



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**  
**FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS**  
**NATURALES RENOVABLES**

**Carrera de Ingeniería Agronómica**

**PROYECTO DE TITULACION**

Monitoreo de las poblaciones de mosca de la fruta y su  
incidencia en los bosques naturales de chirimoya  
(*Annona cherimola* Mill.) en la provincia de Loja.

**Autor**

Cristian Eduardo Minga Cango

**Director**

PhD. Marina Mazón Morales

Tesis de grado previo a la  
obtención del título de  
Ingeniero Agrónomo.

**LOJA- ECUADOR**

**2018**

## Certificado del director de tesis

Loja, 05 de diciembre de 2018

Dra. Marina Mazón Morales PhD.

**DOCENTE DE LA CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA  
DIRECTOR DE TESIS**

CERTIFICO:

Que el trabajo de investigación de tesis “**Monitoreo de las poblaciones de mosca de la fruta y su incidencia en los bosques naturales de chirimoya (*Annona cherimola* mill.) en la provincia de Loja**”, de autoría del Sr. Cristian Eduardo Minga Cango, egresado de la carrera de Ingeniería Agronómica, ha sido desarrollado bajo mi dirección, acorde con las actividades establecidas en el cronograma de ejecución del proyecto aprobado, sujetándose a la rigurosidad científica y las normas de redacción técnica.

Por lo expuesto, autorizo al autor indicado, la presentación del documento de tesis respectivo para que continúe con los trámites legales de graduación.



---

Dra. Marina Mazón Morales PhD.


**Director de tesis.**

## Certificación


Una vez cumplida la reunión del Tribunal de calificación del trabajo final de Tesis: “Monitoreo de las poblaciones de mosca de la fruta y su incidencia en los bosques naturales de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en la provincia de Loja”, de autoría del señor Cristian Eduardo Minga Cango, egresado de la carrera de Ingeniería Agronómica, se le propuso realizar algunas correcciones, mismas que ya han sido incluidas en el documento final.

En tal virtud nos permitimos certificar que el trabajo final consolidado de investigación está acorde a los requerimientos de la carrera de Ingeniería Agronómica de la Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, por lo tanto, se autoriza continuar con los trámites correspondientes.

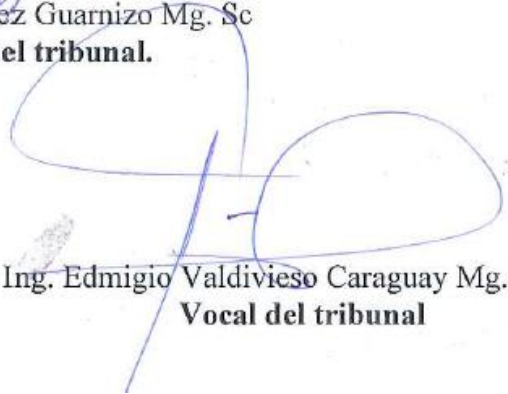
Loja, 05 de diciembre de 2018



Ing. Paulina Fernández Guarnizo Mg. Sc  
**Presidenta del tribunal.**



Ing. Klever Chamba Caillagua Mg. Sc  
**Vocal del tribunal.**



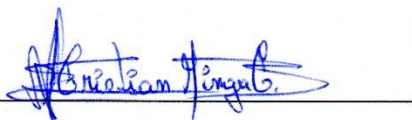
Ing. Edmigio Valdivieso Caraguay Mg. Sc  
**Vocal del tribunal**

## **Autoría**

Yo, Cristian Eduardo Minga Cango, declaro ser autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma

Adicionalmente acepto y autorizo a la universidad Nacional de Loja la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional – Biblioteca Virtual.

**Autor:** Cristian Eduardo Minga Cango

**Firma:** 

**Numero de Cedula:** 1105231599

**Fecha:** Loja, 11 de diciembre de 2018.

**Carta de autorización de tesis por parte del autor para la consulta,  
reproducción parcial o total y publicación electrónica del texto  
completo**

Yo, Cristian Eduardo Minga Cango declaro ser el autor de la tesis “**Monitoreo de las poblaciones de mosca de la fruta y su incidencia en los bosques naturales de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en la provincia de Loja**” como requisito para optar al grado de **Ingeniero Agrónomo**, autorizo al sistema bibliotecario de la universidad Nacional de Loja para que, con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el repositorio digital institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la Tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja a los 11 días del mes de diciembre del 2018 firma el autor.

**Firma:** 

**Autor:** Cristian Eduardo Minga Cango.

**Cedula de identidad:** 1105231599

**Dirección:** Cda. Daniel Álvarez Burneo; calles: Jorge Gaitán y Francisco Santander.

**Correo electrónico:** cmingac@unl.edu.ec

**Celular:** 0986649443.

**Datos Complementarios**

**Director de Tesis:** Dra. Marina Mazón Morales PhD.

**Tribunal de grado:**

**Presidente:** Ing. Paulina Fernández Guarnizo Mg. Sc.

**Vocal:** Ing. Edmigio Valdivieso Caraguay Mg. Sc.

**Vocal:** Ing. Klever Chamba Caillagua Mg. Sc.

## **Agradecimiento**

Al finalizar esta etapa de mi vida, es justo agradecer a Dios es Él en su Divina Providencia quien ha guiado mi camino. Mis más sinceros agradecimientos a todas y cada una de las personas que hicieron posible alcanzar este logro.

Gracias a mis padres Mónica y Daniel. Gracias papá por ser mi héroe, mi ejemplo, por dar todo por mí y mostrarme el camino que los hombres buenos siguen. Gracias a ti mamá por ser mi ángel y por darme tu infinito amor, cuando todo lo demás falle y la vida sea muy dura sé que puedo confiar en ti.

Gracias a mis hermanas Augusta y Paulina, a mis hermanos Santiago, Juan, José y Darwin, gracias por aconsejarme y mostrarme el mejor camino a seguir. Gracias por ser mi guía, por detenerme cuando debían y por empujarme cuando tenía miedo de seguir mis sueños.

Gracias a mis queridos amigos Robert, Byron, Fernanda, Karina, Yomara y demás compañeros, aunque no lo diga, mi alma recuerda cada gesto amable, cada favor y cada sonrisa que alegró mi vida. A mí querida Tania, eternas gracias por compartir conmigo tu tiempo, tu espacio, tu amor y tu vida.

Gracias a la Universidad Nacional de Loja y la carrera de Ingeniería Agronómica y a todos los docentes que compartieron su sabiduría y conocimientos durante mis años de estudio, un agradecimiento muy especial a la Dra. Marina Mazón por su acertada dirección, planificación y supervisión en la elaboración de este proyecto, también al Ing. Henry Troya quien colaboró activamente con el desarrollo del proyecto. Así mismo a los docentes miembros del tribunal de grado quienes desinteresadamente accedieron a brindar sus valiosos criterios para mejorar la calidad de este trabajo.

*El Autor.*

## **Dedicatoria**

*Para mi madre, Mónica, por la gracia que tiene de ser mamá y amiga a la vez, y para mi padre, Daniel, quien a pesar de lo duro de sus jornadas no descuida la atención de su familia, este trabajo es gracias a ustedes.*

***Cristian.***

## Índice General

Certificado del director de tesis	ii
Certificación del tribunal de grado	iii
Autoría	iv
Carta de autorización	v
Agradecimiento	vi
Dedicatoria	vii
Índice General	viii
Índice de Cuadros	x
Índice de Figuras	xi
Índice de Anexos	xiii
Resumen	xv
Summary	xvi
1. Introducción	1
2. Revisión de literatura	3
2.1. <i>Annona cherimola</i> Miller	3
2.1.1. Clasificación taxonómica .....	3
2.1.2. Características edafoclimáticas .....	4
2.1.3. Producción mundial. ....	5
2.1.4. Enfermedades comunes de la chirimoya .....	5
2.1.5. Plagas comunes de la chirimoya .....	6
2.2. Tefrítidos: generalidades.	7
2.2.1. Taxonomía .....	7
2.2.2. Biología .....	7
2.2.3. Hospederos .....	8
2.2.4. Daños .....	9
2.2.5. Géneros de importancia económica .....	9
2.2.5.1. <i>Anastrepha Schiner</i> .....	10
2.2.5.2. <i>Ceratitis MacLeay</i> .....	11
2.2.5.3. <i>Toxotrypana Gerstaecker</i> .....	11
2.2.6. Manejo y control de mosca de la fruta.....	12
2.2.6.1. Control Biológico .....	12
2.2.6.2. Parasitoides.....	13
2.2.6.3. Clasificación de los parasitoides .....	16
2.3. Monitoreo de poblaciones de mosca de la fruta.	16



2.3.1.	Estudio de las poblaciones.....	17
2.3.2.	Generalidades del trapeo de moscas de la fruta.....	18
2.3.3.	Muestreo de frutos.....	21
3.	Materiales y métodos	22
3.1.	Ubicación de las áreas de estudio	22
3.1.1.	Sector: Chirimoyal.....	22
3.1.2.	Sector: Yuma .....	23
3.1.3.	Sector: El Salado .....	24
3.1.4.	Sector: Tacoranga.....	24
3.2.	Tiempo de estudio.	25
3.3.	Metodología.	25
3.3.1.	Fase de campo.....	25
3.3.2.	Fase de Identificación. ....	29
3.3.3.	Análisis de los datos. ....	31
4.	Resultados	32
4.1.	Composición y dinámica poblacional	32
4.2.	Incidencia sobre la producción. Infestación y parasitismo.	36
4.3.	Caracteres morfológicos y morfométricos de las especies de mosca de la fruta y parasitoides identificados durante el monitoreo.	37
5.	Discusión	49
6.	Conclusiones	52
7.	Recomendaciones	53
8.	Bibliografía	54
9.	Anexos	63

## Índice de Cuadros

<b>Cuadro 1.</b> Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Chirimoyal. 2018 .....	32
<b>Cuadro 2.</b> Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector El Salado. 2018 .....	33
<b>Cuadro 3.</b> Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Tacoranga. 2018 .....	34
<b>Cuadro 4.</b> Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Yuma. 2018.....	35
<b>Cuadro 5.</b> Moscas de la fruta y parasitoides de <i>Anastrepha</i> recuperados del muestreo de frutos en los lugares de estudio en Loja. 2018. ....	37

## Índice de Figuras

<b>Figura 1.</b> Localización de los lugares de estudio .....	22
<b>Figura 2.</b> Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Chirimoyal. 2018.....	33
<b>Figura 3.</b> Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector El Salado. 2018. ....	34
<b>Figura 4.</b> Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Tacoranga. 2018 .....	35
<b>Figura 5.</b> Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Yuma. 2018 .....	36
<b>Figura 6.</b> <i>Anastrepha aetaoselata</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). ....	38
<b>Figura 7.</b> <i>Anastrepha atrox</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista lateral), F) ápice del aculeus (40X). ....	39
<b>Figura 8.</b> <i>Anastrepha distincta</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). ....	40
<b>Figura 9.</b> <i>Anastrepha fraterculus</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). ....	41
<b>Figura 10.</b> <i>Anastrepha grandis</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). ....	42

<b>Figura 11.</b> <i>Anastrepha macrura</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). .....	43
<b>Figura 12.</b> <i>Anastrepha manihoti</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). .....	44
<b>Figura 13.</b> <i>Anastrepha striata</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). .....	45
<b>Figura 14.</b> <i>Anastrepha tecta</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X). .....	46
<b>Figura 15.</b> <i>Toxotrypana recurcauda</i> , hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) Tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista lateral). .....	47
<b>Figura 16.</b> <i>Doryctobracon crawfordi</i> , hembra. ....	48
<b>Figura 17.</b> <i>Sycophila</i> sp., hembra. ....	48

## Índice de Anexos

<b>Anexo 1.</b> Colocación de trampas, sector El Salado .....	63
<b>Anexo 2.</b> Colecta de frutas, sector Chirimoyal .....	63
<b>Anexo 3.</b> Conteo de larvas y pupas, invernadero Universidad Nacional de Loja. ....	64
<b>Anexo 4.</b> Identificación de especímenes, laboratorio AGROCALIDAD .....	64
<b>Anexo 5.</b> Coordenadas de ubicación de las trampas McPhail, distribuidas en las localidades de estudio. ....	65
<b>Anexo 6.</b> Variedades de frutos de chirimoya colectadas durante el muestreo realizado durante los meses de enero – mayo del 2018. ....	66
<b>Anexo 7.</b> Datos de las capturas realizadas con rampas McPhail durante el monitoreo realizado en los meses de noviembre 2017 – abril 2018 en las cuatro localidades de estudio. ....	72

Monitoreo de las poblaciones de mosca de la fruta y su  
incidencia en los bosques naturales de chirimoya (*Annona  
cherimola Mill.*) en la provincia de Loja.

## Resumen

Originaria del sur del Ecuador y norte del Perú, la Chirimoya (*Annona Cherimola* Mill.) es un frutal con características organolépticas y nutritivas apreciadas por los consumidores en todo el mundo. Sin embargo, en nuestro país su uso comercial está subvalorado, la mayor parte de la producción está vinculada a mercados locales y a pequeños productores. La escasa información sobre el manejo agronómico mantiene a los productores a merced de varias dificultades entre ellas plagas importantes para la fruticultura como la mosca de la fruta.

El presente trabajo de investigación tuvo por objetivo monitorear las poblaciones de mosca de la fruta y su incidencia en los bosques naturales de chirimoya en la provincia de Loja, se realizó en cuatro zonas de la provincia identificadas como productoras de este fruto, estas fueron: Chirimoyal, Yuma, Tacoranga y El Salado. El proceso de monitoreo se llevó a cabo a través del establecimiento de redes de trapeo y el muestreo de frutos. Con la información obtenida se determinó el número de especies por lugar, dinámica poblacional y porcentajes de infestación y parasitismo.

La identificación de los especímenes realizada en laboratorio determinó la presencia de dos géneros y 10 especies de mosca de la fruta. La población con mayor número de individuos corresponde a la especie *Anastrepha fraterculus* cuyo porcentaje de capturas se mantuvo siempre por encima del 75%. De igual forma un total de 40,64 Kg de frutos de diferentes variedades de chirimoya fueron examinados y se determinó, que únicamente fueron infestados por la especie *A. fraterculus* en cada uno de los cuatro sectores de estudio. Los porcentajes de parasitismo estuvieron por debajo del 2% y se determinó la presencia de dos especies: *Doryctobracon crawfordi* y *Sycophila* sp., solo el sector El Salado no registro la presencia de parasitoides.

## Summary

Originally from southern Ecuador and northern Peru, the Cherimoya (*Annona Cherimola* Mill.) is a fruit with organoleptic and nutritional characteristics appreciated by consumers around the world. However, in our country its commercial use is undervalued, most of the production is linked to local markets and small producers. The limited information on agronomic management keeps producers at the mercy of several difficulties, among them important pests for fruit growing such as the fruit fly.

The objective of this research work was to monitor the fruit fly populations and their incidence in the natural cherimoya forests in the province of Loja, was carried out in four areas of the province identified as producers of this fruit, these were: Chirimoyal, Yuma, Tacoranga and El Salado. The monitoring process was carried out through the establishment of trapping networks and fruit sampling. With the information obtained, the number of species per place, population dynamics and percentages of infestation and parasitism were determined.

The identification of the specimens made in the laboratory determined the presence of two genera and 10 species of fruit fly. The population with the greatest number of individuals corresponds to the *Anastrepha fraterculus* species, whose percentage of catches always remained above 75%. Similarly, a total of 40.64 Kg of fruits of different varieties of cherimoya were examined and it was reported that they were only infested by the species *A. fraterculus* in each of the four sectors of study. The percentages of parasitism were below 2% and the presence of two species was reported: *Doryctobracon crawfordi* and *Sycophila* sp., Only the El Salado sector did not register the presence of parasitoids.



## 1. Introducción

La chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) es un frutal originario de la zona sur del Ecuador y norte del Perú (González *et al.*, 2013) el fruto, apreciado por su aroma y su delicado sabor, le confieren una gran aceptación a nivel internacional. La pulpa es utilizada para consumo en fresco, y comercializada para la elaboración de productos como pulpa congelada, helados, licores, mermeladas, yogurt y otros con valor agregado (González *et al.*, 2013). En los mercados internacionales su demanda es cada vez más creciente, el mercado de frutas tropicales alcanzó los 107 millones de toneladas a nivel mundial para el año 2015 y ha tenido un crecimiento anual de 3,6 % durante el periodo de 1995-2014, (FAOSTAT, 2016).

A nivel internacional España es el mayor productor con un 80 % del total de la producción seguido por: Perú, Chile, Bolivia y Australia (Scheldeman, 2002, González, 2013). El mercado para esta fruta en nuestro país es local, regional y muy escasamente internacional, a pesar de la gran variabilidad genética presente en las zonas identificadas como zonas de origen (Morales *et al.*, 2004), en estas localidades aún no se explota comercialmente en vista de que para participar del comercio internacional hay que cumplir una gran cantidad de procesos y requerimientos, que se han establecido a lo largo de los años para proteger a la industria y al consumidor (Álvarez, 2014).

Una de las principales plagas causantes de cuantiosas pérdidas en la fruticultura a nivel mundial es la mosca de la fruta, debido a su potencial para causar daño en frutas y restringir el acceso al mercado de productos vegetales que puedan hospedar esta plaga (CIPF, 2016). En este contexto las moscas de la fruta son un problema fitosanitario de relevancia internacional, su importancia económica radica en la capacidad de estos dípteros de usar las frutas como sustrato para la ovoposición y desarrollo de sus larvas causando daños directos sobre la producción (Núñez, Gómez, Guarín, y León, 2004).

Adicionalmente al daño que ocasionan, el mayor problema es la inexistencia de información estadística publicada y accesible de factores importantes como distribución, hospederos, daños y pérdidas. Toda esta información es de suma importancia para poder combatir eficazmente el problema.

En vista de lo anteriormente expuesto la presente investigación pretende ampliar los conocimientos sobre las poblaciones de mosca de la fruta en las zonas productoras de la provincia de Loja, mediante monitoreos realizados con redes de trapeo y muestreo de frutos. A fin de cumplir el propósito de esta investigación se plantaron los siguientes objetivos:

General:

- ✓ Monitorear las poblaciones de mosca de la fruta y su incidencia en los bosques naturales de chirimoya en la provincia de Loja.

Específicos:

- ✓ Identificar las especies de mosca de la fruta presentes en los bosques naturales de chirimoya.
- ✓ Evaluar la incidencia de las especies de mosca de la fruta sobre la producción de frutos de chirimoya.
- ✓ Identificar parasitoides nativos que puedan usarse como reguladores de las poblaciones de mosca de la fruta sobre las plantaciones de chirimoya.

## 2. Revisión de literatura

### 2.1. *Annona cherimola* Miller

El nombre de chirimoya deriva de su denominación en quechua “chirimuya” que significa “semillas frías” (Lizana y Reginato, 1990). Es originaria del sur de Ecuador y norte de Perú (Scheideman, 2002), donde aún puede ser encontrada en estado silvestre formando bosques que apenas han sido intervenidos.

El árbol de chirimoya es de crecimiento lento, caducifolio, erecto y algo esparcido, en su madurez puede alcanzar los 6 a 8 m de altura, su tallo es cilíndrico de corteza gruesa y su sistema radicular es superficial y poco profundo. Las hojas son enteras, simples dispuestas alternamente y con forma ovada. Las yemas pueden originar brotes tanto florales como vegetativos (Gonzalez *et al.*, 2013).

Las flores fragantes se desarrollan individualmente o en grupos de dos o tres, en tallos cortos y pelúcidos, poseen tres tépalos externos, verdosos, carnosos y oblongos y 3 tépalos internos más pequeños, rudimentarios en forma de escama, ovalados o triangulares. El fruto es compuesto (sincarpo) formado por la fusión de los carpelos alrededor del receptáculo, que tiene forma alargada y cónica (Farré Massip, 1999). El fruto se compone de un exocarpio, que ocupa entre 15 y 25% de su peso, un mesocarpio comestible (pulpa y tálamo), que varía entre 65 y 80%, y las semillas, fluctuando entre 3 y 10% (Gardiazábal y Rosenberg, 1993).

#### 2.1.1. Clasificación taxonómica

La chirimoya se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera (Durán, 2006):

Reino:           Plantae  
División:       Magnoliophyta  
Clase:           Magnoliopsida

Subclase: Magnoliidae  
Orden: Magnoliales  
Familia: Annonaceae  
Subfamilia: Annonoideae  
Género: *Annona*  
Especie: *Annona cherimola* Mill.

### 2.1.2. Características edafoclimáticas

El cultivo de chirimoya requiere de climas secos sin prolongadas precipitaciones ni rangos extremos de temperatura, en el trópico la especie se desarrolla entre los 1000 y 2000 msnm (Gonzalez *et al.*, 2013). La temperatura es un factor determinante sobre la producción, requiriendo un promedio anual desde los 14 a los 24°C; temperaturas de 25 a 28°C durante la época de floración permiten obtener un buen cuajado de los frutos.

Una precipitación anual de mas de 600 mm, y preferiblemente sobre los 1000 mm, es necesaria para el cultivo de chirimoya, sin irrigación (Farré Massip y Hermoso González, 1999). La precipitación anual no debe exceder los 1700 mm en vista de que la alta humedad es favorable para el surgimiento de problemas fitopatológicos.

La humedad relativa durante la floración es fundamental, siendo el 70%, el limite inferior para prevenir la abscisión floral y la desecación del estigma, y 95% el limite superior donde la secrecion del azúcar se diluye demasiado (George *et al.*, 1987).

### **2.1.3. Producción mundial.**

A nivel mundial los mayores productores de chirimoya son: España, Perú y Chile. Otras áreas menores de cultivo se encuentran localizadas en América Central, México, Israel y los Estados Unidos (Pinto *et al.*, 2005).

La producción mundial bordea las 81.000 t, cerca del 75% se produce en huertos comerciales en la costa sur de España en las provincias de Granada y Málaga (Pinto *et al.*, 2005), allí se dedican cerca de 3.000 ha para su cultivo lo que origina un volumen de producción de 50.000 t cada año (Espinosa, 2016).

Perú es el segundo país productor, con un área cultivada de 1.800 ha y un estimado de 15.000 toneladas anuales. Chile es el tercer país productor con 12.000 t en 1.200 ha (EOLSS, 2011).

En el Ecuador, según estadísticas del III Censo Nacional Agropecuario realizado en el año 2000, se establece un área de producción estimada en 532 hectáreas, con una producción 627 toneladas métricas. En varias provincias de la Sierra, como Azuay, Loja, Pichincha e Imbabura se reportan producciones de 41, 270, 277 y 39 toneladas de chirimoya, respectivamente (MAGAP, 2010).

### **2.1.4. Enfermedades comunes de la chirimoya**

Las enfermedades de mayor relevancia en el cultivo de chirimoya son de origen fúngico y atacan principalmente en raíces y frutos (Pinto *et al.*, 2005), las más comunes se mencionan a continuación:

**Podredumbre del cuello.** - Es producida por hongos del género *Phytophthora*, a través de sus hifas que penetran cualquier herida o lesión en la base del tallo, produciendo necrosis de los tejidos. La pérdida de los tejidos produce un desequilibrio en la nutrición generando la clorosis de la parte aérea (Flores, 2013).

Podredumbre blanca o radicular. - El hongo de miel (por el color amarillento de sus setas) es un habitante natural del suelo en todo el mundo, pertenece al género *Armillaria*, ocasiona pudriciones blancas en el sistema radicular, sobre todo en árboles viejos en suelos mal drenados (Durán, 2006).

Monilla. - Es causada por el hongo *Monilinia fructicola*, (Flores, 2013) produce la momificación de los frutos (quedan completamente cubiertos de esporas, que dan un aspecto de polvillo blanco) los cuales permanecen en las ramas durante todo el ciclo alojando el inóculo para la siguiente etapa de producción, ya que las esporas se diseminan a través del viento atacando flores, hojas nuevas y finalmente otros frutos. Es especialmente agresivo cuando las condiciones de lluvia y humedad aumentan.

#### **2.1.5. Plagas comunes de la chirimoya**

Perforador de la semilla.- Este insecto (Himenóptera: Eurytomidae) perteneciente al género *Bephratelloides*, es de tipo holometábolo y cumple sus instares dentro del fruto alimentándose de la semilla, el daño es evidente cuando el adulto emerge del fruto, dejando tras de sí una perforación de 2 a 3mm sobre el exocarpo (Flores, 2013).

Minador de la hoja.- El minador de hojas (Lepidóptero: Gracillariidae) es un pequeño insecto perteneciente al género *Phyllocnistis*, que se desarrolla bajo la epidermis de la hoja, las larvas se alimentan del tejido formando galerías que se distinguen a simple vista, como manchas blanco plomizas (Garza Urbina, 2001). Las minas individuales son de poca importancia; sin embargo, adquieren relevancia cuando la población alcanza altos niveles, debilitando las hojas y ocasionando la defoliación del árbol.

Mosca de la fruta. - De las diferentes plagas reportadas, las moscas de la fruta (Diptera: Tephritidae) son consideradas una de las más alarmantes. Se trata de insectos con un potencial biótico relativamente alto y la capacidad para infestar diferentes especies de frutos nativos y exóticos (Marques, 2006).

## **2.2. Tefrítidos: generalidades.**

La familia *Tephritidae*, es uno de los grupos más diversos de Díptera a nivel mundial, y se les conoce como: “moscas de la fruta” debido a sus hábitos de alimentación sobre el tejido vivo de diversas plantas silvestres y cultivadas. Es también la de más amplia distribución: se encuentran a través de las regiones tropicales y templadas de todo el mundo, y solo están ausentes en las zonas polares (Ros, 1988).

### **2.2.1. Taxonomía**

Las Moscas de las frutas se encuentran ubicadas taxonómicamente en el orden Diptera, infraorden Muscomorpha, superfamilia Tephritoidea, familia Tephritidae (Hernández-Ortiz, 2003). La familia Tephritidae representa el grupo más diverso de los Tephritoidea, 4900 especies y 500 géneros han sido descritos alrededor del mundo (White, 2006).

El género *Anastrepha* Schiner, es el género más diverso de los Tephritidae nativos de América, presenta un total de 250 especies descritas, que se ubican en 17 grupos especies y un grupo de especies de ubicación incierta (Norrbom *et al.*, 2012).

### **2.2.2. Biología**

Las moscas de la fruta son insectos holometábolos, su ciclo de vida está dividido en cuatro etapas: huevo, larva, pupa y adulto. El ciclo comienza cuando una hembra grávida (preñada) identifica su hospedero y deposita sus huevecillos en el

epicarpio o mesocarpio de un fruto (Aluja, 1993). El tiempo de duración de los estados inmaduros es diferente en cada especie, y varía según variables como: la temperatura o la variedad y condición fisiológica del hospedero (Celedonio-Hurtado *et al.*, 1988). Así, el estadio de huevecillo puede durar desde 1 a 5 días (Aluja *et al.*, 2000), al final de los cuales eclosionan y emergen las larvas, que inmediatamente comienzan a alimentarse del fruto. El estado larval pasa por tres estadios, y puede durar desde los 4 a los 25 días (Aluja, 1993); según la especie y las condiciones ambientales (Ovruski, Schliserman, y Aluja, 2004), cuando estas condiciones son favorables, la larva de tercer estadio abandona el fruto y cae al suelo donde se entierra para finalmente convertirse en pupa (Gómez, 2005). Esta etapa es la de mayor vulnerabilidad lo que se refleja en la disminución de su potencial biótico. Los adultos que logran emerger del pupario se movilizan por tierra en busca de alimento y refugio, hasta que sean capaces de sostener el vuelo (Aluja, 1993).

### **2.2.3. Hospederos**

Se considera como hospederos, aquellos frutos de pericarpio blando en los cuales las hembras de las moscas de la fruta pueden depositar sus posturas de forma natural (ICA, 2017). Existen hospederos que son más atacados que otros, dependiendo de la preferencia de la plaga por una u otra especie de fruto (Vilatuña, Valenzuela, Bolaños, Hidalgo, y Mariño, 2016), aunque con el tiempo el número de hospederos que son atacados por la mosca de la fruta se ha ampliado de forma considerable, gracias a la adaptación de las moscas de la fruta a nuevas condiciones ambientales y en consecuencia a especies vegetales propias de la zona ecológica colonizada (Feicán, Encalada, y Larriva, 1999).

Los estudios más recientes en nuestro país registran como hospederos de moscas de la fruta a 56 especies vegetales, repartidas en 23 familias botánicas; las



familias más importantes son: *Rutaceae*, *Myrtaceae* y *Sapotaceae* con 6 especies cada una. Algunos de los hospederos más importantes son *Psidium guajava* con 7 especies de moscas de la fruta, *Annona cherimola* con 6 especies, *Pouteria lucuma* con 6 y *Mangifera indica* con 2 especies (Tigrero, 2009; Vilatuña *et al.*, 2016 ).

#### **2.2.4. Daños**

Los daños originados por la mosca se localizan en los frutos, en vista de que es allí donde las hembras realizan la puesta de los huevos con la consecuente proliferación de las larvas. De acuerdo con Pere, Roig y Ramoneda (2005), las alteraciones que provoca la plaga en el fruto son diversas:

- Al momento de la oviposición se produce un pequeño orificio que se constituye en una puerta de entrada al fruto para hongos y otros insectos.
- Al alimentarse la larva produce una disminución de la calidad organoléptica así como de la cantidad de pulpa en el fruto.
- Favorece la caída del fruto prematuramente debido a las infecciones provocadas por el metabolismo secundario de la larva.
- Aunque el huevo no llegue a eclosionar, el hecho que esté picada le hace perder valor comercial, pudiendo incluso impedir su comercialización.

#### **2.2.5. Géneros de importancia económica**

Entre las especies frugívoras destacan algunas, como “la mosca del mediterráneo” *Ceratitis capitata* (Wiedemann), que infesta más de 200 hospederos (Hernández, 2014), posee una amplia distribución en las regiones tropicales y subtropicales del mundo, y actualmente está presente en otros países de América

Central y en Sudamérica. Entre las especies nativas de América, se destacan las pertenecientes a los géneros *Anastrepha* Schiner, *Toxotrypana* Gerstaecker y *Rhagoletis* Loew asociadas con una gran variedad de plantas nativas e introducidas (Hernández, 2014).

#### 2.2.5.1. *Anastrepha* Schiner

**Diagnosis taxonómica.** Cabeza con dos sedas orbitales, 3-5 frontales, una vertical externa, una vertical interna, ocelares débilmente desarrolladas en especies de importancia económica; carina facial presente, antenas cortas sin alcanzar el margen inferior facial. En el tórax al menos las siguientes sedas presentes: 1 postpronotal, 2 notopleurales, 1 supra-alar presutural, 1 supra- alar postsutural, 1 postalar, 1 intra-alar, 1 dorsocentral, 1 acrostical y 2 escutelares. Alas con las siguientes características: celda bcu con una extensión postero-apical moderadamente larga; vena M recurvada anteriormente en el ápice al conectarse con la vena costal. Patrón alar típico con bandas de color amarillo (raras veces pardo oscuro), banda Costal (C) desde la base del ala hasta la vena R1(en ocasiones continua hasta el ápice del ala); banda S desde el ápice de la celda bcu, cruzando la vena R-M hacia el margen costal; banda V formada por un brazo proximal sobre la vena DM-Cu y el brazo distal sobre la celda m (en ocasiones reducido o ausente).

**Especies relevantes.** Siete especies son consideradas de importancia económica en los trópicos americanos por su amplia distribución o por el rango de hospederos en que se alimentan. *Anastrepha ludens* (mosca mexicana de la fruta), *A. obliqua* (mosca de las Indias Occidentales), *A. fraterculus* (mosca Sudamericana de la fruta), *A. suspensa* (mosca del Caribe), *A. serpentina* (mosca de las sapotáceas), *A. striata* (mosca de la guayaba) y *A. grandis* (mosca del melón) (Hernández- Ortiz y Aluja 1993).

### 2.2.5.2. *Ceratitis MacLeay*

**Diagnosis taxonómica.** Cabeza con sedas ocelares bien desarrolladas, generalmente con dos pares de sedas frontales desarrolladas y dos pares de orbitales, en varias especies los machos presentan el par anterior modificado con forma capitada. Escudo generalmente con un patrón de manchas negras contrastantes con marcas claras, y con al menos un par de sedas dorso-centrales, uno de acrosticales, y dos pares de escutelares desarrolladas; escutelo globoso o abultado de color negro brillante (al menos en su parte apical) y con una marca amarilla cercana a la sutura escudo-escutelar. Alas con un patrón a base de franjas amarillas, usualmente con una franja discal, una franja costal extendida hasta el margen apical del ala y otra que pigmenta la vena DM-Cu; celda bcu con una extensión postero-apical corta que se estrecha justo en su base (en forma de “gota”). Usualmente las celdas basales presentan puntos negros en su interior. Machos de diversas especies con el borde marginal externo de las tibias provistos de sedas largas en forma de peine.

**Especies relevantes.** Entre las especies más importantes del grupo se encuentran *Ceratitis capitata* (mosca del Mediterráneo), *C. rosa* (mosca de Natal), *C. cosyra* (mosca del mango) y *C. quinaria* (mosca de la fruta de Zimbabwe)

### 2.2.5.3. *Toxotrypana Gerstaecker*

**Diagnosis taxonómica.** Cuerpo de forma himenopteroide de color amarillo con franjas negras en el tórax y abdomen; primer segmento abdominal alargado y peciolado (parte basal notablemente más angosta que el resto del abdomen); sedas de la cabeza y tórax muy reducidas o ausentes incluyendo las sedas frontales y orbitales, sedas postpronotales, acrosticales y dorsocentrales. Ala hialina o de color amarillo pálido, con una franja amarilla oscura a lo largo del margen costal; celda bcu muy larga, vena R2+3 con tres curvas abruptas, usualmente con venas accesorias

transversas. Hembras con la funda del ovipositor (sintergosternito 7) generalmente tan larga como la longitud del cuerpo (en la mayoría de las especies recurvado ventralmente).

**Especies relevantes.** *Toxotrypana curvicauda* (mosca de la papaya).

## **2.2.6. Manejo y control de mosca de la fruta**

Comúnmente el uso de cebos tóxicos ha sido el método más utilizado para el control de mosca de la fruta, los cuales consisten en la mezcla de un insecticida y un atrayente alimenticio, por lo general una proteína hidrolizada de origen vegetal (Steiner *et al.* 1961). El malatión es el insecticida con mayor uso, fue adoptado por primera vez por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos en los programas de erradicación de mosca del Mediterráneo en California en 1955 (Chambers 1977). La frecuencia con la que estos productos se han usado ha generado niveles de resistencia en poblaciones silvestres de mosca de la fruta (Magaña *et al.*, 2007).

### **2.2.6.1. Control Biológico**

En la naturaleza muchas de las plagas que afectan a los cultivos tienen sus propios enemigos que se encargan de ejercer equilibrio; el uso de dichos enemigos naturales para reducir poblaciones de plagas a densidades menores, ya sea temporal o permanentemente, es lo que se conoce como control biológico (Nicholls, 2015).

Los enemigos naturales provienen de muchos grupos lo que implica diferencias en su biología y ecología (Van Driesche, Hoddle, y Center, 2007). El conocimiento de las principales características tanto de la plaga como del enemigo natural es una gran ventaja para el establecimiento de programas eficaces de control biológico.

Son muchos los enemigos naturales que ejercen un tipo de control sobre otros organismos, algunos recuentos recientes indican que existen unas 68 mil especies descritas en siete órdenes de insecta (casi el 80% de estas corresponden a especies de himenóptera) (Bernal, 2014). De acuerdo a la forma en cómo se ejerce el control se clasifican como insectos entomófagos que incluye depredadores y parasitoides, y organismos entomopatógenos entre los que se incluyen virus, bacterias, hongos, nemátodos y protozoos (Nicholls, 2015). Los parasitoides son a menudo los enemigos naturales más eficientes de los insectos plaga (Ripa, Larral, y Rodríguez, 2008).

#### **2.2.6.2. Parasitoides**

Un parasitoide es todo aquel insecto que en estado larvario es parásito de otro artrópodo, el huésped (hospedero o anfitrión), mientras que en estado adulto vive libremente (Bernal, 2014). La larva del parasitoide desarrolla todo su ciclo en un único huésped, alimentándose de sus fluidos corporales y órganos hasta lograr su propio desarrollo, de ahí su valor como agente de control. Su ciclo de vida es usualmente coincidente con el ciclo del insecto plaga (Nicholls, 2015).

Debido a lo específico de sus hábitos alimenticios, las estrategias de vida de los parasitoides son distintas y variadas, aunque pueden ser resumidas de la siguiente forma (Bernal, 2014):

1. Búsqueda activa y dirigida de huéspedes, por parte de la hembra adulta.
2. Oviposición sobre, cerca, o dentro del huésped, una vez localizado.
3. Desarrollo de la larva parasitoide a partir del consumo parcial o total del huésped, seguido de la emergencia del parasitoide adulto.

Al contrario de las especies depredadoras que tienen un rango más amplio de individuos para completar su ciclo, los parasitoides están ligados de manera

fisiológica con su huésped debido a que completan su desarrollo dentro de o sobre un único huésped, por lo que le es imposible cambiar de huésped si durante el proceso muere o no tiene el desarrollo esperado. Lo ajustado de esta relación define y limita el rango de especies hospederas en las que cada especie parasitoide puede completar su ciclo, ya que cada hospedador presenta distintas defensas anti-parasíticas (Bernal, 2014).

#### *Comportamiento adulto.*

Inmediatamente después de que el parasitoide emerge de la pupa se presenta la actividad de cópula, la cual en algunos casos se puede llevar a cabo a pocos segundos o minutos de iniciada la vida adulta (Carrión, 2000). La cópula requiere de condiciones muy especiales de luz, viento y temperatura para la acción de la feromona sexual del macho, así como un complejo comportamiento de congregación de machos (Quimio, 2000).

La actividad de alimentación en estado adulto es un aspecto importante al cual se le ha dado poco interés. En términos generales, los parasitoides de moscas de la fruta requieren de una alimentación variada (Cancino *et al.* 2002), su fuente de alimento en la naturaleza es el néctar de plantas y la miel de rocío de algunos hemípteros, lo que les provee la energía para sus actividades de locomoción, longevidad y fisiología reproductiva (Wäckers, 2005).

### *Búsqueda de hospederos*

Luego de un proceso de búsqueda los parasitoides de moscas de la fruta coinciden en el lugar donde se ubica la fruta infestada. Dicho proceso se divide en siete pasos (Vinson, 1984):

- a) **Localización del hábitat.** El proceso de búsqueda empieza por ubicar el espacio físico en donde las moscas de la fruta llevan a cabo sus actividades de reproducción y desarrollo, para encontrar este hábitat los factores ambientales como temperatura, humedad, luz o características ambientales específicas son determinantes (Vet y Dicke, 1992).
- b) **Localización de la comunidad potencial del hospedero.** Después de que el parasitoide localiza las plantas infestadas, debe localizar la comunidad potencial del hospedero, y lo hace a través de la detección de compuestos químicos no volátiles (kairomonas) percibidos a través de sus antenas y los tarsos de sus patas. Otros factores como la sombra del árbol, los sonidos, radiaciones electromagnéticas inclusive la morfología de la fruta (Sivinski, 1993), influyen en la detección del lugar del hospedero.
- c) **Localización del hospedero.** Mientras más se acerca hacia su huésped las señales que percibe el parasitoide se tornan más específicas. El acto de oviposición de la mosca es una puerta de entrada para microorganismos oportunistas, la actividad metabólica que desarrollan en los orificios estimula al parasitoide hacia su hospedero (Greany *et al.* 1977).
- d) **Pruebas con el ovipositor.** Cuando la hembra ha ubicado al hospedero procede a evaluarlo, usando mecanismos especiales de detección (quimio y mecanorreceptores), con el fin de evitar larvas ya parasitadas (Greany *et al.* 1977).

- e) **Inserción del ovipositor.** Después de evaluar el hospedero la hembra finalmente decide ovipositar.
- f) **Oviposición.** La hembra libera el huevecillo en el interior de o sobre la larva.

### **2.2.6.3. Clasificación de los parasitoides**

Un insecto puede ser parasitado en cualquiera de sus estados, desde huevo hasta en algunos casos adulto, de forma que el parasitoide puede clasificarse de acuerdo al estado en que el parasitoidismo ocurra. También se puede diferenciar los parasitoides cuyas larvas se desarrollan dentro del hospedero (endoparasitoides) de aquellos que se desarrollan externamente (ectoparasitoides).

Otra forma de clasificación es entre koinobiontes e idiobiontes. Si el hospedero puede crecer después de ser atacado los parasitoides son llamados koinobiontes. El grupo koinobionte incluye parasitoides internos que atacan larvas jóvenes o ninfas. En contraste, los idiobiontes no permiten el desarrollo del hospedero después del ataque. Son parasitoides internos de huevos, pupas o adultos, o parasitoides externos que paralizan larvas (Van Driesche *et al.*, 2007)

### **2.3. Monitoreo de poblaciones de mosca de la fruta.**

Según la propuesta de la OIEA (2005) el monitoreo es el seguimiento periódico de alguna variable para conocer su evolución en el tiempo. En el caso del manejo integrado, el monitoreo de una o varias plagas permite determinar las características de dicha población de plagas y su relación con otras variables generalmente climáticas o de manejo de cultivo.

El monitoreo puede realizarse bajo dos actividades complementarias: trampeo y muestreo de frutos; el muestreo define el rango de hospederos de las especies presentes en un área y el trampeo permite conocer la dinámica poblacional de las



especies capturadas durante un lapso de tiempo (Vilatuña, Sandoval, y Tigrero Salas, 2010).

### **2.3.1. Estudio de las poblaciones.**

De manera simple, una población puede definirse como el conjunto de individuos de una misma especie que comparten un espacio en un momento determinado (Moreno, 1977), lo que significa que comparten las mismas propiedades biológicas generando una alta cohesión reproductiva y ecológica del grupo, resultantes de poseer requerimientos similares para la supervivencia y la reproducción.

#### **Factores que influyen en la población:**

Vargas y Rodríguez (2008) definen como los principales factores externos asociados a estudios de dinámica poblacional en plagas y enemigos naturales a los siguientes:

- **Temperatura.** Relacionada con el tiempo de desarrollo de los estadios juveniles, longevidad de los adultos, y producción de huevos en la hembra. Se usa la temperatura para predecir la emergencia de los insectos y su actividad, a través del cálculo del calor acumulado, expresado como grados día. El crecimiento de un insecto es dependiente de la cantidad total de calor a la cual estuvo expuesto durante sus fases fenológicas, por tanto, se puede establecer un valor térmico necesario para su desarrollo.
- **Humedad Relativa.** Considerada en relación a que el nivel higrométrico actúa directamente como factor limitante sobre huevos, estadios juveniles y en la determinación de la actividad y longevidad de los adultos.

- Fotoperiodo. Una mayor duración de la fotofase puede incrementar la fecundidad de la hembra. Además, se considera la intensidad luminosa y la longitud de onda como importantes factores reguladores de la fecundidad.

### **2.3.2. Generalidades del trapeo de moscas de la fruta.**

El trapeo de mosca de la fruta consiste en la captura de individuos de la plaga en estado adulto, que son capturados en una fuente específica mediante un elemento atrayente (coloración, alimento, feromona, etc.). El resultado de las capturas generalmente se expresa mediante el llamado MTD (Mosca/ Trampa/ Día), que permite obtener información importante como densidad de adultos y proporción sexual en campo (Gómez, 2005).

De acuerdo con la OIEA (2005) los objetivos básicos del trapeo son los siguientes:

- La detección: determinar la presencia de una especie concreta en un área específica.
- La delimitación: determinar el área geográfica considerada como infestada o libre de la plaga.
- El monitoreo: evidenciar de manera progresiva las características de una población plaga, incluidas la fluctuación estacional de la población, la abundancia relativa, la secuencia de huéspedes y otras características.

### **Atrayentes y trampas**

Las moscas de la fruta (y los insectos en general) responden a estímulos químicos en su entorno, dependiendo del estado fisiológico en que se encuentren (alimento, apareamiento, oviposición, etc.), por lo que al establecer un programa de monitoreo se debe tomar en cuenta que la interacción de una gran variedad de

estímulos ambientales pueden estar compitiendo con los atrayentes utilizados; la elección de un atrayente exitoso aumentará la eficiencia de las capturas que determinará las poblaciones existentes (Montoya y Cancino, 2004).

El atrayente se refiere a productos de origen natural o sintético que inducen a las moscas a desplazarse hacia el origen del mismo (Gómez, 2005), donde quedan atrapados en el cuerpo de la trampa, que a su vez sostiene el atrayente.

Durante mucho tiempo se ha investigado y probado diversos tipos de trampas, así como de atrayentes para usarlos en el monitoreo de la mosca de la fruta (Vilatuña *et al.*, 2010). Aunque también hay atrayentes de tipo visual, los atrayentes más frecuentes son de tipo olfativo y estos se dividen en dos grandes grupos: 1) paraferomonas y feromonas y 2) alimenticios (Montoya, Toledo, y Hernández, 2010).

La trampa es una estructura física con ciertas características que le permiten atraer y capturar algún organismo específico. Generalmente se combina la estructura física con el atrayente y un método de retención para la captura de adultos de mosca de la fruta (Gómez, 2005).

### **Trampas McPhail**

La trampa convencional McPhail (McP) es la trampa estandarizada para la captura de mosca de la fruta, y consiste en un contenedor invaginado de vidrio transparente en forma de pera. La invaginación perforada hacia el interior permite la entrada de las moscas. Un tapón de corcho sella la parte superior, y un gancho de alambre facilita colgarla en los árboles (IAEA, 2005). Actualmente existen otros modelos en plástico, sin embargo, la eficiencia de las de vidrio es superior.

En esta trampa se usan cebos alimenticios líquidos, basados en proteína hidrolizada (p.e. NuLure, Staley, Buminal, etc.) o tabletas de levadura/bórax de torula,

que son más efectivas que las proteínas en períodos prolongados. La trampa puede albergar aproximadamente 250 cc del cebo alimenticio líquido. La proporción normal de captura es de alrededor de dos hembras por macho (IAEA, 2005).

### **Moscas por trampa por día (MTD)**

Según el manual de trampeo elaborado por la OIEA (2005), las moscas por trampa por día constituyen un índice poblacional que estima el número promedio de moscas capturadas en una trampa en un día de exposición de la trampa en el campo. La función de este índice poblacional es dar una medida relativa del tamaño de la población adulta de la plaga en un espacio y tiempo determinados. Se usa como base de referencia para comparar el tamaño de la población antes, durante y después de la aplicación de un programa de control, independientemente del número de trampas o del tiempo de exposición.

Su valor se calcula dividiendo el número total de moscas capturadas por el producto obtenido multiplicando el número total de trampas atendidas por el número promedio de días en que las trampas estuvieron expuestas. La fórmula es como sigue:

$$MTD = M / (T \times D)$$

donde:

M = Número total de moscas

T = Número de trampas atendidas

D = Número promedio de días en que las trampas estuvieron expuestas en el campo.

### **2.3.3. Muestreo de frutos**

El muestreo de frutos es un componente fundamental, ya que permite la detección de larvas de moscas de la fruta, posibilitando la identificación de sus hospedantes, la ubicación geográfica de las poblaciones y la medición del grado de infestación mediante el índice de número de larvas por kilogramo de fruta muestreada (Vargas, Ariza, y Arévalo, 2014). A diferencia de la trampa, el muestreo del fruto permite conocer el daño directo sobre el cultivo, ya que la trampa puede capturar especies que simplemente estén de paso.

### 3. Materiales y métodos

#### 3.1. Ubicación de las áreas de estudio

Para la presente investigación se han tomado en cuenta cuatro zonas de la provincia de Loja que se consideran representativas para el estudio, estas se encuentran ubicadas en los cantones de Loja, Paltas, Calvas, y Espíndola (Figura 1).

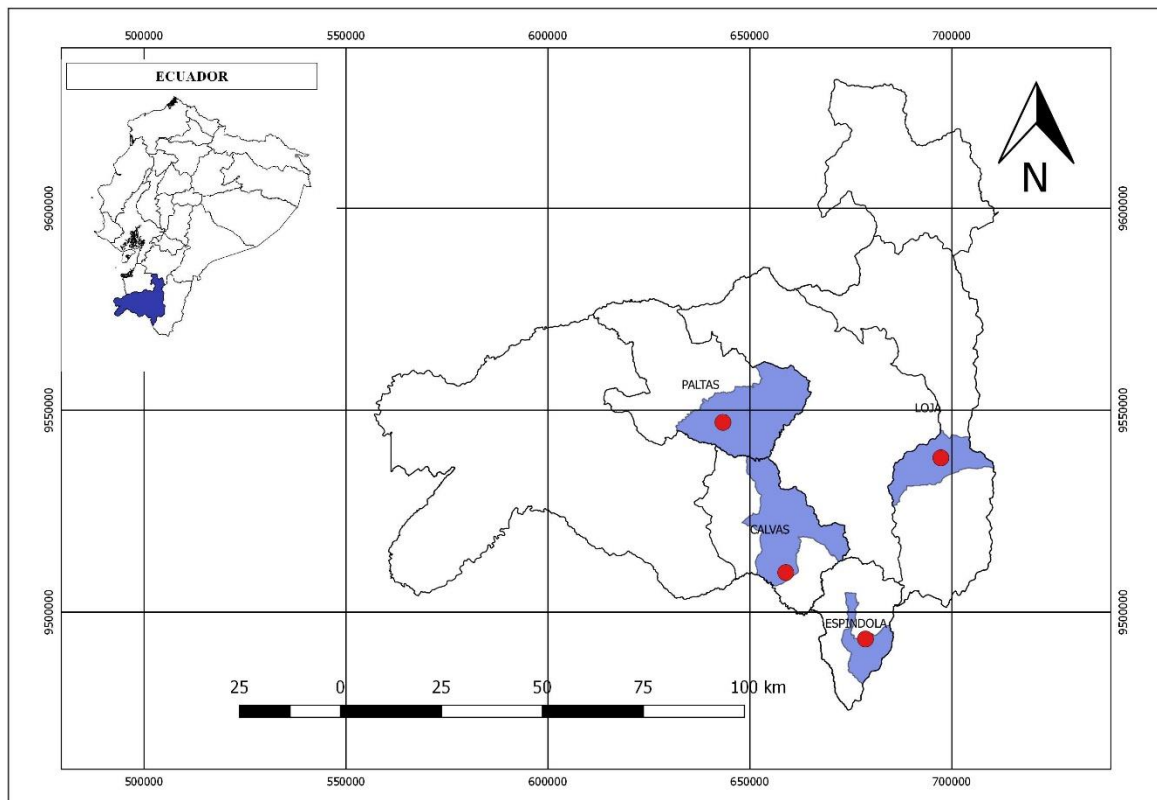


Figura 1. Localización de los sectores de estudio

#### 3.1.1. Sector: Chirimoyal

##### Ubicación política

El sector Chirimoyal pertenece al cantón Calvas, parroquia Cariamanga, la cual limita al norte con las parroquias Changaimina y Catacocha, al sur con la parroquia San Guillín y República del Perú, al este con las parroquias Colaisaca y Utuana y al oeste con Lucero y el cantón Quilanga.

### Ubicación geográfica

- ✓ Latitud: 9508880
- ✓ Longitud: 661536
- ✓ Altitud: 1784 msnm

### Ubicación ecológica

El clima en el sector Chirimoyal es cálido-seco, posee una temperatura promedio de 18 °C y una precipitación anual de 1200 mm, posee una humedad relativa entre el 60 y 70%. Según la clasificación de Holdridge (1947) a la zona le corresponde la clasificación de bosque seco Montano Bajo (bs-Mb).

## **3.1.2. Sector: Yuma**

### Ubicación política

El sector Yuma pertenece al cantón Loja, parroquia de Malacatos, la cual limita al norte con la ciudad de Loja, al sur con la parroquia San Pedro de Vilcabamba, al este con la parroquia Purunuma y al oeste con la parroquia Sabanilla y la provincia de Zamora.

### Ubicación geográfica

- ✓ Latitud: 9537973
- ✓ Longitud: 697466
- ✓ Altitud: 1889 msnm

### Ubicación ecológica

El clima de La parroquia Malacatos es subtropical-seco, posee una temperatura promedio de 17,6 °C y una precipitación anual de 764 mm con una humedad relativa del 60 al 70%. Según la clasificación de Holdridge (1947) a la zona le corresponde la clasificación de bosque seco premontano (bs-pM).

### **3.1.3. Sector: El Salado**

#### Ubicación política

El sector El Salado pertenece al cantón Espíndola, parroquia Amaluza, limita al norte con las parroquias 27 de abril y El Airo, al sur y al este con la parroquia Jimbura y al oeste con el cantón Palanda.

#### Ubicación geográfica

- ✓ Latitud: 9494599
- ✓ Longitud: 663537
- ✓ Altitud: 1804 msnm

#### Ubicación ecológica

El clima del sector El Salado es templado, posee una temperatura promedio de 17,3 °C y una precipitación anual de 1011.87 mm, con una la humedad relativa entre el 75 y 85 %. Según la clasificación de Holdridge (1947) a la zona le corresponde la clasificación de bosque húmedo Montano (bh-M).

### **3.1.4. Sector: Tacoranga**

#### Ubicación política

El sector Tacoranga pertenece al cantón Paltas, parroquia Catacocha, la cual limita al norte con las parroquias La Tingue y Olmedo, al sur con las parroquias Sozoranga, Colaisaca y Cariamanga al este las parroquias San Antonio, Yamana, Casanga y Guachanamá y al oeste con las parroquias San Pedro de La Bendita, Nambacola, Zacapalca y Changaimina.

#### Ubicación geográfica

- ✓ Latitud: 9546795
- ✓ Longitud: 642967
- ✓ Altitud: 1701msnm



### Ubicación ecológica

El clima del sector Tacoranga posee una temperatura promedio de 18 °C y una precipitación anual de 1018 mm, con una la humedad relativa entre el 50 y 80%. Según la clasificación de Holdridge (1947) a la zona le corresponde la clasificación de bosque seco Montano Bajo (bs-M).

### **3.2. Tiempo de estudio.**

Los procesos de muestreo se realizaron durante los meses de noviembre de 2017 hasta junio de 2018, mientras que la identificación se realizó durante los meses de mayo–julio de 2018.

### **3.3. Metodología.**

La investigación se desarrolló en dos fases: una de campo donde se llevó a cabo el trapeo, el muestreo de frutos y la cría de larvas de mosca de la fruta, y una fase de laboratorio en la que se realizó la identificación taxonómica de los especímenes.

#### **3.3.1. Fase de campo.**

Para cumplir con el monitoreo en los lugares de estudio se llevaron a cabo dos procesos de manera casi simultánea en cada uno de ellos, estos son: el trapeo y el muestreo de frutos.

#### ***Trapeo***

Para el muestreo de las poblaciones de mosca de la fruta se colocaron en cada uno de los sectores, cinco trampas McPhail cebadas con la proteína Süssbin, que es un atrayente alimenticio de machos y hembras de mosca de la fruta.

Preparación del cebo proteico. Cada trampa tiene capacidad para 250ml de cebo proteico, para su preparación se utilizaron: proteína líquida (25 ml), Bórax (15 g), y Agua (225 ml). El Bórax es un producto que se usa como conservante, el cebo se preparó mezclándolo con agua caliente para garantizar la disolución de los gránulos, luego a esta mezcla se añadió la proteína, se dejó enfriar y se guardó en envases plásticos sellados y etiquetados. La concentración de la proteína fue del 10%.

Para cada una de las salidas se preparó la cantidad de cebo total para las cinco trampas (1250 ml) y se ajustaron las proporciones de proteína, agua y bórax de acuerdo a la fórmula.

Colocación de las trampas. La densidad de trampeo fue de cinco trampas por cada una de las zonas de muestreo, la selección del lugar se realizó considerando la densidad del bosque, la presencia de frutos, protección de rayos solares y vientos dominantes, también se consideró una altura de fácil alcance, pero no accesible a los perjuicios de otras personas. Cada trampa se etiquetó con sus respectivos datos de identificación y ubicación. Las coordenadas geográficas y la altura se registraron con una aplicación GPS para posteriormente elaborar una base de datos.

Una vez seleccionado el lugar, en cada trampa se colocaron 250ml de cebo proteico medidos con una probeta. Se limpió con un pañuelo cualquier resto de cebo de las paredes externas de la trampa en vista de que atraería las moscas hacia afuera de la misma e impediría su ingreso, finalmente se colocó el gancho y usando un elevador telescópico de trampas se la ubicó sobre una rama firme.

Recebado y colecta de especímenes. La colecta de especímenes y el cambio de cebo se hizo cada 15 días. El proceso se realizó de forma individual para cada trampa y se siguió de la siguiente forma: con el elevador telescópico se bajó con cuidado las

trampas de las ramas, usando un cernidero pequeño se transvasó el contenido de la trampa a otro recipiente. Mediante un pincel redondo fino se seleccionó los especímenes objetos del estudio y se colocaron en recipientes plásticos con etanol al 70%, los mismos se etiquetaron con los datos de identificación correspondientes para su posterior análisis. Luego se realizó una limpieza de las trampas con agua limpia y alcohol antes de colocar el cebo proteico, finalmente se volvió a colgar la trampa en el mismo lugar.

### **Muestreo en frutos**

El muestreo en frutos permitió detectar, ubicar y monitorear las poblaciones de los estados inmaduros (larvas y pupas) de mosca de la fruta, para ello se colectaron frutos de chirimoya de diferentes árboles durante la época de cosecha.

Colecta de frutos. Para esto se tomaron en cuenta las poblaciones de chirimoya con mayor presencia en las zonas de muestreo, también se consideraron el estado de maduración de los frutos y signos visibles de daño de mosca de la fruta. Se seleccionaron entre uno y tres árboles de acuerdo a la disponibilidad del material, y de cada árbol se recogieron 10 frutos, los cuales se empacaron en fundas Ziploc con su respectiva identificación para su traslado al invernadero. Así mismo, se tomó los datos de ubicación respectivos usando un GPS. En cada una de las zonas se realizó tres muestreos con un intervalo de 15 días entre cada uno de ellos.

Cría de larvas. Dentro del invernadero los frutos eran lavados con una solución de agua y cloro para evitar el crecimiento de hongos. Se registró el peso de cada fruto antes de ser colocado de forma individual en un recipiente plástico con una capa de arena en el fondo y una lámina de malla plástica. Los recipientes se etiquetaron con los datos de identificación para luego ser puestos dentro de las

cámaras de cría. Periódicamente se revisaba las muestras a fin de decidir su aptitud para la disección.

*Disección de frutos.* Cuando del fruto se observó la salida de larvas y la presencia de pupas en la arena, se procedió a realizar la disección del mismo, para ello se partió el fruto por la mitad y usando una pinza suave se tomaron las larvas presentes en la pulpa y las de la arena en el recipiente para ubicarlas (hasta 30 larvas) en cajas Petri preparadas previamente con una lámina de arena humedecida. Tanto la pulpa como el exocarpio del fruto y la arena del recipiente se colocaron en una bandeja para realizar una búsqueda más a fondo de larvas y pupas.

Las cajas Petri se etiquetaron con la fecha de la disección y los datos de identificación del fruto, se realizó el conteo de larvas y pupas y se anotó los valores de cada fruto en las hojas de registro.

*Conteo de pupas.* Las cajas Petri con las larvas se revisaron usualmente entre 1 y 2 días después, para verificar que el proceso de pupación se haya cumplido, una vez verificado se realizó el conteo de las mismas, registrando el número total de pupas, larvas muertas y pupas viables por fruto. Luego se reunió las pupas de todos los frutos de una misma muestra, y se procedió a limpiarlas usando un pincel suave y agua.

Dependiendo del volumen total de pupas de una misma muestra, se colocó entre 20 y 30 pupas en cámaras plásticas previamente preparadas con una lámina de arena, estas actuarían como pequeñas cámaras de cría y alimentación de las moscas que posteriormente emergieron. Cada una de las cámaras fue identificada con la información de las muestras y las fechas respectivas. Periódicamente se revisaron las cámaras a fin de registrar la fecha de emergencia de moscas y parasitoides. Las moscas emergidas se mantuvieron dentro de las cámaras durante 24 horas y se

alimentaron a través de una membrana de tela en la tapa de las mismas usando una mezcla de agua y miel.

Registro de moscas y parasitoides. Una vez que la mayoría de individuos emergieron se procedió a abrir las cámaras para tomarlos y ponerlos en frascos con alcohol al 70%. Las muestras se etiquetaron y guardaron hasta realizar el conteo, sexaje y la identificación en el laboratorio. Las pupas que no abrieron se conservaron durante unos días hasta asegurar su inviabilidad. Todos los datos obtenidos se anotaron en las hojas de registro.

### **3.3.2. Fase de Identificación.**

La identificación de los especímenes de mosca de la fruta se desarrolló en las instalaciones del laboratorio de AGROCALIDAD de la ciudad de Loja bajo la colaboración y supervisión del Ing. Henry Troya. Aquí se realizó la identificación taxonómica de los especímenes adultos usando las claves de Korytkowski (2004) y comparándolas con la colección de moscas de la fruta del laboratorio.

Tanto los especímenes recolectados de las trampas como los provenientes de las cámaras de cría se identificaron a nivel morfológico y de genitalia. A nivel morfológico se observaron el color y disposición de manchas alares, y en cuanto a nivel genitalia: se extrajo el acúleo para posteriormente ser medido y contrastado con las claves correspondientes.

*Separación de muestras por sexo.* Identificando la presencia del ovipositor se separó a las hembras de los machos para realizar los conteos.

*Observación de caracteres morfológicos.* Usando un Estereoscopio Eléctrico OLYMPUS SZ40 se observaron en el tórax características como: longitud, presencia de manchas, estrías, color y posición de las setas; en las alas se tomó en cuenta

características de longitud, ancho, presencia, posición y coloración de las bandas “v” “s” y la banda “c” o banda costal.

#### *Morfometría*

A propósito de tener información más completa sobre los especímenes capturados, se realizaron montajes para medir, observar y fotografiar sus caracteres más sobresalientes. Después de realizar la identificación se procedió a tomar una hembra de cada especie para realizar los diferentes montajes.

Montaje de alas y acúleos. Primeramente, se colocó la hembra en una caja Petri con alcohol al 70% y usando unas pinzas metálicas se sujetó el ala derecha del espécimen, luego se procedió a separarla usando un bisturí; para extraer el aculeus, se procedió sujetando con la pinza al espécimen por la base del séptimo segmento abdominal, luego usando un alfiler se introdujo la punta del mismo por el abdomen, empujando el aculeus fuera del segmento tubular. Tanto las alas como los acúleos se colocaron sobre un portaobjetos con una gota de solución de Hoyer, luego con cuidado se colocó el cubreobjetos tratando de evitar la aparición de burbujas. Finalmente, la placa se sella con esmalte por los bordes para mantenerla fija, una vez seco el esmalte la placa se observó en el estereoscopio electrónico para el caso de las alas y el microscopio para los acúleos.

Los ejemplares de parasitoides se identificaron en el laboratorio de Sanidad Vegetal de la Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, bajo la supervisión de la directora de tesis. Los ejemplares de himenópteros se identificaron mediante las claves de Fernández y Sharkey (2006) hasta el nivel de familia, y en función de la familia se usó claves más específicas para la identificación, al menos, hasta el nivel de género.

### 3.3.3. Análisis de los datos.

#### **Índice MTD**

La población de moscas de la fruta fue determinada quincenalmente y expresada en moscas/trampa/día (MTD). El grado de infestación se obtuvo relacionando el total de larvas y el peso de cada muestra. Con los valores obtenidos se elaboró una base de datos y se agruparon para elaborar gráficos estadísticos.

#### **Índice de infestación.**

Se calculó para cada lugar tomando en cuenta el peso total de las muestras (kg) en relación con el número de larvas obtenidas. La fórmula usada fue la siguiente:

$$Infestación = \frac{\# \text{ larvas}}{\text{peso muestra}}$$

#### **Índice de parasitismo**

El porcentaje de parasitismo fue calculado dividiendo el número de parasitoides entre la suma de moscas de las frutas y parasitoides multiplicado por 100. La fórmula usada fue la siguiente:

$$\% \text{ parasitismo} = \frac{\# \text{ parasitoides}}{(\# \text{ parasitoides} + \# \text{ moscas}) * 100}$$

## 4. Resultados

### 4.1. Composición y dinámica poblacional

#### Sector Chirimoyal.

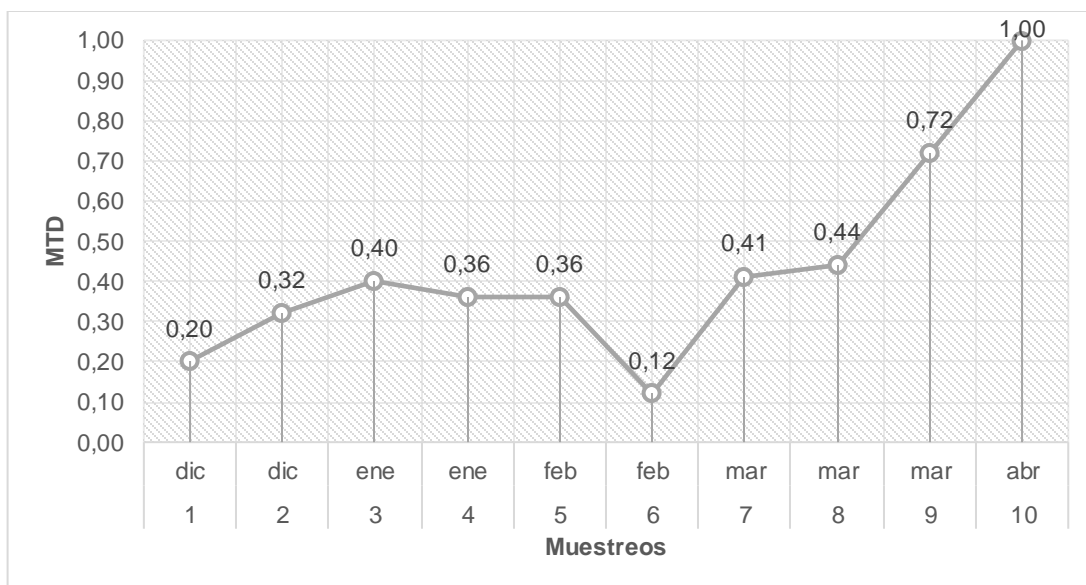
Las poblaciones de adultos de mosca de la fruta identificadas en el sector Chirimoyal fueron: *Anastrepha. distincta*, *A. fraterculus*, *A. grandis* y *A. tecta* (Cuadro 1). El porcentaje más alto de individuos corresponden a la especie de *A. fraterculus* (93,54%).

*Cuadro 1.* Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Chirimoyal. 2018

<i>No.</i>	<i>Especies</i>	<i>Machos</i>	<i>Hembras</i>	<i>Total</i>	<i>%</i>	<i>M: H</i>
1	<i>A. distincta</i>	9	10	19	5,85%	1,11
2	<i>A. fraterculus</i>	81	223	304	93,54%	2,75
3	<i>A. grandis</i>	0	1	1	0,31%	-
4	<i>A. tecta</i>	0	1	1	0,31%	-
<b><i>Total, individuos</i></b>		<b>90</b>	<b>235</b>	<b>325</b>	<b>100,00%</b>	

La fluctuación poblacional de moscas de la fruta capturadas en el sector de Chirimoyal se mantuvo por niveles de MTD inferiores 0,40 al inicio del periodo de fructificación en los meses de diciembre, enero y febrero, para el mes de marzo los niveles se elevaron coincidiendo con los meses de maduración y cosecha de frutos (Figura 2).





**Figura 2.** Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Chirimoyal. 2018

### Sector El Salado

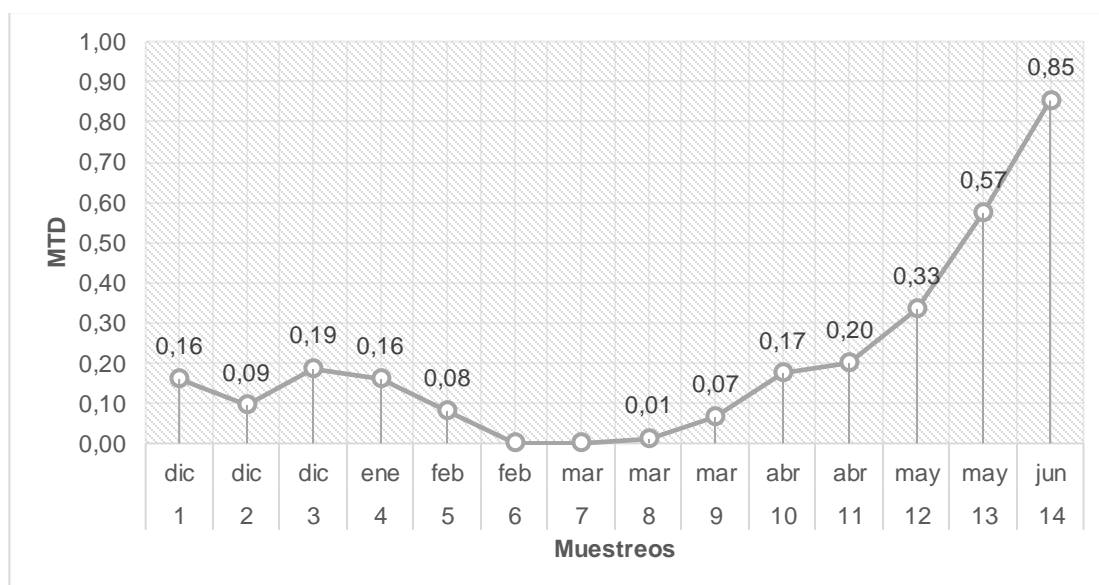
En el sector El Salado se identificaron 10 especies de moscas de la fruta representadas en dos géneros, *Anastrepha* (9 especies) y *Toxotrypana* (1 especie). La población con mayor número de individuos corresponde a la especie de *A. fraterculus* (76,5%). *T. recurcauda* fue identificada únicamente en este sector (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector El Salado. 2018

No.	Especies	Machos	Hembras	Total	%	M:H
1	<i>A. aetaocelata</i>	1	5	6	2,76%	5,00
2	<i>A. atrox</i>	9	6	15	6,91%	0,67
3	<i>A. distincta</i>	3	1	4	1,84%	0,33
4	<i>A. fraterculus</i>	45	121	166	76,50%	2,69
5	<i>A. grandis</i>	0	1	1	0,46%	-
6	<i>A. macrura</i>	0	1	1	0,46%	-
7	<i>A. manihoti</i>	0	1	1	0,46%	-
8	<i>A. striata</i>	0	1	1	0,46%	-
9	<i>A. tecta</i>	12	9	21	9,68%	0,75
10	<i>T. recurcauda</i>	0	1	1	0,46%	-
<b>Total, individuos</b>		<b>70</b>	<b>147</b>	<b>217</b>	<b>100,00%</b>	

El crecimiento poblacional muestra valores de MTD por debajo de 0,2 durante los meses previos a la fructificación de chirimoya, a partir de marzo luego de un

periodo de dos muestreos con valores de cero las cifras de captura se elevan conforme aparecen los frutos (Figura 2).



**Figura 3.** Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector El Salado. 2018

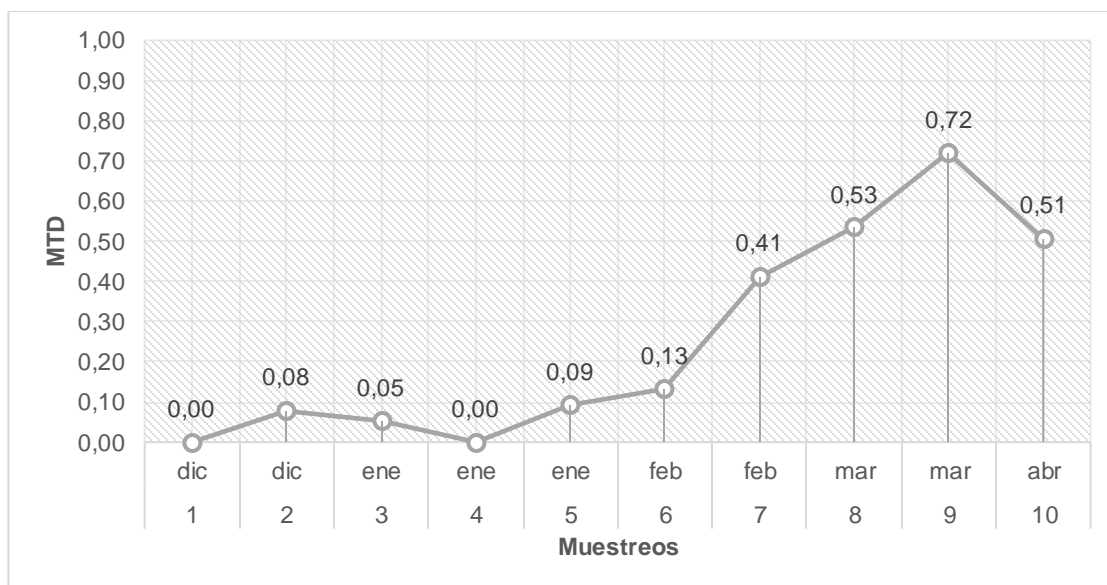
### Sector Tacoranga

En el sector Tacoranga se encontraron cuatro especies de mosca de la fruta pertenecientes al género *Anastrepha*, estas son: *A. aetaoselata*, *A. atrox*, *A. distincta* y *A. fraterculus*, esta última registró un mayor número de individuos a lo largo de los muestreos, representando el 96,09% de las capturas.

**Cuadro 3.** Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Tacoranga. 2018

No.	Especies	Machos	Hembras	Total	%	M:H
1	<i>A. aetaoselata</i>	0	3	3	1,68%	-
2	<i>A. atrox</i>	1	0	1	0,56%	-
3	<i>A. distincta</i>	1	2	3	1,68%	2,00
4	<i>A. fraterculus</i>	34	138	172	96,09%	4,06
<b>Total, individuos</b>		<b>36</b>	<b>143</b>	<b>179</b>	<b>100,00%</b>	

El crecimiento poblacional se mantuvo en niveles bajos durante los primeros cinco muestreos, a partir de febrero el crecimiento se eleva consistentemente coincidiendo con la fructificación de chirimoya (Figura 3).



**Figura 4.** Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Tacoranga. 2018.

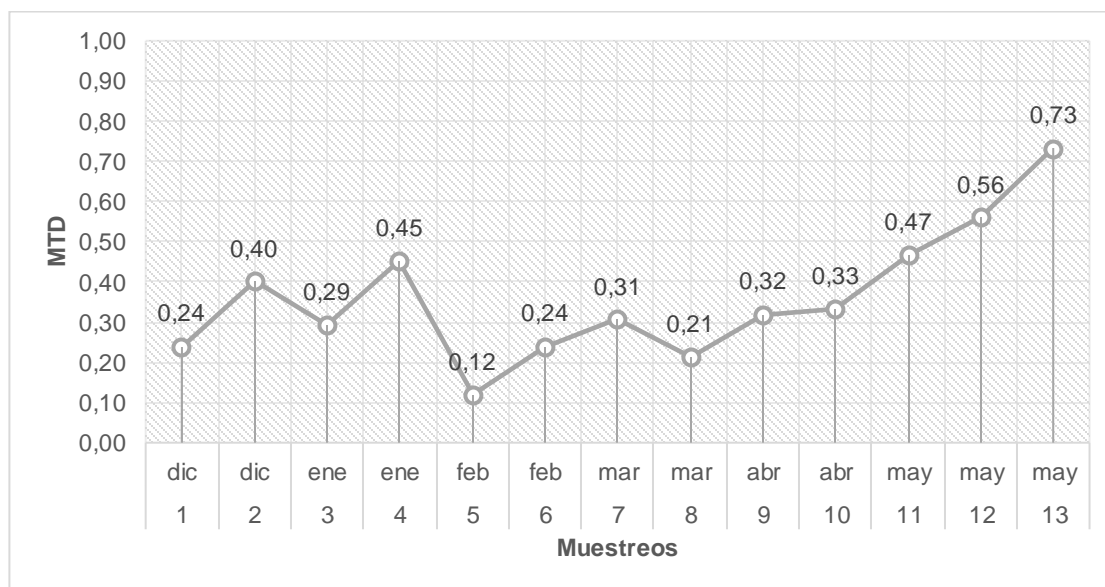
### Sector Yuma

En el sector de Yuma se determinó la presencia de siete especies de mosca de la fruta pertenecientes al género *Anastrepha*. La mayoría de individuos capturados corresponden a la especie *A. fraterculus* (78,63%) (Cuadro 4).

**Cuadro 4.** Especies de mosca de la fruta capturadas durante el período de fructificación de chirimoya en el sector Yuma. 2018.

No.	Especies	Machos	Hembras	Total	%	M:H
1	<i>A. asetaoselata</i>	4	3	7	1,99%	0,75
2	<i>A. atrox</i>	1	0	1	0,28%	-
3	<i>A. distincta</i>	9	14	23	6,55%	1,56
4	<i>A. fraterculus</i>	164	112	276	78,63%	0,68
5	<i>A. grandis</i>	7	2	9	2,56%	0,29
6	<i>A. striata</i>	3	1	4	1,14%	0,33
7	<i>A. tecta</i>	20	11	31	8,83%	0,55
<b>Total, individuos</b>		<b>201</b>	<b>150</b>	<b>351</b>	<b>100,00%</b>	

Las capturas de los dos primeros meses muestran valores irregulares, solo a partir del mes de febrero la tendencia del crecimiento es constante y correspondiente con la maduración de los frutos de chirimoya (Figura 5).



**Figura 5.** Fluctuación de las poblaciones de mosca de la fruta, durante la época de fructificación de chirimoya en el sector Yuma. 2018.

#### 4.2. Incidencia sobre la producción. Infestación y parasitismo.

Se examinaron en total 40,64 Kg de frutos de diferentes poblaciones de chirimoya, y únicamente la especie *A. fraterculus* fue encontrada infestando los frutos en cada uno de los cuatro sectores de estudio. En total, 3613 larvas y pupas fueron recuperadas del muestreo de frutos. El índice más alto de infestación por lugar fue en Chirimoyal (112,02 larvas/Kg), y el más bajo en Yuma (55,82 larvas/Kg). Un total de 2763 pupas viables fueron recuperadas durante la fase de laboratorio lo que produjo 1766 adultos de mosca de la fruta y 30 especímenes de parasitoides.

Los parasitoides recuperados pertenecen a dos especies de himenópteros: *Doryctobracon crawfordi* (Braconidae) en los sectores de Chirimoyal y Yuma y *Sycophila* sp. (Eurytomidae) en el sector de Tacoranga. El cuadro 5 muestra el porcentaje de parasitismo determinado en cada lugar de estudio.

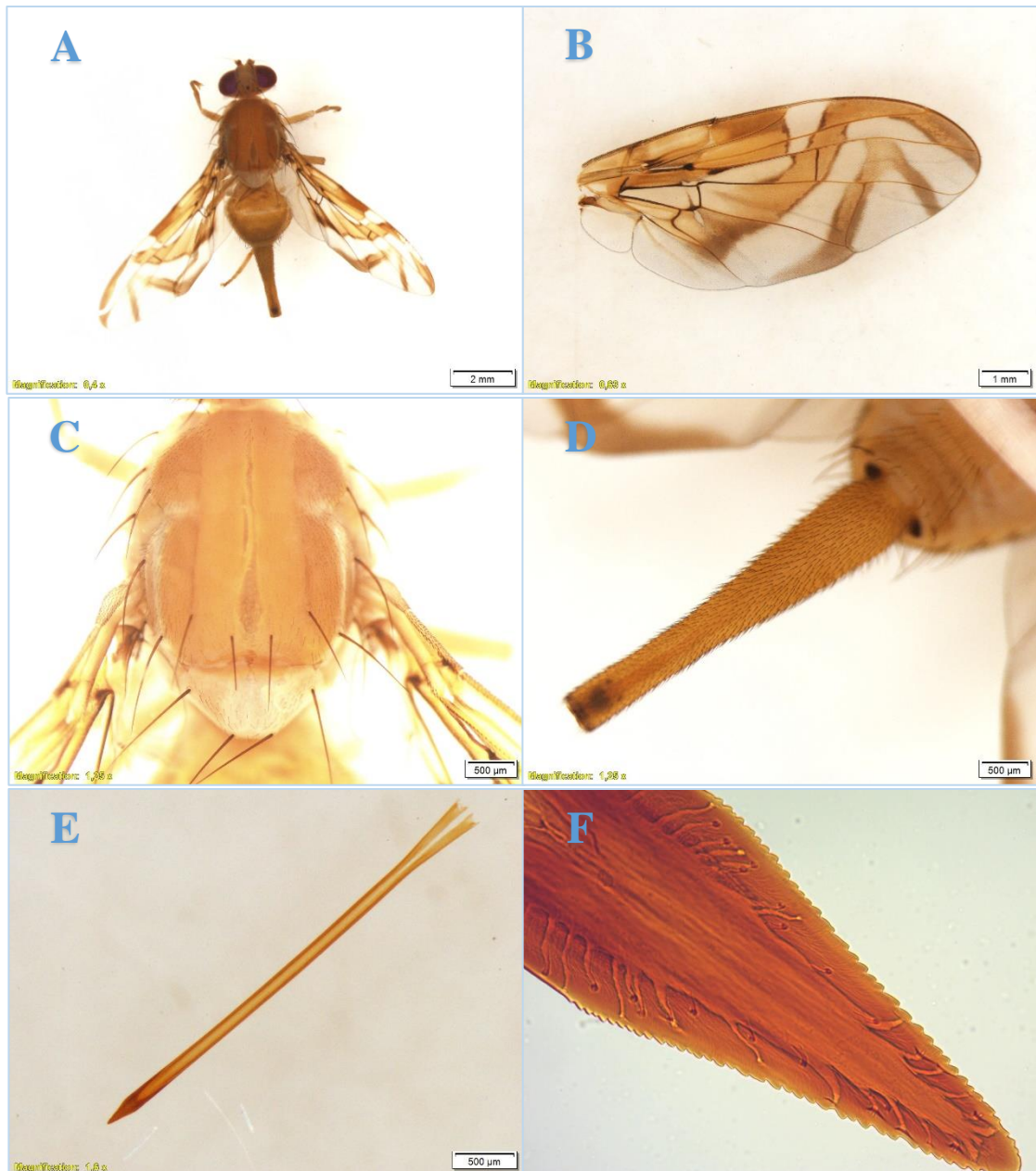
**Cuadro 5.** Moscas de la fruta y parasitoides de *Anastrepha* recuperados del muestreo de frutos en los lugares de estudio en Loja. 2018.

<i>Lugar</i>	<i>Peso (Kg)</i>	<i>Pupas recuperadas</i>	<i>Pupas viables</i>	<i>Adultos</i>	<i>Parasitoides</i>	<i>Infestación (larvas/Kg)</i>	<i>Parasitismo %</i>
<i>Chirimoyal</i>	11,68	1308	1142	754	19	112,02	2,46
<i>El Salado</i>	10,25	690	483	224	0	67,32	0,00
<i>Tacoranga</i>	10,60	1162	765	650	7	109,63	1,07
<i>Yuma</i>	8,12	453	373	138	4	55,82	2,82
<b><i>Total</i></b>	<b>40,64</b>	<b>3613</b>	<b>2763</b>	<b>1766</b>	<b>30</b>		

#### 4.3. Caracteres morfológicos y morfométricos de las especies de mosca de la fruta y parasitoides identificados durante el monitoreo.

##### *Anastrepha aetaoselata* Tigrero y Salas.

Especie de tamaño medio, enteramente de color amarillento (Figura 5A). **Tórax**, longitud mesonoto 3–3,9 mm. Escutum sin marcas, o con una sola mancha marrón medial en la sutura escuto-escutelar (Figura 5C). **Alas**, longitud ala 7–9 mm, bandas alares bien definidas (Figura 5B). **Oviscapo**, longitud 3,7–4,4 mm; visiblemente más largo que el abdomen (Figura 5D). **Aculeus**, longitud 3,5–4,2 mm; de lados paralelos excepto la base (Figura 5E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,3–0,4 mm; con denticulaciones separadas y poco elevadas (Figura 5F).

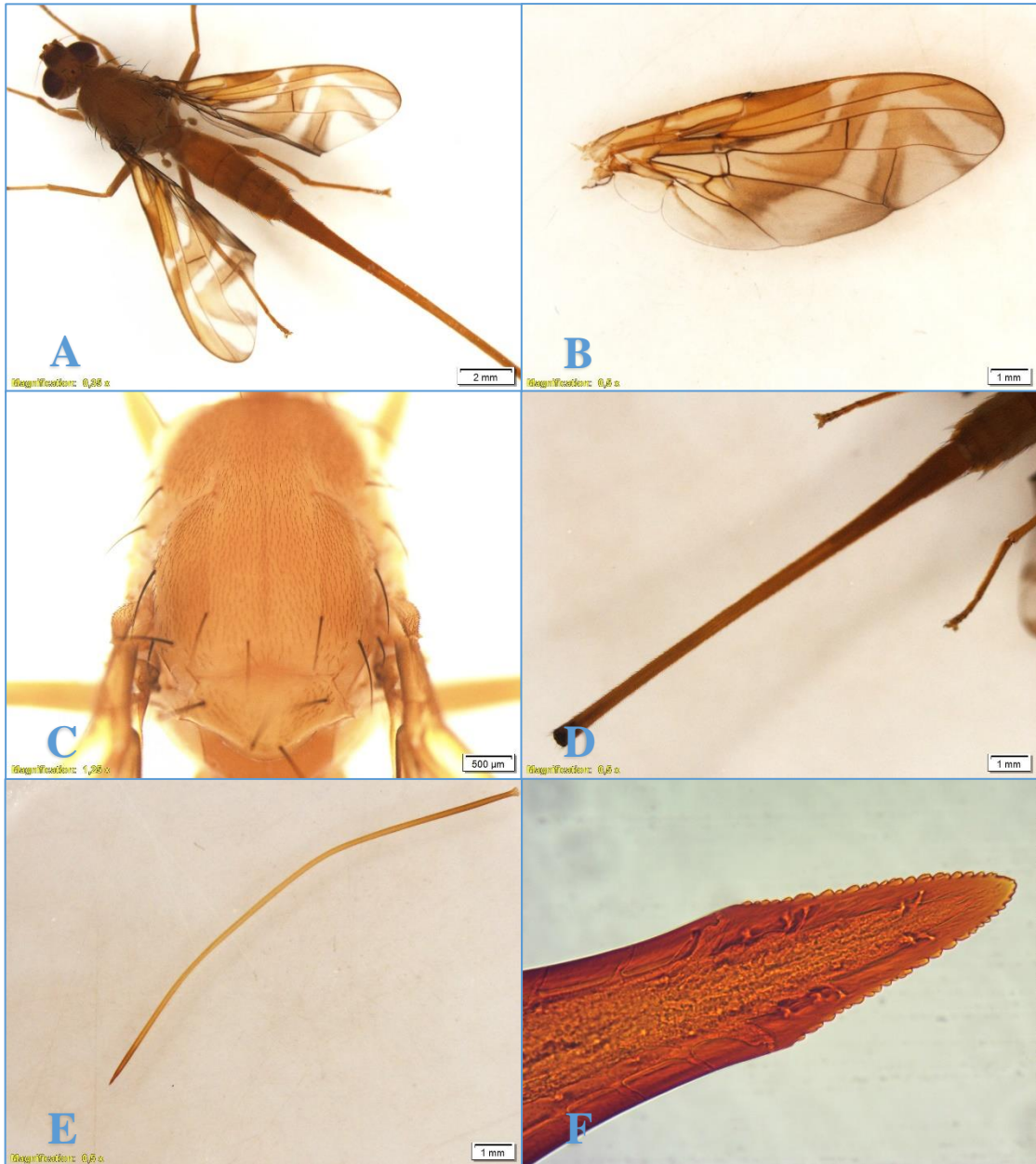


**Figura 6.** *Anastrepha asetaoselata*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

### ***Anastrepha atrox* Aldrich.**

Especie de tamaño grande, con setas café oscuras (Figura 6A). **Alas**, longitud 10,25–13,5 mm; patrón de ala típico de *Anastrepha* (banda S completa o como máximo interrumpida en la vena transversal, banda C y al menos brazo proximal de la banda V presente) (Figura 6B). **Tórax**, longitud mesonoto 3,25–4,75 mm; escudo completamente amarillo o con marcas oscuras solo en la base extrema (Figura 6C). **Abdomen** ovado o paralelo (Figura 6A). **Oviscapo**, longitud 7,5–18 mm; ventralmente

curvado (Figura 6D). **Aculeus**, longitud 7–17 mm. de lados paralelos excepto la base (Figura 6E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,32–0,43 mm; con denticulaciones finas o medianas (Figura 6F).



**Figura 7.** *Anastrepha atrox*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista lateral), F) ápice del aculeus (40X).

### ***Anastrepha distincta* Greene.**

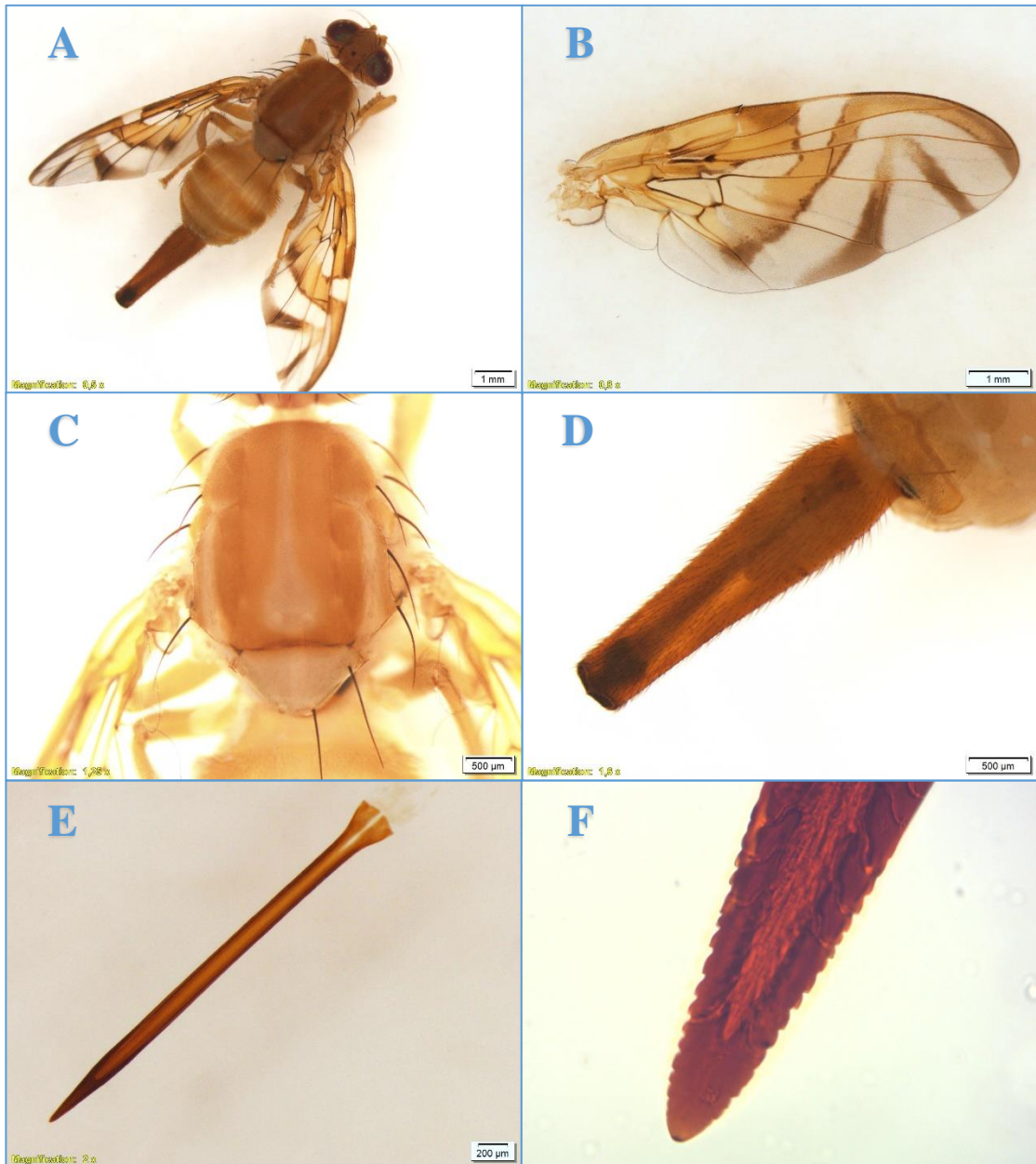
Especie de tamaño medio (Figura 7A). **Alas**, patrón de ala típico de *Anastrepha* (Figura 7B); banda-C y banda-S conectadas. **Tórax**, escutum sin marcas, o con una sola mancha marrón medial en la sutura escuto-escutelar (Figura 7C).



**Oviscapo**, longitud 2,3–3,5mm; color amarillo a naranja marrón (Figura 7D).

**Aculeus**, longitud 2,25–3,42mm; de lados paralelos excepto la base (Figura 7E).

**Ápice del aculeus**, longitud 0,34–0,43mm; con denticulaciones medianas (Figura 7F).



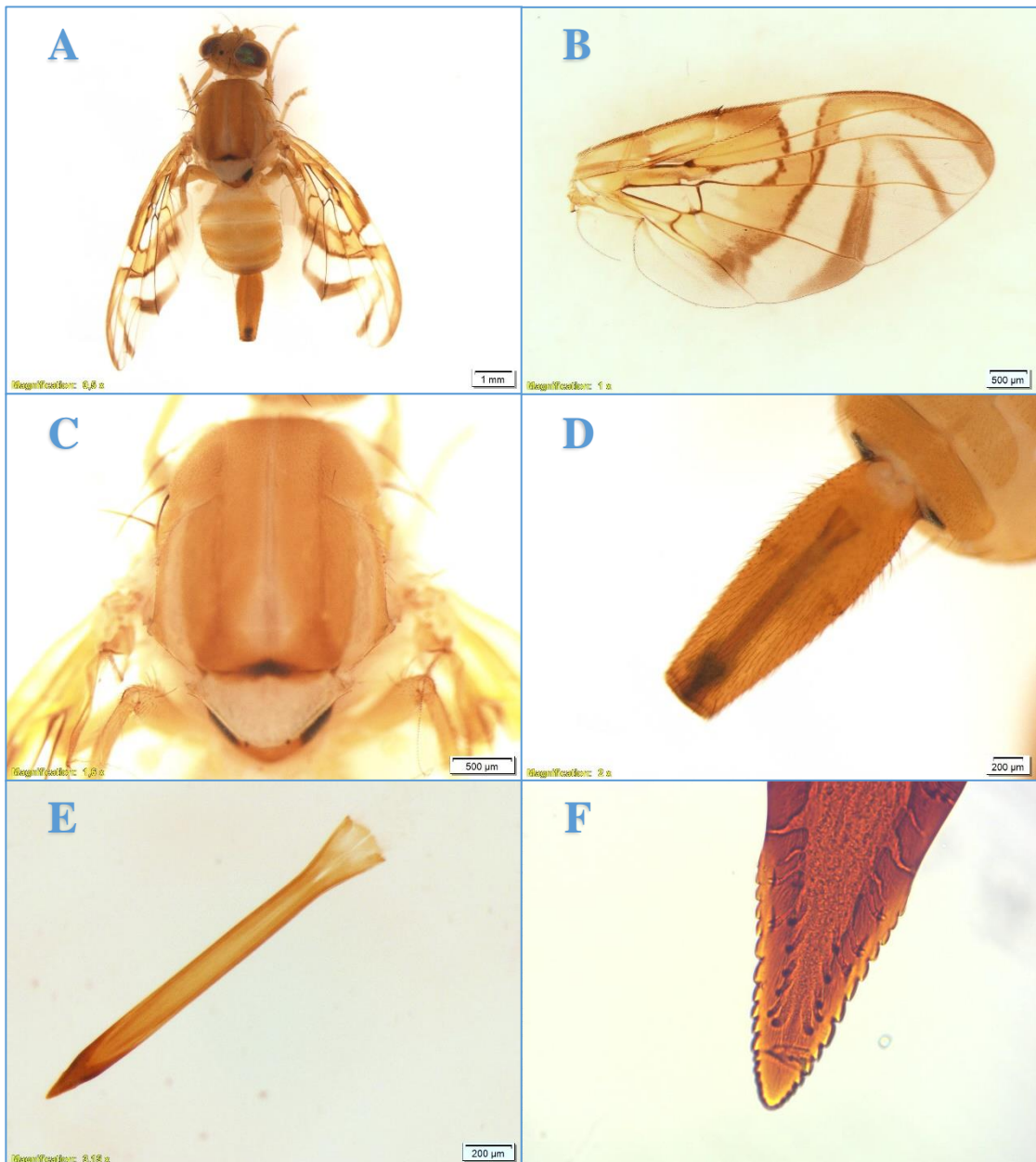
**Figura 8.** *Anastrepha distincta*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

### ***Anastrepha fraterculus* Wiedemann.**

Especie mediana, de color amarillento (Figura 8A). **Alas**, bandas alares bien definidas; banda-C y banda-S separadas o conectadas (Figura 8B); **Tórax**, longitud mesonoto 2,5–3,5 mm; escuto sin marcas; mancha marrón medial en la sutura escuto-



escutelar (usualmente) y dos laterales en el medioterguito (Figura 8C). **Oviscapo**, longitud 1,65–2,15 mm; forma recta (Figura 8D). **Aculeus**, de lados paralelos excepto la base; longitud 1,4–2,06 mm; amarillo o marrón (Figura 8E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,2–0,3 mm; con bordes dentados de tamaño mediano (Figura 8F).

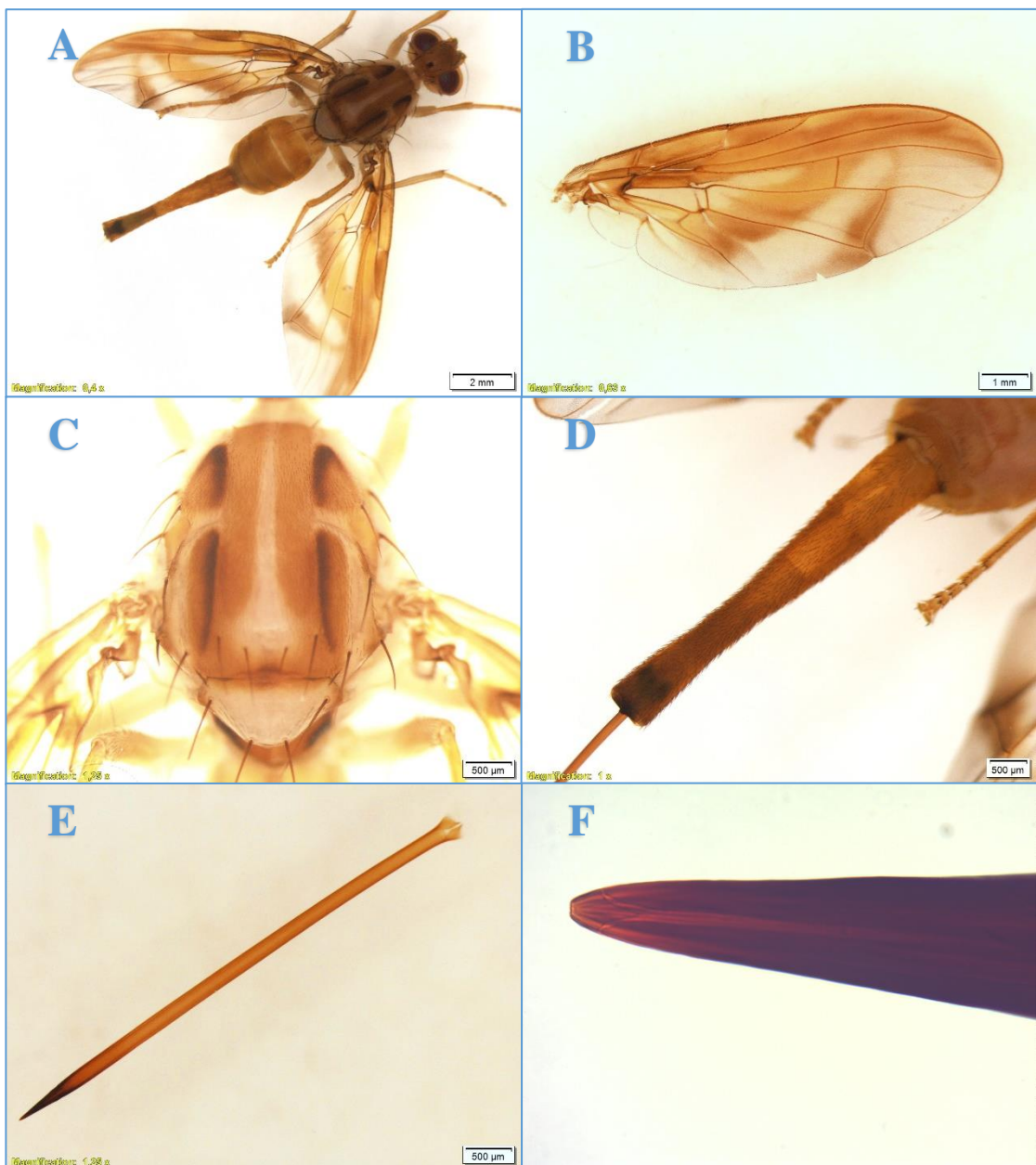


**Figura 9.** *Anastrepha fraterculus*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

### ***Anastrepha grandis* Macquart.**

Especie gran tamaño (Figura 9A). **Alas**, longitud ala 7,95–10,3mm. Bandas alares difusas; Banda-C y banda-S ampliamente conectadas a lo largo del margen

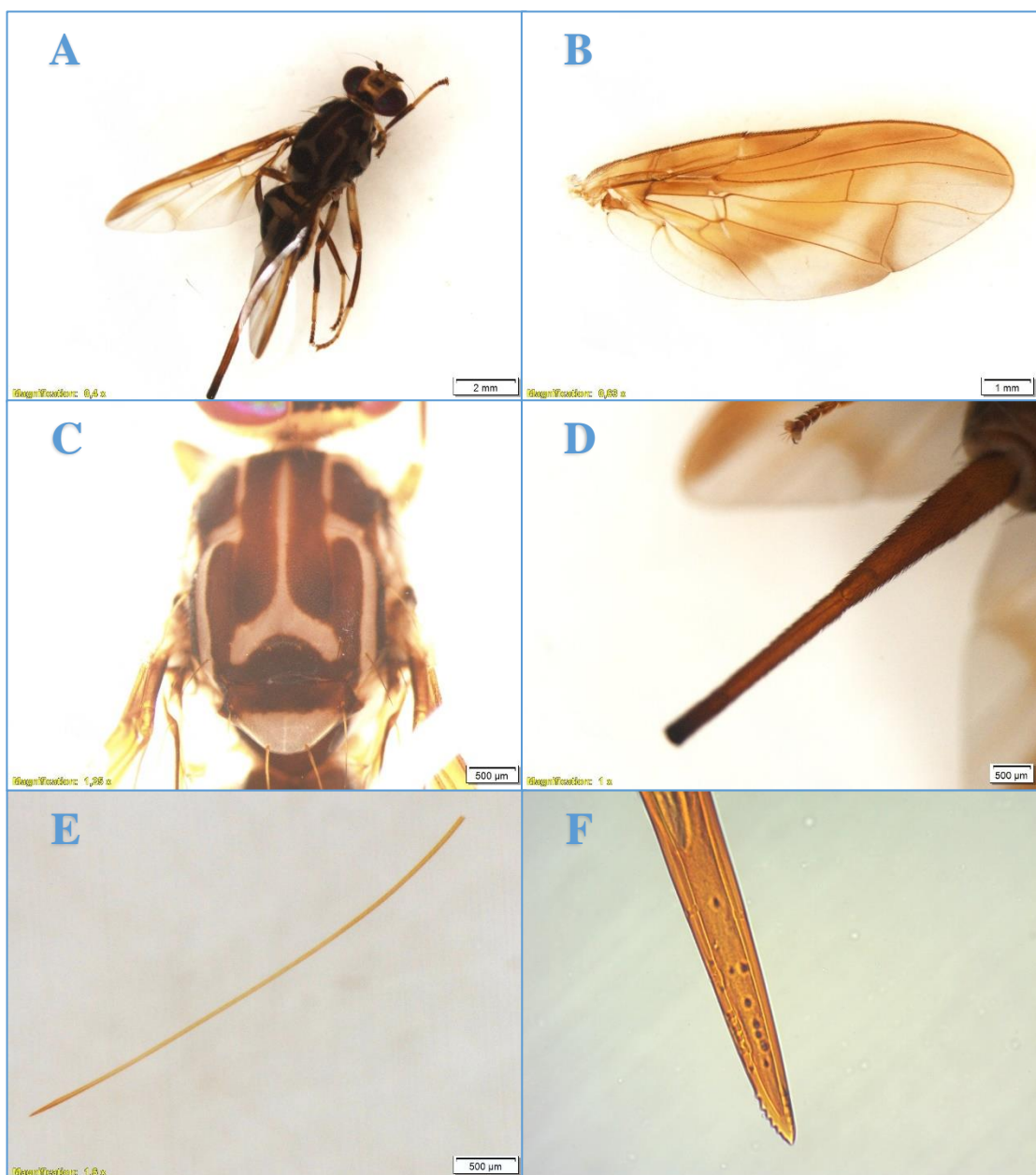
costal; brazo distal de la banda-V ausente (Figura 9B). **Tórax**, longitud 2,88–4,22mm; escuto con marcas dorsoventrales marrón oscuras, o con una sola mancha marrón medial en la sutura escuto-escutelar (usualmente) (Figura 9C). **Oviscapo**, longitud 5,25–6,2mm; de forma recta (Figura 9D). **Aculeus**, longitud 3,5–4,2mm; de lados paralelos excepto la base (Figura 9E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,3–0,4mm; sin denticulaciones (Figura 9F).



**Figura 10.** *Anastrepha grandis*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

***Anastrepha macrura* Hendel.**

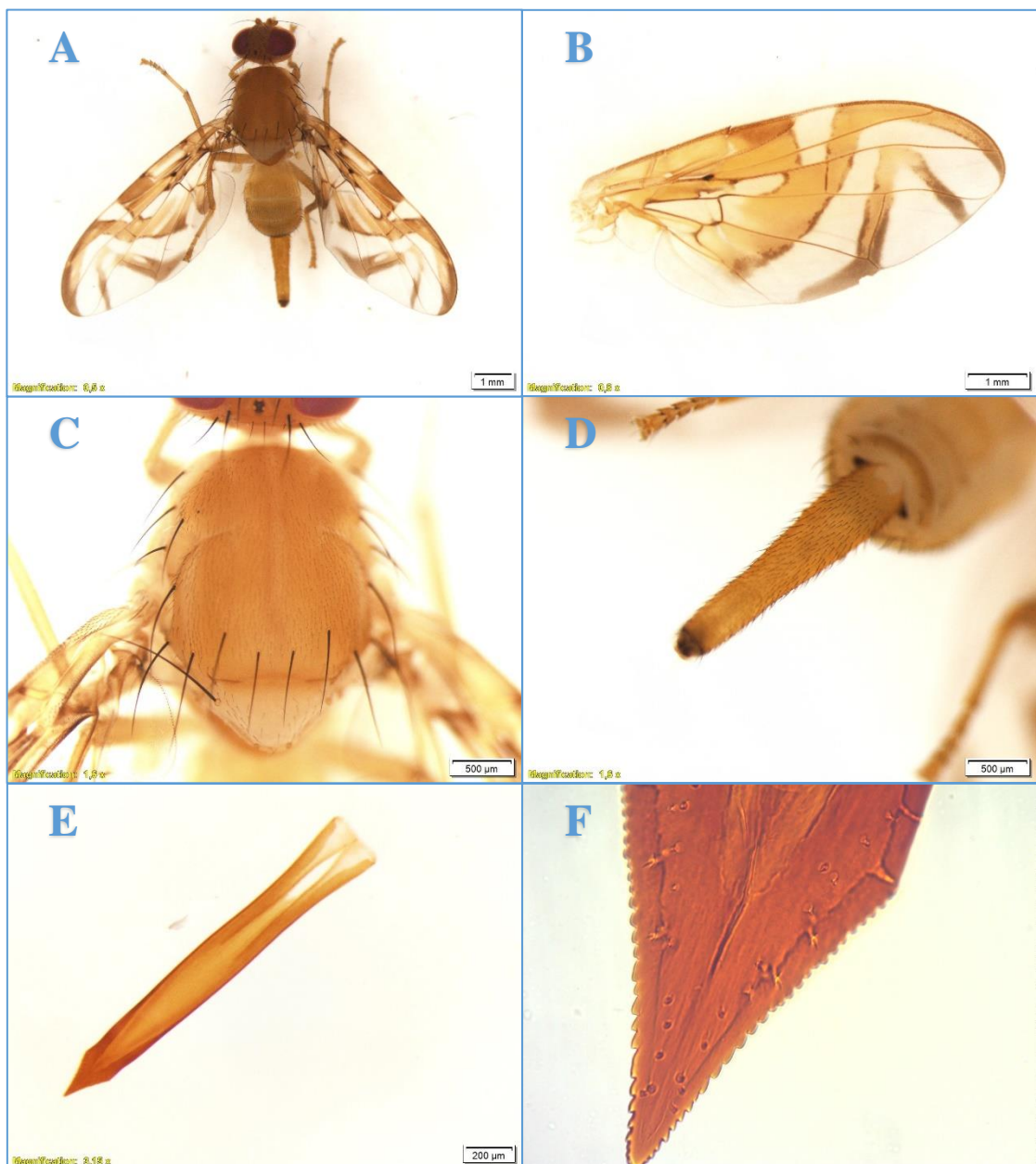
Especie de tamaño medio (Figura 10A). **Alas**, bandas alares difusas (Figura 10B); banda-C y banda-S conectadas a lo largo del margen costal; brazo distal de la banda-V ausente. **Tórax**, longitud mesonoto 3,35–3,85 mm; marcas bien definidas (Figura 10C). **Oviscapo**, longitud 4,95–6,7 mm; más largo que el abdomen (Figura 10D). **Aculeus**, longitud 4,45–6,75 mm; de lados paralelos (Figura 10E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,15–0,25 mm; con denticulaciones finas (Figura 10F).



**Figura 11.** *Anastrepha macrura*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

***Anastrepha manihoti* Lima.**

Especie pequeña (Figura 11A). **Alas**, Bandas alares típicas del género *Anastrepha* (Figura 11B). **Tórax**, longitud mesonoto 2,1–3 mm; color amarillo o naranja (Figura 11C). **Oviscapo**, longitud 1,6–1,95 mm; de forma recta (Figura 11D). **Aculeus**, longitud 1,45–1,8 mm; de lados paralelos (Figura 11E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,13–0,18 mm; con denticulaciones finas (Figura 11F).

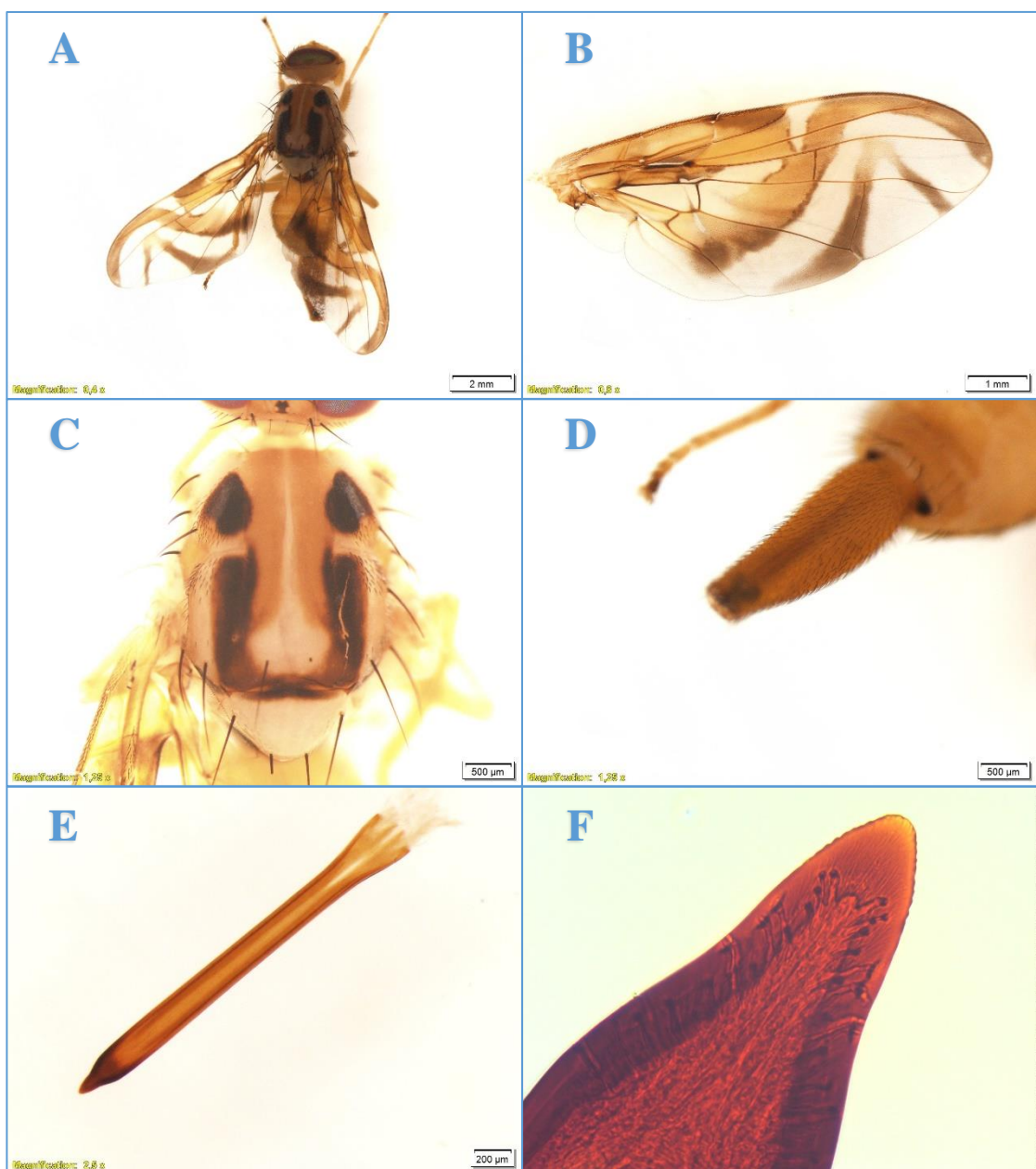


**Figura 12.** *Anastrepha manihoti*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).



***Anastrepha striata* Schiner.**

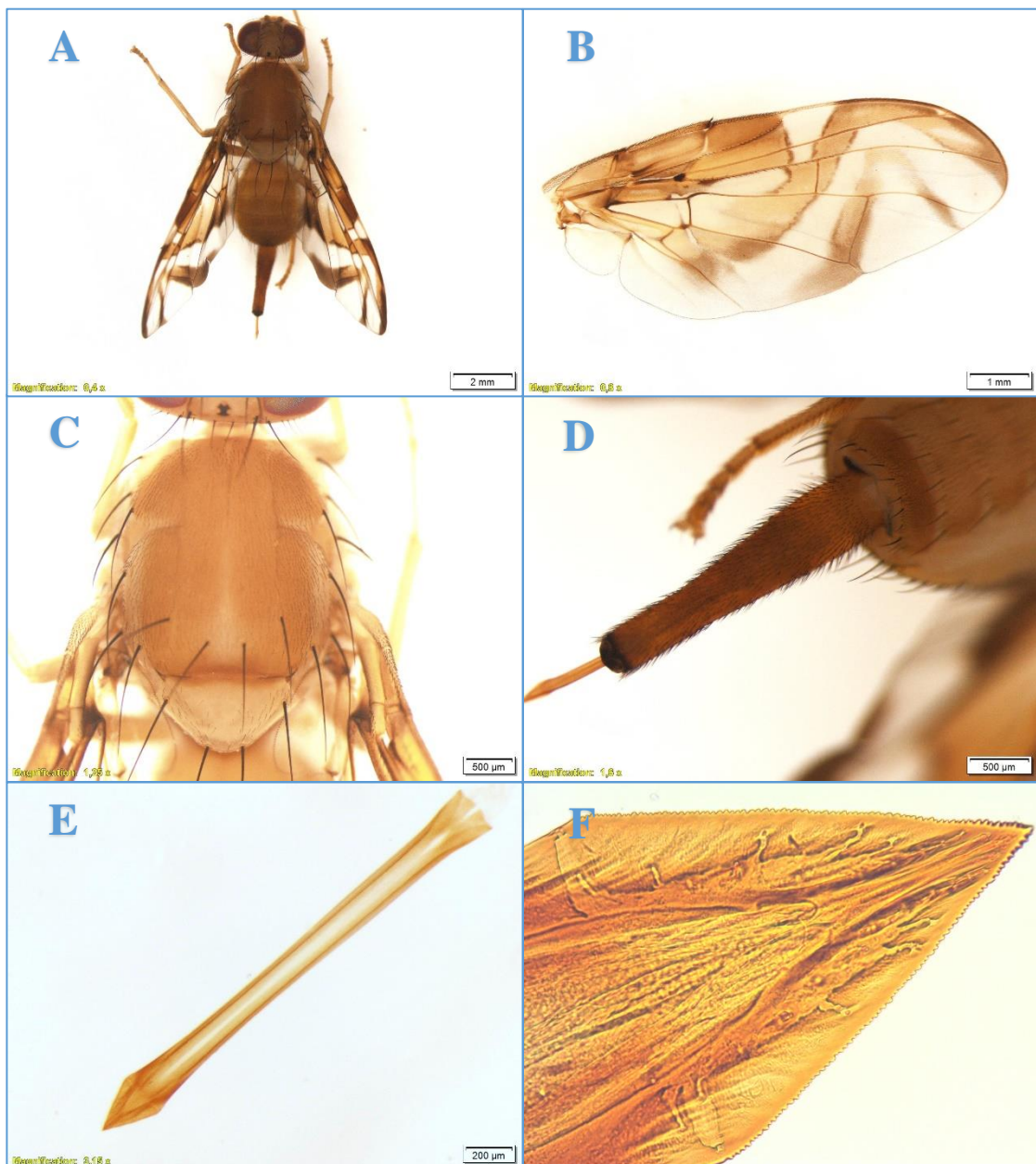
Especie de tamaño medio (Figura 12A). **Alas**, bandas alares bien definidas; patrón típico de *Anastrepha* (Figura 12B). **Tórax**, longitud mesonoto 2,9–3,5 mm; escuto con una gran marca en forma de “U” en la cara posterior (Figura 12C). **Oviscapo**, longitud 2,3–2,7 mm (Figura 12D). **Aculeus**, longitud 2,3–2,7 mm; de lados paralelos excepto la base (Figura 12E). **Ápice del aculeus**, longitud 0,22–0,33 mm; sin denticulaciones (Figura 12F).



**Figura 13.** *Anastrepha striata*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

***Anastrepha tecta* Zucchi.**

Especie de tamaño medio (Figura 13A). **Alas**, longitud ala 7,5–9 mm; bandas alares bien definidas (Figura 13B). **Tórax**, longitud mesonoto 2,9–3,6 mm; escuto sin marcas (Figura 13C); sub-escutelo completamente amarillo a naranja. **Oviscapo**, longitud 1,9–2,35 mm; enteramente amarillo o naranja oscuro (Figura 13D). **Aculeus**, longitud 1,7–2,1 mm (Figura 13B). **Ápice del aculeus**, longitud 0,1–0,2 mm; forma sagitada, con denticulaciones finas poco elevadas (Figura 13F).



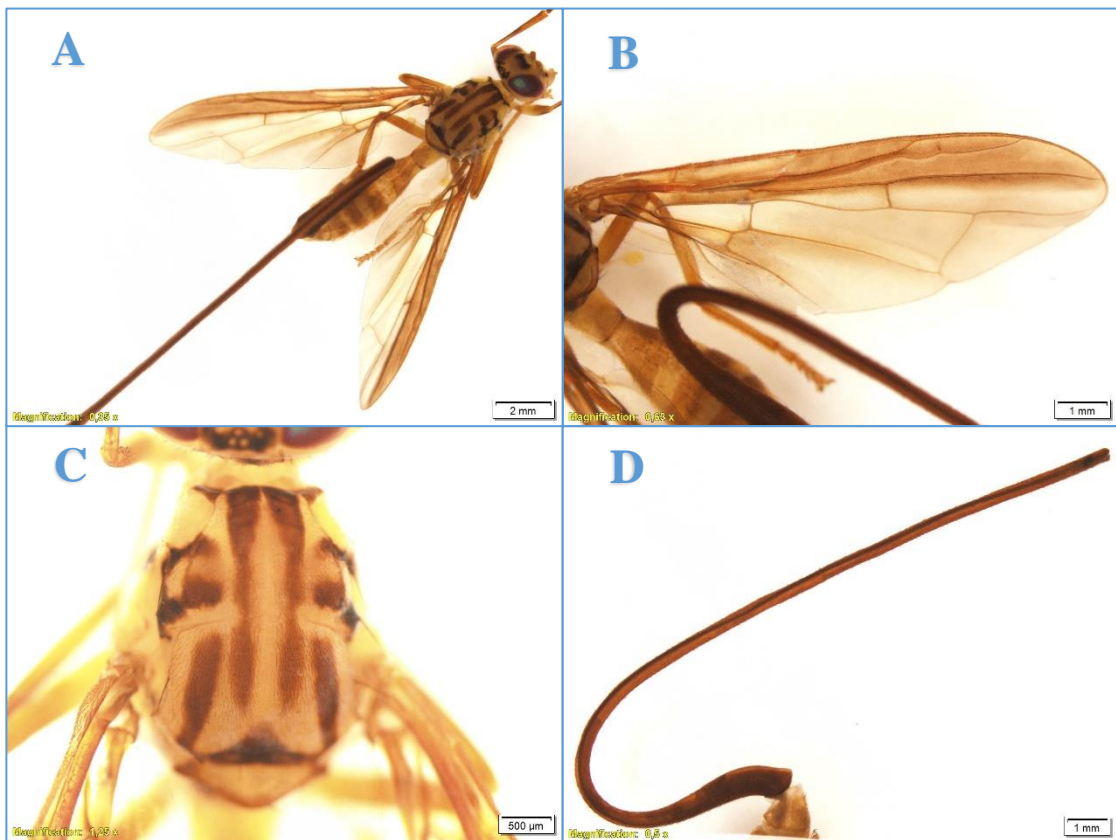
**Figura 14.** *Anastrepha tecta*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista ventral), E) aculeus (vista dorsal), F) ápice del aculeus (40X).

***Toxotrypana recurcauda* Tigrero.**

Especie de tamaño grande; cuerpo de forma himenopteroide (Figura 14A).

**Alas,** patrón de ala con la mitad basal de la banda S reducida, banda costal continua hasta el ápice del ala, brazo proximal de banda V difuso o ausente (Figura 13B).

**Tórax,** predominantemente amarillo con marcas marrones bien definidas (Figura 13C). **Oviscapo,** curvado y muy alargado, excede la longitud del cuerpo (Figura 13D).



**Figura 15.** *Toxotrypana recurcauda*, hembra: A) cuerpo completo, vista dorsal, B) patrón alar, C) Tórax (vista dorsal), D) oviscapo (vista lateral).

***Doryctobracon crawfordi* Viereck.**

Especie de parasitoide sinovigénico (produce huevos durante la vida del adulto), endoparásito koinobionte, se desarrolla particularmente bien en larvas del segundo estadio. La coloración del cuerpo del adulto es de color amarillo a naranja con alas claras (Figura 16).



**Figura 16.** *Doryctobracon crawfordi*, hembra.

***Sycophila* sp.**

Especie perteneciente a la familia Eurytomidae, esta contiene especies que exhiben una amplia gama de biologías, pero la mayoría parece ser endofítica, ya sea como fitófagos o como parasitoides de insectos fitófagos (Figura 17).



**Figura 17.** *Sycophila* sp., hembra.



## 5. Discusión

El presente estudio determinó la presencia de 10 especies de mosca de la fruta, nueve de ellas pertenecientes al género *Anastrepha* (*A. aetaoselata*, *A. atrox*, *A. distincta*, *A. fraterculus*, *A. grandis*, *A. macrura*, *A. manihoti*, *A. striata* y *A. tecta*), y una del género *Toxotrypana* (*T. recurcauda*), las especies encontradas corresponden a los géneros más amplios de moscas de la fruta nativas del nuevo mundo, las cuales en conjunto superan las 300 especies (Norrbom y Korytkowski, 2009, 2011, 2012).

La dinámica poblacional medida durante los meses de fructificación de la chirimoya muestra un patrón de crecimiento que avanza a medida que la disponibilidad de alimento aumenta, sin embargo, este proceso ocurre en meses diferentes en las zonas de estudio; al respecto Aluja (1993) señala que las poblaciones de mosca de la fruta varían de acuerdo a la zona geográfica, aunque factores como la madurez del fruto, la temporada climática, la presencia de diferentes variedades de una misma especie y la altitud también figuran como factores determinantes (Enkerlin *et al.* 1993, Aluja *et al.* 2004, Aluja y Mangan 2008). De igual forma el número de especies capturadas por sector fue diferente para cada uno: se identificaron 4 especies en Chirimoyal, 10 en El salado, 4 en Tacoranga y 7 en Yuma. La dominancia de la población de *A. fraterculus* sobre las otras especies es evidente, esta especie fue la única con presencia en las cuatro zonas de estudio lo que denota su amplia distribución; de acuerdo a Norrbom y Kim (1988) *A. fraterculus* es una especie polífaga, que ataca 80 especies de plantas pertenecientes a 20 familias, esto le permitiría sobrevivir la mayor parte del año, aun cuando la presencia de frutos de chirimoya es baja. La proporción sexual de las capturas de *A. fraterculus* (2,5 hembras por cada macho) es muestra de una distribución uniforme. Así mismo el porcentaje de

capturas con respecto de las demás especies fue el más alto, siempre por encima del 75% (Chirimoyal 93,54%, El Salado 76,5%, Tacoranga 96,09%, Yuma 78,63%).

Diversos estudios reportan diferentes especies de moscas de la fruta infestando cultivares de chirimoya: *A. atrox*, *A. distincta*, *A. mucronata* (Tigrero, 1998), *C. capitata* (Molineros, Tigrero, y Sandoval, 1992), *A. fraterculus* (Gil, 2003; Escuela Politécnica del Ejército, 2004; Ruiz-Montiel *et al.*, 2013) y *T. recurcauda*, reportada precisamente en la provincia de Loja (Tigrero, 1992, 1998). Sin embargo, a pesar de que las especies: *A. distincta*, *A. atrox* y *T. recurcauda* han sido reportadas como plagas de chirimoya, este estudio únicamente determinó su presencia en las trampas, mientras que solo la especie *A. fraterculus* estuvo presente infestando los frutos de chirimoya. Los porcentajes más altos de infestación se registraron en Chirimoyal (112 larvas/Kg) y Tacoranga (109 larvas/Kg), cabe mencionar que en ambos lugares existe la presencia de otras especies de frutales hospederas de mosca de la fruta, por lo que su presencia aumenta la disponibilidad de alimento y por tanto favorece el crecimiento de la población.

En cuanto a parasitoides, se determinó la presencia de dos especies. *Doryctobracon crawfordi* en las zonas de Chirimoyal y Yuma, con un índice de parasitismo de 2,46 y 2,82% respectivamente; la segunda especie pertenece a la familia Eurytomidae, género *Sycophila*, encontrada en la zona de Tacoranga y al igual que la primera mantuvo bajos índices de infestación (1,07%). Esta especie ya ha sido reportada parasitando larvas del género *Anastrepha* en México (Hernández-Ortiz, Delfin-González, Escalante-Tio, y Manrique-Saide, 2006), en tanto que en Ecuador no se cuenta con registros sobre esta especie.

*D. crawfordi* es considerado el principal controlador de *Anastrepha* en la región interandina (Vilatuña *et al.*, 2010). Sin embargo, los niveles de parasitismo identificados en este estudio son muy bajos en relación a otros reportados en plantaciones de mango y chirimoya, donde encontraron índices entre 6,57 y 5,14% (Tigrero, 2007). Wharton (1989) señala que el porcentaje de parasitismo natural observado en campo suele ser muy bajo. Entre las principales deficiencias está la escasa biodiversidad en la mayoría de los agrosistemas actuales y la existencia de refugios para la plaga. Tal y como se observó en la mayoría de lugares de estudio, la vegetación natural pasó a ser reemplazada de a poco por cultivos de ciclo corto y por áreas de pastoreo lo que influye mucho más en la pérdida de hábitat para el desarrollo de los parasitoides. Pese a esto existen alternativas que se pueden realizar para lograr aumentar el porcentaje de parasitismo, entre ellas se encuentra la liberación aumentativa de parasitoides (Montoya *et al.*, 2011). Este método es uno de los más prometedores para regular las poblaciones de moscas de la fruta, y de hecho ejemplares de *D. crawfordi* y otras especies como *Diachasmimorpha longicaudata* se liberan actualmente para controlar poblaciones de *A. fraterculus* en zonas productoras de México (Ovruski *et al.*, 2000) y Argentina (Sánchez *et al.*, 2016).

## 6. Conclusiones

Se identificaron 10 especies de moscas de la fruta pertenecientes a dos géneros, *Anastrepha* (9 especies) y *Toxotrypana* (1 especie). De acuerdo a la información obtenida mediante el trapeo la especie *Anastrepha fraterculus* tiene mayor dominancia sobre las demás.

La evaluación de frutos revela altos niveles de infestación que van desde los 50 a 112 larvas/kg, así mismo, la información obtenida muestra que únicamente la especie *A. fraterculus* se encuentra infestando los frutos de chirimoya.

Se identificaron dos especies de parasitoides, *Doryctobracon crawfordi* y *Sycophila* spp., parasitando larvas de mosca de la fruta, ambas especies mostraron bajos niveles de parasitismo.

## 7. Recomendaciones

Una vez concluida la tesis, se considera interesante realizar investigaciones sobre algunos aspectos que complementen la información sobre la mosca de la fruta y los parasitoides.

- Extender los estudios de monitoreo expuestos en esta tesis en otras zonas productoras de chirimoya con el fin de delimitar las áreas con mayor o menor prevalencia.
- Complementar la información de los monitoreos con datos climáticos medidos en las localidades de estudio.
- Realizar investigación sobre el ciclo biológico y el hábitat de los parasitoides identificados, con miras a la reproducción y cría de los mismos en laboratorio.

## 8. Bibliografía

- Aluja, M. 1993. Manejo Integrado de Mosca de la Fruta. Ed. Trillas. México, D.F. 252 p.
- Aluja, M., J. Piñero, I. Jácome, F. Díaz-Fleischer y J. Sivinski. 2000. Behavior of flies of the genus *Anastrepha*, pp. 375-408. En Aluja, M. y A.L. Norrbom (eds.), *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*. CRC Press, Boca Raton.
- Aluja, M., F. Díaz-Fleischer y J. Arredondo. 2004. Non-host status of *Persea americana* 'Hass' to *Anastrepha ludens*, *Anastrepha obliqua*, *Anastrepha serpentina*, and *Anastrepha striata* (Diptera: Tephritidae) in Mexico. *Journal of Economic Entomology* 97: 293-309.
- Aluja, M. y R. Mangan. 2008. Fruit fly (Diptera: Tephritidae) host status determination: Critical, conceptual, methodological, and regulatory considerations. *Annual Review of Entomology* 53: 473-502.
- Alvarez, J. R. (2014). Análisis del comercio internacional de frutas y hortalizas ante un escenario de amenaza fitosanitaria. *Distribución Y Consumo*, Vol. 4, pp 31-39.
- Bernal, J. (2014). Biología, Ecología y Etología de Parasitoides. In L. A. Rodríguez-del-Bosque y H. C. Arredondo-Bernal (Eds.), *Teoría y aplicación del Control Biológico*. (p. 303). México.: Sociedad Mexicana del Control Biológico.
- Burk, T. 1981. Signaling and sex in acalyptrate flies. *Fla. Entomol.* 64: 30-43.
- Cancino, J., J.L. Cancino, L. Martínez y P. Liedo. 2002. Quality control parameters of wild and mass reared *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead), a fruit fly parasitoid, pp. 84-94. *Quality Control for Mass-Reared Arthropods: Proceedings of the Eighth and Ninth Workshop of the IOBC Working Group on Quality*

Control of Mass-Reared Arthropods, Gainesville, FL, USA.

Celedonio-Hurtado, H., Liedo, P., Aluja, M., & Guillen, J. Demography of *Anastrepha ludens*, *A. obliqua* and *A. serpentina* (Diptera: Tephritidae) in Mexico. *Florida Entomologist* 71 (2) 110-119. 1988

Chambers, D. L. 1977. Attractants for Fruit Fly Survey and Control, pp. 327-344. En Shorey, H.H. & J. J. McKelvey (eds.), *Chemical Control of Insect Behavior*. John Wiley & Sons. New York.

Convención Internacional de Protección Fitosanitaria, C. (2016). Establecimiento de áreas libres de plagas para moscas de la fruta (tephritidae). Roma, Italia.

Durán, V. H. (2006). *El cultivo del chirimoyo (Annona cherimola Mill.)* (Primera Ed). España-Madrid: IFAPA-CICE Junta de Andalucía.

Enkerlin, D., L. García & F. López. 1989. Mexico, Central and South America, pp. 83-90. En Robinson A.S. & G. Hooper (eds.), *Fruit Flies, their Biology, Natural Enemies and Control Vol. 3A*. Elsevier, Amsterdam.

Escuela Politécnica del Ejército. 2004. Registro de laboratorio de muestreo de frutos, IASA, Laboratorio de Entomología (periodo 2000 – 2004). Sangolquí – Ecuador.

Espinosa, P.R. (05 de 01 de 2016). ABC. Obtenido de ABC: <https://www.abc.es/espana/la-rica-espana>

Farré Massip, J.M., Hermoso González, J.M., Guirado, E. and García-Tapia, J. 1999. Técnicas de cultivo del chirimoyo en España. *Acta Horticulturae* 497:105-118. Food and Agriculture.

Feicán M. C., Encalada A. C. y Larriva C. W., (1999). “Manejo Integrado de las Moscas de la Fruta”, 1º Edición, Cuenca, Ecuador, Iniap, pp. 5

- Flores, D. (2013). Cultivo de chirimoyo. Manual práctico para productores. (R. P. Torres, Ed.) (Primera Ed). Biblioteca Nacional del Perú.
- Gardiazábal, F. y Rosenberg, G. 1993. EL cultivo del chirimoyo. Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. 145 p.
- Garza Urbina, E. (2001). El minador de la hoja *Liriomyza* spp y su manejo en la planicie huasteca. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. San Luis Potosí, México: INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Ebano.
- George, A. P. and R. J. Nissen 1987. The effects of day/night temperatures on growth and dry matter production of custard apple (*Annona cherimola* × *Annona squamosa*) cultivar 'African Pride.' *Sci. Hortic.* 31: 269-274
- GIL, B.J. 2003. Efecto de la altura de las trampas Me Phail en la captura de *Anastrepha* spp. en guayaba, *Psidium guajava* L., Tingo María. Perú. 42 p.
- Gomez, H. M. (2005). Las Moscas De Las Frutas (Grupo Tran). Instituto Colombiano Agropecuario ICA. Colombia: Lineas Digitales Ltda.
- Gonzalez, E. M. (2013). Chirimoya ( *Annona cherimola* Miller ), frutal tropical y subtropical de valores promisorios. *Cultivos Tropicales*, vol.34(nº 3), pp 52-63.
- Greany, P. D., S. D. Hawka, T. C. Carlyle And D. W. Anthony. 1977. Sense Bryans in the Ovipositor of *Bio- teres* (*Opius*) *longicaudatus* a Parasite of the Caribbean Fruit Fly *Anastrepha suspensa*. *Annals of the Entomological Society of America.* 70 (3): 319-321
- Hernández-Ortiz, V. 2003. Familia Tephritidae: Clasificación actual, relaciones filogenéticas y distribución de taxa Americanos. pp. 11-23. En: *Memorias del XV Curso Internacional sobre Moscas de la Fruta*, Centro Internacional de



Capacitación en Moscas de la fruta, Programa MOSCAMED-MOSCAFRUT SAGARPA-IICA. Metapa de Domínguez, Chiapas. 206 p.

Hernández-Ortiz, V., Delfin-González, H., Escalante-Tio, A., y Manrique-Saide, P. (2006). Hymenopteran parasitoids of anastrepha fruit flies (diptera: tephritidae) reared from different hosts in Yucatan, Mexico. Florida Entomologist, 89(March), 10–19. [http://doi.org/10.1653/0015-4040\(2006\)89](http://doi.org/10.1653/0015-4040(2006)89)

Hernández, V. (2014). Moscas de la fruta (Insecta: Diptera: Tephritidae). México D.F.

Holdridge, L. . (1947). Determination of atmospheric water movements. Science, 105, 357–368.

ICA. (2017). Manual técnico de trampeo de moscas de la fruta. Colombia. Retrieved from [https://www.ica.gov.co/Areas/Agricola/Servicios/Epidemiologia-Agricola/Documentos/Manual\\_PNMF\\_2017.aspx](https://www.ica.gov.co/Areas/Agricola/Servicios/Epidemiologia-Agricola/Documentos/Manual_PNMF_2017.aspx)

Lizana, L. A. y Reginato, G. 1990 «Cherimoya». Fruits of Tropical and Subtropical Composition, properties and uses. Florida: Florida Science Source. Lake Alfred., p. 131-148.

MAGAP. 2010. II Censo agropecuario 2000, Ministerio Agricultura y Ganaderia (MAG). (MAGAP, Editor, G. N. Ecuador., Producer, y MAGAP (Ministerio de Agricultura, Ganaderia, Ambiente y Pesca) Recuperado 27 de noviembre de [www.magap.gob.ec](http://www.magap.gob.ec).

Marques, N. (2006). Muestreo , preservación e identificación de moscas de la fruta. In Manual de biología de suelos tropicales (Primera, pp. 281–286). Sao Paulo. Brasil: Escola Superior de Agricultura ‘Luiz de Queiroz’, University of São Paulo, São Paulo.

- Magaña, C., P. Hernández-Crespo, F. Ortego & P. Castañera. 2007. Resistance to malathion in field populations of *Ceratitis capitata*. *Journal of Economic Entomology* 100: 1836-1843
- Montoya, P., y Cancino, J. (2004). Control biológico por aumento en moscas de la fruta (Diptera: Tephritidae). *Folia Entomol. Mex*, 43(January), 257–270. Retrieved from <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/html/424/42443302/42443302.html>
- Montoya, P., Toledo, J., y Hernández, E. (2010). Moscas de la fruta: Fundamentos y procedimientos para su manejo. (P. Montoya y S. Arturo, Eds.) (Primera ed). Chiapas, México: SENASICA-SAGARPA.
- Molineros, J., J. O. Tigrero, & D. P. Sandoval. 1992. Diagnóstico de la situación actual del problema de las moscas de la fruta en el Ecuador. Quito – Ecuador. Comisión Ecuatoriana de Energía Atómica – Dirección de Investigaciones.
- Morales A.R., B. Cueva y P.S. Aquino. 2004. Genetic diversity and geographic distribution of *Annona cherimola* in Southern Ecuador. *Journal of ecology and application Lyonia* 7(2):159-170.
- Moreno, R. (1977). Revisión de las Técnicas de Muestreo en Entomología Aplicada. R, Moreno, 3(Bol. Serv. Plagas), 207–217.
- Nicholls, C. (2015). Control biológico de insectos: Un enfoque agroecológico. *Statewide Agricultural Land Use Baseline 2015* (Primera ed, Vol. 1). Colombia: Editorial Universidad de Antioquia. <http://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Norrbom, A. L., y Kim, K. C. 1988. A list of the reported host plant of the species of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae). *U.S. Dept. Agr., APHIS* 81-52:1-114.
- Norrbom, A.L. & C.A. Korytowski. 2009. A revision of the *Anastrepha robusta* species

- group (Diptera: Tephritidae). *Zootaxa* 2182: 1-91.
- Norrbom, A.L.; Korytkowski, C.A.; Zucchi, R.A.; Uramoto, K.; Venable, G.L.; McCormick, J.; Dallwitz, M.J. 2012. *Anastrepha* and *Toxotrypana*: descriptions, illustrations, and interactive keys. En: DELTA - Description Language for Taxonomy. [http:// delta-intkey.com/anatox/](http://delta-intkey.com/anatox/)
- Núñez, L., Gómez, R., Guarín, G., y León, G. (2004). Moscas de las frutas (Díptera: Tephritidae) y parasitoides asociados con *Psidium guajava* L. y *Coffea arabica* L. en tres municipios de la Provincia de Vélez (Santander, Colombia). *Revista Corpoica*.
- OIEA, O. I. de E. A. (2005). Guía para el Trampeo en Programas de Control de la Mosca de la Fruta en Áreas Amplias. Viena, Austria. Retrieved from <http://www-naweb.iaea.org/nafa/ipc/public/trapping-web-sp.pdf>
- Organization of the United Nations. (2016). FAOSTAT Database. Rome, Italy: FAO. Recuperado: octubre 2017 from <http://faostat3.fao.org/home/E>
- Ovruski, S., M. Aluja, J. Sivinski And R. Wharton. 2000. Hymenopteran parasitoids on fruit infesting Tephritidae (Diptera) in Latin America and southern United States: Diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biological control. *Integrated Pest Management Reviews* 5: 81-107.
- Ovruski, S. M., Schliserman, P., y Aluja, M. (2004). Indigenous parasitoids (Hymenoptera) attacking *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) in native and exotic host plants in Northwestern Argentina. *Biological Control*, 29(1), 43–57. [http://doi.org/10.1016/S1049-9644\(03\)00127-0](http://doi.org/10.1016/S1049-9644(03)00127-0)
- Pere, P. T., Roig, J., y Ramoneda, J. M. (2005). Situación Actual Del Control De La

- Mosca De La Fruta, *Ceratitis Capitata*, En España. España.
- Pinto, A., Cordeiro, M., De Andrade, S., Ferreira, F., Filgueiras, H., Alves, R., y Clement, C. (2005). *Annona* species. Fruits for the future.
- Quimio, G.M., & G.H. Walter. 2000. Swarming, delayed sexual maturation of males, and mating behavior of *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Insect Behavior* 13: 797-813
- Ripa, R., Larral, P., y Rodríguez, S. (2008). Control biológico. In R. Ripa y P. Larral (Eds.), *Manejo de plagas en paltos y cítricos* (pp. 61–68). La Cruz, Región de Valparaíso: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA.
- Ros, P. A. (1988). *La Mosca Mediterránea de la Fruta, Ceratitís capitata* Wied. *Biología y métodos de control*. Madrid - España.
- Ruiz-Montiel, C., Flores-Peredo, R., Hernández-Librado, V., Illescas-Riquelme, C. P., Domínguez-Espinosa, P. I., & Jaime C, P. (2013). *Annona liebmanniana* and *A . cherimola* x *A . reticulata* ( Magnoliales : Annonaceae ): Two New Host Plant Species of *Anastrepha ludens* ( Diptera : Tephritidae ) in Mexico ( MAGNOLIALES : ANNONACEAE ): TWO NEW HOST PLANT SPECIES OF. *Florida Entomological Society*, 96(1), 232–234.
- Scheldeman, X. (2002). Distribution and potential of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) and highland papayas (*Vasconcellea* spp.) in Ecuador. Faculty of Agricultural and Applied Biological Sciences Department Plant Production. Universiteit Gent.
- Sánchez, G., Murúa, F., Suárez, L., Van Nieuwenhove, G., Taret, G., Pantano, V., ... Ovruski, S. M. (2016). Augmentative releases of *Diachasmimorpha longicaudata*

- (Hymenoptera: Braconidae) for *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) control in a fruit-growing region of Argentina. *Biological Control*, 103, 101–107.
- Sivinski, J.M. & C. Calkins. 1986. Pheromone and Parapheromones in the Control of Tephritids. *Florida Entomology* 69: 157-168.
- Tigrero, J. O. 1992. Descripción de dos nuevas especies de Tephritidae: Toxotrypaninae, presentes en Ecuador. *Rev. Rumipamba* 9(2): 102-112.
- Tigrero, J. O. 1998. Revisión de especies de moscas de la fruta presentes en el Ecuador. Sangolquí – Ecuador. Editado por el autor. Escuela Politécnica del Ejército, Facultad de Ciencias Agropecuarias (IASA).
- Tigrero, J. O. 2007. Especies nuevas del género *Anastrepha* Schiner, (Diptera: Tephritidae). Sangolquí – Ecuador. Editorial Politécnico (ESPE). Bol. Téc. 7, Ser. Zool. 3: 9-22.
- Tigrero, J. (2009). Hospederos de moscas de la fruta presentes en Ecuador (Serie Zoológica 4-5 No. Boletín Técnico 8). Sangolquí, Ecuador.
- Van Driesche, R. ., Hoddle, M. ., y Center, T. . (2007). Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales (Primera ed). California: Universidad de California.
- Vargas, B. I., Ariza, E. T., y Arévalo, E. (2014). Directrices para el muestreo de frutos y determinación de especies hospedantes de moscas de la fruta (No. 00.10.xx.14). Bogota,DC.Colombia.Retrieved from:<https://www.ica.gov.co/Areas/Agricola/Servicios/EpidemiologiaAgricola/Documentos/Cartilla-muestreo-especies-hospedantes>
- Vargas, R., y Rodríguez, S. (2008). Dinámica de poblaciones. In R. Ripa y P. Larral (Eds.), Manejo de plagas en paltos y cítricos (pp. 99–105). La Cruz, Región de Valparaiso: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA.

- Vargas, B. I., Ariza, E. T., & Arévalo, E. (2014). Directrices para el muestreo de frutos y determinación de especies hospedantes de moscas de la fruta (No. 00.10.xx.14). Bogota, DC. Colombia.
- Vet, L.E.M. y M. Dicke. 1992. Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. *Annual Review of Entomology* 37: 141-172.
- Vilatuña, J., Sandoval, D., y Tigrero Salas, J. (2010). Manejo y control de Moscas de la fruta. (J. E. Vilatuña, D. Sandoval, y J. Tigrero Salas, Eds.) Manejo y Control de Mosca de la Fruta. (Primera Ed). Quito-Ecuador.
- Vilatuña, J., Valenzuela, P., Bolaños, J., Hidalgo, R., y Mariño, A. (2016). Hospederos de moscas de la fruta *Anastrepha* spp. Y *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) en Ecuador. *Ecuador Es Calidad: Revista Científica Ecuatoriana*, 3, 52– Retrieved from: <http://www.agrocalidad.gob.ec/revistaecuadorestcalidad/index.php/revista/article/view/31/68>
- Vinson, S.B. 1984. How parasitoids locate their hosts: a case of insect espionage. pp. 325-348. En Lewis, T., (eds.), *Insect Communication*. Royal Entomological Society of London, London, UK.
- Wharton, R. A. 1989. Classical biological control of fruit-infesting Tephritidae, pp 303-314. In: A. S. Robinson and G. Hooper (eds.) "Fruit Flies". Elsevier, Oxford,
- Wäckers, F. (2005). Suitability of (extra-) floral nectar, pollen, and honeydew as insect food sources. *Environmental Microbiology - ENVIRON MICROBIOL*, 17–74.
- White, I.M., 2006. Taxonomy of the Dacina (Diptera: Tephritidae) of Africa and the Middle East. *Afr. Entomol. Mem.* 2, 1–156.

## 9. Anexos



**Anexo 1.** Colocación de trampas, sector El Salado



**Anexo 2.** Colecta de frutas, sector Chirimoyal.





**Anexo 3.** Conteo de larvas y pupas, invernadero Universidad Nacional de Loja.



**Anexo 4.** Identificación de especímenes, laboratorio AGROCALIDAD



<b>Datos de ubicación</b>				
<b>Cantón</b>	<b>Sector</b>	<b>Código</b>	<b>Latitud</b>	<b>Longitud</b>
<b>Calvas</b>	Chirimoyal	Ch. T1	4°26'4.21"S	79°34'2.49"O
<b>Calvas</b>	Chirimoyal	Ch. T2	4°26'4.10"S	79°34'1.12"O
<b>Calvas</b>	Chirimoyal	Ch. T3	4°26'5.32"S	79°34'2.31"O
<b>Calvas</b>	Chirimoyal	Ch. T4	4°26'0.82"S	79°33'49.32"O
<b>Calvas</b>	Chirimoyal	Ch. T5	4°26'0.60"S	79°33'50.07"O
<b>Espíndola</b>	El Salado	Es. T1	4°34'55.20"S	79°23'23.83"O
<b>Espíndola</b>	El Salado	Es. T2	4°34'54.22"S	79°23'23.17"O
<b>Espíndola</b>	El Salado	Es. T3	4°34'54.81"S	79°23'22.51"O
<b>Espíndola</b>	El Salado	Es. T4	4°34'55.64"S	79°23'19.68"O
<b>Espíndola</b>	El Salado	Es. T5	4°34'56.17"S	79°23'20.86"O
<b>Paltas</b>	Tacoranga	Tc. T1	4° 5'50.78"S	79°42'31.87"O
<b>Paltas</b>	Tacoranga	Tc. T2	4° 5'50.87"S	79°42'31.92"O
<b>Paltas</b>	Tacoranga	Tc. T3	4° 5'51.27"S	79°42'33.13"O
<b>Paltas</b>	Tacoranga	Tc. T4	4° 5'53.17"S	79°42'33.09"O
<b>Paltas</b>	Tacoranga	Tc. T5	4° 5'51.99"S	79°42'31.22"O
<b>Loja</b>	Yuma	Yu. T1	4°10'33.27"S	79°13'21.61"O
<b>Loja</b>	Yuma	Yu. T2	4°10'36.47"S	79°13'18.51"O
<b>Loja</b>	Yuma	Yu. T3	4°10'35.85"S	79°13'16.81"O
<b>Loja</b>	Yuma	Yu. T4	4°10'37.55"S	79°13'15.59"O
<b>Loja</b>	Yuma	Yu. T5	4°10'38.51"S	79°13'15.75"O

**Anexo 5.** Coordenadas de ubicación de las trampas McPhail, distribuidas en las localidades de estudio.

<b>Poblaciones de frutos de chirimoya</b>		
<b>Lugar</b>	<b>Código</b>	<b>Grupo</b>
<b>Chirimoyal</b>	C002	Impresa
<b>Chirimoyal</b>	C003	Impresa doble
<b>Chirimoyal</b>	C009	Impresa
<b>Chirimoyal</b>	C012	Impresa doble
<b>Chirimoyal</b>	C028	Impresa doble
<b>El Salado</b>	S002	Lisa
<b>El Salado</b>	S007	Lisa
<b>El Salado</b>	S008	Umbonata
<b>El Salado</b>	S010	Impresa
<b>Tacoranga</b>	T004	Impresa
<b>Tacoranga</b>	T007	Lisa
<b>Tacoranga</b>	T010	Lisa
<b>Tacoranga</b>	T024	Mamilata
<b>Tacoranga</b>	T026	Impresa
<b>Tacoranga</b>	T032	Mamilata
<b>Yuma</b>	Y003	Impresa
<b>Yuma</b>	Y022	Impresa
<b>Yuma</b>	Y024	Lisa
<b>Yuma</b>	Y026	Lisa

**Anexo 6.** Poblaciones de frutos de chirimoya colectadas durante el muestreo realizado durante los meses de enero – mayo del 2018.

<b>Lugar</b>	<b>Fechas</b>	<b>Muestreo</b>	<b>Trampa</b>	<b>Especie</b>	<b>Individuos</b>
Yuma	14/12/2017	1	1	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	14/12/2017	1	1	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	14/12/2017	1	2	<i>A. grandis</i>	2
Yuma	14/12/2017	1	2	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	14/12/2017	1	3	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	14/12/2017	1	3	<i>A. aetaocelata</i>	2
Yuma	14/12/2017	1	4	<i>A. fraterculus</i>	3
Yuma	14/12/2017	1	4	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	14/12/2017	1	4	<i>A. aetaocelata</i>	1
Yuma	14/12/2017	1	5	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	28/12/2017	2	1	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	28/12/2017	2	1	<i>A. fraterculus</i>	7
Yuma	28/12/2017	2	1	<i>A. tecta</i>	3
Yuma	28/12/2017	2	2	<i>A. fraterculus</i>	3
Yuma	28/12/2017	2	2	<i>A. distincta</i>	4
Yuma	28/12/2017	2	2	<i>A. striata</i>	2
Yuma	28/12/2017	2	3	<i>A. fraterculus</i>	6
Yuma	28/12/2017	2	4	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	11/01/2018	3	1	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	11/01/2018	3	2	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	11/01/2018	3	2	<i>A. grandis</i>	1
Yuma	11/01/2018	3	3	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	11/01/2018	3	3	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	11/01/2018	3	4	<i>A. distincta</i>	2
Yuma	11/01/2018	3	4	<i>A. fraterculus</i>	10
Yuma	11/01/2018	3	4	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	25/01/2018	4	1	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	25/01/2018	4	2	<i>A. atrox</i>	1
Yuma	25/01/2018	4	2	<i>A. tecta</i>	4
Yuma	25/01/2018	4	2	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	25/01/2018	4	3	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	25/01/2018	4	3	<i>A. tecta</i>	8
Yuma	25/01/2018	4	4	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	25/01/2018	4	4	<i>A. grandis</i>	1
Yuma	25/01/2018	4	4	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	25/01/2018	4	4	<i>A. tecta</i>	5
Yuma	08/02/2018	5	2	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	08/02/2018	5	2	<i>A. tecta</i>	3
Yuma	08/02/2018	5	4	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	22/02/2018	6	3	<i>A. fraterculus</i>	9
Yuma	22/02/2018	6	4	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	22/02/2018	6	4	<i>A. distincta</i>	2
Yuma	22/02/2018	6	4	<i>A. fraterculus</i>	3

Yuma	22/02/2018	6	5	<i>A. fraterculus</i>	3
Yuma	08/03/2018	7	1	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	08/03/2018	7	2	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	08/03/2018	7	2	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	08/03/2018	7	3	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	08/03/2018	7	3	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	08/03/2018	7	4	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	08/03/2018	7	4	<i>A. distincta</i>	2
Yuma	08/03/2018	7	4	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	08/03/2018	7	5	<i>A. distincta</i>	4
Yuma	08/03/2018	7	5	<i>A. fraterculus</i>	6
Yuma	22/03/2018	8	1	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	22/03/2018	8	1	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	22/03/2018	8	3	<i>A. striata</i>	1
Yuma	22/03/2018	8	3	<i>A. fraterculus</i>	3
Yuma	22/03/2018	8	4	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	22/03/2018	8	4	<i>A. fraterculus</i>	3
Yuma	22/03/2018	8	4	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	22/03/2018	8	5	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	05/04/2018	9	1	<i>A. striata</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	1	<i>A. grandis</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	1	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	05/04/2018	9	2	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	05/04/2018	9	3	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	3	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	05/04/2018	9	4	<i>A. fraterculus</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	4	<i>A. grandis</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	4	<i>A. aetaocelata</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	5	<i>A. tecta</i>	1
Yuma	05/04/2018	9	5	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	19/04/2018	10	2	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	19/04/2018	10	3	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	19/04/2018	10	4	<i>A. fraterculus</i>	5
Yuma	19/04/2018	10	5	<i>A. fraterculus</i>	8
Yuma	19/04/2018	10	5	<i>A. grandis</i>	2
Yuma	03/05/2018	11	1	<i>A. fraterculus</i>	2
Yuma	03/05/2018	11	2	<i>A. fraterculus</i>	9
Yuma	03/05/2018	11	2	<i>A. aetaocelata</i>	1
Yuma	03/05/2018	11	3	<i>A. fraterculus</i>	11
Yuma	03/05/2018	11	4	<i>A. distincta</i>	1
Yuma	03/05/2018	11	4	<i>A. grandis</i>	1
Yuma	03/05/2018	11	4	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	03/05/2018	11	5	<i>A. fraterculus</i>	4
Yuma	03/05/2018	11	5	<i>A. aetaocelata</i>	2

<b>Yuma</b>	17/05/2018	12	1	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>Yuma</b>	17/05/2018	12	2	<i>A. fraterculus</i>	10
<b>Yuma</b>	17/05/2018	12	3	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>Yuma</b>	17/05/2018	12	4	<i>A. fraterculus</i>	9
<b>Yuma</b>	17/05/2018	12	5	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>Yuma</b>	31/05/2018	13	1	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Yuma</b>	31/05/2018	13	2	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>Yuma</b>	31/05/2018	13	3	<i>A. fraterculus</i>	10
<b>Yuma</b>	31/05/2018	13	4	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>Yuma</b>	31/05/2018	13	5	<i>A. fraterculus</i>	12
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	1	<i>A. aetaocelata</i>	1
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	3	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	3	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	3	<i>A. aetaocelata</i>	2
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	4	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	4	<i>A. aetaocelata</i>	3
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	5	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	08/12/2017	1	5	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	1	<i>A. striata</i>	1
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	1	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	3	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	3	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	4	<i>A. manihoti</i>	1
<b>El Salado</b>	22/12/2017	2	4	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	1	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	2	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	3	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	3	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	4	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	4	<i>A. distincta</i>	4
<b>El Salado</b>	05/12/2018	3	5	<i>A. tecta</i>	4
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	3	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	3	<i>A. tecta</i>	3
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	4	<i>A. tecta</i>	3
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	4	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	5	<i>A. tecta</i>	3
<b>El Salado</b>	19/01/2018	4	5	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	02/02/2018	5	3	<i>A. tecta</i>	2
<b>El Salado</b>	02/02/2018	5	4	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	02/02/2018	5	4	<i>A. atrox</i>	3
<b>El Salado</b>	16/02/2018	6	1		0
<b>El Salado</b>	02/03/2018	7	1		0
<b>El Salado</b>	16/03/2018	8	1	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	30/03/2018	9	2	<i>A. fraterculus</i>	3

<b>El Salado</b>	30/03/2018	9	4	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	30/03/2018	9	4	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>El Salado</b>	13/04/2018	10	2	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>El Salado</b>	13/04/2018	10	3	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>El Salado</b>	13/04/2018	10	5	<i>A. macrura</i>	1
<b>El Salado</b>	13/04/2018	10	5	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>El Salado</b>	27/04/2018	11	2	<i>A. fraterculus</i>	6
<b>El Salado</b>	27/04/2018	11	3	<i>T. recurcauda</i>	1
<b>El Salado</b>	27/04/2018	11	3	<i>A. fraterculus</i>	3
<b>El Salado</b>	27/04/2018	11	4	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	27/04/2018	11	4	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	1	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	1	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	2	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	4	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	4	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	5	<i>A. atrox</i>	1
<b>El Salado</b>	11/05/2018	12	5	<i>A. fraterculus</i>	6
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	2	<i>A. tecta</i>	1
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	2	<i>A. fraterculus</i>	11
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	3	<i>A. grandis</i>	1
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	3	<i>A. fraterculus</i>	15
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	4	<i>A. fraterculus</i>	8
<b>El Salado</b>	22/05/2018	13	5	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>El Salado</b>	08/06/2018	14	1	<i>A. fraterculus</i>	21
<b>El Salado</b>	08/06/2018	14	2	<i>A. fraterculus</i>	11
<b>El Salado</b>	08/06/2018	14	3	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>El Salado</b>	08/06/2018	14	4	<i>A. fraterculus</i>	14
<b>El Salado</b>	08/06/2018	14	5	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>Chirimoyal</b>	08/12/2017	1	2	<i>A. tecta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	08/12/2017	1	2	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	08/12/2017	1	3	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	08/12/2017	1	4	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Chirimoyal</b>	08/12/2017	1	5	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	1	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	2	<i>A. fraterculus</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	2	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	4	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	4	<i>A. fraterculus</i>	3
<b>Chirimoyal</b>	22/12/2018	2	5	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>Chirimoyal</b>	05/01/2018	3	1	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	05/01/2018	3	1	<i>A. fraterculus</i>	11
<b>Chirimoyal</b>	05/01/2018	3	2	<i>A. fraterculus</i>	9
<b>Chirimoyal</b>	05/01/2018	3	3	<i>A. fraterculus</i>	9

<b>Chirimoyal</b>	19/01/2018	4	3	<i>A. fraterculus</i>	14
<b>Chirimoyal</b>	19/01/2018	4	3	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	19/01/2018	4	4	<i>A. fraterculus</i>	9
<b>Chirimoyal</b>	19/01/2018	4	5	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	19/01/2018	4	5	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	1	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	1	<i>A. distincta</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	4	<i>A. grandis</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	4	<i>A. fraterculus</i>	10
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	4	<i>A. distincta</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	5	<i>A. fraterculus</i>	8
<b>Chirimoyal</b>	02/02/2018	5	5	<i>A. distincta</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	16/02/2018	6	2	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	16/02/2018	6	4	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	1	<i>A. fraterculus</i>	6
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	1	<i>A. fraterculus</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	2	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	2	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	3	<i>A. fraterculus</i>	6
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	4	<i>A. fraterculus</i>	3
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	4	<i>A. distincta</i>	3
<b>Chirimoyal</b>	02/03/2018	7	5	<i>A. fraterculus</i>	6
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	1	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	1	<i>A. distincta</i>	2
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	2	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	3	<i>A. fraterculus</i>	4
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	3	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	4	<i>A. fraterculus</i>	5
<b>Chirimoyal</b>	16/03/2018	8	5	<i>A. fraterculus</i>	7
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	1	<i>A. fraterculus</i>	11
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	2	<i>A. fraterculus</i>	12
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	3	<i>A. fraterculus</i>	9
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	4	<i>A. fraterculus</i>	8
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	4	<i>A. distincta</i>	1
<b>Chirimoyal</b>	30/03/2018	9	5	<i>A. fraterculus</i>	13
<b>Chirimoyal</b>	13/04/2018	10	1	<i>A. fraterculus</i>	10
<b>Chirimoyal</b>	13/04/2018	10	2	<i>A. fraterculus</i>	14
<b>Chirimoyal</b>	13/04/2018	10	3	<i>A. fraterculus</i>	17
<b>Chirimoyal</b>	13/04/2018	10	4	<i>A. fraterculus</i>	20
<b>Chirimoyal</b>	13/04/2018	10	5	<i>A. fraterculus</i>	14
<b>Tacoranga</b>	04/12/2017	1	1	<i>A. fraterculus</i>	0
<b>Tacoranga</b>	15/12/2017	2	2	<i>A. fraterculus</i>	3
<b>Tacoranga</b>	15/12/2017	2	4	<i>A. fraterculus</i>	3
<b>Tacoranga</b>	02/01/2018	3	3	<i>A. fraterculus</i>	1

Tacoranga	02/01/2018	3	3	<i>A. distincta</i>	1
Tacoranga	02/01/2018	3	4	<i>A. fraterculus</i>	2
Tacoranga	15/01/2018	4	0		0
Tacoranga	29/01/2018	5	2	<i>A. fraterculus</i>	1
Tacoranga	29/01/2018	5	3	<i>A. fraterculus</i>	4
Tacoranga	29/01/2018	5	3	<i>A. fraterculus</i>	1
Tacoranga	29/01/2018	5	4	<i>A. fraterculus</i>	1
Tacoranga	12/02/2018	6	1	<i>A. fraterculus</i>	3
Tacoranga	12/02/2018	6	3	<i>A. fraterculus</i>	4
Tacoranga	12/02/2018	6	5	<i>A. fraterculus</i>	3
Tacoranga	26/02/2018	7	1	<i>A. fraterculus</i>	2
Tacoranga	26/02/2018	7	3	<i>A. fraterculus</i>	12
Tacoranga	26/02/2018	7	5	<i>A. fraterculus</i>	17
Tacoranga	12/03/2018	8	2	<i>A. fraterculus</i>	19
Tacoranga	12/03/2018	8	3	<i>A. fraterculus</i>	21
Tacoranga	26/03/2018	9	1	<i>A. fraterculus</i>	8
Tacoranga	26/03/2018	9	2	<i>A. fraterculus</i>	5
Tacoranga	26/03/2018	9	3	<i>A. fraterculus</i>	6
Tacoranga	26/03/2018	9	4	<i>A. fraterculus</i>	11
Tacoranga	26/03/2018	9	4	<i>A. distincta</i>	1
Tacoranga	26/03/2018	9	5	<i>A. fraterculus</i>	21
Tacoranga	26/03/2018	9	5	<i>A. distincta</i>	1
Tacoranga	26/03/2018	9	5	<i>A. atrox</i>	1
Tacoranga	09/04/2018	10	2	<i>A. fraterculus</i>	6
Tacoranga	09/04/2018	10	2	<i>A. aetaocelata</i>	3
Tacoranga	09/04/2018	10	3	<i>A. fraterculus</i>	10
Tacoranga	09/04/2018	10	4	<i>A. fraterculus</i>	4
Tacoranga	09/04/2018	10	5	<i>A. fraterculus</i>	15

**Anexo 7.** Datos de las capturas realizadas con trampas McPhail durante el monitoreo realizado en los meses de noviembre 2017 – abril 2018 en las cuatro localidades de estudio.