del Colegio de Ciencias Agropecuarias.

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencia y Tecnología (CONAHCYT) por su apoyo financiero durante el desarrollo de esta investigación.

Agradezco al Dr. Everardo López Bautista, Director de tesis, quien, con sus conocimientos, confianza, experiencias y motivación, me acompañó y asesoró durante toda la etapa de la investigación.

Al Dr. Fortunato Ruiz Martínez, Co-Director de tesis, por su orientación, comprensión y constancia al compartir sus experiencias y enseñanzas en el desarrollo de esta investigación,

Al Dr. Fernando Alberto Valenzuela Escoboza, Asesor de tesis, por sus enseñanzas en el encuentro con la realidad y la confianza que me otorga en todo momento.

Al Dr. Carlos Patricio Illescas Riquelme, por sus aportaciones para la mejora de esta investigación y sus orientaciones durante mi formación profesional.

Al M.C. Jorge Manuel Valdez Carrasco, por compartir sus conocimientos y años de experiencia en el mundo de la fotografía científica, y aportar sugerencias que fortalecieron la presente investigación, además de convertirse en un excelente amigo.

Al Ing. Fabricio Leyva Félix, encargado de la producción de higos de la empresa ALFER, por su amistad y su confianza al permitirme ingresar a sus predios e integrarme a su equipo de trabajo.

Al Dr. Ariel W. Guzmán Franco, por abrirme las puertas y enseñarme lo maravilloso del mundo del control biológico de plagas.

A mis amigos de escuela por enseñarme el gran valor de la amistad, la lealtad y el trabajo en equipo que mucho contribuyeron en mi formación y en el conocimiento de la vida del agrónomo en la realidad del campo agrícola.

Infinitas gracias a todos.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de investigación a mi familia y mi prometida, doy gracias a dios por permitirme tenerlos a mi lado día a día, siempre estaré agradecido por todo lo que hacen por mí, por ponerme el ejemplo de vida y ponerme metas a largo plazo, por enseñarme valores y siempre guiarme por buen camino, por estar siempre tras mío apoyándome en cada momento y decisión de mi vida.

A la Universidad Autónoma de Sinaloa, al Colegio de Ciencias Agropecuarias y a la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte por abrigarme durante dos años de mi formación profesional y académica, por brindarme el conocimiento y las experiencias necesarias que mucho influyeron para desarrollarme como futuro investigador.

A mis colegas que siempre me animaron y apoyaron, con quienes comparto mis éxitos y satisfacciones, esperando que el tiempo consolide nuestra amistad.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
RESUMEN	ix
ABSTRACT	x
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos	3
3. HIPÓTESIS	3
4. JUSTIFICACIÓN	4
5. REVISIÓN DE LITERATURA	5
5.1 Moscas de la fruta en el cultivo de higo en México	5
5.2 <i>Zaprionus indianus</i> : Plaga de interés en el cultivo del higo	5
5.2.1 Importancia	6
5.2.2 Taxonomía	7
5.2.3 Biología y hábitos	7
5.2.4 Distribución	8
5.2.5 Morfología	10
5.2.6 Monitoreo	10
5.2.7 Hospedantes	11
5.2.8 Control	11
5.3 Control Biológico de <i>Zaprionus indianus</i>	12
5.3.1 <i>Beauveria bassiana</i> como agente de control biológico	14
5.3.1.1 Características morfológicas	14
5.3.1.2 Taxonomía	14
5.3.2 <i>Metarhizium anisopliae</i> como agente de control biológico	15
5.3.2.1 Características morfológicas	15
5.3.2.2 Taxonomía	15
5.3.3 <i>Lecanicillium lecanii</i> como agente de control biológico	16

5.3.3.1	Características morfológicas.....	16
5.3.3.2	Taxonomía.....	16
5.3.1	<i>Paecilomyces fumosoroseus</i> como agente de control biológico.....	17
5.3.1.1	Características morfológicas.....	17
5.3.1.2	Taxonomía.....	18
6.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	19
6.1	Sitio experimental.....	19
6.2	Monitoreo previo.....	19
6.3	Establecimiento de cebos.....	19
6.4	flujo poblacional.....	20
6.5	Patogenicidad de hongos entomopatógenos.....	21
6.5.1	Cría de <i>Z. indianus</i>	21
6.5.2	Material biológico.....	22
6.5.3	Evaluación de patogenicidad.....	24
7.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	27
7.1	Cebos como atrayentes.....	27
7.2	Flujo poblacional.....	29
7.3	Determinación de patogenicidad.....	34
7.	CONCLUSIONES.....	37
8.	RECOMENDACIONES.....	38
9.	LITERATURA CITADA.....	39

ÍNDICE DE CUADROS

Tabla 1. Productos comerciales de hongos entomopatógenos evaluados en el experimento	23
Tabla 2. Número de adultos de <i>Zaprionus indianus</i> capturados con cuatro atrayentes alimenticios a lo largo de un año.	28
Tabla 3. Coeficientes de correlación Spearman, $N = 52$ Prob $> r $ suponiendo $H_0: \rho=0$	32
Tabla 4. Elección de variables dependientes para predecir la variable Captura.....	33
Tabla 5. <i>Estimaciones de parámetros, Regresión robusta</i>	33
Tabla 6. Mortalidad (%) de adultos de <i>Zaprionus indianus</i> tratados con cuatro aislamientos de hongos entomopatógenos.....	35

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estados con presencia de <i>Z. indianus</i> en México.....	9
Figura 2. Jaulas utilizadas para la cría de <i>Z. indianus</i>	21
Figura 3. Recipiente donde se colectó higo con probable presencia de larvas de <i>Z. indianus</i>	22
Figura 4. Recipientes donde se ubicaron a los adultos de <i>Z. indianus</i> inoculados con los diferentes tratamientos.....	24
Figura 5. Aspiradora entomológica.	25
Figura 6. Tapa modificada para realizar inmersión en los tratamientos.....	25
Figura 7. Ejemplar de un adulto de <i>Zaprionus indianus</i> . A) Vista dorsal, B) Vista lateral	27
Figura 8. Captura de adultos de <i>Z. indianus</i> por los diferentes atrayentes a lo largo de un año.	29
Figura 9. Captura de adultos de <i>Z. indianus</i> por el jugo comercial de granada y manzana a lo largo de un año.	30
Figura 10. Hembras y machos de <i>Z. indianus</i> capturados por los tratamientos a lo largo de un año.	31
Figura 11. Hembras y machos de <i>Z. indianus</i> capturados por jugo comercial de granada con manzana a lo largo de un año	31
Figura 12. Temperatura (°C) y su relación con la captura de adultos hembras y machos de <i>Zaprionus indianus</i> a lo largo de un año	32
Figura 13. Adultos de <i>Z. indianus</i> con esporulación de diferentes hongos entomopatógenos. A) <i>B. bassiana</i> , B) <i>L. lecanii</i> , C) <i>M. anisopliae</i> y D) <i>P. fumosoroseus</i> .	34
Figura 14. Mortalidad general por especie de hongos entomopatógenos en adultos de <i>Z.</i> <i>indianus</i>	36

RESUMEN

El uso de cebos para monitorear plagas agrícolas y la aplicación de hongos entomopatógenos para controlarlas es esencial en el Manejo Integrado de Plagas (MIP). Los cebos ayudan a conocer el flujo poblacional de las plagas, lo que evita la aplicación de plaguicidas químicos sin previo monitoreo, reduciendo la creación de resistencia en los individuos. Por lo que es determinante desarrollar alternativas para el monitoreo y control de plagas. En este sentido, el presente trabajo se enfoca en el uso de cebos y control de *Z. indianus* en el cultivo de higo.

Se evaluó la efectividad de diferentes cebos comerciales, como el jugo de piña, granada y manzana, vino blanco y vinagre de manzana, para monitorear la presencia de *Z. indianus*. El jugo de granada y manzana se destacó como el atrayente más eficaz y se encontró una correlación negativa entre la temperatura y la presencia de *Z. indianus*. En los meses más fríos, la incidencia de la plaga es mayor.

También se evaluó la efectividad de diferentes hongos entomopatógenos, como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* para controlar esta plaga. Los adultos tratados con los hongos *P. fumosoroseus* y *M. anisopliae* presentaron la mayor mortalidad, 84.5% y 77.6% respectivamente después de cinco días de la aplicación de los tratamientos.

En conclusión, este trabajo contribuye a proporcionar información relevante para monitoreo y el manejo adecuado de *Z. indianus*, lo que ayudará a implementar medidas de control en el momento preciso y reducir la pérdida de producción en el cultivo de higo. En este sentido, el uso de cebos y hongos entomopatógenos es una alternativa amigable con el ambiente que permite establecer un manejo integrado de plagas en los cultivos.

Palabras clave: Hongos entomopatógenos, incidencia, monitoreo, captura, abundancia

ABSTRACT

The use of baits to monitor agricultural pests and the application of entomopathogenic fungi to control them is essential in Integrated Pest Management (IPM). Baits help understand the population flow of pests, avoiding the application of chemical pesticides without prior monitoring and reducing the creation of resistance. Therefore, it is crucial to develop alternatives for pest monitoring and control. This study focuses on the use of baits and control of *Zaprionus indianus* in fig cultivation.

The effectiveness of different commercial baits, such as pineapple, pomegranate and apple juice, white wine and apple cider vinegar, was evaluated to monitor the presence of *Z. indianus*. Pomegranate and apple juice were found to be the most effective attractant and a negative correlation was found between temperature and the presence of *Z. indianus*. The incidence of plague was highest during the coldest months.

The effectiveness of different entomopathogenic fungi, such as *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium lecanii* and *Paecilomyces fumosoroseus*, for the control of this pest was also evaluated. Adults treated with *P. fumosoroseus* and *M. anisopliae* had the highest mortality, 84.5% and 77.6%, respectively, after five days of treatment.

In conclusion, this work provides relevant information for the proper monitoring and management of *Z. indianus*, which will help implement control measures at the right time and reduce production losses in fig crops. The use of baits and entomopathogenic fungi is an environmentally friendly alternative that allows establishing an integrated pest management system in crops.

Keywords: Entomopathogenic fungi, incidence, monitoring, capture, abundance

1. INTRODUCCIÓN

El higo (*Ficus carica* L.) es un frutal cultivado desde hace 11.400 años (Krislev *et al.*, 2006), pero fue hasta el año 1683 que se introdujo a México (Storey *et al.*, 1977). En este país se tiene una superficie cosechada de 1,834.08 ha y un rendimiento de 6.73 t ha⁻¹ (FAO, 2021), donde destaca el estado de Sinaloa, que produce 10 t ha⁻¹ y hasta el año 2022 existe una superficie cultivada de 110.65 hectáreas (SENASICA, 2021). La superficie y la importancia económica del higo incrementa cada vez más en el norte de Sinaloa debido a la cercanía con la frontera norte y nuevos mercados. Sin embargo, esta actividad se enfrenta a distintos desafíos, como la presencia de la mosca africana del higo *Zaprionus indianus* (Vilela y Goñi, 2015), que se reportó por primera vez como plaga en este cultivo en el continente americano en el año 1998, provocando pérdidas del 40% al 50% de la producción (Castro & Valente, 2001; Galego y Márcia, 2017). Sin embargo, fue hasta el año 2002 que se encontró por primera vez en México, y en 2004 se recolectó en los estados de Michoacán, Estado de México, Jalisco y Sinaloa (Castrezana, 2007; Bautista *et al.*, 2007).

La problemática de esta plaga se basa en que las hembras de *Z. indianus* ovipositan en el ostiolo o incluso dentro del higo. Prefieren los siconos maduros; aunque, pueden ovipositar en siconos previos a la madurez. Posteriormente las larvas se alimentan de su pulpa y se vuelve blanda (Van der Linde, 2006; Bautista, 2023; Bragard *et al.*, 2022) e interrumpe su comercialización. Por lo que es importante encontrar métodos eficaces para su monitoreo, el cual se puede hacer a través de la colocación de trampas cebadas con atrayentes alimenticios (Bautista, 2023). Además, es importante utilizar hongos entomopatógenos para su control, debido a que el uso de productos químicos eleva los costos de producción y pueden generar resistencia (Vilela y Goñi, 2015; Naqqash *et al.*, 2016; Naqqash, 2016). Por lo que un monitoreo adecuado y el uso de hongos entomopatógenos en *Z. indianus* se vuelven herramientas importantes en un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP) para (Asplen, 2015).

Por lo anterior, es relevante conocer el mejor cebo, que sea disponible y de bajo costo, además, que al conocer las épocas de mayor presencia se puede programar la aplicación de hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium*

lecanii y *Paecilomyces fumosoroseus* ya que se muestran promisorios como biocontroladores de *Z. indianus* (Svedese *et al.*, 2012). En consecuencia, esta investigación tiene como objetivo generar conocimiento para el monitoreo y el manejo de *Z. indianus* con hongos entomopatógenos.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

- Generar conocimiento para el monitoreo con cebos, el flujo poblacional y el manejo de *Zaprionus indianus* con hongos entomopatógenos.

2.2 Objetivos específicos

1. Analizar la efectividad de cebos en la captura de adultos de *Zaprionus indianus* en el cultivo de higo.
2. Medir los niveles del flujo poblacional de *Zaprionus indianus* en higo en el Norte de Sinaloa.
3. Estimar la patogenicidad de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* en poblaciones de *Zaprionus indianus* en laboratorio.

3. HIPÓTESIS

1. *Zaprionus indianus* es atraída por jugo comercial de granada con manzana para su monitoreo en campo.
2. El inicio de la producción de higo aumenta la presencia de *Zaprionus indianus* en las unidades productoras en el Norte de Sinaloa.
3. Los tratamientos biológicos aplicados presentan patogenicidad en *Zaprionus indianus*.

4. JUSTIFICACIÓN

La presente investigación es importante para el campo agrícola mexicano al evaluar el uso de algunos cebos para el monitoreo sobre la mosca africana del higo (*Zaprionus indianus*). El uso de cebos para monitorear el flujo poblacional de esta plaga es relevante, ya que se puede conocer y predecir en qué momento del ciclo agrícola se puede presentar este Drosophilidae, y con esto aplicar un método de control, como el uso de hongos entomopatógenos que presenten patogenicidad sobre *Z. indianus*. En esta investigación se utilizan cebos compuestos de jugos comerciales de granada con manzana, piña, vino blanco y vinagre de manzana, así como los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Lecanicillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* ya que son ampliamente utilizados para este fin en la agricultura mexicana, además de tener alta disponibilidad en el mercado. La implementación de estos organismos benéficos en un MIP puede reducir la aplicación de insecticidas costosos y dañinos al ambiente. Es necesario investigar sobre organismos entomopatógenos para desarrollar estrategias de control biológico y reducir la dependencia de otros métodos de control, el cual puede ser costoso y demandante en mano de obra. Esto es urgente para una producción agrícola sostenible, para lograr una mejora en calidad y cantidad de los productos cosechados. Con los resultados de estos ensayos, se pueden tomar decisiones de manejo adecuadas y eficientes.

En México y en el norte de Sinaloa es escasa la investigación que se tiene al respecto, con esto se amplía el panorama de la temática abordada, se fortalecen líneas de investigación y se genera un cuerpo de conocimientos teóricos, prácticos, metodológicos y experimentales que aportan al conocimiento sobre el monitoreo con el uso de cebos, el flujo poblacional y el uso de hongos entomopatógenos sobre *Zaprionus indianus*, y las bondades sobre el uso de los agentes de control biológico. Al socializar los resultados entre investigadores, académicos, estudiantes y productores generan confianza en su implementación por la certeza en los resultados obtenidos.

5. REVISIÓN DE LITERATURA

5.1 Moscas de la fruta en el cultivo de higo en México

La plaga de la mosca de la fruta afecta gravemente a los cultivos frutales en todo el mundo (Vásquez *et al.*, 2022), en especial la mosca africana del higo *Zaprionus indianus* que se considera como la plaga principal asociada con el cultivo de higo (Commar *et al.*, 2012).

En México se reportan a *Zaprionus indianus* y *Drosophila suzukii* como las plagas más representativas y abundantes en el cultivo de higo, sin embargo, también están presentes especímenes de *Drosophila cardini*, *D. immigrans*, *D. repleta*, *D. melanogaster*, *D. simulans* y *D. hydei*. Además, se reportó por primera vez en México la mosca negra del higo *Silba adipata* en huertos comerciales de higo en el municipio de Ayala, en Morelos (López *et al.*, 2019; SENASICA, 2019). Por el momento en Sinaloa se reportan graves problemas fitosanitarios con *Z. indianus*, sin embargo, la mosca negra del higo *Silba adipata* no está presente pero puede representar un impedimento para la libre movilización de la fruta, principalmente al extranjero (CESAVESIN, 2021).

Zaprionus indianus se diferencia de algunas especies del género *Drosophila* como *D. suzukii* o *D. melanogaster*, debido a que los adultos de *Z. indianus* salen de los siconos apenas maduros, en cambio, las *Drosophilas* spp. surgen solo de siconos demasiado maduros y se consideran secundarias u oportunistas (Bautista *et al.*, 2017). De acuerdo a estudios realizados, existe una relación entre el tamaño del ostiolo en los siconos de higo y su susceptibilidad a diversas enfermedades fitosanitarias, especialmente aquellas causadas por hongos fitopatógenos. Se reporta que los siconos con ostiolos más grandes tienden a presentar una mayor susceptibilidad a problemas fitosanitarios. (Attaalla *et al.*, 2018).

5.2 *Zaprionus indianus*: Plaga de interés en el cultivo del higo

Zaprionus indianus o conocida comúnmente como la mosca africana del higo es un díptero originario de África, pero se describió de adultos que fueron capturados en India (Gupta, 1970). En Brasil fue responsable del 40% de las pérdidas en la cosecha de higo (*Ficus carica*) en São Paulo, porque puede alimentarse de esta fruta mientras aún está en el árbol (Castro &

Valente, 2001). A partir de este suceso por primera ocasión *Z. indianus* fue clasificada como plaga agrícola (Van der Linde, 2006).

Los estadios larvales de *Z. indianus* son las que ocasionan el daño, ya que estas se desarrollan y encuentran dentro del sicono del higo, se alimentan de su pulpa. Los higos infestados por este *drosophilidae* cuentan con la presencia de la levadura *Candida tropicalis* Berkhout que incrementa el proceso de descomposición del sicono, por lo que se provoca pudriciones en ellos (Bragard *et al.*, 2022; Bautista, 2023; Gomes *et al.*, 2003).

Z. indianus fue detectado por primera vez en México en el año 2002 en el estado de Chiapas. Posteriormente, se reportó la presencia en varios estados, donde destacan Michoacán, Estado de México, Sinaloa, Sonora, Baja California Sur, Oaxaca, Nayarit, Guanajuato, Querétaro, Veracruz y Morelos (Castrezana 2007; Markow *et al.* 2014; Lasa & Tadeo 2015; Bautista *et al* 2017; Bautista, 2023).

5.2.1 Importancia

Debido a la preocupación mundial por las especies invasoras de insectos plaga, es crucial que los estudios del ecosistema contemplen la inclusión de especies exóticas y dañinas (León & Vargas, 2009). La mosca del higo *Zaprionus induanus* tiene una alta adaptabilidad y un corto periodo de desarrollo. El alto potencial biótico de *Z. indianus* resulta en una rápida distribución y adaptación de la plaga en zonas agrícolas productoras (Commar *et al.*, 2012). Además, presenta un alto nivel de variabilidad genética poblacional que indica su alto ritmo de adaptación y respuesta a entornos nuevos y cambiantes (Van Heerwaarden & Hoffmann, 2007)

Las larvas de *Z. indianus* están dentro del sicono y se alimentan de la pulpa interior, por lo que ocasionan que la fruta se vuelva blanda y no comercial (Bragard *et al.*, 2022). Sus larvas son conocidas debido a que ocasionaron más del 40% de pérdidas en la cosecha en 1999 en Brasil debido a la infestación (Galego & Márcia, 2017), por lo tanto, *Z. indianus* se vuelve una de las plagas principales en el cultivo de higo en la zona debido a los grandes daños que causa en la infrutescencia, y su potencial para interrumpir la comercialización de la higuera

(Bautista *et al.*, 2017), por lo que se les considera con un potencial de impacto económico considerable (Gonsebatt *et al.*, 2020).

Una de las principales limitaciones tecnológicas en el desarrollo de este cultivo, que dificulta la obtención de mejores rendimientos y rentabilidad, es la aparición de la mosca de la higuera *Z. indianus* (Pasini & Link, 2011).

5.2.2 Taxonomía

La clasificación taxonómica de la mosca africana del higo (Bustca, 2021) se enlista a continuación.

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Diptera

Subaorden: Brachycera

Superfamilia: Ephydroidea

Familia: *Drosophilidae*

Género: *Zaprionus*

Especie: *Z. indianus* Gupta

5.2.3 Biología y hábitos

Esta especie es considerada una plaga primaria en siconos de higo, hasta el momento en México, la variedad Netzahualcóyotl es la más susceptible. Las hembras de esta plaga ovipositan en el ostiolo o incluso dentro del higo cuando les es posible entrar por esta abertura. Prefieren los siconos maduros; aunque, pueden ovipositar en siconos previos a la madurez siempre y cuando exista previas lesiones o la presencia de daños mecánicos causados por otras plagas de insectos. Una vez que las larvas emergen, estas penetran hacia dentro del sicono y se alimentan de él, provocando daños. De igual manera, los adultos salen y entran por el ostiolo, por lo que se sugiere que lo realizan para alimentarse y refugiarse (Bautista, 2023; Fartyal *et al.*, 2014).

En el cultivo del higo, el pico poblacional más alto se observa de octubre hasta mediados de enero. Por lo que la época de fructificación (agosto-mayo) es el factor que más influye en la actividad de *Z. indianus* (Domínguez *et al.*, 2021).

Para completar su ciclo biológico holometábolo, en el estadio de huevo le toma $1,28 \pm 0,11$ días; el estado larval = $10,34 \pm 1,77$ días; y pupal = $5,50 \pm 1,41$ días, por lo que el ciclo biológico completo de huevo hasta adulto es de $16,78 \pm 2,97$ días (Stein *et al.*, 2003). Los valores más bajos del umbral de desarrollo de temperatura (TT) para las etapas de huevo son de $9,7$ °C y $10,5$ grados día (DD); para la larva de $9,2$ °C y $148,6$ DD y para la pupa son $10,7$ °C y $66,25$ DD, con un total de $262,2$ DD para el ciclo biológico huevo-adulto. Las temperaturas entre 25 °C y 28 °C son las óptimas para el desarrollo de los diferentes estadios, que le permite un tiempo de desarrollo corto y una alta viabilidad, sin embargo, este insecto plaga también se puede desarrollar en temperaturas que van de los 14 °C a los 32 °C (Nava *et al.*, 2007; Murillo, 2005). Esta especie se cría fácilmente a temperaturas altas, pero es susceptible al frío, en ocasiones el macho se vuelve estéril al existir bajas temperaturas (Araripe *et al.*, 2004), lo que podría explicar por qué esta plaga no se encuentra en lugares muy fríos (Goñi *et al.*, 2001).

En general, las hembras se desarrollarán más rápido que los machos (hembras $311,88$ h y machos $330,87$ h), un $6,1\%$ más rápido (Lavagnino *et al.*, 2020). Sin embargo, no hay diferencias de longevidad entre las hembras y los machos (Stein *et al.*, 2003).

5.2.4 Distribución

Zaprionus indianus exhibe un comportamiento invasivo (Kremmer *et al.*, 2017). Hace 40 años comenzó a extender su distribución geográfica desde su área de distribución nativa en África a otras áreas del mundo (Commar *et al.*, 2012). Fue hasta 1998 que se reportó a esta especie en el continente americano, específicamente en São Paulo, Brasil, con la hipótesis que se importó desde E.U.A, pero sin evidencia concreta (Vilela *et al.*, 1999). En 2003, se recolectaron algunos *Z. indianus* en Isla Contadora, Panamá. Hasta expandirse por la mayoría de los países de Sudamérica. Luego, *Z. indianus* se recolectó en varios condados de Florida en 2005 (Linde *et al.*, 2006). Esta plaga tiene una distribución global y es considerada como una plaga parcialmente cosmopolita, pues se encuentra presente en diversos continentes

como Asia, África, Europa y América, incluyendo también algunas islas en el Atlántico (European and Mediterranean Plant Protection Organization 2020; Kremmer, et al., 2017; Vilela, 1999).

En mayo del 2002 tres machos y una hembra de *Z. indianus* fueron capturadas a tres kilómetros al norte de Chiapa de Corzo, Chiapas, México, cerca de cultivos de cítricos y mango. En enero de 2004 fue recolectado en los estados de Michoacán, Estado de México, Jalisco y Sinaloa, Recientemente se colectó en San Carlos, Sonora en diciembre del 2006, y por último en 2017 en el estado de Morelos (Castrezana, 2007; Bautista *et al.*, 2007) (Figura 1).



Figura 1. Estados con presencia de *Z. indianus* en México.

Zaprionus indianus presenta una rápida propagación geográfica que, junto con sus características ecológicas reafirman la facilidad que tiene para colonizar nuevas y amplias áreas a nivel mundial.

5.2.5 Morfología

Los huevos de *Zaprionus indianus* pueden distinguirse porque poseen 4 filamentos respiratorios. Las larvas son blancas a traslucidas con los espiráculos anteriores proyectados hacia el frente y los posteriores hacia atrás (Bautista, 2023). Las especies adultas del género *Zaprionus* tienen morfología similar a la típica de la familia *Drosophilidae*. Sin embargo, *Z. indianus* se distingue de manera sencilla debido a que tiene un par de rayas distintivas plateadas blanquecinas que van desde la cabeza, cubren el tórax, y llegan hasta el margen posterior del scutellum. Además, cuenta con otro par de rayas en sus laterales por los lados del pronoto (Lavagnino *et al.*, 2020; Bautista, 2023). Además de presentar las setas Subapical en los tergitos 4-5 que surgen de la mancha oscura (Castrezana, 2007).

5.2.6 Monitoreo

Los esfuerzos de control en las moscas de la fruta se dirigen al adulto que es de vida libre y que es atraído por el olor del fruto maduro, por lo que para el monitoreo es necesaria la utilización de trampas con atrayentes (Lasa y Tadeo, 2015).

El monitoreo de la especie se puede hacer a través de la colocación de trampas tipo “cubeta” cebadas con atrayentes alimenticios (Bautista, 2023). En la actualidad se utilizan diversos atrayentes para atraer a *Z. indianus*. Una combinación de vino tinto y vinagre, y jugo de uva en fermentación activa funciona como atrayente (Epsky *et al.*, 2014). También se recomienda una mezcla de vinagre de sidra de manzana y cerveza (Renkema *et al.*, 2018). El jugo de higo diluido en agua resultó también eficaz (Pasini & Link, 2011). Trampas que contienen cebos atractivos hechos de plátano y levadura (Galego & Márcia, 2017), así como trampas cebadas con vinagre de sidra de manzana (Lasa *et al.*, 2020). De igual manera, atrayentes a base de jugo comercial de piña o vinagre de manzana (Bautista, 2023). Asimismo, se logra la captura de ejemplares adultos mediante el uso de trampas Van Someren-Rydon, las cuales utilizan sustancias animales en descomposición como cebo atractivo (Bustca, 2021). Según Ribeiro, *et al.* (2012), se observa que esta especie plaga presenta un comportamiento oportunista y una capacidad de adaptación al hábitat humano, ya que se han capturado individuos mediante el uso de trampas con cebo de heces de perros.

5.2.7 Hospedantes

Z. indianus es una especie invasora, capaz de alimentarse de más de 80 especies de plantas (Linde *et al.*, 2006). La mayoría de los huéspedes son siconos que se dañan o se caen, *Z. indianus* generalmente se considera incapaz de atacar siconos intacta, pero puede atacar siconos inmaduros sanos de especies con apertura natural como los higos (Bragard *et al.*, 2022; Renkema *et al.*, 2018; Commar *et al.*, 2012), como en Brasil, que *Z. indianus* presentó otro comportamiento, ya que se observó que colonizó siconos no maduros, volviéndolos no consumibles, por lo que causa importantes daños económicos (Castro & Valente, 2001). En México este díptero es considerada una especie polífaga. Algunos hospedantes de cultivos comerciales son principalmente higo, guayaba, papaya, mango, fresa, plátano, arándano y zarzamora (Bautista, 2023).

5.2.8 Control

Desde la década de 1960, el manejo de plagas en los países industrializados se basa en el uso intensivo de plaguicidas químicos (Jallouli *et al.*, 2020) y desde entonces es el principal método de control de cualquier plaga agrícola, sin embargo, una de las principales estrategias que se utilizan para el manejo de *Z. indianus* en huertos brasileños de producción de higo es el utilizar protectores de poliestireno. que, si es eficaz para reducir la infestación y daños que esta plaga ocasiona en los siconos, esta técnica demanda una gran mano de obra, tiempo y es antieconómico (Raga *et al.*, 2003; Funes *et al.*, 2019).

Los insecticidas sintéticos como el dimetoato, ciantraniliprol, lambda-cihalotrina, malatión, spinosad y spinoteram, son aplicados para reducir las poblaciones de larvas y adultos de *Z. indianus*, por lo tanto, pueden ser usados bajo un plan de manejo integrado (Andreazza *et al.*, 2017). Sin embargo, se demostró que el uso de insecticidas botánicos es una alternativa imprescindible a los pesticidas sintéticos para el control de plagas (Isman & Grieneisen, 2014). Como es el caso de la formulación del extracto de *Annona mucosa* que presentó una mortalidad superior al 90% de la mosca de la higuera (Geisler *et al.*, 2019).

Dentro del manejo cultural que se le da al cultivo de higo, adelantar la cosecha de higo una semana reduce de manera significativa el daño. Así como la recolección y destrucción de

siconos infestados, puede favorecer en la reducción de la población de esta plaga (Bautista *et al.*, 2017).

La agricultura convencional utiliza de manera irracional a los plaguicidas químicos, además de las prácticas culturales que resultan ser costosas, por lo que una buena alternativa para controlar a esta plaga invasora es el control biológico. El uso de bacterias y hongos entomopatógenos, así como parasitoides es recomendado, ya que pueden infectar diferentes etapas del desarrollo del huésped, como huevos, larvas, pupas y adultos. Lo cual deja en claro el rol de este tipo de control en este contexto (Onofre, 2002; Funes *et al.*, 2019).

5.3 Control Biológico de *Zaprionus indianus*

Para lograr el control de plagas invasoras como lo son las moscas de la fruta, específicamente *Zaprionus indianus*, se lleva a cabo mediante insecticidas químicos, lo cual en ocasiones es ineficaz y costoso, por lo que se debe continuar en la investigación de técnicas de control alternativas. Existe una necesidad de desarrollar nuevas técnicas efectivas para la disminución del uso de estos químicos tóxicos y aumentar el desarrollo del control biológico, específicamente el uso de hongos entomopatógenos que se consideran como una de las alternativas

El control biológico con entomopatógenos se puede definir como el uso de hongos, virus, bacterias, nematodos y protozoos en el control de insectos plaga (Hercos, 2009).

El control biológico es rentable para los agricultores y protege el medio ambiente, la salud de los trabajadores y consumidores. Además, contribuye al desarrollo sostenible de la agricultura de México y otros países. Por lo tanto, es una herramienta valiosa y efectiva para la protección de los cultivos de manera segura y sustentable. (Arredondo & Rodriguez, 2008), Contrario a lo que se podría pensar, el control biológico no es una estrategia nueva para la protección de cultivos en México. El control biológico ofrece beneficios en la economía, el ambiente, la salud de los trabajadores y consumidores, y contribuye al desarrollo de una agricultura sostenible. (Pacheco *et al.*, 2019).

En Brasil, se reportan parasitoides de pupas de *Z. indianus*, como lo son *Spalangia endius* (Walker), *Pachycrepoideus vindemmiae* y *Leptopilina. Boulardi* (Marchiori *et al.*, 2003). De

igual manera se reporta a *Dicerataspis grenadensis* Ashmead como parasitoide de larvas (Funes *et al.*, 2019).

Otra alternativa viable para el control de la mosca del higo puede ser el uso de hongos entomopatógenos (Svedese *et al.*, 2012), estos hongos son el grupo más importante en el control biológico de insectos plaga, son seguros, no contaminan el ambiente y son una alternativa sostenible. (Pacheco *et al.*, 2019). Los hongos invaden a los insectos diversas maneras, principalmente a través cutícula o piel (tegumento). Una vez dentro de los insectos, los hongos se multiplican rápidamente por todo el cuerpo. Causan la muerte por la destrucción de los tejidos y, ocasionalmente, por las toxinas producidas por hongos (Hercos, 2009).

Para infectar a sus huéspedes llevan a cabo un proceso de pasos que son los siguientes: adhesión, germinación-diferenciación, penetración y difusión dentro del anfitrión y hacia otro anfitrión (Dannon *et al.*, 2020). Entonces cuando las células fúngicas germinan e ingresan al cuerpo huésped y una vez en el hemocele, se replican y superan las defensas del huésped (Peng *et al.*, 2022a). Para llevar a cabo las funciones ecológicas mencionadas anteriormente, producen diversas enzimas y metabolitos secundarios con funciones biológicas importantes. (Amobonye *et al.*, 2020).

Los hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* son los agentes de control biológico más efectivos (Montalva, 2016), mismos que en laboratorio logran una gran mortalidad de adultos (Svedese *et al.*, 2012). Mostrándose promisorios como biocontroladores de la mosca de la higuera.

En México existen pocas investigaciones sobre el uso de bacterias entomopatógenas para el control de insectos plaga (Pacheco *et al.*, 2019). Sin embargo, se reporta a la bacteria *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* como parte del control biológico para *Z. indianus*, ya que causa el 100% de mortalidad de adultos a las 72 horas después de haber ingerido a *B. thuringiensis*, volviéndose alternativas para el manejo de *Z. indianus* (Geisler, 2019).

5.3.1 *Beauveria bassiana* como agente de control biológico

El hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* es de los más prevalentes en el ecosistema y tiene un gran potencial para el control biológico de plagas (De la cruz *et al.*, 2015).

Como agente de control biológico parasita muchos ordenes de insectos como: Lepidoptera, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera, Homoptera, Hemiptera y Orthoptera (Li *et al.*, 2001). El ciclo de vida de *B. bassiana* se organiza y adapta como patógeno a sus huéspedes invertebrados (Amobonye *et al.*, 2020).

Aun cuando el uso de este hongo entomopatógenos es relativamente frecuente como agente de control biológico, existe una escasez de experimentos que hablen sobre el uso y la eficacia de hongos entomopatógenos para el control de plagas de insectos que ocasionan daños a los cultivos en comparación con los experimentos realizados con insecticidas químicos (Daud *et al.*, 2020).

5.3.1.1 Características morfológicas

Este género de hongos se caracteriza por tener micelio de color blanco y conidióforos sencillos aleatorios o agrupados en patrones verticilados. En algunas especies, los conidióforos se hinchan en la base y se estrechan hacia la porción que sostiene el conidio, que puede tener forma de zigzag. Los conidios son unicelulares, hialinos y pueden ser redondeados u ovoides. El hongo *B. bassiana*, por ejemplo, tiene conidios globosos a subglobosos (de 2-3 x 2.0-2.5 μm), y los conidióforos forman grupos densos. (Bustillo, 2002).

5.3.1.2 Taxonomía

Schoch *et al* (2020) dan a conocer la siguiente clasificación.

Phylum: Ascomycota

Subphylum: Pezizomycotina

Subdivisión: Deuteromycota

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Cordycipitaceae

Género: Beauveria

Especie: *B. bassiana*

5.3.2 *Metarhizium anisopliae* como agente de control biológico

El hongo *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) presenta una gran efectividad para controlar plagas agrícolas y forestales, ya que ocasiona micosis con niveles altos de mortalidad; es amigable con el ambiente y cuando la disponibilidad de insectos hospedantes es escasa (Maca *et al.*, 2023; Peng *et al.*, 2022b; Korosi *et al.*, 2019). Además, presenta seguridad y falta de resistencia a artrópodos, por lo que *M. anisopliae* tiene un buen potencial en el control de plagas agrícolas (Wang & Leger, 2007). Como lo señalan Ekesi *et al.* (2002) y Dimbi *et al.* (2003), los resultados de sus investigaciones arrojan que *M. anisopliae* es eficaz para el control sobre diferentes especies de moscas de la fruta, en términos de porcentaje de mortalidad.

5.3.2.1 Características morfológicas

La pigmentación de las colonias de *Metarhizium anisopliae* es inicialmente blanco y por lo general se vuelve color amarillo durante el desarrollo temprano de conidios (4 a 7 días) y se vuelve verdoso a medida que maduran los conidios. En general el color de la colonia madura se describe mejor como oliváceo (8 a 9 días). Sin embargo, los conidios son la única característica morfológica que distingue de manera confiable entre especies de *Metarhizium*. Siendo los conidios de *M. anisopliae* los más grandes (5,0–7,0 x 2,0– 3,5 μm) (Bischoff *et al.*, 2017).

5.3.2.2 Taxonomía

Schoch *et al* (2020) dan a conocer la siguiente clasificación.

Phylum: Ascomycota

Subphylum: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Clavicipitaceae

Género: *Metarhizium*

Especie: *M. anisopliae*

5.3.3 *Lecanicillium lecanii* como agente de control biológico

Lecanicillium lecanii (*Verticillium lecanii*) es ampliamente utilizado en el control biológico de insectos. Tales como, mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), palomilla dorso diamante (*Plutella xylostella*), cochinilla de los cítricos (*Planococcus citri* Risso), nematodo de la soja (*Heterodera glycinas*), pulgones, entre otros (Xie *et al.*, 2019). Este hongo se caracteriza por producir metabolitos secundarios asociados a la patogenicidad con el insecto hospedante (Vega *et al.*, 2012). Sin embargo, la efectividad de la infección depende de la humedad, debido a que requiere hasta 16 h de humedad relativa del 100% para infectar a su hospedante.

5.3.3.1 Características morfológicas

De acuerdo con Afifah *et al.* (2022), el crecimiento de la colonia de *L. lecanii* depende del medio de cultivo en el que se propague. Sin embargo, las colonias suelen ser aterciopeladas, de color blanco a amarillo claro, que posteriormente cambia a tonos rosas. El micelio está compuesto por hifas septadas, ramificadas y hialinas. Los conidióforos son erectos, septados y pueden ser simples o ramificados. Las fiálides se forman en grupos de 3-4 o de manera individual (Upadhyay *et al.*, 2014). Los conidios son unicelulares y existe gran diversidad de forma; elipsoides, ovalados y oblongos ($6,1 \pm 0,9 \mu\text{m}$ x $2,2 \pm 0,3 \mu\text{m}$) (Liu *et al.*, 2002),

5.3.3.2 Taxonomía

De acuerdo con la taxonomía publicada por National Center for Biotechnology Information (2020) (NCBI), en el año 2001 *Verticillium lecanii* se reclasificó en el género *Lecanicillium*. En consecuencia, diversos autores mantienen el género antiguo. Sin embargo, en el año 2017 la nomenclatura de este hongo cambió a *Akanthomyces lecanii*. Actualmente, los productos comerciales para control biológico continúan distribuyéndose bajo el nombre de *L. lecanii* o *V. lecanii*.

Clasificación taxonómica (NCBI, 2020):

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Sordariomycetes

Orden: Hypocreales

Familia: Cordycipitaceae

Género: *Lecanicillium*
(*Akanthomyces*)

Especie: *Lecanicillium lecanii*
(*Akanthomyces lecanii*)

5.3.1 *Paecilomyces fumosoroseus* como agente de control biológico

La especie *P. fumosoroseus* (*Isaria fumosorosea*) es un hongo saprófito con aplicación como organismo entomopatógeno. Posee amplia distribución mundial, y es comercializado debido a la relación patosista que mantiene con sus hospedantes, entre los que destacan especies del orden lepidóptera y díptera (Zimmermann, 2008). A pesar del extenso rango de hospedantes que se tiene reportado, en América latina, Europa y América del Norte solo se comercializan formulaciones de *P. fumosoroseus* contra mosca blanca, trips, araña roja y pulgón. Además, su aplicación se realiza principalmente en cultivos en condiciones de invernadero (Goettel *et al.*, 2005). Aun cuando, es un organismo utilizado desde hace décadas, no se conoce por completo el ciclo biológico en condiciones naturales ni la fase sexual (Zimmermann, 2008).

5.3.1.1 Características morfológicas

Las colonias de *P. fumosoroseus* suelen ser blancas, aterciopeladas y presentan formación de anillos en tonos amarillos. La temperatura óptima para el crecimiento de las colonias es de 20-30 °C, sin embargo, depende del origen de la cepa (Zimmermann, 2008). El género se caracteriza por presentar hifas septadas, ramificadas y verticiladas. Las fiálides por lo general son individuales y los conidióforos ramificados, los cuales dan origen a conidios unicelulares ovalados ($3,98 \pm 0,42 \times 1,80 \pm 0,19 \mu\text{m}$) (Koch, 2018).

5.3.1.2 Taxonomía

En la taxonomía más reciente, *P. fumosoroseus* es reclasificado a *Cordyceps fumosorosea*. Sin embargo, la nomenclatura de *Isaria fumosorosea* se mantiene como basónimo. Actualmente, los productos comerciales se distribuyen bajo el nombre de *P. fumosoroseus* (NCBI, 2020).

Clasificación taxonómica (NCBI, 2020):

Reino: Fungi

División: Ascomycota

Clase: Sordariomycetes

Orden: Hypocreales

Familia: Cordycipitaceae

Género: *Cordyceps*
(*Isaria*)

Especie: *Cordyceps fumosorosea*
(*Isaria fumosorosea*)

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Sitio experimental

En la región norte del estado de Sinaloa según el Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI) (2022) predomina el clima seco cálido muy seco, con rangos de temperaturas que rondan en promedio de los 22 a los 26° C. y precipitaciones que van de 200 a 500 mm a lo largo del año).

6.2 Monitoreo previo

El experimento se estableció en una plantación comercial de higo de la variedad Black Mission con tres años de edad, cultivadas en condiciones de campo abierto en el norte de Sinaloa, específicamente en Ejido Corerepe, Guasave (25°37'38''N 108°46'32''O), la cual pertenece a la empresa Grupo ALFER.

El día 15 de diciembre del año 2022 se realizó una evaluación previa para confirmar la presencia de *Z. indianus* en el huerto de higo, se colocaron 20 trampas elaboradas con recipientes de plástico de 1 L, con 20 orificios de 6 mm de diámetro a una distancia de 5 cm entre ellos a manera de Zigzag (Funes *et al.*, 2018). Las trampas contenían 200 mL de jugo comercial de piña (JUMEX ®). Estas se colocaron a 20 metros entre ellas y a una altura de 1.5 metros del suelo, cerca del tallo principal de la planta de higo (Velázquez, 2017; Flores, 2022).

A los 7 días se retiraron las trampas, los ejemplares obtenidos se filtraron a través de un colador de acero y se preservaron en frascos de 1 L de capacidad con alcohol al 70%. El material entomológico se examinó en el laboratorio de Entomología de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte, donde los adultos de *Z. indianus* se identificaron taxonómicamente con base en las claves descritas por Yassin & David (2010), McAlpine (1981), Markow y O'Grady (2006) y Van der Linde (2010).

6.3 Establecimiento de cebos

El experimento se estableció el día 1 de enero de 2023, en el huerto donde se realizó la detección de *Z. indianus*. Los tratamientos se conformaron de jugos comerciales más un

testigo como cebos, los cuales consistieron de 200 ml jugo de granada con manzana (GREAT VALUE ®), 200 ml jugo de piña (JUMEX ®), 200 ml de vino blanco (CALIFORNIA ®), 200 ml de Vinagre de manzana (GREAT VALUE ®) y 200 ml de agua destilada como testigo. Se utilizó el mismo modelo de trampa mencionado previamente.

Las trampas se fijaron cerca del tallo de los árboles a 1.5 m de altura y una separación de 20 m entre filas y columnas. A lo largo de un año (1 de enero de 2023 – 31 de diciembre de 2023) cada 7 días (lunes) el cebo era reemplazado, de igual manera los adultos de *Z. indianus* capturados semanalmente en cada una de las trampas con cebo se tamizaron en un colador de acero y se preservaron en recipientes de plástico con 1 L de capacidad que contenían alcohol al 70% para ser transportados al laboratorio de la FAVF, donde se identificaron, se sexaron y contabilizaron.

Cada tratamiento se conformó de cinco repeticiones, lo que resultó en un total de 25 unidades experimentales distribuidas en un diseño experimental en bloques completos al azar.

Para conocer el cebo con mayor captura se realizó la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, homogeneidad de varianzas de Bartlett, análisis de varianza, para proseguir con una comparación múltiple de medias (Tukey, $\alpha=0.05$). así como para conocer la proporción sexual se realizó una prueba de T pareada, todo en SAS on line.

6.4 flujo poblacional

Al conocer el atrayente con más captura de la mosca africana del higo, se procedió a conocer el flujo poblacional de *Z. indianus* en el cultivo de higo en la zona norte del estado de Sinaloa.

Se realizó un análisis estadístico de las 5 trampas del cebo que mayor número de adultos de *Z. indianus* capturó semanalmente por un año, así como el promedio de la temperatura (°C) y humedad relativa (%) con la ayuda de un termohigrómetro Datalogger (Elitech RC-4HC) de cada semana en un año de estudio.

Para conocer si estas variables están relacionadas con el número de adultos de *Z. indianus* capturados se realizó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov, Correlación de Spearman y regresión robusta con la ayuda de SAS on line

6.5 Patogenicidad de hongos entomopatógenos

6.5.1 Cría de *Z. indianus*

El experimento se llevó a cabo en el laboratorio de Entomología Agrícola de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte (FAVF) de la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) en Juan José Ríos, Ahome, Sinaloa (25°51'20''N 108°46'06''O).

Al inicio del experimento se elaboraron 16 jaulas con aristas de madera, con un largo 25 cm, una anchura de 25 cm y una altura de 25 cm y cubiertos con tela de organza (Figura 2), Cada jaula contenía dieta artificial (8 mL) compuesta por jugo comercial de manzana y granada, de igual manera se suministró agua destilada a los adultos de *Z. indianus* a través de capilaridad en algodón en viales de plástico de 10 mL (Bernardi *et al.*, 2016).



Figura 2. Jaulas utilizadas para la cría de *Z. indianus*

Posterior a esto, se colectaron higos de campo con infestación natural de larvas de *Z. indianus*. Se recolectaron siconos y se confinaron de manera individual en recipientes de polietileno de 500 mL con una perforación en la tapa con un área de 25 cm² cubierta con tela de organza (Figura 3), estos recipientes que contenían al sicono fueron trasladados al laboratorio de entomología de la FAVF para introducirse en una de las 16 jaulas de cria antes mencionada. Se mantuvieron dentro de su recipiente a 23 ± 2 °C, 60 ± 10% de humedad relativa (HR) y fotoperiodo de 16L:8D (luz:oscuridad) según la metodología descrita por Dettler *et al.* (2021) hasta que el adulto emerja.



Figura 3. Recipiente donde se colectó higo con probable presencia de larvas de *Z. indianus*

6.5.2 Material biológico

Se evaluaron cuatro hongos entomopatógenos comerciales (Tabla 1) más un testigo: *Beauveria bassiana* (ATENTO® 5.3x10⁹ conidios/g) (RSCO-INAC-0195-315-002-007) de la empresa VERSA®; *Metarhizium anisopliae* con el nombre de BIOMETT® (1x10¹¹ esporas/dosis) (RSCO-INAC-0903-X0361-002-12.00) de la empresa AGRORGÁNICOS®, así como *Verticillium lecanii* llamado EDAY® (2.1x10⁷ conidios/g) (RSCO-INAC-0104M-303-002-006) de la empresa VERSA®. Y el hongo *Paecilomyces fumosoroseus* bajo el nombre de PAECIL® (1x10⁸ UFC/g) (RSCO-INAC-0907-0409-002-20) de la empresa BIOAMIN®, así como agua destilada como testigo.

Tabla 1. Productos comerciales de hongos entomopatógenos evaluados en el experimento

Agente patógeno	Concentración	Nombre comercial	Empresa
<i>Beauveria bassiana</i>	5.3x10 ⁹ conidios/g	ATENTO®	VERSA®
<i>Metarhizium anisopliae</i>	1x10 ¹¹ esporas/dosis	BIOMETT®	AGRORGÁNICOS®
<i>Verticillium lecanii</i>	2.1x10 ⁷ conidios/g	EDAY®	VERSA®
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	1x10 ⁸ UFC/g	PAECIL®	BIOAMIN®

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar. Cada tratamiento consta de 4 repeticiones (unidades experimentales) que lo compone un recipiente de polietileno de 20 cm de ancho por 20 cm de largo y 10 cm de alto, cada uno con 15 adultos de *Z. indianus* (n=60) que se obtuvieron de la cría.

6.5.3 Evaluación de patogenicidad

Para aplicar los hongos entomopatógenos, se prepararon 20 recipientes de plástico (cuatro por tratamiento) con un largo de 20 cm por un ancho de 20 cm y una altura 10 cm (Figura 4), a cada recipiente se le colocaron dos tubos eppendorf de 5 mL, uno de ellos contaba con dieta artificial de jugo de granada con manzana, mientras que el otro conto con agua destilada estéril, ambos con algodón estéril para alimentarlos por capilaridad.



Figura 4. Recipientes donde se ubicaron a los adultos de *Z. indianus* inoculados con los diferentes tratamientos.

De igual manera, se modificaron 20 tubos falcón de 50 mL para convertirlos en una aspiradora entomológica (Figura 5), en la tapa de cada tubo se le hicieron dos orificios de 2 cm de diámetro con la ayuda de un cautín, a cada orificio se le coloco una manguera de nivel transparente de 2 cm de diámetro y una de ellas contaba con un cedazo de organza para evitar ingerir algún ejemplar al succionar.



Figura 5. Aspiradora entomológica.

Una vez listo el material, con la ayuda de los tubos falcón previamente preparados como aspiradora entomológica se capturaron 15 adultos de *Z. indianus* de 8 días de emergidos de las jaulas de cría en cada uno de los 20 tubos falcón.

Cada tubo Falcón con los ejemplares de *Z. indianus* se colocaron a 0°C por 30 segundos en un congelador (MABE®) para evitar que los adultos escapen y poder manipularlos. Una vez transcurrido el tiempo en el congelador, se les cambió la tapadera a los tubos falcón, esta tapadera fue previamente modificada al hacerla hueca y cubrirla de tela de organza (figura 6) para sumergirlos en los tratamientos.



Figura 6. Tapa modificada para realizar inmersión en los tratamientos.

Los recipientes con los ejemplares entumidos se sumergieron en recipientes con capacidad de 20 mL con 10 mL de solución de cada tratamiento por 3 segundos, siguiendo la metodología descrita por Grimm y Guharay (1998). Los 15 ejemplares entumidos y previamente sumergidos en la solución con el tratamiento, inmediatamente se colocaron en uno de los recipientes de plástico preparados con la dieta artificial (unidad experimental), las cuales fueron selladas con cinta adhesiva para llevarlos al proceso de incubación.

Los recipientes con los adultos inoculados se incubaron en condiciones controladas (20 ± 2 °C, $85 \pm 5\%$ de humedad relativa (HR) y fotoperiodo (12L:12O)) (Walsh *et al.*, 2011). Para evaluar la mortalidad de los adultos, se llevó a cabo un seguimiento durante un periodo de 120 horas, con mediciones realizadas en intervalos de 24 horas después de la inmersión. Las moscas fueron consideradas muertas cuando no se movían al ser excitadas por el movimiento del recipiente

Para calcular el porcentaje de mortalidad, se utilizó la fórmula de Abbott (1925), la cual es un método comúnmente utilizado en estudios de toxicidad de insecticidas.

$$\% \text{ mortalidad} = \frac{\% \text{ de mortalidad en el tratamiento} - \% \text{ de mortalidad en el control}}{100 - \% \text{ mortalidad en control}} \times 100$$

Una vez obtenidos los porcentajes de mortalidad por tratamiento, los insectos muertos fueron retirados del recipiente con la ayuda de un pincel y se transfirieron a cajas Petri de 60 x 15 mm que en el fondo contenían papel filtro húmedo con agua destilada estéril, un ejemplar por caja Petri. Estas se colocaron en una incubadora (TERLAB®) a 26 °C para verificar que esporulen post mortem (Butt y Goettel, 2000).

Se realizó la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, homogeneidad de varianzas de Bartlett y un análisis de varianza, para proseguir con una comparación múltiple de medias (Tukey, $\alpha=0.05$) en SAS on line.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Cebos como atrayentes

Se capturó un total de 7,282 ejemplares de adultos de *Zaprionus indianus* (Figura 7) durante un año. De los cuales 3,614 eran machos y 3,667 eran hembras (proporción sexual 1:1) ($Pr>|t|= 0.6020$). Además, los resultados muestran que si existe diferencia significativa en el número de adultos capturados entre los atrayentes evaluados ($Pr<0.0001$). Se obtuvo que el jugo comercial de granada con manzana es el que registró mayor captura de manera significativa (A, $\bar{X}=575$), después se presentó el jugo comercial de piña (B, $\bar{X}=402$), seguido de los atrayentes a base de vinagre de manzana y vino blanco que no presentan diferencia significativa entre ellas (C, $\bar{X}=251$ $\bar{X}=225$ respectivamente), al final se encuentra el testigo a base de agua destilada que obtuvo el menor número de moscas capturadas (D, $\bar{X}=8$) (Tabla 2).

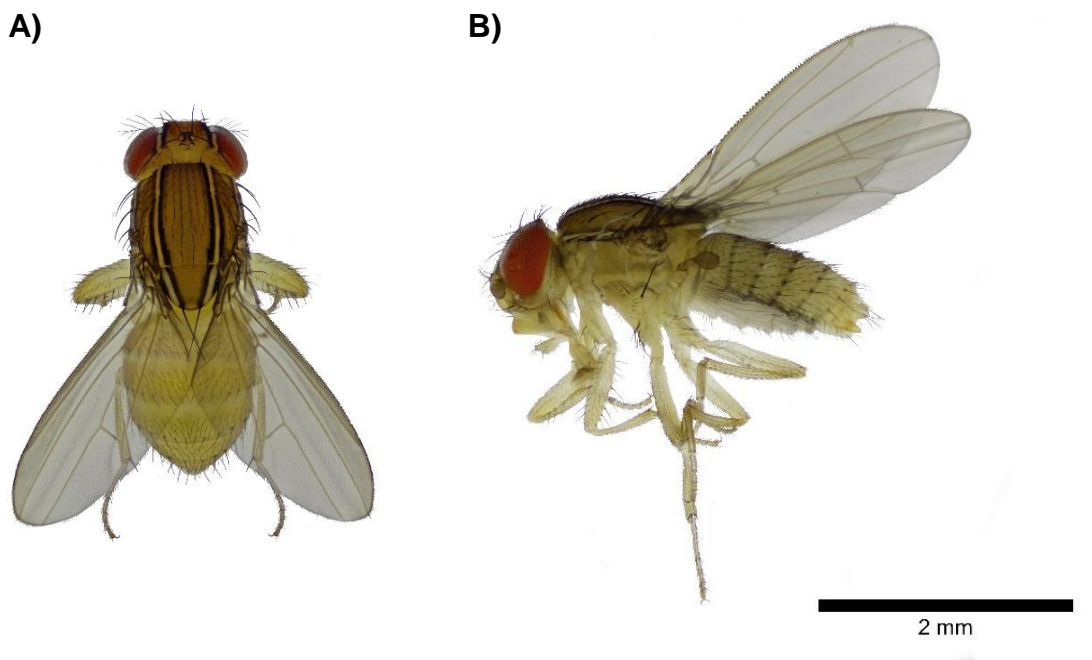


Figura 7. Ejemplar de un adulto de *Zaprionus indianus*. **A)** Vista dorsal, **B)** Vista lateral

Tabla 2. Número de adultos de *Zaprionus indianus* capturados con cuatro atrayentes alimenticios a lo largo de un año.

Atrayente	Captura (\pmEE)	Tukey ($P \leq 0.05$)
Jugo de granada con manzana	575 \pm 0.5700	a
Jugo de piña	402 \pm 23.7002	b
Vinagre de manzana	251 \pm 16.1250	c
Vino blanco	225 \pm 26.7474	c
Testigo	8 \pm 21.4668	d

Distintas letras indican diferencias de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). EE= error estándar

Nuestros resultados muestran que el mejor atrayente es el jugo comercial de granada con manzana GREAT VALUE®, en comparación con el jugo de piña comercial, vinagre de manzana y el vino blanco, lo que se contrapone con lo reportado por Velázquez y Bautista (2017), quienes mencionan que el mejor atrayente es el jugo de piña comercial. Sin embargo, al comparar con el jugo de granada, este resulta ser más eficaz para atraer adultos de *Z. indianus* y ser utilizado en un programa de MIP. Sin embargo, Pasini y Link (2011) utilizaron jugos naturales de higo como atrayente para esta plaga, aunque en este experimento no se utilizaron jugos naturales, es necesario realizar estudios posteriores.

7.2 Flujo poblacional

Zaprionus indianus tiende a aumentar su población a partir de la semana 45, llegando a su punto máximo en la semana 10 del año consecutivo y disminuye su población hasta la semana 25 (figura 8) descrito con la captura de cada atrayente en cada evaluación.

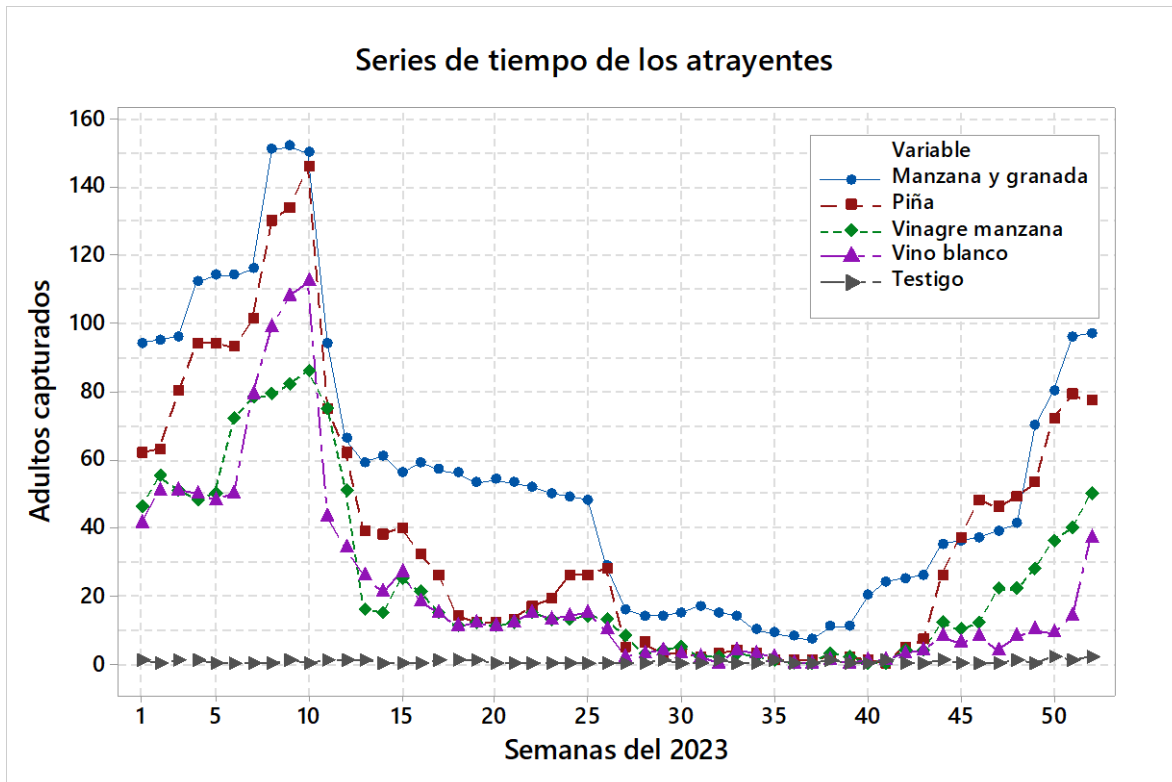


Figura 8. Captura de adultos de *Z. indianus* por los diferentes atrayentes a lo largo de un año.

Sin embargo, como el mejor atrayente fue el jugo comercial de granada con manzana, este se considera como el más descriptivo de la dinámica poblacional de *Z. indianus*. Esta plaga muestra un pico poblacional desde el mes de noviembre al mes de abril (semana 45 a semana 17), aunque es en el mes de marzo (semana 8-10) cuando alcanza su máximo nivel (Figura 9). La caída en picada de la dinámica poblacional de esta plaga se da en el mes de junio (semana 25), a partir de esta fecha la captura de *Z. indianus* es muy baja en comparación con las demás semanas.

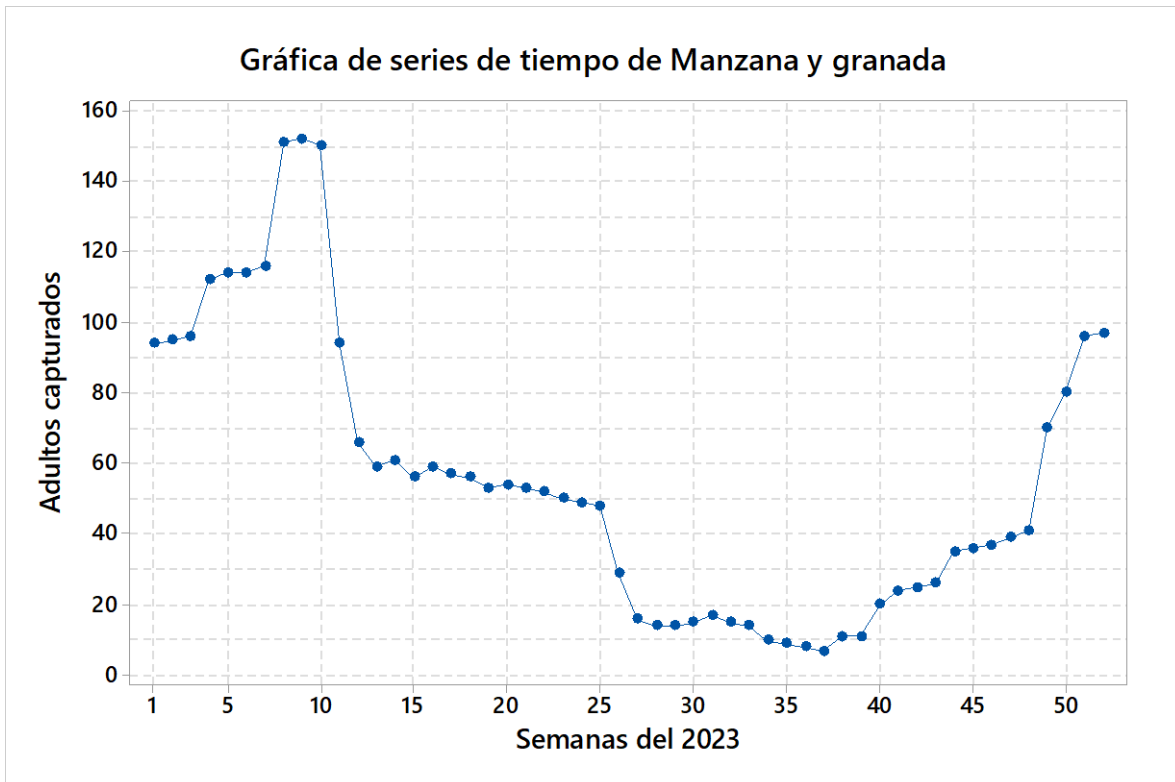


Figura 9. Captura de adultos de *Z. indianus* por el jugo comercial de granada y manzana a lo largo de un año.

El pico poblacional coincide con la época de fructificación y producción de higo en el norte de Sinaloa, que va desde finales del mes de noviembre hasta inicios del mes de abril, lo que coincide con lo reportado Dettler *et al.* (2021), quienes obtuvieron las mayores capturas del adulto de *Z. indianus* durante el otoño (2017) e invierno (2018).

La caída en pico de la dinámica poblacional coincide con los inicios de labores culturales como la poda que va del 15 de junio al 15 de julio, que es realizada para obtener buenos rendimientos en sus cosechas.

A lo largo del año de estudio, se observó que la proporción de hembras y machos capturados por los tratamientos siempre fue 1:1 (Figura 10 y 11), lo que indica que, en cualquier época del año, no existe diferencia de proporciones en el sexo.

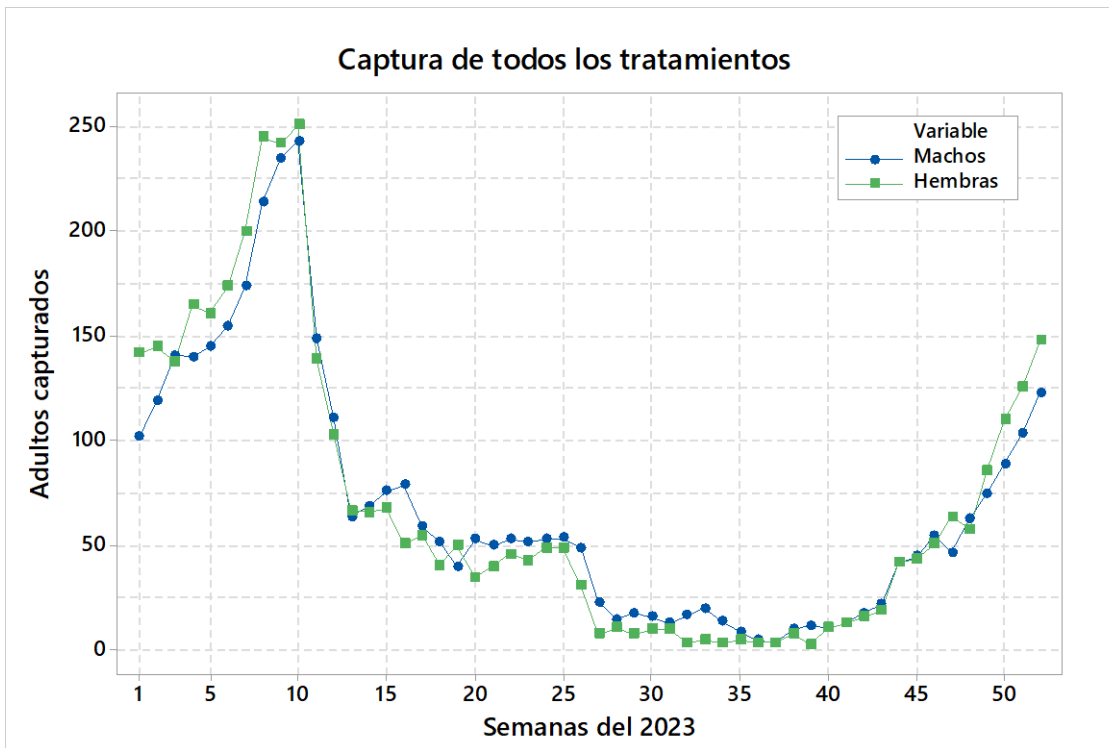


Figura 10. Hembras y machos de *Z. captados* por los tratamientos a lo largo de un año.

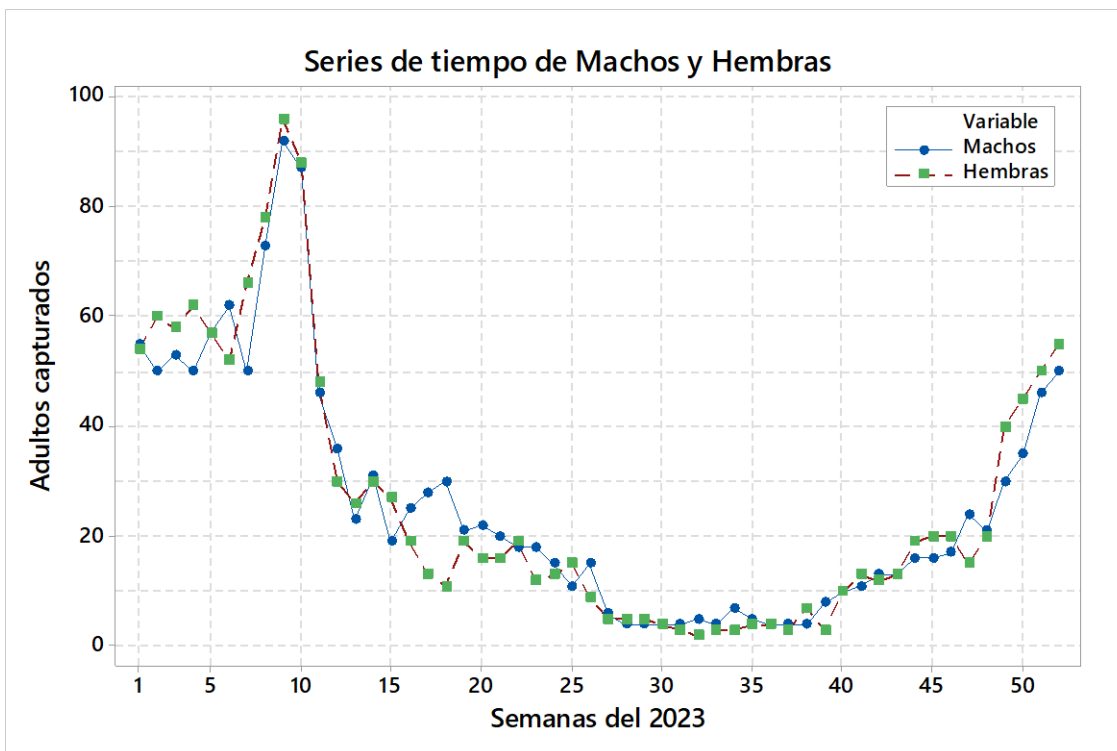


Figura 11. Hembras y machos de *Z. captados* por jugo comercial de granada con manzana a lo largo de un año

También se comprobó que la temperatura (°C) tiene una correlación fuerte y negativa con el número de adultos de *Z. indianus* capturados ($r=-0.8648$), lo que indica que a menor temperatura se captura mayor número de *Z. indianus* (figura 12), lo que coincide con los meses de noviembre a abril que son los meses más frescos en la región del norte de Sinaloa. Sin embargo, la humedad relativa (%) en el ambiente no tiene una correlación con el número de adultos capturados ($r=0.1332$) (Tabla 3).

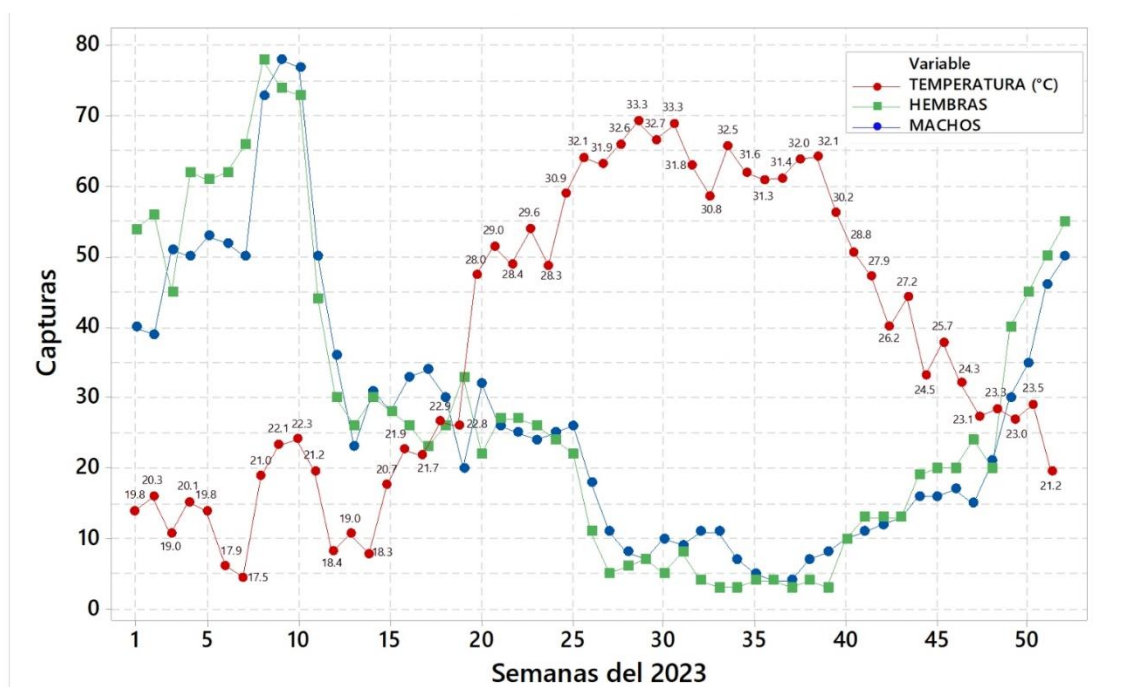


Figura 12. Temperatura (°C) y su relación con la captura de adultos hembras y machos de *Zaprionus indianus* a lo largo de un año

Tabla 3. Coeficientes de correlación Spearman, $N = 52$ Prob $> |r|$ suponiendo $H_0: \text{Rho}=0$

	Temperatura	Humedad	Captura
Temperatura	1.00000	-0.35711 0.0094	-0.86483 <.0001
Humedad	-0.35711 0.0094	1.00000	0.13326 0.3463
Captura	-0.86483 <.0001	0.13326 0.3463	1.00000

Tabla 4. Elección de variables dependientes para predecir la variable Captura

Vars	R-cuad.	R-cuad. (ajust)	R-cuad. (pred.)	Cp de Mallows	S	Temperatura	Humedad
1	62.4	61.6	59.6	1.8	0.71129	X	
1	1.9	0.0	0.0	82.0	1.1488		X
2	63.0	61.5	59.5	3.0	0.71237	X	X

La prueba de Coeficientes de Correlación de Spearman demostró una fuerte correlación entre las variables Temperatura (°C) y el número de adultos de *Z. indianus* capturados ($r=-0.86483$) en el campo productor de higo, por lo que se obtuvo una formula con regresión robusta ($Pr <.0001$) para predecir el número de adultos que se capturaran según la temperatura (°C) que se pronostican en los huertos de higo (Tabla 5).

Tabla 5. Estimaciones de parámetros, Regresión robusta

Variable	Estimación de parámetros	Error estándar	Limites de confianza al 95%		Chi-Cuadrado	Pr > ChiSq
Intercepto	2000.5104	15.2006	170.7177	230.3031	174.00	<.0001
Temperatura	-5.7625	0.5790	-6.8975	-4.6276	99.04	<.0001

La fórmula es la siguiente:

$$\text{Captura (Z. indianus)} = 200.5104 - 5.7625 (T \text{ } ^\circ\text{C})$$

Al existir una formula estadística para predecir la presencia de *Z. indianus* que se puede presentar en un huerto de higo con los valores de temperatura que se pronostican en la región donde se ubique el predio, es factible establecer un MIP de manera preventiva, de modo que se eviten altas infestaciones de esta mosca de la fruta que daña, disminuyen el rendimiento y calidad de las infrutescencias de higo.

7.3 Determinación de patogenicidad

Los hongos entomopatógenos aplicados a los adultos de *Z. indianus* esporularon en los cadáveres a los 5 días de ser incubados en cámara húmeda a 26 °C (Figura 13), por lo que la mortalidad de estas moscas de la fruta se atribuye a la patogenicidad de estos entomopatógenos sobre la plaga aplicada.

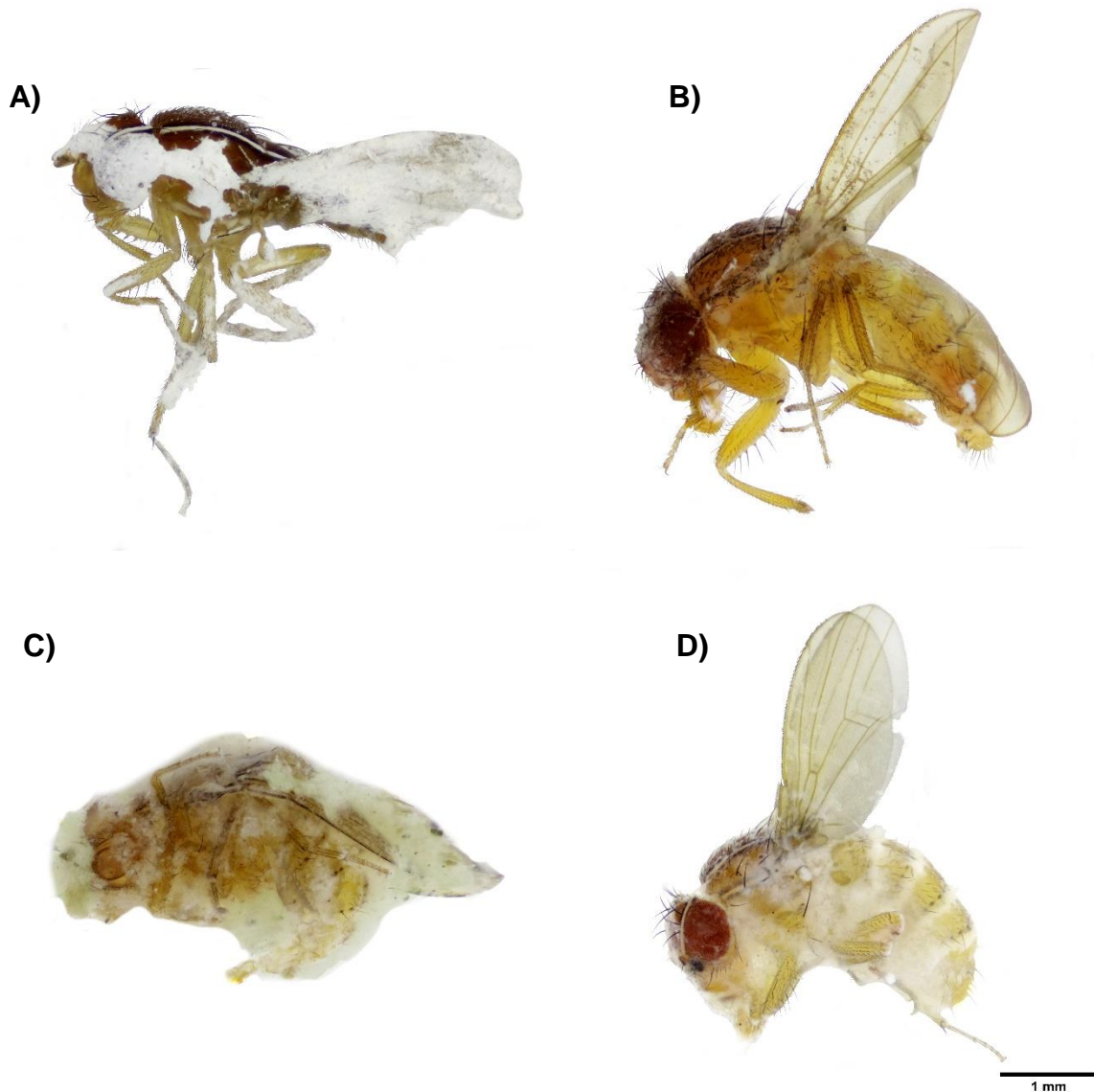


Figura 13. Adultos de *Z. indianus* con esporulación de diferentes hongos entomopatógenos. **A)** *B. bassiana*, **B)** *L. lecanii*, **C)** *M. anisopliae* y **D)** *P. fumosoroseus*.

Los resultados tras el análisis estadístico de las cuatro especies de hongos entomopatógenos aplicadas a los adultos de *Z. indianus* mostró que existe diferencia significativa entre los tratamientos ($P < 0.0001$) y que todas las especies presentan patogenicidad contra esta mosca de la fruta. Los hongos que presentan mayor mortalidad son *P. fumosoroseus* y *M. anisopliae* con un porcentaje promedio de mortalidad arriba del 75% para ambos casos (Tabla 6).

Tabla 6. Mortalidad (%) de adultos de *Zaprionus indianus* tratados con cuatro aislamientos de hongos entomopatógenos

Especie	Mortalidad (% \pm EE)	Tukey ($P \leq 0.05$)
<i>P. fumosoroseus</i>	84.5 \pm 3.3	a
<i>M. anisopliae</i>	77.6 \pm 4.3	a
<i>B. bassiana</i>	39.6 \pm 4.3	b
<i>L. lecanii</i>	29.3 \pm 5.1	b
Testigo	3.33 \pm 1.9	c

Distintas letras indican diferencias de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). EE= error estándar.

El estudio arrojó que el hongo entomopatógeno *P. fumosoroseus* fue el que resultó con la mortalidad más alta en los adultos de *Z. indianus* con un 84.5%; seguido a este, se encuentra *M. anisopliae* que presentó una mortalidad de 77.6%. Posteriormente, continuaron las especies *B. bassiana* y *L. lecanii* que provocaron los porcentajes de mortalidad más baja con solamente 39.6% y 29.3% respectivamente (figura 14). En contraparte por lo reportado por Svedese *et al.* (2012) quienes encontraron que los adultos de esta mosca del higo mostraron mortalidad con el hongo *Beauveria bassiana* que logra un 98,7% y *Metarhizium anisopliae* con un 100% de mortalidad.

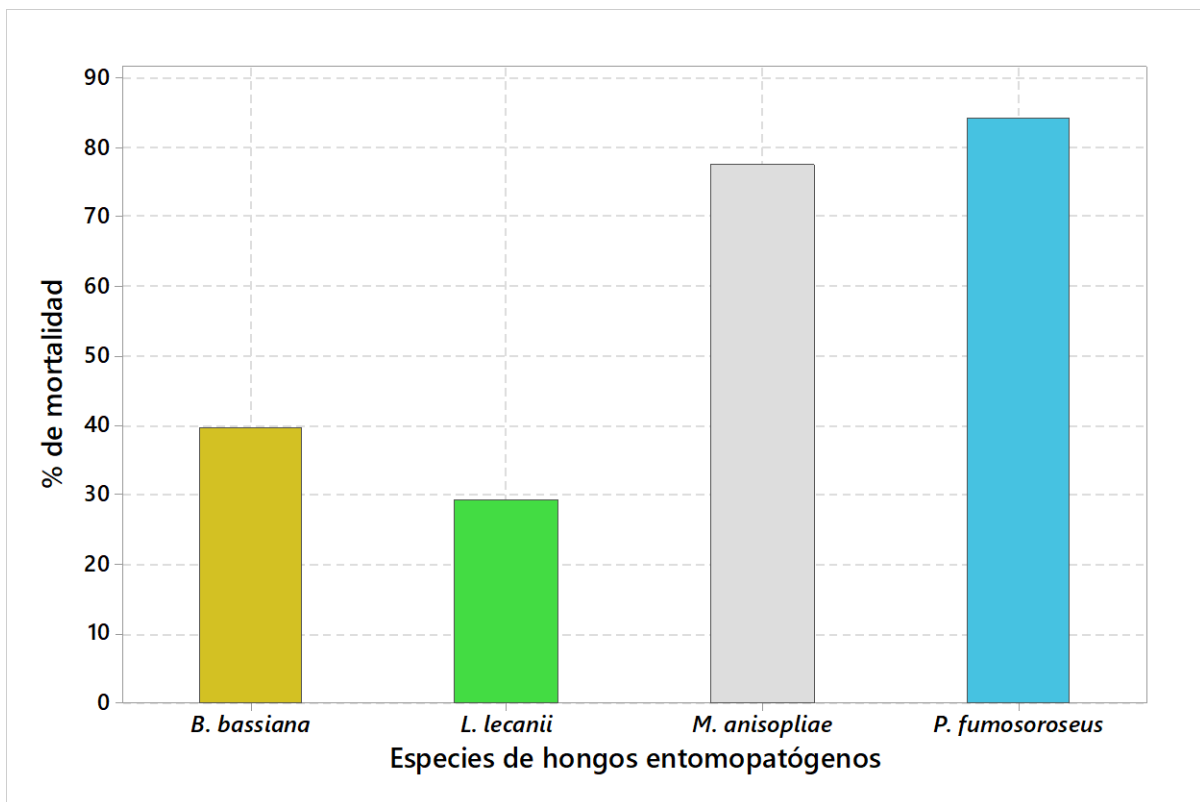


Figura 14. Mortalidad general por especie de hongos entomopatógenos en adultos de *Z. indianus*.

7. CONCLUSIONES

El jugo comercial de granada con manzana (GREAT VALUE®) es el cebo que más adultos de *Zaprionus indianus* capturó, con una media de 575 moscas a lo largo de un año. Además de ser un jugo comercial fácil de conseguir y a un precio accesible, lo que lo vuelve un excelente cebo para el monitoreo de esta plaga.

De igual manera, *Z. indianus* presenta un flujo poblacional que aumenta desde finales del mes de noviembre, lo que coincide con las épocas más frescas en la región y con el inicio de la cosecha. Hasta que disminuye su flujo poblacional a inicios del mes de abril, cuando la cosecha de higo termina.

Por otro lado, los hongos entomopatógenos *Paecilomyces fumosoroseus* y *Metarhizium anisopliae* se muestran promisorios para el control de *Z. indianus* en condiciones de laboratorio, ya que presentaron mayor porcentaje de mortalidad a los cinco días de ser aplicados (84.5% y 77.6% respectivamente). Estos reducen en mayor proporción la incidencia de esta plaga. Lo que los vuelve importantes candidatos para controlar a *Z. indianus*.

8. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar el monitoreo de la mosca africana del higo *Zaprionus indianus* con jugo comercial de granada con manzana, ya que es fácil de conseguir y tiene un precio accesible, además de ser atractivo para la captura de esta plaga, proporcionando un valor real del número de adultos de este *Drosophilidae* que se encuentra presente en los huertos.

De igual manera, se aconseja prestar atención a esta plaga a partir del mes de noviembre, debido a que empieza a reproducirse y aumentar su población, por lo que plantearse hacer aplicaciones de los hongos entomopatógenos *Paecilomyces fumosoroseus* y *Metarhizium anisopliae* se considera oportuno para disminuir su incidencia, ya que causan mortalidad en los adultos.

Por otro lado, se recomienda seguir con el monitoreo de moscas del genero *Drosophilidae*, que capturan los cebos a base de jugo de granada con manzana, para conocer las especies que estén asociadas al cultivo de higo, para hacer una identificación correcta, conocer si tienen un efecto perjudicial en la producción y proponer un manejo adecuado.

9. LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. econ. Entomol*, 18(2), 265-267.
- Afifah, L., Aena, A. C., Saputro, N. W., Kurniati, A., Maryana, R., Lestari, A., . . . Enr, U. (2022). Maize Media Enhance the Conidia Production of Entomopathogenic Fungi. *AGRIVITA Journal of Agricultural Science*, 513-525.
- Amobonye, A., Bhagwat, P., Pandey, A., Singh, S., & pillai, S. (2020). Biotechnological potential of *Beauveria bassiana* as a source of novel biocatalysts and metabolites. *Critical reviews in biotechnology*, 40(7), 1019-1034. doi:10.1080/07388551.2020.1805403
- Andreazza, F., Bernardi, D., Baronio, C. A., Pasinato, J., Nava, D. E., & Botton, M. (2017). Toxicities and effects if insecticidal toxic baits to control *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). *Pest Management Science*, 1(73), 146-152.
- Araripe, L. O., Klaczko, L. B., Moreteau, B., & David, J. R. (2004). Male sterility thresholds in a tropical cosmopolitan drosophilid, *Zaprionus indianus*. *Journal of Thermal Biology*(29), 73-80.
- Arredondo, B., & Rodriguez, L. (2008). Casos de control biológico en México. *Mundi Prensa México*, 423.
- Asplen, M. G. (2015). Invasion biology of spotted wing drosophila (*Drosophila suzukii*): a global perspective and future priorities. *Pest Science*(88), 469-494.
- Attaalla, E., Abdel-nabi, H., Awany, N., & Hagagg, L. (2018). Identification of Fungi and Detection of Mycotoxins Associated with Infected Fig Fruits. *Journal of Applied Plant Protection*, 7(1), 1-10. doi:10.21608/japp.2018.57961
- Bateman, R., Douro-Kpindou, O., Kooyman, C., Lomer, C., & Ouambama, Z. (1998). Some observations on the dose transfer of mycoinsecticide sprays to desert locusts. *Crop Protection*(17), 151-158.
- Bautista, N. (2023). *Insectos y ácaros de importancia agrícola en México*. (S. I. Gil, Ed.) Texcoco, Estado de México, México: Editorial del Colegio de Postgraduados.
- Bautista, N., Illescas, C., López, E., Velaquez, L., & García, C. d. (2017). Presence of Drosophilidae (Diptera: Ephydroidea) flies associated with fig fruits in Morelos, México. *Florida Entomologist*, 100(4), 813-816. doi:10.1653/024.100.0409
- Bernardi, D., Andreazza, F., Botton, M., Baronio, C. A., & Nava, D. E. (2016). Susceptibility and Interactions of *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) in Damaging Strawberry. *Neotropical Entomology*(46), 1-7. doi:10.1007/s13744-016-0423-9

- Bischoff, J. F., Rehner, S. A., & Humber, R. A. (2017). A multilocus phylogeny of the *Metarhizium anisopliae* lineage. *Mycologia*, 4(101), 512-530. doi:10.3852/07-202
- Bragard, C., Baptista, P., Chatzivassiliou, E., Di Serio, F., Ginthier, p., Jaques, J., . . . Stefani, E. (2022). Pest categorisation of *Zaprionus indianus*. *EFSA Journal*, 1-24. Obtenido de <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2022.7144>
- Bustca, A. (2021). Presencia de la especie invasora *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Diptera: Drosophilidae) en Medellín, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 45(175), 508-515. Obtenido de <http://orcid.org/0000-0001-8346-0173>
- Bustillo, P. (2002). El manejo de cafetales y su relación con el control de la broca del café en Colombia. *Programa de Investigación Científica*, 1-40. Obtenido de <http://hdl.handle.net/11348/4012>
- Butt, T. M. and Goettel, M. S. 2000. Bioassays of entomogenous fungi. In: Navon, A. and Ascher, K. R. (Eds.). *Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes*. Bet Dagan, Israel. CABI Publishing. 141-195 pp.
- Castrezana, S. (2007). New records of *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Diptera: Drosophilidae) in North America and key to identify some *Zaprionus* species deposited in the *Drosophila* Tucson Stock Center. *Drosophila information service*, 90, 34-36.
- Castro, F. L., & Valente, V. L. (2001). *Zaprionus indianus* invading communities in the southern Brazilian city of Porto Alegre. *Drosophila Information Service*(84), 15-17.
- CESAVESIN. (28 de septiembre de 2021). *Mosca negra del higo; biología, hábitos, prevención y control*. Obtenido de <https://www.cesavesin.mx/mosca-negra-del-higo-biologia-habitos-prevencion-y-control/>
- Commar, L. S., Galgo, L. G., Ceron, C. R., & Carareto, C. M. (2012). Taxonomic and evolutionary analysis of *Zaprionus indianus* and its colonization of palerctic and Neotropical regions. *Genetics and Molecular Biology*, 35(2), 395-406. doi:10.1590/S1415-47572012000300003
- Dannon, H., Dannon, A., Douro-Kpindou, O., Zinsou, A., Houndete, A., Toffa-Mehinto, J., . . . Tamo, M. (2020). Toward the efficient use of *Beauveria bassiana* in integrated cotton insect pest management. *Journal of Cotton Research*, 1(3), 1-21.
- Daud, I. D., Junaid, M., & Tuwo, M. (2020). Endophytic seed with *Beauveria bassiana* and liquid compost: control of pest stem borer of corn, *Ostrinia furnacalis* and increase yield resilient in marginal land? *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*(486), 1-5. doi:10.1088/1755-1315/486/1/012142

- De la Cruz, Q., Roussos, S., Hernandez, D., Rodriguez, R., Castillo, F., & Aguilar, C. (2015). Challenges and opportunities of the bio-pesticides production by solid-state fermentation: Filamentous Fungi as a Model. *Crit. Rev. Biotechnology*, 326-333. doi:10.3109/07388551.2013.857292
- Dettler, M. A., Barrientos, G. N., Martinez, E., Anda, M. A., Santadino, M. V., Coviella, C. E., & Riquelme, M. B. (2021). Field infestation level of zaprionus indianus gupta and drosophila suzukii (Matsumura) (diptera: Drosophilidae) in ficus carica l. (rosales: Moraceae) and rubus idaeus l. (rosales: Rosaceae) in the northeast of buenos aires province. *Revista de la Sociedad Entomológica de Argentina*, 3(80), 43-47. doi:10.25085/rsea.800307
- Dimbi, S., Maniania, N., Lux, S., Ekesi, S., & Mueke, J. (2003). Pathogenicity of Metarhizium anisopliae (Metsch.) Sorokin and Beauveria bassiana (Balsamo) Vuillemin, to three adult fruit fly species: Ceratitis capitata (Weidemann), C. rosa var. fasciventris Karsch and C. cosyra (Walker) (Diptera: Tephritidae). *Mycopathologia*, 375-382.
- Domínguez, S., López, V., Martínez, A., Delgadillo, Á., Guillen, D., & Campos, M. (2021). Dinámica poblacional de Zaprionus indianus y Drosophila suzukii en Higo en el Estado de Morelos, México. *Southwestern Entomologist*, 45(4), 1161-1164. doi:https://doi.org/10.3958/059.045.0432
- Ekesi, S., Maniania, N. K., & Lux, S. A. (2002). Mortality in three African tephritid fruit fly puparia and adults caused by the entomopathogenic fungi, Metarhizium anisopliae and Beauveria bassiana. *Biocontrol Science. Technology.*, 12, 7-17. doi:https://doi.org/10.1080/09583150120093077
- Epsky, N. D., Gill, M. A., Cha, D. H., & Landolt, P. J. (2014). Trapping the African fig fly (Diptera: Drosophilidae) with combinations of vinegar and wine. *Florida Entomologist*, 97(1), 85-89. Obtenido de <https://www.jstor.org/stable/24362439>
- FAO. (1994). *The adaptability level of the FAO crop environmental requirements database*. Roma, Italia.
- FAO. (2021). *FAOSTAT*. Obtenido de <https://www.fao.org/faostat/en/>
- Fartyal, R. S., Sarswat, M., Lhamo, N., Sati, P. C., & Asha, L. (2014). Records of Zaprionus indianus and Drosophila suzukii indicus as invasive fruit pests from mid valley region of Garhwal Uttarakhand, India. *Drosophila Information Service*(97), 119-123.
- Flores Hernández, M. Á. (2022). *Biología y atrayentes alimenticios de la mosca negra del higo Silba adipata Mcalpine (Diptera: Lonchaeidae)* (Doctoral dissertation).
- Funes, C., Gallardo, F., Reche, V., Buonocore, B., María, J., Suárez, L., . . . Kirschbaum, D. (2019). Parasitoides de Sudamérica asociados a las plagas invasoras Drosophila suzukii y Zaprionus

- indianus (Diptera: Drosophilidae) y su potencial como agentes de control biológico. *Revista de la Facultad de Agronomía UNLPam*, 29, 25-27.
- Funes, C. F., Kirschbaum, S. D., Escobar, I. L., & Heredia, M. A. (2018). La mosca de las alas manchadas: *Drosophila Suzukii*, Matsamura. *Nueva plaga de las frutas finas en Argentina. Libro digital, Ediciones INTA, Famaillá, Tucumán, Argentina.*
- Galego, L., & Márcia, C. (2017). Analysis of the Drosophilid *Zaprionus indianus* introduction in Brazil: Contribution of esterase loci polymorphisms. *Drosophila Information Service*, 79-84.
- Geisler, S. (2019). *Potencial de extraros a base de acetogeninas e Bacillus sp. no manejo de Zaprionus indianus (Gupta, 1970) (Diptera, Drosophilidae).* Pelotas: Instituto de Biologia.
- Geisler, S., Martins, L., Treptow, R., Baronio, C., Stupp, P., Ribeiro, L., . . . Bernardi, D. (2019). Laboratory and field assessments of lethal and sublethal toxicities of acetogenin-based bioinsecticides against *zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). *Chilean Journal of Agricultural Research*, 4(79), 501-511. doi:10.4067/S0718-58392019000400501
- Gomes, L. H., Echeverrigaray, S., Conti, J. H., Lourenco, M. V., & Duarte, K. M. (2003). Presencia de la levadura *Candida tropicalis* en higos infectados por la mosca de la fruta *Zaprionus indianus* (Dip.: Drosophilidae). *Brazilian Journal of Microbiology*(34), 5-7.
- Gonsebatt, G., Seta, S., San Pedro, P., Leone, A., Vega, M. S., Fanara, J., & Díaz, B. (2020). Nuevas amenazas para la fruticultura del sur de Santa Fe: *Drosophila suzukii* (Matsumura), “mosca de las alas manchadas” y *Zaprionus indianus* (Gupta), “mosca africana del higo” (Diptera: Drosophilidae). *Agromensajes*(58), 45-47.
- Goñi, B., Fresia, P., Calviño, M., Ferreiro, M. J., Valente, V. L., & Silva, L. D. (2001). First record of *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Diptera, Drosophilidae) in southern localities of Uruguay. *Drosophila Information Service*(84), 61-65.
- Grimm, C. and Guharay, F. 1998. Control of leaf-footed bug *Leptoglossus zonatus* and shield-backed bug *Pachycoris klugii* with entomopathogenic fungi. *Bio. Sci. Technol.* (8):365-376
- Gupta, J. P. (1970). Description of a new species of *Phorticella* and *Zaprionus* (Drosophilidae) from India. *Proceeding Indian National Science Academy*, 62-70.
- Hercos, F. (2009). Controle biológico de pragas com entomopatógenos. *Informe agropecuario*, 30(251), 45-55.
- Isman, M. B., & Grieneisen, M. L. (2014). Botanical insecticide research: many publications, limited useful data. *Trends in Plant Science*(19), 140-145.

- Jallouli, W., Driss, F., Fillaudeau, L., & Rouis, S. (2020). Review on biopesticide production by *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* since 1990: Focus on bioprocess parameters. *Process Biochemistry*, *98*, 224-232. doi:<https://doi.org/10.1016/j.procbio.2020.07.023>
- Korosi, G. A., Wilson, B. A., Powell, K. S., Ash, G. J., Reineke, A., & Savocchia, S. (2019). Occurrence and diversity of entomopathogenic fungi (*Beauveria* spp. and *Metarhizium* spp.) in Australian vineyard soils. *Journal of Invertebrate Pathology*, *164*(69), 69-77. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jip.2019.05.002>
- Kremmer, L., David, J., Borowiec, N., Thaon, M., Ris, N., Poirié, M., & Gatt, J. L. (2017). The African fig fly *Zaprionus indianus*: a new invasive pest in France? *Bulletin of Insectology*, *70*(1), 57-62.
- Krislev, M., Hartmann, A., & Bar-Yosef, O. (2006). Early domesticated fig in the Jordan Valley. *Science*, *312*(5778), 1273-1275. doi:10.1126/science.1125910
- Lasa, R., & Tadeo, E. (2015). Invasive drosophilid pest *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) in Veracruz, México. *Florida Entomologist*, *98*(3), 987-988. doi:10.1653/024.098.0332
- Lasa, R., Gschaedler, A. C., Bello, G., & Williams, T. (2020). Laboratory evaluation of trap color and vinegar, yeast and fruit juice lure combinations for monitoring of *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). *International Journal of Pest Management*, *66*, 279-287. doi:<https://doi.org/10.1080/09670874.2019.1636328>
- Lavagnino, N., Imberti, M., Flaibani, N., Ortiz, V., & Fanara, J. (2020). Contribution of population-level phenotypic plasticity to the invasiveness of *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). *European Journal of Entomology*, *117*, 118-128. doi:10.14411/eje.2020.013
- León, O., & Vargas, O. (2009). *Restauración Ecológica en zonas invadidas por retamo espinoso y plantaciones forestales de especies exóticas*. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
- Li, Z. Z., Li, C. R., & Huang, B. (2001). Discovery and demonstration of the teleomorph of *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., an important entomogenous fungus. *Chinese Science Bulletin*, *9*(46), 751-753.
- Linde, K. V., Steck, G. J., Hibbard, K., Birdsley, J. S., Alonso, L. M., & Houle, D. (2006). *Drosophila* information service. *Florida Entomology*, 402-404.
- Liu, B.-L., Kuo-Ching, F., & Yew-Min, T. (2002). Morphological characterization and germination of aerial and submerged spores. *World Journal of Microbiology & Biotechnology* *18*, 217-224.

- López, V., Domínguez, S., Martínez, A., & Guillen, D. (2019). Presencia de moscas Drosophilidae (Diptera: Ephydroidea) asociadas a higo en Morelos. *XXXII Reunión científica-tecnológica forestal y agropecuaria*, (págs. 535-540). Boca del Río.
- Maca, Y. G., Rodríguez, N., Vela, G., & Castellanos, J. (2023). *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin para el control biológico de *Dendroctonus* sp. (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae), en México. *Latin American Journal of Development*, 5(2), 475-487. doi:<https://doi.org/10.46814/lajdv5n2-001>
- Marchiori, C. H., Arantes, S. B., Pereira, L. A., Moreira, O., ho, F., & Borges, V. R. (2003). Parasitoids of *Zaprionus indianus* Gupt a (Diptera: Drosophilidae) collected in itumbiara, GO, Brazil. *Arquivos do Instituto Biológico*(70), 217-218.
- Markow, T. A., Hanna, G., Riesgo, J. R., Tellez, A. A., Richmond, M. P., Nazario, N. O., . . . Carpintero, J. (2014). Population genetics and recent colonization history of the invasive drosophilis *Zaprionus indianus* in México and Central America. *Biological Invasions*, 16, 2427-2434. doi:10.1007/s10530-014-0674-5
- Markow, T. A., & O'Grady, P. M. (2006). *Drosophila* a guide to species identification and use. Elsevier Academic Press.
- McAlpine, J.F. (1981). Morphology and terminology - adults. *McAlpine, Peterson, Shewell, Teskey, Vockeroth, Wood, 1981* : 9--63.
- Montalva, C. R. (2016). *Conidiobolus macrosporus* (Entomophthorales), a mosquito pathogen in Central Brazil. *Journal of Invertebrate Pathology*(139), 102-108. doi:10.1016/j.jip.2016.08.003
- Murillo, M. P. (2005). *Efecto de la temperatura y la dieta alimentaria sobre la capacidad reproductiva de una población natural de Zaprionus indianus (Diptera: Drosophilidae) (tesis de pregrado)*. Bogotá, Colombia: Universidad de Los Andes.
- Naqqash, M. N. (2016). Insecticide resistance and its molecular basis in urban insect pests. *Parasitology Research*, 115, 1363-1373. doi: 10.1007/s00436-015-4898-9
- Nava, D. E., Nascimento, A. M., Stein, C. P., Haddad, M. L., Bento, J. M., & Parra, J. R. (2007). Biology, thermal requirements, and estimation of the number of generations of *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) for the main fig producing regions of Brazil. *Florida Entomologist*, 90(3), 495-501. Obtenido de <http://www.jstor.org/stable/4494175>
- NCBI. (2020). *Taxonomy NCBI*. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=114497&lvl=3&lin=f&keep=1&srchmode=1&unlock>

- NCBI. (2020). Taxonomy *NCBI*. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=2714763>
- Onofre, S. B. (2002). Controle biológico de pragas na agropecuária por meio de fungos entomopatogênicos. *Biotecnologia: avanços na agricultura e na agroindústria*, 295-328.
- Pacheco, M., Reséndiz, J., & Arriola, V. (2019). Organismos entomopatógenos como control biológico en los sectores agropecuario y forestal de México. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 10(56), 4-32. doi:10.29298/rmcf.v10i56.496
- Pal, K. K., & Gardener, B. M. (2006). Biological control of plant pathogens. *Plant Health Instructor*, 1117-1142.
- Pasini, M. P., & Link, D. (2011). Efficiency of different traps to capture *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) in fig orchard in Santa Maria County, Rio Grande do Sul state, Brazil. *International Research Journal of Agricultural Science and Soil Science*, 1(8), 349-354.
- Peng, Y., Zhang, H., Feng, M., & Ying, S. (2022a). Sterylacetyl hydrolase 1 (BbSay 1) links lipid homeostasis to conidiogenesis and virulence in the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. *Journal of Fungi*, 8(3), 292. doi:10.3390/jof8030292
- Peng, Z. Y., Huang, S. T., Chen, J. T., Li, N., Wei, Y., Nawaz, A., & Deng, S. Q. (2022b). An update of a green pesticide: *Metarhizium anisopliae*. *All Life*, 15(1), 1141–1159. doi:<https://doi.org/10.1080/26895293.2022.2147224>
- Raga, A., Souza Filho, M. F., & Sato, M. E. (2003). . Eficiência de protetores de ostíolo do figo sobre a infestação da mosca *Zaprionus indianus* (Gupta) (Diptera: Drosophilidae) no campo. *Arquivo Instituto Biológico*(70), 1395-1403.
- Renkema, J. M., Iglesias, L. E., Bonneau, P., & Liburd, O. E. (2018). Trapping system comparasions for and factors affecting populations of *Drosophila suzukii* and *zaprionus indianus* in winter-grown strawberry. *Pest Management Science*, 74, 2076-2088. doi:10.1002/ps.4904
- Ribeiro, M. R., Gracioli, G., & Paiva, F. (2012). Diptera, Drosophilidae, *Zaprionus indianus* Gupta, 1970: distribution extension for the state of Mato Grosso do sul, Brazil. *Check List*, 1(8), 175-176.
- SADER. (24 de octubre de 2020). *Higo, fruto de gran historia presente en nuestra canasta de dulces tradicionales*. Obtenido de <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/higo-fruto-de-gran-historia-presente-en-nuestra-canasta-de-dulces-tradicionales>
- Schoch CL, Ciufo S, Domrachev M, Hotton CL, Kannan S, Khovanskaya R, Leipe D, Mcveigh R, O'Neill K, Robbertse B, Sharma S, Soussov V, Sullivan JP, Sun L, Turner S, Karsch-Mizrachi I. (2020). NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. Database (Oxford). doi: 10.1093/database/baaa062

- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). (2019). *Estrategia operativa para el manejo fitosanitario de la mosca del higo negro, Silba adipata (Diptera: Lonchaeidae)*.
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). (2021). *Huertos de Higo registrados de Sinaloa para Exportación a los Estados Unidos de América con tratamiento de irradiación*. Obtenido de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/687455/Copia_de_HIGO_SINALOA_11-30-2021.pdf
- Stein, C. P., Texeira, E. P., & Novo, J. P. (2003). Aspectos biológicos a mosca do figo, *Zaprionus indianus* Gupta, 1970 (Diptera: Drosophilidae). *Entomotropica*(18), 219-221.
- Storey, W. B., Enderud, J. E., Saleeb, W. F., & Nauer, E. M. (1977). *The Fig: its biology, history, culture and utilization*. (Vol. 13). Riverside, California: Jurupa Mountains Cultural Center.
- Svedese, V. M., da Silva Lopez, R., dos Santos, J. F., & Lima, E. A. (2012). Action of entomopathogenic fungi on the larvae and adults of the fig fly *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae)/Acao de fungos entomopatogenicos em larvas e adultos da mosca do figo *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). *Ciencia Rural*, 42(11), 1916-1923. doi:10.1590/S0103-84782012001100002
- Upadhyay, V., Rai, U., Rana, M., Mehra, P., & Pandey, A. (2014). *Verticillium lecani* (Zimm.): A potential entomopathogenic fungus. *International Journal of Agriculture, Environment & Biotechnology*.
- Van der Linde, K. (2006). *Zaprionus indianus: taxonomy and species identification*. Obtenido de [http://www.kimvdlinde.com/professional/publications/pdf/van%20der%20Linde%20\(2006\)%20Zaprionus%20indianus%20identification.pdf](http://www.kimvdlinde.com/professional/publications/pdf/van%20der%20Linde%20(2006)%20Zaprionus%20indianus%20identification.pdf)
- Van Der Linde, K. (2010). *Zaprionus indianus: species identification and taxonomic position*. *Drosophila Information Service*, 95-98.
- Van Heerwaarden, B., & Hoffmann, A. A. (2007). Global warming: Fly populations are responding rapidly to climate change. *Current Biology*, 16-18.
- Vásquez, S., Alvarez, E., Infante, D., Huchin, J., & Pedraza, M. (2022). Evaluación de extractos de árboles endémicos (*magnolia* spp.) de México contra la plaga mosca de la fruta y estudio fitoquímico preliminar. *Polibotánica*(53), 167-182.
- Vega, F., Meyling, N., Luangsa-ard, J. J., & Blackwell, M. (2012). Fungal Entomopathogens. En F. y. Vega, *Insect Pathology* (págs. 171-220).
- Velázquez, L., & Bautista, N. (2017). *Trampas y atrayentes alimenticios para la detección y manejo de Zaprionus indianus Gupta (Diptera: Drosophilidae) en higo en invernadero*.

- Vilela, C. R., Teixeira, E. P., & Stein, C. P. (1999). Nova prega nos figos: *Zaprionus indianus* Gupta. *Informativo da Sociedade Entomologica do Brasil*, 24(2), 2.
- Vilela, C., & Goñi, B. (2015). Mosca africana do figo, *Zaprionus indianus* Gupta. En R. A. Evaldo Ferreira Vilela (Ed.), *Pragas introduzidas no Brasil: Insetos e ácaros* (1 ed., págs. 191-214). Brasil: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz.
- Wang, C., & Leger, R. J. (2007). A scorpion neurotoxin increases the potency of a fungal insecticide. *Nature Biotechnology*, 12(25), 1455-1456. doi:doi:10.1038/nbt1357.
- Walsh, D. B., M. P. Bolda, R. E. Goodhue, A. J. Dreves, J. Lee, D. J. Bruck, V. M. Walton, S. D. O'Neal, and G. Z. Frank. 2011. *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae): invasive pest of ripening soft fruit expanding its geographic range and damage potential. *Pest Manag. Sci.* 106: 289-295.
- Xie, T., Jiang, L., Li, J., Hong, B., Wang, X., & Jia, Y. (2019). Effects of *Lecanicillium lecanii* strain JMC-01 on the physiology, biochemistry, and mortality of *Bemisia tabaci* Q-biotype nymphs. *PeerJ*, doi: 10.7717/peerj.7690.
- Yassin, A., & David, J. R. (2010). Revision of the Afrotropical species of *Zaprionus* (Diptera, Drosophilidae), with descriptions of two new species and notes on internal reproductive structures and immature stages. *ZooKeys*(51), 33-72. doi:10.3897/zookeys.51.380