

**RECONOCIMIENTO DE PARASITOIDES Y EVALUACIÓN DE UN
CEBO TÓXICO PARA EL CONTROL DE LAS MOSCAS DEL BOTON FLORAL
Dasiops spp. (DIPTERA: LONCHAEIDAE) DEL MARACUYÁ AMARILLO Y LA
PITAYA AMARILLA EN EL VALLE DEL CAUCA**

Edgar Mauricio Quintero Quintero

**TESIS DE MAESTRIA EN CIENCIAS AGRARIAS
LINEA: PROTECCION DE CULTIVOS - ENTOMOLOGIA
UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA
PALMIRA
2013**

**RECONOCIMIENTO DE PARASITOIDES Y EVALUACIÓN DE UN
CEBO TÓXICO PARA EL CONTROL DE LAS MOSCAS DEL BOTON FLORAL
Dasiops spp. (DIPTERA: LONCHAEIDAE) DEL MARACUYÁ AMARILLO Y LA
PITAYA AMARILLA EN EL VALLE DEL CAUCA**

Edgar Mauricio Quintero Quintero

**Directora:
NORA CRISTINA MESA C., Ph.D.**

**Codirector:
DEMIAN TAKUMASA KONDO R., Ph.D.**

**TESIS DE MAESTRIA EN CIENCIAS AGRARIAS
LINEA: PROTECCION DE CULTIVOS - ENTOMOLOGIA
UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA
PALMIRA
2013**



UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA
SEDE PALMIRA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ACTA DE JURADO DE TESIS

MAESTRÍA EN CIENCIAS AGRARIAS
LINEA DE INVESTIGACIÓN PROTECCIÓN DE CULTIVOS

En Palmira a los 14 días del mes de Junio de 2013, se reunió en esta Sede el Jurado Calificador de Tesis, integrado por los profesores ARTURO CARABALI y JUAN HUMBERTO GUARÍN.

Para calificar la Tesis de Grado de:

EDGAR MAURICIO QUINTERO QUINTERO

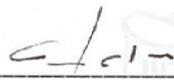
Titulada:

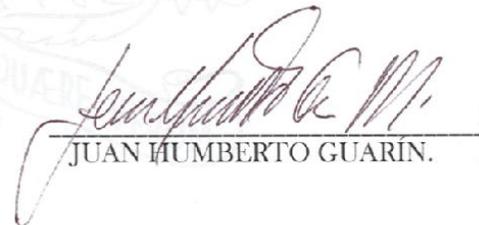
“Reconocimiento de parasitoides y evaluación de un cebo toxico para el control de las moscas del botón floral *Dasiops* spp. (Diptera: Lonchaeidae) del maracuyá y la pitaya amarilla en el Valle del Cauca” bajo la dirección de Nora Cristina Mesa Cobo PhD y Demian Takumasa Kondo Rodríguez

Después de oír el informe del jurado evaluador compuesto por los docentes ARTURO CARABALI y JUAN HUMBERTO GUARÍN, y de haber cumplido con el proceso de evaluación, la tesis fue calificada como:

APROBADA

REPROBADA


ARTURO CARABALI


JUAN HUMBERTO GUARÍN.

AGRADECIMIENTOS

Primero quiero dar gracias a Dios, puesto que él es el motor de mi vida, quien me da las fuerzas y la sabiduría para levantarme cada día y afrontar con alegría todas las situaciones que se presentan en la vida. Sin él nada de esto hubiera sido posible.

Nuevamente a Dios por darme a mi esposa y mis hijas, quienes han sido el motivo de todo este esfuerzo. A mis padres por sus enseñanzas desde niño y por haberme brindado todo su apoyo en momentos difíciles.

Al Dr. Demian Takumasa Kondo R., Entomólogo, Investigador del Área de Entomología de la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria CORPOICA C.I. Palmira, por su incondicional ayuda al transmitir mucho de su vasto conocimiento sobre el tema.

A la Dra. Nora Cristina Mesa, docente de la Universidad Nacional de Colombia sede Palmira, por ser un soporte y apoyo constante, y por ser una guía en mi formación profesional.

Al Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural y Asohofrucol por financiar estos proyectos, a Agronilo, Productora de Jugos, ASORUT, Ingenieros Agrónomos Asociados, y a todas las instituciones, agricultores, ingenieros agrónomos, técnicos y personas que participaron en los proyectos, por facilitar sus predios para la realización de estos estudios. Al Sr. Jades Jiménez (Productos Biológicos Perkins Ltda.) por proveer los parasitoides *Pachycrepoideus vindemmiae*.

A los estudiantes de pregrado, que estuvieron vinculados a los proyectos de investigación, por la cooperación en la toma de los datos para la construcción de este documento. A los Srs. Adolfo Arias y Humberto Rodríguez, auxiliares de investigación del laboratorio de entomología de Corpoica, por su desinteresada y valiosa labor al facilitar las labores de laboratorio y campo exigidas por los experimentos.

A los Ingenieros agrónomos Hugo Kuratomi y Adolfo Trochez (Q.E.P.D.), por compartir todas sus experiencias a lo largo de todos estos años.

Al Dr. Steve Heydon (UC Davis) por la identificación de Braconidae y Pteromalidae, y al Dr. Matthew Buffington (Systematic Research Laboratory, USDA) por la identificación del Figitidae. Al Dr. Cheslavo Korytkowski de la Universidad de Panamá, por la identificación de loncheidos (Diptera: Lonchaeidae). A la Dra. Catherine Ann Tauber (University of California, Davis) por la identificación del Chrysopidae. Al Dr. Kris A. G. Wyckhuys por facilitarme sus artículos científicos que se citan en este trabajo; y a todas las personas que contribuyeron con sus fotos.

A mis amigos, familiares que de alguna forma contribuyeron en este proceso. A todos doy gracias porque sin su ayuda, la realización de este trabajo no hubiera sido exitosa.

RESUMEN

Actualmente, el control de las moscas de los botones florales del maracuyá amarillo *Dasiops inedulius* Steyskal y de la pitaya amarilla, *D. saltans* Townsend (Diptera: Lonchaeidae), se basa en aplicaciones de insecticidas de amplio espectro que contaminan el medio ambiente y afectan negativamente la entomofauna benéfica (p.ej., enemigos naturales y polinizadores). Los objetivos principales de este estudio fueron la evaluación de un cebo tóxico de origen natural y la búsqueda de parasitoides para el control de las moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y la pitaya amarilla, *D. inedulius* y *D. saltans*, respectivamente, en el Valle del Cauca, Colombia. En el presente estudio se colectaron cuatro parasitoides de *D. inedulius*, i.e., uno de tipo larva-pupa identificado como *Utetes anastrephae* (Viereck) (Hymenoptera: Braconidae), y tres parasitoides de pupas identificados como *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani, *Spalangia* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae) y *Aganaspis* sp. (Hymenoptera: Figitidae). No se recuperaron parasitoides de *D. saltans*. En el campo se observaron daños ocasionados por insectos depredadores sobre pupas centinelas de *D. inedulius* y *D. saltans*, y en cultivos de maracuyá amarillo se encontró la presencia de una larva de Chrysopidae (Neuroptera) relacionada con los daños. Se evaluó la efectividad de un parasitoide generalista de pupas de dípteros, *P. vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae), contra poblaciones de *D. inedulius* y *D. saltans*, en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla en el Valle del Cauca. La capacidad de desplazamiento de *P. vindemmiae* se evaluó colocando bolsas de tul con pupas centinelas de *Dasiops* spp. en el suelo a 0, 3, 5, 7 y 10 m de distancia desde el punto de liberación de *P. vindemmiae*. Las bolsas de liberación de *P. vindemmiae* se colocaron a la altura de los botones florales, de las cuales emergieron aproximadamente 300 adultos del parasitoide. Cada bolsa de pupas centinelas contenía 20 pupas de *Dasiops* spp., las cuales se removieron después de dos semanas para evaluar el nivel de parasitismo y relación de sexos del parasitoide. Se observaron diferencias en el parasitismo en las dos localidades, con un máximo del 12% y 50% en Toro y Palmira respectivamente. Pupas de *Dasiops* spp. de 2, 4, 6, 8, 10, 12 días se expusieron al parasitoide en condiciones de laboratorio y se observó que el mayor parasitismo ocurre sobre pupas de dos días. Del material recuperado del campo se encontró que la proporción de macho:hembra es de 1:1. Se realizaron experimentos con un cebo tóxico de origen natural a base de *Saccharopolyspora spinosa* en los municipios de Palmira y Toro, en el departamento del Valle del Cauca, destacándose como una nueva alternativa para el control de *D. inedulius* en maracuyá amarillo, ya que en las dos localidades mantuvieron los niveles de daño por debajo del manejo convencional del agricultor y el testigo absoluto. Se provee una lista de enemigos naturales de *D. inedulius* tomada mediante muestreos de botones florales de maracuyá, uso de pupas centinelas, e información en la literatura científica. Para el control de la mosca del botón floral del maracuyá, *D. inedulius*, se propone una estrategia de manejo integrado de plagas que le permitirán al productor mantener las poblaciones de *D. inedulius* reguladas con diferentes herramientas, i.e., enemigos naturales que se pueden incorporar en diferentes etapas de la fenología de *D. inedulius*, uso de cebos tóxicos de baja toxicidad, recolección de botones con síntomas de daño, y monitoreo con el uso de trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada, interviniendo en diferentes estados de desarrollo, cortando ciclos y disminuyendo así futuras generaciones del insecto.

Palabras clave: *Dasiops*, enemigos naturales, cebo tóxico, pupas centinelas, , parasitoides.

ABSTRACT

Currently, the control of the flower-bud flies of yellow passionfruit *Dasiops inedulius* Steyskal and yellow pitaya, *D. saltans* Townsend (Diptera: Lonchaeidae), is based on applications of broad-spectrum insecticides that pollute the environment and adversely affect the beneficial insect fauna (eg., natural enemies and pollinators). The main objectives of this study were the evaluation of a naturally occurring toxic bait and search for parasitoids to control the flower-bud flies of yellow passion fruit and yellow pitaya, *D. inedulius* and *D. saltans*, respectively, in the State of Valle del Cauca, Colombia. In the present study, four parasitoids of *D. inedulius*, i.e., one larva-pupa type parasitoid identified as *Utetes anastrephae* (Viereck) (Hymenoptera: Braconidae), and three parasitoids of pupae, identified as *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani, *Spalangia* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae) and *Aganaspis* sp. (Hymenoptera: Figitidae) were collected. No parasitoids were recovered from *D. saltans*. Damage by insect predators on sentinel pupae of *D. inedulius* and *D. saltans* was observed in the field, and on yellow passion fruit crops, a chryopid larva (Neuroptera: Chrysopidae) was found associated with damaged sentinel pupae. We evaluated the effectiveness of a generalist parasitoid pupae of Diptera, *P. vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae), against populations of *D. inedulius* and *D. saltans* in yellow passion fruit crops and yellow pitaya in Valle del Cauca. The dispersion capacity of *P. vindemmiae* was evaluated by placing mesh bags with *Dasiops* spp. sentinel pupae in the soil at 0, 3, 5, 7 and 10 m away from the release point of *P. vindemmiae*. Release bags of *P. vindemmiae* were placed at the height of the flower buds; about 300 adult parasitoids emerged from each release bag. Twenty sentinel pupae of *Dasiops* spp. were put into a mesh bag, and were removed after two weeks to assess the level of parasitism and sex ratio of the parasitoid. There were differences in parasitism rates in the two locations, with a maximum of 12% and 50% in Toro and Palmira, respectively. 2, 4, 6, 8, 10, 12 days old *Dasiops* spp. pupae were exposed to the parasitoid under laboratory conditions and it was found that the highest parasitism of pupae occurs on two days old pupae. On field recovered pupae, the male: female ratio was 1:1. Experiments were performed with a toxic bait based on *Saccharopolyspora spinosa* in the municipalities of Palmira and Toro, in the department of Valle del Cauca, standing out as a new alternative for the control of *D. inedulius* in yellow passion fruit, as in the two localities, damage levels remained below the conventional management of the farmer and the absolute control. A list of recorded natural enemies of *D. inedulius* on passionfruit flower-buds, collected by the use of sentinel pupae, and information in the scientific literature is provided. For the control of the passionfruit flower-bud fly, *D. inedulius*, an integrated pest management strategy that will allow the producer to maintain populations of *D. inedulius* under control with different tools, i.e., natural enemies that can be incorporated at different stages of the phenology of *D. inedulius*, use of low-toxic baits, collection of flower-buds with signs of damage, and monitoring using McPhail traps baited with hydrolyzed protein, intervening at different stages of development, cutting cycles and decreasing future generations of the insect is proposed.

Keywords: *Dasiops*, natural enemies, toxic baits, sentinel pupae, parasitoids.

TABLA DE CONTENIDO

| | PAG. |
|--|-----------|
| RESUMEN (ABSTRACT) | 5 |
| 1. INTRODUCCIÓN | 12 |
| 2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA | 13 |
| 3. REVISIÓN DE LITERATURA | 14 |
| 3.1. El cultivo del maracuyá amarillo <i>Passiflora edulis</i> fo. <i>flavicarpa</i> O. Degener | 14 |
| 3.1.1. La mosca del botón floral del maracuyá amarillo <i>Dasiops inedulis</i> Steyskal (Diptera: Lonchaeidae) | 17 |
| 3.2. El cultivo de la pitaya amarilla <i>Selenicereus megalanthus</i> (K. Schum. ex Vaupel) Moran | 20 |
| 3.2.1. La mosca del botón floral de la pitaya amarilla <i>Dasiops saltans</i> Townsend (Diptera: Lonchaeidae) | 23 |
| 3.3. Estrategias de manejo de las moscas del botón floral del maracuyá y la pitaya amarilla | 25 |
| 3.3.1. Control Cultural | 25 |
| 3.3.2. Control Químico | 26 |
| 3.3.3. Captura de adultos con trampas McPhail | 27 |
| 3.3.4. Enemigos naturales de la familia Lonchaeidae | 29 |
| 5. OBJETIVO GENERAL | 32 |
| 5.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS | 32 |
| 6. MATERIALES Y METODOS | 32 |
| 6.1. Determinación de enemigos naturales de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá y pitaya amarilla en el Valle del Cauca | 32 |
| 6.2. Evaluación del parasitoide de pupas <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae) como controlador biológico de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá y pitaya amarilla | 36 |
| 6.3. Evaluación de un cebo toxico y otros productos químicos como control de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla. | 41 |
| 7. RESULTADOS | 48 |
| 7.1. Identificación de especies de moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y de la pitaya amarilla | 48 |
| 7.2. Determinación de enemigos naturales de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla en el Valle del Cauca | 48 |
| 7.2.1. Parasitoides de <i>D. inedulis</i> | 48 |
| 7.2.2. Parasitoides de <i>D. saltans</i> | 49 |
| 7.3. Evaluación del parasitoide de pupas <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae) como controlador biológico de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá y pitaya amarilla | 49 |
| 7.4. Evaluación de un cebo y otros productos químicos como control de <i>Dasiops</i> spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla. | 54 |
| 7.4.1. Evaluación de un cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB como control químico de <i>Dasiops inedulis</i> | 54 |

| | |
|--|-----------|
| 7.4.2. Evaluación de un cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB como control químico de <i>Dasiops saltans</i> | 56 |
| 8. DISCUSIÓN | 61 |
| 8.1. Enemigos naturales de <i>Dasiops</i> spp. | 61 |
| 8.2. Observaciones de parasitismo de <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> | 62 |
| 8.3. Manejo integrado de plagas (MIP) | 63 |
| 9. CONCLUSIONES | 66 |
| 10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS | 67 |

LISTA DE FIGURAS

| | PAG |
|--|-----|
| Figura 1. Botones florales de maracuyá en cámara de emergencia para la obtención de larvas de <i>D. inedulís</i> . | 33 |
| Figura 2. Botones florales de pitaya amarilla con coloración rojiza (síntoma de daño) en cámara de emergencia para obtención de larvas de <i>D. saltans</i> . | 34 |
| Figura 3. Bolsas de tul con “pupas centinelas” de <i>D. saltans</i> , metodología utilizada para la colecta de parasitoides de pupas en campo. | 36 |
| Figura 4. Observaciones en laboratorio para evaluar parasitismo y preferencia de <i>P. vindemmiae</i> sobre pupas de <i>Dasiops</i> spp. y <i>Musca domestica</i> . | 38 |
| Figura 5. Observaciones en campo de parasitismo y desplazamiento de <i>P. vindemmiae</i> sobre pupas de <i>D. inedulís</i> a cinco distancias. | 39 |
| Figura 6. Control de calidad de emergencia a material comercial de <i>P. vindemmiae</i> en laboratorio. | 40 |
| Figura 7. Observaciones de emergencia de <i>P. vindemmiae</i> con diferentes métodos de liberación en condiciones de laboratorio. | 41 |
| Figura 8. A. Aplicación de cebo tóxico. B. Tamaño de gota después de aplicación de cebo tóxico. | 43 |
| Figura 9. Botones florales de pitaya amarilla. Nótese los botones florales de coloración rojiza síntoma de daño (ver círculo rojo). | 47 |
| Figura 10. Adulto de <i>Utetes anastrephae</i> en una hoja de maracuyá amarillo visto en campo. | 48 |
| Figura 11. Parasitoides encontrados en campo A. <i>Aganaspis</i> sp. (Hymenoptera: Figitidae). B. <i>Utetes anastrephae</i> Viereck (Hymenoptera: Braconidae). C. <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae). D. <i>Spalangia</i> sp. (Hymenoptera: Pteromalidae). | 49 |
| Figura 12. A. Chinche depredador <i>Zelus</i> sp. (Hemiptera: Reduviidae) sobre botón floral. B. Capsulas pupales con daño por depredadores. C. Larva de Chrysopidae (posiblemente <i>Leucochrysa</i> sp.) con pedazos de una pupa de <i>D. inedulís</i> adheridos a su cuerpo. | 49 |
| Figura 13. A. Pupa de <i>D. inedulís</i> parasitada por <i>P. vindemmiae</i> . B. Disección de pupas para evaluar parasitismo. | 51 |
| Figura 14. Porcentaje de parasitismo y emergencia de <i>P. vindemmiae</i> sobre <i>Dasiops</i> spp. en el laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29.8 \pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo. | 51 |
| Figura 15. Porcentaje de parasitismo de <i>P. vindemmiae</i> sobre pupas de <i>D. inedulís</i> a diferentes edades, en el laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29,8 \pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo. | 52 |
| Figura 16. A. Hembra de <i>P. vindemmiae</i> . Nótese abdomen puntiagudo y | 53 |

| | | |
|-------------------|--|-----------|
| | ovipositor extendido. B. Macho de <i>P. vindemmiae</i> . Nótese abdomen redondeado. | |
| Figura 17. | Porcentaje de parasitismo de <i>P. vindemmiae</i> sobre pupas de <i>D. inedul</i> <i>is</i> , para las localidades de Palmira y Toro en el Valle del Cauca. | 54 |
| Figura 18. | <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> recuperada de una pupa en el experimento en campo. | 54 |
| Figura 19. | Efecto de los tratamientos sobre la infestación (%) de <i>D. inedul</i> <i>is</i> en las localidades de Toro y Palmira, durante los meses de diciembre 2009 y enero 2010. | 56 |
| Figura 20. | Análisis combinado para la infestación (%) promedio de <i>D. inedul</i> <i>is</i> en cultivos de maracuyá en el Valle del Cauca, durante los meses de diciembre 2009 y enero 2010. | 56 |
| Figura 21. | Botones florales de pitaya amarilla en la séptima semana de floración, momento en el que se observó el mayor número de botones abortados por daños fisiológicos (ver círculo rojo). | 57 |
| Figura 22. | Botón floral de pitaya amarilla afectado por un problema fisiológico. Nótese el adelgazamiento en el tubo polínico, además de la ausencia de larvas y daño de <i>D. saltans</i> . | 57 |
| Figura 23. | Porcentaje de botones florales dañados y fruta cosechada para cada tratamiento, en cultivo de pitaya. Finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010. | 58 |
| Figura 24. | Porcentaje de botones florales dañados por: Abscisión natural (AN), <i>Dasiops saltans</i> y <i>Fusarium</i> sp. en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010. | 59 |
| Figura 25. | Porcentaje de botones florales afectados por <i>D. saltans</i> en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010. Las medias con la misma letra no son significativamente diferentes a $\alpha = 0.05$. | 60 |
| Figura 26. | Producción de pitaya amarilla en kilogramos, obtenida en un lote de 3200 m ² en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca, durante los meses diciembre 2010 a enero 2011. Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios Duncan al 5%. | 61 |
| Figura 27. | Alternativas de manejo y monitoreo en tres etapas de desarrollo del ciclo de vida de <i>D. inedul</i> <i>is</i> . A. Chinche depredador <i>Zelus</i> sp. B. Arañas cazadoras. C. Aplicación de cebo tóxico. D. Monitoreo de adultos con trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada. E. Mosca adulta de <i>D. inedul</i> <i>is</i> . F. <i>P. vindemmiae</i> . G. <i>Spalangia</i> sp. H. <i>Aganaspis</i> sp. I. Pupa de <i>D. inedul</i> <i>is</i> . J. <i>Utetes anastrephae</i> . K. <i>Utetes</i> sp. L. Eliminación de botones florales con síntomas de daño. M. Larva de <i>D. inedul</i> <i>is</i> . | 66 |

LISTA DE TABLAS

| | PAG |
|---|-----------|
| Tabla 1. Ubicación de cultivos comerciales donde se realizaron las colectas de botones florales de maracuyá amarillo. | 33 |
| Tabla 2. Ubicación de cultivos comerciales donde se realizaron las colectas de botones florales de pitaya amarilla. | 35 |
| Tabla 3. Ubicación de cultivos comerciales donde se ubicaron las pupas centinelas para la captura de parasitoides del estado pupal de <i>Dasiops</i> spp. | 36 |
| Tabla 4. Ubicación de cultivos comerciales donde se ubicaron las pupas centinelas para observar el parasitismo <i>P. vindemniae</i> sobre pupas de <i>Dasiops</i> spp. a cinco distancias. | 39 |
| Tabla 5. Características de los insecticidas utilizados en el experimento en maracuyá amarillo. | 42 |
| Tabla 6. Características de los insecticidas utilizados en el experimento en pitaya amarilla. | 45 |
| Tabla 7. Listado de enemigos naturales de <i>D. inedulis</i> . | 50 |
| Tabla 8. Datos cuantificados para las cinco variables evaluadas en los cuatro tratamientos con relación al número de botones florales sanos al inicio del experimento. | 58 |

1. INTRODUCCION

La tendencia moderna por parte de los consumidores de los países industrializados es mostrar preferencia por productos naturales con origen de montaña andina tropical, colores, sabores y aromas nuevos y propiedades funcionales (Delgado *et al.* 2010a). Muchas frutas colombianas tienen estas características, como es el caso del maracuyá por ser un fruto con un sabor intenso y alta acidez, cualidades que le permiten convertirse en una base fuerte para bebidas industrializadas. Por otro lado, la pitaya amarilla, que sin lugar a dudas es una de las mejores frutas tropicales, es atractiva por la apariencia diferente y tropical, tiene gran aceptación por su excelente sabor y textura suave, es saludable, fácil de comer en cualquier lugar y resistente al manipuleo y transporte (Delgado *et al.* 2010a). En cuanto al productor se refiere la pitaya es una fruta con mucho potencial puesto que todavía existe una demanda sostenida y los precios son muy atractivos (Delgado *et al.* 2010a).

Prueba de esto es el incremento en el área de siembra de este cultivo; en el 2008 se sembraban 478 ha a nivel nacional con una producción de 3.972 toneladas, y en el 2009 se sembraron 136 ha más, para una producción nacional de 5104 toneladas; en el 2011 se sembraron 691 ha, con una producción de 6578 toneladas de las cuales el Valle del Cauca tiene una participación del 11,42% (Agronet 2012).

En el caso del maracuyá, que es la pasiflora económicamente más importante con una producción mundial de aproximadamente 640.000 ton/año (Ocampo y Wyckhuys 2012), en Colombia para el 2008 se reportaban 5.707 ha con una producción total de 103.972 toneladas y para el 2009, 5.621 ha con una producción de 91.312. En el 2011, se sembraron 5.321 ha de las cuales el Valle del Cauca tiene una participación del 15,23%, siendo el tercer producto más importante a nivel nacional (Agronet 2012).

Sin embargo la producción de los dos cultivos se ve afectada por diversos problemas fitosanitarios, entre los que se destacan las moscas de los botones florales, *Dasiops inedulis* para maracuyá y *Dasiops saltans* para pitaya, que adquieren importancia, debido a que sus larvas barrenan las anteras, provocando la caída del botón floral (Ambrecht *et al.* 1986; López y Ramírez 1998).

Los agricultores, han enfocado su manejo al control químico, realizando aplicaciones semanales de insecticidas de amplio espectro (Wyckhuys *et al.* 2011), con consecuencias que resultan en resistencia por parte de plagas y enfermedades fitopatológicas y la contaminación del medio ambiente (Delgado *et al.* 2010a)

En este trabajo se presentan los resultados de investigación relacionada con búsqueda de parasitoides de *Dasiops inedulis* y *D. saltans*, observaciones de parasitismo de *Pachycrepoideus vindemniae*, y la evaluación de productos químicos como opciones de manejo de las moscas de los botones florales.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Tanto el maracuyá amarillo como la pitaya amarilla son frutales incluidos en la apuesta exportadora 2006 – 2020 realizada por el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, lo que indica que estos cultivos fueron catalogados como productos agropecuarios altamente competitivos para ampliar el mercado internacional, y en ambos casos el Valle del Cauca fue identificado como una de las regiones del país que ofrece las mejores condiciones para su producción (MADR 2006).

Sin embargo, la producción de dichos cultivos se ve afectada por las moscas del botón floral del género *Dasiops* Rondani, sus larvas barrenan las anteras inmaduras y el ovario, provocando la caída del botón floral (Ambrecht *et al.* 1986).

En el año 1986, Ambrecht *et al.* (1986) reportaron en cultivos de maracuyá del Valle del Cauca, un de daño (%) promedio de 45,59%, y en 1988, Vergara y Pérez (1988), reportaron en cultivos de pitaya pérdidas de botones superiores al 50%.

Desde estas fechas, no se han realizado nuevos estudios que corroboren esta información, lo que genera desconocimiento de la gravedad del problema y de la forma de manejarlo. Prueba de esto, son las aplicaciones semanales de insecticidas de amplio espectro realizadas por los agricultores enfocadas a evitar la caída del botón floral.

En Colombia se han realizado muy pocos trabajos relacionados con el género *Dasiops* Rondani, y se conoce muy poco sobre los enemigos naturales de *Dasiops inedulis*, y nada sobre los enemigos naturales de *D. saltans*.

Por lo cual se hace necesario obtener información básica que permita generar criterios técnicos para un plan de manejo de las moscas del botón floral, que incluya el conocimiento de la incidencia e importancia de sus enemigos naturales.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. El cultivo del maracuyá amarillo *Passiflora edulis* fo. *flavicarpa* O. Degener

El maracuyá amarillo (*Passiflora edulis* Sims fo. *flavicarpa* O. Deg.), pertenece a la familia Passifloraceae, también llamado fruta de la pasión o pachita, es originario del trapecio amazónico, especialmente de Brasil, el mayor productor mundial; botánicamente es una enredadera muy vigorosa y de rápido desarrollo, presentando zarcillos útiles para su hábito trepador, flores pentámeras hermafroditas muy vistosas, sépalos blancos y ovario tricorpelar (García 2002). Ha sido introducida y cultivada en la mayoría de las regiones tropicales y subtropicales del planeta y posee importancia comercial en Australia, Hawái, África del Sur y Brasil (Knight y Sauls 1994).

En Brasil el maracuyá es un cultivo tradicional, de una alta producción tanto para consumo interno como para exportación. Este cultivo se ha desarrollado también en Colombia, Ecuador y más recientemente en Costa Rica, Perú y Venezuela. Su producción comercial se inició en Australia en los años 40, dirigida al mercado europeo; posteriormente, empresas europeas lo llevaron a Kenia, Sudáfrica y otros países del mismo continente (Gutiérrez y Pulido 1989).

El maracuyá amarillo es una fuente de proteínas, minerales, vitaminas, carbohidratos y grasas. La composición de la fruta es de 50–60% cáscara, 30–40% jugo y 10–15% semilla, siendo el jugo el producto de mayor importancia, con base al peso (Reina *et al.* 1997). En general, el jugo es rico en carbohidratos, ácidos orgánicos y vitaminas A y C (Reina *et al.* 1997). La fruta se caracteriza por su intenso sabor y su alta acidez, razones por las cuales se utiliza como base para preparar bebidas industrializadas (Gutiérrez y Pulido 1989).

Los usos del maracuyá son diversos, desde su principal presentación en el mercado internacional como jugo simple o concentrado, que después se desdobra para ser utilizado en variadas formas en la industria de bebidas o industria láctea y de repostería, hasta el consumo de la fruta fresca en los mercados regionales de los países productores (Olaya 1992; Gómez *et al.* 1995).

También se utiliza para la extracción de pectinas, en la industria de alimentos para animales, en la extracción de aceite de sus semillas para la alta cocina, las hojas son materia prima en la industria farmacéutica, en la perfumería y en la cosmetología, la belleza de su flor le permite un lugar privilegiado como planta de ornato (Olaya 1992; Gómez *et al.* 1995).

Finalmente, su penetrante aroma y su riqueza en minerales y en vitaminas A y C, le permite ser utilizado como complemento de productos multivitamínicos, base de yogurts, dulces y para generar nuevos sabores en la industria de jugos y otras bebidas en países desarrollados (Olaya 1992; Gómez *et al.* 1995).

A partir de 1940, el mercado mundial de este producto crece continua aunque lentamente (Gómez *et al.* 1995). En 1970, siete países cubrían entre el 80 y 90% de la producción que ingresaba al mercado mundial; p.ej., Hawái, Islas Fiyi, Australia, Kenia, Sudáfrica, Nueva Guinea y Nueva Zelanda (Gómez *et al.* 1995).

El centro de producción de maracuyá cambio radicalmente a partir de los años 80 y se ubica hoy en día en América Latina, siendo; Brasil, Colombia, Ecuador y Perú los principales países productores y exportadores (Gómez *et al.* 1995). El maracuyá también se produce en Venezuela, República Dominicana, Granada, Trinidad y Tobago, Guadalupe, Guayana, St. Vincent, Surinam, El Salvador, Costa Rica, Puerto Rico, Cuba, Chile y México, aunque en mucha menor extensión (Gómez *et al.* 1995).

A nivel internacional, históricamente se han presentado varios períodos de impulso del cultivo de maracuyá (Schweintesiuss *et al.* 1997). El primer país que inició la producción de maracuyá a nivel comercial fue Australia, en los años 40, donde la planta fue introducida en 1861, y en la década de 1930 se reportó la primera producción para el mercado, no obstante, este país nunca ha participado de manera importante en el mercado mundial de la fruta o del jugo (Schweintesiuss *et al.* 1997). Posteriormente fue promovido por empresas australianas y europeas, en Kenia, Sudáfrica y otros países del continente Africano (Schweintesiuss *et al.* 1997). En los 70's el desarrollo del cultivo adquirió gran relevancia en Brasil, en los 80's en Colombia y Ecuador y en los 90's en Perú, Venezuela y Costa Rica, por sólo mencionar algunos casos, a manera de ejemplo, ya que el maracuyá se cultiva en 37 países de los 5 continentes (Schweintesiuss *et al.* 1997).

El cambio de la producción de traspatio a la comercial ha sido un proceso largo en todos los países, dependiendo de apoyos gubernamentales y compromisos por parte de la agroindustria (Gómez *et al.* 1995; Cárdenas 2006; Jaramillo *et al.* 2009). No todos los países han podido realizar exitosamente este cambio por falta de los condicionantes mencionados (Gómez *et al.* 1995; Cárdenas 2006; Jaramillo *et al.* 2009). En Colombia, el proceso de aceptación duró aproximadamente 20 años, mientras en Filipinas y en México, después de un pequeño auge, prácticamente ha desaparecido el cultivo, aunque algunas familias mantienen la producción a nivel local (Gómez *et al.* 1995; Cárdenas 2006; Jaramillo *et al.* 2009).

Australia y Hawái, son dos de los países que más han fomentado la investigación sobre el cultivo, usos y mercadeo del maracuyá en beneficio de todos los países productores; les siguen en importancia en avances en investigación Colombia y Brasil que han realizado también aportes de gran relevancia para la producción de maracuyá (Gómez *et al.* 1995; Jaramillo *et al.* 2009).

En la década de los sesenta del siglo XX, se introdujeron a Colombia los primeros materiales de maracuyá procedentes de Brasil, Hawái y Venezuela, que poseían características deseables bien definidas como: color, tamaño, rendimiento, grados Brix, precocidad, producción, sanidad y longevidad, dando inicio al cultivo comercial en el país (MADR 2006).

El cultivo del maracuyá ha tenido un rápido desarrollo en Colombia gracias a varios factores, entre los cuales están su buena adaptación y rusticidad, la rapidez de su producción, su vocación agroindustrial, así como su demanda y aceptación en los mercados internacionales; a la actividad de investigación y promoción por parte del Estado, a través del ICA en los años de 1960 y 1970, y de los empresarios privados, como es el caso de la empresa Grajales Hermanos, quienes iniciaron su producción, transformación comercial y exportación en la década de los 80s (Cirad 1992; Schwentesius *et al.* 1996).

En el año 2004, en Colombia, el maracuyá ocupaba un área de aproximadamente 4.675 hectáreas con una producción promedio de 80,4 toneladas, presentando un crecimiento anual del 6% (DANE 2010), exportando el país el 70% de la producción (MADR 2006).

De acuerdo con el Ministerio de Agricultura, en el 2005 los rendimientos promedios se presentaron una tendencia a la estacionalidad desde el 2001 con ligeros incrementos en el 2002 y 2003 (MADR 2006). El área en el mismo período creció en un 40% impulsada por la agroindustria y la exportación (MADR 2006). Los promedios en rendimiento han sido muy variables a través de los años en las diferentes zonas productoras y considerase aceptable de 20 a 25 ton/ha, en cuanto a costos de producción y respuesta de la planta a ambientes adecuados (MADR 2006).

Existe una notable brecha tecnológica entre el grueso de los pequeños productores y los productores de tipo empresarial, de acuerdo con la SAG (Secretaría de agricultura y ganadería del Valle del Cauca) y la Gobernación del Valle (2002), la brecha tecnológica en rendimiento entre el cultivo tradicional y con tecnología óptima se sitúa en 50 ton/ha vs. 20 ton/ha (MADR 2006).

En Colombia existen cultivos en casi todos los departamentos cruzados por las cordilleras (García 2002). El maracuyá se cultiva comercialmente en 19 departamentos de Colombia siendo Huila, Valle del Cauca, Córdoba y Meta los principales tanto en área como en producción (MADR 2006). La Costa Atlántica ha presentado desarrollos importantes en los últimos años, en Casanare, Cesar, Córdoba y Magdalena (MADR 2006). En algunos departamentos productores de café como Caldas y Risaralda, ha sido posible introducir el maracuyá como alternativa de diversificación, constituyéndose como un importante renglón (MADR 2006). Estos materiales de maracuyá fueron traídos de Brasil, Hawái y Venezuela (Gutiérrez y Pulido 1989).

Colombia ha participado en el mercado mundial de manera variable; en 1993 aportó del 60 al 70%, aunque en el 1994 contribuyó sólo el 7,3% (Schwentesius *et al.* 1996). En este país el ICA promovió ampliamente el cultivo al tiempo que se dio un fuerte soporte técnico y créditos accesibles a los productores por parte de la Caja de Crédito Agrario y de la Federación Nacional de Cafeteros (Schwentesius *et al.* 1996).

El país dirige sus exportaciones de jugo y pulpa de maracuyá principalmente a los mercados de EE.UU., Holanda y Puerto Rico (Tafur *et al.* 2006). La exportación de pasifloráceas frescas (incluyendo maracuyá) fueron del orden de 4,42 millones de dólares

en 2005 (60% más que en el 2004) (Tafur *et al.* 2006). Las exportaciones como fruta procesada en cambio cayeron en el 2005 respecto al 2004, y en el caso específico de maracuyá disminuyó en casi 40% (Tafur *et al.* 2006).

Los costos de producción totales para el cultivo de maracuyá en Colombia corresponden a 31,4% de mano de obra, 47,5% a insumos donde se incluyen las plántulas pesticidas, fertilizantes, herramientas y equipos, y un 21,0% a otros costos como transporte y asesoría técnica. La fase de instalación del cultivo eroga un total de 1.695 dólares, mientras que el total del segundo y tercer año es de 1.665 dólares; además de 1.430 dólares en otros costos (Cárdenas 2006).

Entomofauna

En la lista de insectos dañinos en Colombia realizada por Posada (1989), se registraron 14 organismos afectando al maracuyá amarillo en Colombia: 2 Clases, 7 Órdenes, 10 Familias, incluyendo 13 especies de insectos y un ácaro, catalogadas como potencialmente dañinas para el cultivo del maracuyá. Dentro de la lista se mencionan para la clase Arachnida, la especie *Tetranychus mexicanus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), y para la clase Insecta, las siguientes especies, *Gargaphia lunulata* (Mayr) (Hemiptera: Tingidae), *Hexaleurodicus* sp. (Hemiptera: Aleyrodidae), *Selenaspidus articulatus* (Morgan) (Hemiptera: Diaspididae), *Ceroplastes* sp. pos. *cirripediformis* (Comstock) (Hemiptera: Coccidae), *Phyllophaga* sp. (Coleoptera: Scarabaeidae), *Agraulis vanillae* (L.), *Dione juno* (Cramer), *Eueides isabella-hubneri* Ménétríés (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae), *Langsdorfia* sp. (Lepidoptera: Cossidae), *Trigona amalthea* (Oliver) (Hymenoptera: Apidae), *Dasiops luzstellae* Korytkowsky *nomen nudum*, *D. passifloris* McAlpine y *Lonchaea* sp. (Diptera: Lonchaeidae).

En un estudio realizado en el Valle del Cauca sobre la entomofauna en tres pasifloras comerciales, Chacón y Rojas (1984) reportaron la presencia de *Langsdorfia* sp. como barrenador del tallo, *Agraulis vanillae* como defoliador, *Hexaleurodicus* sp. asociado al follaje, *Ceroplastes* sp. asociado a ramas y *Dasiops inedulis* asociado a las flores.

3.1.1. La mosca del botón floral del maracuyá amarillo *Dasiops inedulis* Steyskal (Diptera: Lonchaeidae)

Las denominadas moscas de las frutas son insectos que causan las mayores pérdidas a las frutas cultivadas en el mundo. La superfamilia Tephritoidea comprende diez familias (Colless y McAlpine 1991), de las cuales solamente los Tephritidae y los Lonchaeidae son referidos como plagas de frutos.

Además de *Ceratitis capitata* y *Anastrepha* spp. (Tephritidae), algunas especies de los géneros *Dasiops* y *Neosilba* (Lonchaeidae) también adquieren importancia como plagas, ya que infestan flores y frutos de *Passiflora* spp. (Passifloraceae) silvestres y comerciales (Norrbon y McAlpine 1997; Uchoa-Fernandez y Zucchi 1999). Las especies conocidas de *Dasiops* que atacan botones florales de *Passiflora* spp. en América son *D. curubae* Steyskal, *D. inedulis* y *D. passifloris* (Steyskal 1980).

Korytkowski (1993), señaló que la familia Lonchaeidae comprende especies pequeñas a medianas de color negro brillante o con brillos azules, verdosos y a veces cúpricos, por lo que se les conoce con el nombre de “moscas negras de la fruta”. El mismo autor mencionó que las alas son generalmente hialinas, aunque en numerosas especies, éstas presentan total o parcialmente diversas tonalidades de marrón o amarillo o mezcla de ambos, estas tonalidades son siempre difusas y varían en mayor o menor grado aun en la misma especie.

Dentro de la familia Lonchaeidae, probablemente el género que incluye especies de mayor importancia es *Dasiops*, cuyas larvas frecuentemente se desarrollan en botones florales, principalmente de cactáceas y pasifloráceas (Korytkowski 1993). Korytkowski y Ojeda (1971) enumeraron más de 50 especies descritas encontradas en América del Sur y en Estados Unidos. Estos autores también dieron a conocer una clave para 17 especies conocidas en el Perú, pero no hay disponible una clave completa para todas las especies del neotrópico.

Es de anotar que la composición de especies de Lonchaeidae que afectan las pasifloráceas en Colombia es diferente a aquella registrada en Brasil en donde las principales especies de lonchaeidos son *D. friesen* y dos especies del género *Neosilba* (Aguiar-Menezes *et al.* 2004).

En Colombia, Tróchez y Cobo (1973) reportaron una especie de *Dasiops* por primera vez como una plaga de botones florales de maracuyá en el Valle del Cauca. En 1983 se mencionó que *D. inedulis* ataca botones florales de badea (*Passiflora quadrangularis*) (ICA 1983). Chacón y Rojas (1984) confirmaron su condición de plaga en maracuyá (*Passiflora edulis* fo. *flavicarpa*). Luego la mosca del botón floral del maracuyá fue reportada como *Dasiops inedulis* Steyskal y su biología fue estudiada en detalle por Ambrecht (1985). *Dasiops inedulis* después de que sus huevos eclosionan, las larvas pasan por tres estados antes de empupar en el suelo. El adulto es una mosca de color oscuro brillante. Bernal *et al.* (1986) registraron un ataque de *D. inedulis* en cultivos de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en Urrao (Antioquia). Por su parte Yepes (1999) mencionaron la ocurrencia de *D. rondani* en Antioquia. Umaña (2005) indicó la presencia de *D. caustoniae* y *D. curubae* como plagas de curuba (*Passiflora mollissima* (Kunth), en fruto y flor respectivamente.

En un trabajo realizado recientemente por Wyckhuys *et al.* (2012), sobre la composición de especies de Diptera, asociados a cultivos de pasifloras en Colombia, colectaron un total de ocho especies de Lonchaeidae en tres cultivos de pasifloras (maracuyá, granadilla y gulupa) sobre botones florales, flores y frutos. Los mismos autores reportaron que la especie más prevalente en los tres cultivos fue *D. inedulis* en botones florales; algunas especies, como *D. curubae* Steyskal y *D. dentatus* Norrbom y McAlpine eran específicas de granadilla en flor y fruto respectivamente; en maracuyá colectaron *D. yepesi* en botones florales; dentro del género *Neosilba*, dos especies estaban exclusivamente asociadas con gulupa, mientras que *N. batesi* (Curran) se encontró afectando los frutos en los tres cultivos.

La mosca del botón floral del maracuyá, *D. inedulis*, es conocida también como la mosca del ovario o mosca sonsa debido a su poca capacidad de vuelo, y es una de las plagas que afectan en mayor grado la producción del maracuyá (Jaramillo *et al.* 2009).

Rivera *et al.* (2002), señalaron que en Colombia, las moscas del botón floral *Dasiops* sp. y *Lonchaea* sp. (Diptera: Lonchaeidae) son plagas de importancia que atacan las especies del género *Passiflora* en la mayoría de las regiones del país. Según el ICA (2000), en la zona sur del Huila, las moscas negras (Diptera: Lonchaeidae), son una de las limitantes más importantes de la producción en los cultivos de granadilla. Estos insectos causan daño a los botones, consumiendo los sacos polínicos de las anteras principalmente, lo que imposibilita la producción de frutos, y con esto limitan su producción y exportación (ICA 2000).

Morfología y biología

Dasiops es un género cosmopolita con 115 especies descritas y muchas más no descritas (McAlpine 1962, 1964). Las especies de *Dasiops* difieren de otros Lonchaeidae en poseer una seta pos-estigmatal y la gran mayoría de las especies que se han identificado se hospedan en las especies de la familia Passifloraceae (McAlpine 1987).

Dasiops inedulis es una mosca de 4 a 5 mm, con un brillo negro metálico, sus alas son transparentes, y los basitarsos amarillos (Ambrecht 1985). La hembra oviposita dentro de los botones florales y al emerger las larvas, barrenan las anteras no dehiscentes (Chacón y Rojas 1984; Ambrecht 1985). Cuando la larva se aproxima al último instar, el daño dentro del botón se hace más severo al consumir las anteras y el ovario, llegando en ocasiones a los pétalos (Chacón y Rojas 1984; Ambrecht 1985). Al completar su desarrollo la larva abre un agujero por el cual sale de la flor y cae al suelo para empupar (Ambrecht 1985). Los machos se encuentran en campo solitarios reposando en hojas, también se observan haciendo enjambres, lo más probable es que este comportamiento esté relacionado con la copula, sin embargo en ningún momento se relaciono con la actividad de las hembras grávidas (Ambrecht 1985).

Ambrecht (1985) reportó que el ciclo de vida de *D. inedulis* dura en promedio de 22,8 días en condiciones de laboratorio con una temperatura promedio de 25°C, y una humedad relativa de 67% la duración del estado de huevo es de 2,28 días, las larvas tienen un tiempo promedio de 6,7 días, el estado pupal tiene una duración de 12,8 días, y el adulto vive aproximadamente 1,5 días.

Daños e importancia económica

Aunque en Colombia el cultivo del maracuyá ha tenido un buen soporte técnico, que le ha permitido ser competitivo, su producción se ve afectada por el díptero de la familia Lonchaeidae identificado en 1980 por Steyskal como *Dasiops inedulis* (Ambrecht *et al.* 1986). Este insecto, produce un daño directo al atacar los botones florales y provocar su caída, con infestación de botones en el Valle del Cauca entre 17 y 65% (Ambrecht 1985).

En Boyacá, Umaña (2005) reportó la presencia de *D. caustoniae* y *D. curubae* ocasionando daños hasta de 24% en cultivos de maracuyá y curuba respectivamente.

En el Valle del Cauca, a partir de estudios que se han realizado de *D. inedulis*, se observa un aumento en el daño en botones, reportando Posso y Chacón (1981) una infestación de 36,4%, mientras Ambrecht *et al.* (1986) en un estudio realizado en 11 localidades en el Valle del Cauca, encontraron un daño promedio de 45,6%.

3.2. EL CULTIVO DE LA PITAYA AMARILLA *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran

La pitaya amarilla, *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran, es un cactus semisilvestre que pertenece a la clase Equisetopsida, subclase Magnoliidae, superorden Caryophyllanae, orden Caryophyllales, familia Cactaceae, género *Selenicereus* (A. Berger) Britton y Rose (Tropicos.org 2010).

Según Gibson y Nobel (1986), la pitaya amarilla es originaria de América Tropical, entre el norte de Brasil y el sur de Colombia, países donde crece de modo silvestre.

Delgado *et al.* (2010a), mencionaron que en Colombia esta especie ha evolucionado en las selvas semi-húmedas del país, es perenne, trepadora, epífita, comúnmente se enreda en árboles o piedras, tiene raíces fibrosas abundantes y desarrolla raíces adventicias que le sirven para fijarse a los tutores para obtener humedad y nutrientes.

Los trabajos de investigación relacionados con el cultivo de la pitaya amarilla en Colombia son bastante escasos y los pocos estudios que existen están encaminados al reconocimiento e identificación de los problemas sanitarios, especialmente los relacionados con insectos plagas, hongos y nematodos (Delgado *et al.* 2010b). Las bases de manejo integrado son muy pocas y los agricultores dedican sus esfuerzos de control en el uso de productos de síntesis química con consecuencias que resultan en resistencia por parte de plagas y enfermedades fitopatológicas y la contaminación al medio ambiente (Delgado *et al.* 2010b).

Según Tafur *et al.* (2006), la pitaya amarilla es un frutal exótico con un importante y creciente mercado internacional, sin embargo, a pesar de su importancia socio-económica no ha contado con el respaldo tecnológico que le permita posicionarse en el competitivo mercado hortofrutícola. En Colombia, la rápida transición del cultivo silvestre de pitaya amarilla a la producción comercial, dio lugar a grandes problemas en el manejo del mismo, especialmente en aspectos fitosanitarios que se reflejan en altos costos de producción, disminución de la productividad y de la calidad de la fruta, y por ende, en la pérdida de rentabilidad del cultivo (García 2003).

Desde su introducción al mercado internacional en la década de los 80 hasta el día de hoy, Colombia sigue siendo el principal proveedor de pitaya amarilla a nivel mundial. Es difícil establecer con precisión el tamaño del mercado, ya que para fines estadísticos la pitaya se agrupa con otras frutas exóticas y tropicales en una misma posición arancelaria. Sin embargo, es sabido que a nivel mundial los únicos proveedores de pitaya amarilla en los

mercados internacionales son Colombia e Israel, que de acuerdo con información proporcionada por fuentes oficiales, iniciaron exportaciones de este producto en 1999, exportando a la fecha 1,2 toneladas a Europa y Canadá (160 toneladas) (Anónimo 2010).

En los últimos ocho años se ha exportado un promedio de 702.424 dólares FOB (Free on Board) ó precio en puerto de salida que corresponde a 100 toneladas de fruta (Tafur *et al.* 2006).

De las 12.527 ha que tiene el mundo con pitaya, 2.750 ha están sembradas con pitaya de variedad roja con pulpa de color rojo de las cuales 1.000 ha están en Tailandia, 1.000 ha en Malasia, 700 ha en Nicaragua y 50 ha en Brasil. Existen 9.145 ha con pitaya roja de pulpa blanca, 7.000 ha en Vietnam, 1.000 ha en Tailandia, 1.000 ha en Malasia y 145 ha en México. Con pitaya amarilla están establecidas 632 ha de pulpa blanca; 482 ha en Colombia, 100 ha en Israel, 30 ha en Brasil y 20 ha en Ecuador. Los países que no reportan área son Australia, China, Italia, Zimbabue y Kenia. De esta manera Colombia representa el 4% del área total de pitaya en el mundo (DANE-Proexport 2010).

Dado que Colombia abarca la mayor parte de este mercado, para el presente análisis se toman las cifras de exportación efectuadas por Colombia, registradas por el DANE, como tamaño del mercado de pitaya amarilla (Anónimo 2010). Sin embargo, desde que se estableció la Zona Franca de Bogotá como destino de las exportaciones en 1997, se ha hecho más difícil identificar los mercados de destino final de estas exportaciones (Anónimo 2010).

Este proceso se frenó por el cierre del mercado japonés a partir de 1989, por la detección de larvas de mosca de la fruta en algunos embarques de pitaya colombiana, a la inexistencia de un mercado nacional que pudiera absorber la producción, y al desarrollo de problemas de carácter fitosanitario que redujeron la productividad y calidad del cultivo y disminuyeron su rentabilidad. Aun así Colombia ha exportado pitaya a los mercados europeos (en donde no existen barreras fitosanitarias) en forma continua; y fue el único proveedor, hasta finales de 1998, cuando Israel comenzó a enviar cantidades pequeñas al mercado Europeo (CCI 1999).

Las primeras plantaciones comerciales de pitaya amarilla datan de los años 80's, en elevaciones entre 0 y 1850 m.s.n.m. (García 2003). Debido a los intereses de los mercados internacionales por este producto, se convirtió en un cultivo con alto potencial económico para llevar a cabo procesos de diversificación de las zonas cafeteras del país (García 2003).

En Colombia la pitaya amarilla crece, se desarrolla y produce bien desde los 800 m.s.n.m. hasta los 1900 m.s.n.m. y la pitaya roja se adapta bien desde el nivel del mar hasta los 1.200 m.s.n.m. (Tafur *et al.* 2006). El Valle del Cauca es el mayor productor y al mismo tiempo el mayor exportador de pitaya amarilla de Colombia y representó en el 2007 el 46% de la producción, Boyacá 33%, Huila 5%, Quindío 3%, Risaralda el 2% y Santander 11%. Los dos primeros departamentos (Valle y Boyacá) representan el 79% del área cultivada con pitaya en Colombia (Anónimo 2010).

Desde el punto de vista de la salud humana es importante porque tiene propiedades nutricionales, terapéuticas, medicinales, antioxidantes y funcionales que promueven una buena salud (Ramírez 2007). La pitaya contiene por cada 100g de pulpa 36 calorías, 0,5g de proteína, 0,1g de grasa, 9,2g de carbohidratos, 0,3g de fibra, 0,5g de ceniza, 19 mg de fósforo, 6 mg de calcio, 0,2 mg de niacina, 0,01 mg de tiamina, 0,03 mg de riboflavina, 0,4 mg de hierro y 25 mg de ácido ascórbico o vitamina C (Becerra 1986).

Además de su consumo en fresco, la pitaya amarilla se utiliza para fabricar productos como gelatina, néctar, mermelada, jarabe, dulces, salsa para yogurt y helado, también se usa como saborizante de bebidas y pasteles (Becerra 1986). La pitaya amarilla contiene Betacianinas y polifenoles como la polifenoloxidasas en la cáscara; en la pulpa se encuentra el principio medicinal llamado "Digital" que sirve para controlar la arritmia cardíaca. Como otros frutos de los cactus o suculentas, tiene propiedades digestivas que evitan la congestión intestinal. El tallo se utiliza en fracciones licuadas como tratamiento medicinal. Las flores recién cortadas se usan en la preparación de medicamentos por su efecto espasmolítico sobre los conductos coronarios y promueve la circulación de la sangre (Becerra 1986).

La pitaya amarilla es una de las 15 especies frutícolas de la apuesta exportadora agropecuaria del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR 2006-2020) en la cual se propone contar con 2.203 ha en el año 2020, en contraste con las 1.500 ha que proponen Tafur *et al.* (2006).

Entomofauna

En un estudio realizado por Medina y Kondo (2012) se registraron 29 organismos afectando la pitaya amarilla en Colombia: 4 Clases, 8 Órdenes, 14 Familias, incluyendo 25 especies de insectos, un ácaro, un ave y dos moluscos. Dentro de la lista se menciona para la clase Insecta, como plagas ocasionales *Lonchaea longicornis* Williston, 1896, *Neosilba batesi* Curran, 1932 (Diptera: Lonchaeidae), *Leptoglossus stigma* (Herbst, 1784), *Sphictyrtus intermedius* Stål, 1860 (Hemiptera: Coreidae), *Rhopalosiphum* sp., *Sipha flava* (Forbes, 1884) (Hemiptera: Aphididae), *Diaspis echinocacti* (Bouché, 1833) (Hemiptera: Diaspididae), *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) (Hemiptera: Pseudococcidae), *Hortensia* sp. (Hemiptera: Cicadellidae), *Gymnetis pantherina* Burmeister, 1842, *Gymnetis* spp. (+ 3 spp.), *Cyclocephala ruficollis* Burmeister, 1847 (Coleoptera: Scarabaeidae), No identificado (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae), *Trachyderes interruptus* Dupont, 1836 (Coleoptera: Cerambycidae) *Colaspis* sp., *Diabrotica* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae), *Trigona* sp. (Hymenoptera: Apidae) *Atta cephalotes* (L., 1758) (Hymenoptera: Formicidae), *Solenopsis* sp. (Hymenoptera: Formicidae) *Spodoptera* sp. (Lepidoptera: Noctuidae), Especie no identificada (Lepidoptera: Pyralidae) (García-Roa, 2006), para la clase Arachnida, *Tetranychus* sp. (Acari: Tetranychidae), un ave del género *Forpus* sp. (Aves: Psittaciformes: Psittacidae), y dos especies de Gastropoda no identificados.

Los mismos autores mencionan que las principales plagas de pitaya amarilla en Colombia son *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Hemiptera: Coreidae) y la mosca del botón floral *D. saltans* Townsend (Diptera: Lonchaeidae).

3.2.1. La mosca del botón floral de la pitaya amarilla *Dasiops saltans* Steyskal (Diptera: Lonchaeidae)

En Colombia, observaciones realizadas por Castaño y Salazar (1987), citados por Medina (1990), señalan que un díptero del género *Lonchaea*, probablemente refiriéndose a *Dasiops*, mostró una alta incidencia en las fincas visitadas en el departamento de Caldas, localizando su ataque en el botón floral.

La mosca del botón floral, *Dasiops* sp. constituye en Colombia el problema entomológico más importante de la pitaya, llegando a ocasionar pérdidas de botones superiores al 60% en Cundinamarca (López y Ramírez 1998), y 50% en el Valle del Cauca (Vergara y Pérez 1988).

En Colombia, *Dasiops saltans* se ha encontrado en pitaya amarilla por (López y Ramírez 1998) y es considerada la principal plaga observada en cultivos de pitaya (Sandoval y Caetano 2009).

En un estudio realizado en una finca de pitaya amarilla en el municipio de Fusagasugá (Cundinamarca), los lotes con mayor floración presentaron las mayores pérdidas de botón floral (Vergara y Pérez 1988). En el Valle del Cauca, la mosca del botón floral se conoce como una plaga limitante ocasionando daños hasta del 80% en los municipios de Bolívar, Restrepo y Trujillo (Imbachi *et al.* 2012).

Morfología y Biología

Las moscas del género *Dasiops*, atacan en cualquier estado de desarrollo de la flor, desde el botón floral hasta antes de su apertura (Vergara y Pérez 1988). Internamente el androceo se necrosa y en casos avanzados se deteriora el gineceo y por afección a los estambres el ovario no es fecundado (Vergara y Pérez 1988).

En un estudio realizado por López y Ramírez (1998), en el departamento de Cundinamarca, se describen algunos aspectos sobre la biología de la mosca del botón floral de la pitaya. Los autores mencionan que la mosca adulta de *D. saltans* oviposita dentro del botón floral (López y Ramírez 1998). La larva se alimenta de las estructuras internas de la flor (estambres, estilo, estigma y ovario) (López y Ramírez 1998). Dentro del botón se presenta una pudrición de las estructuras; en un botón floral pueden encontrarse varias larvas en diferentes estados de desarrollo; cuando la larva madura, esta abre un orificio en el botón por donde sale y cae al suelo para empupar (López y Ramírez, 1998; Delgado *et al.* 2010a). El botón afectado se reconoce fácilmente porque detiene su crecimiento y se torna de coloración rojiza pálida, con el ápice de las brácteas de un color rojo más intenso

(López y Ramírez 1998; Delgado *et al.* 2010a, b). El botón afectado se desprende y cae al suelo (López y Ramírez 1998; Delgado *et al.* 2010a).

En estudios realizados por López y Ramírez (1998), se estimó la duración de la cría de *D. saltans* a partir de botones, con larvas de edades variables y a su vez desconocidas, hasta la emergencia de los primeros adultos fue de 31,5 días y una relación de sexos de 1:1.

En un estudio más reciente realizado en el Valle del Cauca, la biología de *D. saltans* fue estudiada en detalle por Delgado *et al.* (2010a). El ataque de la mosca es común a todas las zonas productoras del país, los botones florales afectados se caracterizan porque interrumpen su crecimiento, se tornan rojizos y se desprenden con facilidad (Delgado *et al.* 2010a; López y Ramírez 1998). *Dasiops saltans* pasa por cinco fases que se desarrollan en diferentes medios. El huevo y los siguientes tres instares larvales se desarrollan en el interior de los botones florales, la pupa en el suelo y el adulto vuela libremente. La hembra adulta oviposita dentro de los botones florales cuando estos miden de 1 a 35 cm de longitud. A la eclosión, la larva rompe el corión y sale para alimentarse de las anteras y otros órganos internos, causando una pudrición de adentro hacia afuera, deteniendo así el desarrollo de los botones florales afectados, los cuales se tornan rojizos y se desprenden con facilidad. Al completar su desarrollo, la larva abre un orificio en el botón floral por el cual sale y cae al suelo en donde se entierra para empupar y continuar con su ciclo hasta la emergencia del adulto (Delgado *et al.* 2010a).

Delgado *et al.* (2010a) presentaron información sobre la duración, características y hábitos de los diferentes estados de desarrollo de *D. saltans*, indicando que: El huevo y los tres instares larvales se desarrollan en el interior de los botones florales, la pupa en el suelo y el adulto vuela libremente; la hembra adulta oviposita dentro de los botones florales cuando estos miden de 1,0 a 35,0 cm de longitud; la duración del estado de huevo es de 3,74 días; las larvas tienen un tiempo promedio de 9,05 días desde su eclosión, hasta que estas salen de los botones florales en el tercer estado larval para empupar en el suelo; el estado pupal tiene una duración de 8,06 días; el macho adulto vive aproximadamente ocho días.

Daños e importancia económica

La mosca del botón floral (*Dasiops* sp.) se considera la plaga más importante que afecta el cultivo de pitaya en Colombia, llegando a causar la caída de los botones en más de un 60% (López y Ramírez 1998).

Vergara y Pérez (1988) afirmaron que debe considerarse como una plaga de importancia económica ya que ha generado pérdidas en la cosecha de hasta un 50%. Los mismos autores mencionaron que las moscas de *Dasiops* atacan en cualquier estado de desarrollo la flor, desde el botón floral hasta poco antes de su apertura. El daño se presenta en plantas aisladas, pero en casi todos los botones florales cercanos.

En un estudio realizado por López y Ramírez (1998), pérdidas en lotes de una finca en Cundinamarca fluctuó entre 40 y un 80%, a pesar de las aplicaciones de insecticidas para su

control, señalando además que en este semestre se perdió entre \$ 1.796.500 y \$ 6.496.800 por hectárea por concepto de los botones florales que se perdieron y que no llegaron a formar fruta. Aunque no existe información para los otros departamentos de Colombia, se considera que la mosca del botón floral puede estar presente en todas las áreas productoras de pitaya (López y Ramírez 1998). Se desconocen registros de *D. saltans* en otros países donde se cultiva esta fruta (López y Ramírez 1998).

Dasiops saltans oviposita en los botones florales, las larvas barrenan las anteras deteniendo así su crecimiento. Los botones afectados por *D. saltans* se tornan rojizos y caen con facilidad. La presencia de *D. saltans* se registró durante toda la etapa de floración en botones de 1,0 cm a 35,0 cm de longitud (Delgado *et al.* 2010a).

Recientemente, Delgado *et al.* (2010b) reportaron a una especie de *Neosilba* asociada con la pudrición basal del fruto de la pitaya amarilla y establecieron que de 120 frutos con síntomas de pudrición basal, 90% de ellos contenían larvas de *Neosilba* sp.

3.3. ESTRATEGIAS DE MANEJO DE LAS MOSCAS DEL BOTÓN FLORAL DEL MARACUYÁ Y LA PITAYA AMARILLA

3.3.1. Control cultural

El control cultural de insectos tiene el propósito de prevenir el daño por insectos más que subsanar la destrucción de una infestación existente. Las medidas comúnmente recomendadas son: podas sanitarias, eliminación de plantas y raíces enfermas, uso de variedades resistentes, evitar densidades altas, rotación de cultivos, planeación de cultivos asociados y eliminación de malezas, entre otros. Las prácticas manuales como recolección de botones florales afectados, son ocasionales y motivadas por una alta infestación (López y Ramírez 1998).

Insuasty *et al.* (2007) sugirieron para el control de moscas de la frutas en frutos de guayaba, durante el periodo de mayor presencia de larvas del insecto, realizar colectas de los frutos que presenten síntomas de daño y posteriormente enterrarlos en una fosa, cubiertos con una delgada capa de cal y luego con una capa de 30 cm de tierra, de tal manera que se interrumpa el ciclo de vida de las moscas.

Umaña (2005) y Rogg y Camacho (2003) recomiendan el entierro de frutas dañadas para interrumpir el ciclo de vida de las moscas y enfatiza que se haga durante toda la época de cosecha, para evitar que las larvas de *Dasiops* completen su ciclo de vida.

Delgado *et al.* (2010a), señalaron que durante el periodo crítico en cultivos de pitaya amarilla, con la mayor presencia de larvas en botones florales que miden entre tres y veintitrés centímetros de longitud, es conveniente realizar un control cultural mediante la recolección y entierro de los botones dañados. Como una opción de manejo complementaria, se hace necesario establecer un monitoreo estandarizado de adultos de *D. saltans* en estado adulto, con el fin de realizar aplicaciones de insecticidas pertinentes,

dirigidas al control de los adultos (Delgado *et al.* 2010a). Debido a los hábitos de *D. saltans*, las moscas pueden ser detectadas o monitoreadas con la ayuda de dos metodologías, i.e., 1) el muestreo de botones florales afectados para la obtención de huevos y larvas, y 2) el “Trampeo” para captura de adultos (Delgado *et al.* 2010a).

Dentro del manejo cultural se recomienda labranza mínima en frutales para no destruir los enemigos naturales de *Dasiops* que habitan el suelo (Umaña 2005).

3.3.2. Control químico

Las medidas de control empleadas en la mayoría de los cultivos de pitaya para el control de mosca del botón floral, se caracterizan por presentar aplicación periódica de productos químicos o por el contrario se recurre a la aplicación masiva cuando ya es visible una alta afección de botones en el cultivo (López y Ramírez 1998).

Delgado *et al.* (2010a) señalaron que el control para *D. saltans* y otros limitantes entomológicos está basado en el uso de insecticidas altamente tóxicos que pueden generar resistencia de las plagas, impactos negativos sobre el medio ambiente, y cuyos efectos residuales en las frutas restringen su posicionamiento en el mercado internacional. Por estas razones, se hace necesario establecer un manejo integrado que involucre además del control químico otras medidas de monitoreo y manejo.

Según encuestas realizadas en la zona de estudio, los agricultores locales han enfocado su manejo al control químico, encontrando que el 10% del total de los costos de producción en cultivos tecnificados corresponden al manejo de problemas fitosanitarios. El control para *D. inedulis* se ha llevado a cabo mediante aplicaciones semanales de insecticidas altamente tóxicos y de grupos químicos como carbamatos, organofosforados, que también afectan la salud humana, puesto que actúan sobre el sistema nervioso (sinapsis). Según un estudio reciente, el 90,5% de los agricultores en Colombia se basan en aplicaciones tipo calendario para el control de moscas de la familia Lonchaeidae (Wyckhuys *et al.* 2011). Dentro de estas aplicaciones se utilizan ingredientes activos de amplio espectro como: triclorfon, clorpirifos, malathion, monocrotofos, metamidafos, cipermetrina, lambdaciolatrina, tiociclam hidrogenoxalato, imidacloprid entre otros, sin conocimiento de que éste método no ejerce un buen control sobre *D. inedulis*, ya que no llega a las estructuras reproductivas donde las larvas se alimentan, y por el contrario afectan la fauna benéfica.

Santos *et al.* (2009) realizaron un trabajo con extractos vegetales comparado con malathion como testigo comercial, en condiciones de casa de malla y campo, encontrando que los extractos que provocaron mortalidad más cercana al testigo comercial en condiciones de casa de malla fueron los de *Hura crepitans* (Euphorbiaceae) al 5% (72,5% mortalidad) y *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) al 25% (40% mortalidad); En condiciones de campo, el extracto que se diferenció del testigo fue el de *R. communis* al 25% con 40% de mortalidad, sin embargo los autores mencionan que en las dos condiciones, el testigo comercial fue siempre más efectivo que los extractos vegetales.

En el cultivo de pitaya amarilla, regularmente se presenta el traslape de floración sucesiva y cuajado de frutos en diferente estado, con lo cual estos últimos pueden verse afectados por la presencia de residuos de los plaguicidas, y considerando que la finalidad principal de este cultivo es para exportación, el uso intensivo de insecticidas no aprobados puede constituirse en una barrera muy importante para su comercialización (T. Kondo, comunicación personal).

García *et al.* (2007), citado por Santos *et al.* (2009) afirmaron que entre las medidas de control usadas para el manejo de la mosca negra de las flores de la granadilla en el Huila, existen reportes de aplicaciones de insecticidas de categoría toxicológica alta a los cultivos como dimetoato (II), y de muy alta (I) como metamidofos, carbofuran, monocrotofos y de otros productos de amplio espectro como las cipermetrinas. Los mismos autores mencionan que, todos ellos en mayor o menor medida representan un riesgo para el medio ambiente, los agricultores y los consumidores.

En granadilla, el manejo se enfoca en los adultos mediante monitoreo con trampas para estimar la población y si ésta es alta se recomienda utilizar insecticidas-cebo, una mezcla de 50 cm³ de proteína hidrolizada de maíz, más 2 cm³ de malathion por litro de agua, aplicándolo en franjas en el cultivo (Bacca 1987).

A partir de los estudios sobre *Dasiops* spp. realizados por López y Ramírez (1998), Vergara y Pérez (1988), Posso y Chacón (1981) y Ambrecht *et al.* (1986), se recomienda un manejo de estos insectos a través de prácticas de control cultural y mecánico, buscando conservar la población de insectos polinizadores y de enemigos naturales.

3.3.3. Captura de adultos con trampas McPhail

El monitoreo es una actividad fundamental para establecer las épocas de mayor prevalencia de un insecto, pero no es considerado como método de control, ya que sencillamente brinda información sobre las poblacionales en que se encuentran los adultos de un insecto. Sin embargo, el monitoreo frecuente y adecuado constituye una etapa fundamental que precede varias iniciativas en el proceso de establecer un manejo integrado de plagas. Su implementación, permite determinar su presencia, distribución y dinámica poblacional en el tiempo; para así tomar decisiones acerca de las técnicas de manejo apropiadas para reducir y mantener las poblaciones a niveles por debajo de los que causen un perjuicio, de manera que el control integrado sea mucho más eficiente y económico, considerando los intereses y los impactos en productores, la sociedad y el medio ambiente (Dent 1993; Kogan 1998; Pedigo 1999; Vergara 2001).

Las trampas son dispositivos que atraen a los insectos para capturarlos o destruirlos (Piñero *et al.* 2002; Raga *et al.* 2006). Comúnmente se utilizan para detectar la presencia de insectos o para determinar su ocurrencia estacional y su abundancia (Salles 1999), con miras a orientar formas de control. Ocasionalmente, las trampas pueden utilizarse como método directo de destrucción de insectos (Cisneros 1995). El uso de trampas tiene las ventajas de no dejar residuos tóxicos, de operar continuamente, de no ser afectado por las

condiciones agronómicas del cultivo y, en muchos casos, de tener un bajo costo de operación. Una limitación en el uso de las trampas es que éstas actúan solamente contra los adultos y no contra las larvas que son el estado en que muchos insectos causan los daños (Cisneros 1995). Otra limitación es que atraen otras especies que no son objetivo, como lo mencionan Imbachi *et al.* (2012). Las trampas consisten básicamente en una fuente de atracción, químico o físico (p.ej., la luz), y un mecanismo que captura a los insectos atraídos (Cisneros 1995). Los atrayentes químicos son sustancias que hacen que el insecto oriente su desplazamiento hacia la fuente que emite el olor. Hay dos tipos de atrayentes químicos: los relacionados con olores de alimentos y los relacionados con olores de atracción sexual entre los insectos (Cisneros 1995). Un tipo de atrayente de alimentación para los moscas de la fruta usado comúnmente son las proteínas hidrolizadas (Cisneros 1995).

Las trampas McPhail con diferentes atrayentes son utilizadas para la captura de dípteros, especialmente moscas de las frutas de la familia Tephritidae (Aluja *et al.* 1989; Boscán y Godoy 1987b; Boscán *et al.* 1992; Canal *et al.* 2010; Luque *et al.* 2007; Nolasco y Iannacone 2008; Piñero *et al.* 2002; Raga *et al.* 2006; Ríos *et al.* 2005; Robledo y Henao 2009; Rodríguez *et al.* 2000). En los trabajos anteriormente referenciados se demuestra que el tipo de cebo atrayente usado para captura o monitoreo es diferente para cada especie de mosca de la fruta y del cultivo.

Para la familia Lonchaeidae, en maracuyá amarillo, se han evaluado diferentes fuentes y concentraciones de proteína hidrolizada, señalándose que la proteína de maíz al 5% es eficaz para la captura de adultos de *Dasiops inedulis* (Tróchez *et al.* 1985). Pérez (1989) señaló el beneficio de utilizar trampas cebadas con proteína hidrolizada para la captura de adultos de insectos en pitaya amarilla. López y Ramírez (1998), indicaron que las trampas capturan adultos de *D. saltans* en el cultivo de la pitaya amarilla, pero que no pueden considerarse como una medida de control, sino para establecer las curvas poblacionales, pero que es necesario realizar estudios donde se considere la distribución en el tiempo y en el espacio de los estados inmaduros y adultos de *Dasiops* sp. con relación al estado fenológico del botón floral.

Las trampas son alternativas que además de permitir conocer la presencia y abundancia de un insecto, indirectamente ayudan a disminuir su población, es así como en Colombia se han utilizado trampas tipo McPhail cebadas con diferentes atrayentes, encontrando que la proteína hidrolizada de soya al 2% actúa eficientemente en la captura de *Anastrepha striata* y *A. fraterculus* en guayaba y mango (Olarte 1980, *apud* Tróchez *et al.* 1985).

En granadilla, el manejo de las moscas negras, *Dasiops*, se orienta básicamente hacia los adultos mediante monitoreo con trampas para estimar la población (Bacca 1987).

Tróchez *et al.* (1985), evaluaron atrayentes para la captura de *Dasiops* sp. en maracuyá en el Valle del Cauca, encontrando que la proteína hidrolizada de maíz al 5% fue el cebo más eficiente para la captura de adultos de Lonchaeidae, obteniendo en un lote donde se usaban insecticidas y sin trampas, un daño de 33,3% y solo se presentó el 8,2% de frutos formados,

en contraste con los resultados encontrados en un lote donde se usaron trampas sin uso de insecticidas, donde se presentó un daño de botones de 20,9%. Logrando mayor efectividad al usar 20 trampas McPhail por hectárea colocadas entre calles de un cultivo en espaldera.

De acuerdo con Umaña (2005), las trampas con atrayente sirven para monitorear *D. saltans* en pitaya y control de *D. inedulis* en maracuyá y *D. caustoniae* en curuba.

López y Ramírez (1998), Ambrecht *et al.* (1986) y Umaña (2005) evaluaron el método de las trampas como control para *D. saltans*, *D. inedulis* y *D. curubae*, respectivamente. En el caso de *D. saltans*, las trampas no dieron buenos resultados debido a que su uso no generó diferencia significativa en cuanto al número de botones afectados y las pérdidas (%) en floración (López y Ramírez 1998). Para *D. saltans* (López y Ramírez 1998) y *D. curubae* (Umaña 2005) las trampas sirvieron para efecto de monitoreo y los autores concluyeron que era lo mismo tener una, cinco o diez trampas debido a que el número promedio de adultos capturados por trampa no varió significativamente para las tres densidades comparadas.

Por el contrario, en el caso de *D. inedulis*, Ambrecht *et al.* (1986) demostraron que hay un control con las trampas, debido a que la infestación de los botones, en una parcela con 20 trampas cebadas con proteína hidrolizada de maíz, fue menor que el de la parcela tratada con insecticidas. En el caso de *D. curubae* se encontró que la infestación en frutos varió significativamente entre los tratamientos, siendo las trampas más efectivas que el testigo absoluto y el tratamiento insecticida (Umaña 2005). Por lo anterior, en este caso, las trampas instaladas en los cultivos pueden ser útiles para complementar un manejo integrado de plagas, como un mecanismo que ayuda a bajar la población circundante en los cultivos y en la detección del insecto, pero aún no como un mecanismo que contribuya en la determinación de umbrales de aplicación, ya que no se encontró que la densidad registrada en las trampas esté correlacionada con la infestación del insecto en el cultivo de granadilla (Santos *et al.* 2009).

3.3.4. Enemigos naturales de la familia Lonchaeidae

Ambrecht *et al.* (1986) reportaron los siguientes enemigos naturales de *D. inedulis*: dos parasitoides tipo larva-pupa del género *Opius* [ahora sinonimizado con *Utetes* según Wyckhuys *et al.* (2012)] (Hymenoptera: Braconidae), Chacón y Rojas (1984) reportaron que se ha encontrado con una baja incidencia un himenoptero *Bracon* sp. (Hymenoptera: Braconidae), parasitando larvas de *Dasiops*; Posada y García (1976) registraron a *Orgilus* sp. (Hymenoptera: Braconidae). Los depredadores de adultos de *D. inedulis*, *Zelus rubidus* y *Zelus* sp. (Hemiptera: Reduviidae) y arañas de la familia Thomisidae identificadas como *Synaemops rubropunctatum* Mello-Leitao y *Misumenops biannulipes* (Mello-Leitao) (como *Metadiaea biannulipes*), las cuales tienen el hábito de situarse entre las brácteas y el botón floral o entre las hojas en espera de las moscas según Ambrecht *et al.* (1986).

Ambrecht (1985), menciona que todos los depredadores que observó fueron de adultos, sin embargo citó dos casos de depredadores de larvas referenciados por Posso y Chacón (1981) y Chacón y Rojas (1984), quienes observaron avispas de la subfamilia Polybiinae

(Hymenoptera: Vespidae), agujereando la base del botón y extrayendo larvas para consumirlas allí mismo. En esta misma actividad se suelen ver otras avispas como *Polistes erythrocephalus* (Hymenoptera: Vespidae), que también anidan cerca de los cultivos (Ambrecht 1985).

En otro estudio realizado en el sureste de Brasil, Aguiar-Menezes *et al.* (2004) encontraron parasitoides del género *Utetes* asociados a especies de *Dasiops*, y algunos ejemplares de *Aganaspis* sp. (Figitidae: Eucoilinae) asociados a tefritidos y loncheidos asociados a maracuyá. Uchoa-Fernandes *et al.* (2003) reportaron dos especies de *Spalangia* parasitando miembros de las familias Tephritidae y Lonchaeidae, también en Brasil, Uchoa-Fernandes y Zucchi (1999) encontraron parasitoides de la familia Pteromalidae sobre loncheidos, pero no sobre especies del género *Dasiops*, a diferencia de lo encontrado por Zucchi *et al.* (2003), quienes reportaron la presencia de los parasitoides: *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes) y *Lopheucoila anastrephae* (Rohwer) (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae) sobre *D. inedulis*.

Uchoa-Fernández *et al.* (2003) actualizaron la lista de parasitoides brasilera que afectan moscas de las frutas incluyendo aquellos que atacan a *Dasiops* spp. Los mismos autores mencionaron que entre los años 2002-2003, se encontró que en los botones florales de maracuyá se observaban solamente como parasitoides especies de eucoilíneos. Así mismo en un estudio realizado en el sur este, Badii y Abreu (2006), encontraron parasitoides del género *Opius* asociados a especies de *Dasiops*.

En otra publicación, Badii y Abreu (2006) reportaron que el parasitoide de pupas de dípteros, *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae), se le considera una buena opción para el control de moscas de las frutas, como *Ceratitis* spp. y *Anastrepha* spp. en cítricos y *Dasiops* spp. en maracuyá. Souza-Filho *et al.* (2009) encontraron las especies *Aganaspis pelleranoi* (Brèthes), *Dicerataspis grenadensis* Ashmead, *Lopheucoila anastrephae* (Rhower), *Leptopilina bouvardi* (Barbotin, Carton y Kelner-Pillault) y *Trybliographa infuscata* Gallardo, Diaz y Uchôa (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae) parasitando a moscas *Neosilba* spp. (Diptera: Lonchaeidae).

En un estudio realizado en el Huila, Colombia, Santos *et al.* (2009), reportaron cinco especies de parasitoides actuando sobre *D. inedulis* en una cría establecida en casa de malla. Los parasitoides reportados fueron *Pentapria* sp. (Hymenoptera: Diapriidae) parasitoide de Stratiomyidae, *P. vindemmiae*, *Aspilota* sp. (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide de larvas de Phoridae, una especie de la subfamilia Eucoilinae (Hymenoptera: Figitidae) parasitoide que prefiere larvas de último instar de dípteros y emerge de la pupa, y *Basalys* sp. (Hymenoptera: Diapriidae) parasitoide de larvas de dípteros (Santos *et al.* 2009); Wyckhuys *et al.* (2012), mencionó que recupero *Utetes* sp. (Hymenoptera: Braconidae) de larvas de Lonchaeidae colectadas de flores y botones de maracuyá amarillo, y también colectó *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae) que emergió de pupas de Lonchaeidae colectadas de botones florales de granadilla.

Con relación al control biológico se recomienda conservar la vegetación cercana a los cultivos que aloja los diferentes enemigos naturales que regulan las poblaciones de *Dasiops* (M.R. Manzano, comunicación personal).

Para control de pupas de *Dasiops* en diferentes cultivos de pasifloras se ha evaluado en laboratorio el parasitoide generalista *Pachycrepoideus vindemmiae* en maracuyá (Quintero *et al.* 2009) y aparentemente se han efectuado liberaciones masivas del parasitoide en pitaya amarilla (T. Kondo, observación personal) pero no existen reportes publicados al respecto.

Rocha (1994) mencionó el parasitismo de *P. vindemmiae* sobre dos especies de mosca de la fruta en cultivos de mango y guayaba, encontrando que este tiene un gran potencial para ser incluido dentro de un programa de manejo integrado.

5. OBJETIVO GENERAL

Generar nuevas herramientas para el manejo de las moscas del botón floral del maracuyá amarillo y la pitaya amarilla.

5.1. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar los enemigos naturales de *Dasiops* spp. (Diptera: Lonchaeidae) en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla en el Valle del Cauca.
- Evaluar el parasitoide de pupas *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae) como controlador biológico de *Dasiops* spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla.
- Evaluar un cebo toxico y otros productos químicos como control de *Dasiops* spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla.

6. MATERIALES Y METODOS

6.1. DETERMINACIÓN DE ENEMIGOS NATURALES DE *Dasiops* spp. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA EN EL VALLE DEL CAUCA.

Colecta e identificación de parasitoides de larvas de *Dasiops inedulis* en cultivos de maracuyá amarillo

Se localizaron 13 cultivos comerciales de maracuyá amarillo en producción en los municipios de Bolívar, El Cerrito, La Unión, Palmira, Roldanillo, Toro y Tuluá en el Valle del Cauca (Tabla 1) en los cuales se realizaron colectas de botones florales cada dos semanas durante seis meses en el periodo comprendido de enero a junio de 2008.

Cada colecta consistió en tomar 120 botones florales de aproximadamente 1–2 cm de longitud por ser los estados más susceptibles al daño del insecto (Ambrecht *et al.* 1986) que presentaran amarillamiento general y muerte de los sépalos que son los síntomas expresados por el daño interior realizado por las larvas.

Los botones fueron transportados al laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29,8 \pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo, en donde se ubicaron en cajas plásticas, sobre rejillas separadas del fondo aproximadamente 3 cm (Fig. 1) formando una cámara de emergencia, que permitía la caída de las larvas de tercer instar que emergen de los botones, adaptando la metodología descrita por Amaya *et al.* (2009) y Uchoa y

Zucchi (1999). Una vez las larvas estaban por fuera del botón, estas se colectaban y se individualizaban en viales hasta observar la emergencia de parasitoides o adultos de *D. inedulis*.



Figura 1. Botones florales de maracuyá en cámara de emergencia para la obtención de larvas de *D. inedulis*.

Tabla 1. Ubicación de cultivos comerciales donde se realizaron las colectas de botones florales de maracuyá amarillo.

| Municipio | Finca | Coordenadas | Altura (msnm) | Área (ha) | Densidad (plantas/ha) | Edad del cultivo (meses) |
|------------|---------------|--------------------------------|---------------|-----------|-----------------------|--------------------------|
| Bolívar | El Cairo | 04°18'21.4''N 76°12'03.9''W | 946 | 1,28 | 1328 | 8 |
| Bolívar | Bella Vista | 04°14'52''N 76°14'01.6''W | 949 | 12,8 | 1250 | 15 |
| Palmira | El Guanabanzo | 03°28'03.6''N 76°20'03''W | 1008 | 6,5 | 1800 | 14 |
| Palmira | Corpoica | 03°30'21.9''N 76°19'29.4''W | 1006 | 11,5 | 1100 | 11 |
| Palmira | La Francia | 03°27'56''N 76°21'33''W | 997 | 4 | 1800 | 12 |
| El Cerrito | Alta Vista | 03°41'36.5''N 76°18'57.8''W | 1100 | 3 | 2300 | 8 |
| La Unión | 4 A117 | 04°32'57.9''N 76°03'11.5''W | 932 | 1,92 | 1800 | 11 |
| La Unión | Villa Marina | 04°33'04.3''N 76°02'59.5''W | 929 | 9 | 625 | 9 |
| Roldanillo | El Conchal | 04°29'08.7''N 76°05'57.7''W | 934 | 1,92 | 1700 | 8 |
| Roldanillo | La Arango | 04°28'14.5''N 76°04'39.2''W | 942 | 1 | 1200 | 18 |
| Toro | Tejeda | 04°33'05.8''N 76°04'03.3''W | 934 | 2,56 | 1953 | 9 |
| Toro | Toluca 1 | 04°39'55.7''N 76°01'52.6''W | 939 | 45 | 1953 | 7 |
| Tulúa | La Palmera | 04°7'11.7''N 76°14'42.3''W | 974 | 6,4 | 7000 | 12 |

Colecta e identificación de parasitoides de larvas de *Dasiops saltans* en cultivos de pitaya amarilla

Las colectas se realizaron en cuatro cultivos comerciales de pitaya amarilla ubicados en los municipios de Darién, Restrepo y Riofrío, Valle del Cauca (Tabla 2), semanalmente durante 15 meses distribuidos en varias épocas de floración entre los años 2008–2011, teniendo en cuenta que la pitaya amarilla tiene dos floraciones por año, con una duración de 2,5 meses aproximadamente.

Se colectaron 100 botones florales que presentaran coloración rojiza que es el síntoma característico del daño generado por la larva. Debido a que el botón floral es susceptible durante todo su desarrollo, se realizaron las colectas desde la formación del botón, hasta la apertura de la flor.

Los botones fueron transportados al laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29,8 \pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo, en donde se ubicaron en cajas plásticas, sobre rejillas separadas del fondo aproximadamente 3 cm (Fig. 1) formando una cámara de emergencia, que permitía la caída de las larvas de tercer instar que emergen de los botones, adaptando la metodología descrita por Amaya *et al* (2009), y Uchoa y Zucchi (1999). Una vez las larvas estaban por fuera del botón, estas se colectaban y se individualizaban en viales hasta observar la emergencia de parasitoides o adultos de *D. saltans*.



Figura 2. Botones florales de pitaya amarilla con coloración rojiza (síntoma de daño) en cámara de emergencia para obtención de larvas de *D. saltans*.

Tabla 2. Ubicación de cultivos comerciales donde se realizaron las colectas de botones florales de pitaya amarilla.

| Municipio | Finca | Coordenadas | Altura s.n.m. | Densidad (plantas/ha) | Edad (años) |
|-----------|--------------|-------------------------------------|---------------|-----------------------|-------------|
| Restrepo | El Provenir | 03° 47' 40.8" N 76° 30' 37.32" W | 1622 | 2200 pl/ha | 4 años |
| Darien | La Camelia | 03° 55' 29.7" N 76° 27' 06.3" W | 1656 | 1100 pl/ha | 7 años |
| Riofrío | La Cabañita | 04° 05' 45.6" N 76° 22' 47.22" W | 1623 | 7000 pl/ha | 5 años |
| Restrepo | Villa Fátima | 03° 47' 48.78" N 76° 29' 13.8" W | 1656 | 2200 pl/ha | 7 años |

Colecta e identificación de parasitoides de pupas de *Dasiops* spp. en cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla

Teniendo en cuenta que las larvas de tercer instar de *Dasiops* spp. emergen del botón floral para transformarse en el suelo en una pupa tipo coartata, estado en el que puede durar hasta 13 días (Delgado 2010a), quedando expuesta durante este tiempo a la acción de enemigos naturales, se utilizaron “pupas centinelas” o pupas trampa para la colecta de parasitoides de este estadio.

Se colectaron botones de maracuyá y pitaya infestados con *D. inedulis* y *D. saltans* respectivamente, se transportaron al laboratorio de Corpoica, centro de investigación Palmira donde se introdujeron en cámaras de emergencia como se describió en el punto anterior (Uchoa y Zucchi 1999). Cuatro días después se recolectaban las pupas que se habían formado y se colocaban en bolsas hechas con tela de tul (Fig. 3) con orificios que eran lo suficiente grandes para permitir la entrada de los parasitoides pero a la misma vez suficientemente pequeños para impedir la entrada de insectos depredadores de mayor tamaño. Cada bolsa estaba compuesta por 20 pupas de *Dasiops* spp., y eran ubicadas en el suelo bajo la sombra de las plantas, en dirección lineal al surco con el fin de exponerlas a las poblaciones de parasitoides que ocurren naturalmente en los cultivos.

Las pupas centinelas de *D. inedulis* fueron instaladas en dos cultivos de maracuyá amarillo comerciales ubicados en los municipios de Palmira y Toro, y la pupas centinelas de *D. saltans* se ubicaron en un cultivo de pitaya amarilla comercial ubicado en el municipio de Restrepo (Tabla 3). Estos cultivos tenían un manejo agronómico convencional.

En cada cultivo se ubicaron cinco puntos al azar distribuidos en todo el lote. Las bolsas de tul eran cambiadas por nuevas pupas cada semana. Las pupas centinelas que se recogían de campo, eran llevadas al laboratorio donde se individualizaron para facilitar la colecta de los

parasitoides que emergían. Este procedimiento se repitió durante tres meses en los lotes seleccionados.

Tabla 3. Ubicación de cultivos comerciales donde se ubicaron las pupas centinelas para la captura de parasitoides del estado pupal de *Dasiops* spp.

| Cultivo | Municipio | Finca | Coordenadas | Altura (msnm) |
|----------|-----------|------------|-------------------------------------|---------------|
| Maracuyá | Palmira | La Francia | 03°27'56''N 76°21'33''W | 997 |
| Maracuyá | Toro | Toluca 1 | 04°39'55.7''N 76°01'52.6''W | 939 |
| Pitaya | Restrepo | La Cabaña | N 03° 48' 36.1" W 0.76° 30'36.1" | 1670 |

Las muestras de las moscas obtenidas del maracuyá amarillo y la pitaya amarilla se enviaron al Dr. Cheslavo Korytkowski de la Universidad de Panamá para su identificación. De los parasitoides obtenidos, los Braconidae y Pteromalidae se enviaron al Dr. Steve Heydon (Universidad de California, Davis) y los Figitidae al Dr. Matthew Buffington (Systematic Research Laboratory, USDA) para su identificación.



Figura 3. Bolsas de tul con “pupas centinelas” de *D. saltans*, metodología utilizada para la colecta de parasitoides de pupas en campo.

6.2. EVALUACIÓN DEL PARASITOIDE DE PUPAS *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (HYMENOPTERA: PTEROMALIDAE) COMO CONTROLADOR BIOLÓGICO DE *Dasiops* spp. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA.

Se seleccionó el parasitoide de pupas *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani para este experimento por las siguientes razones:

- *Pachycrepoideus vindemmiae* es reconocido en la literatura como un parasitoide de la mosca de la fruta. Teniendo en cuenta que la mosca de la fruta (Diptera:

Tephritidae) y la mosca del botón floral (Diptera: Lonchaeidae), son grupos cercanos (las dos están dentro de la Superfamilia Tephritoidea), comparten ciertos hábitos y también algunos parasitoides.

- *Pachycrepoideus vindemmiae* es criado de forma masiva en condiciones de laboratorio.
- *Pachycrepoideus vindemmiae* es comercializado para el control de la mosca domestica, mosca de la fruta y *Dasiops* spp., sin embargo, no existen reportes científicos de su acción sobre *Dasiops* spp. y otras moscas de la familia Lonchaeidae.

Observaciones de parasitismo de *P. vindemmiae* en laboratorio

El experimento se realizó en el laboratorio de entomología de la Corpoica, del Centro de Investigación Palmira, con una temperatura de $29,8 \pm 2^\circ\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo.

En cajas plásticas de 33x22x16 cm, se ubicaron dos cajas Petri en las esquinas opuestas, cada una de ellas con 10 pupas de *D. inedulis* o *D. saltans*, y 10 pupas de *Musca domestica* respectivamente (el número de pupas de *Dasiops* spp. fue de 1:1 en relación con el número de pupas de *M. domestica*). La edad de las pupas varió debido a la metodología de obtención y a los aspectos biológicos del insecto. En cada esquina restante, se localizaron cajas Petri con algodón empapado con agua destilada y miel respectivamente.

En el centro de la caja, se liberaron 100 individuos de *P. vindemmiae*, recién emergidas (Fig. 4). Las cajas se dejaron selladas con una tapa de tela de tul durante 10 días, con el objetivo de permitir el tiempo suficiente para que los parasitoides copularan y parasitaran las pupas. Pasado este tiempo, cada caja fue abierta y las pupas de *Dasiops* spp. y *M. domestica* se dispusieron separadamente en viales de vidrio durante 15 días. Después de este periodo, las pupas de *Dasiops* spp. fueron diseccionadas con el propósito de determinar el parasitismo y emergencia de *P. vindemmiae* en pupas de *Dasiops* spp.

Se observó la preferencia que tiene el parasitoide con relación a la edad de las pupas. Se utilizaron pupas de *Dasiops* spp. de 2, 4, 6, 8, 10, 12 días de edad. Se utilizaron 10 pupas de cada edad y se ubicaron en cajas petri grandes por cada edad, donde se liberaban 5 parejas del parasitoide recién emergidas. Bajo estas condiciones se dejaron durante dos semanas.

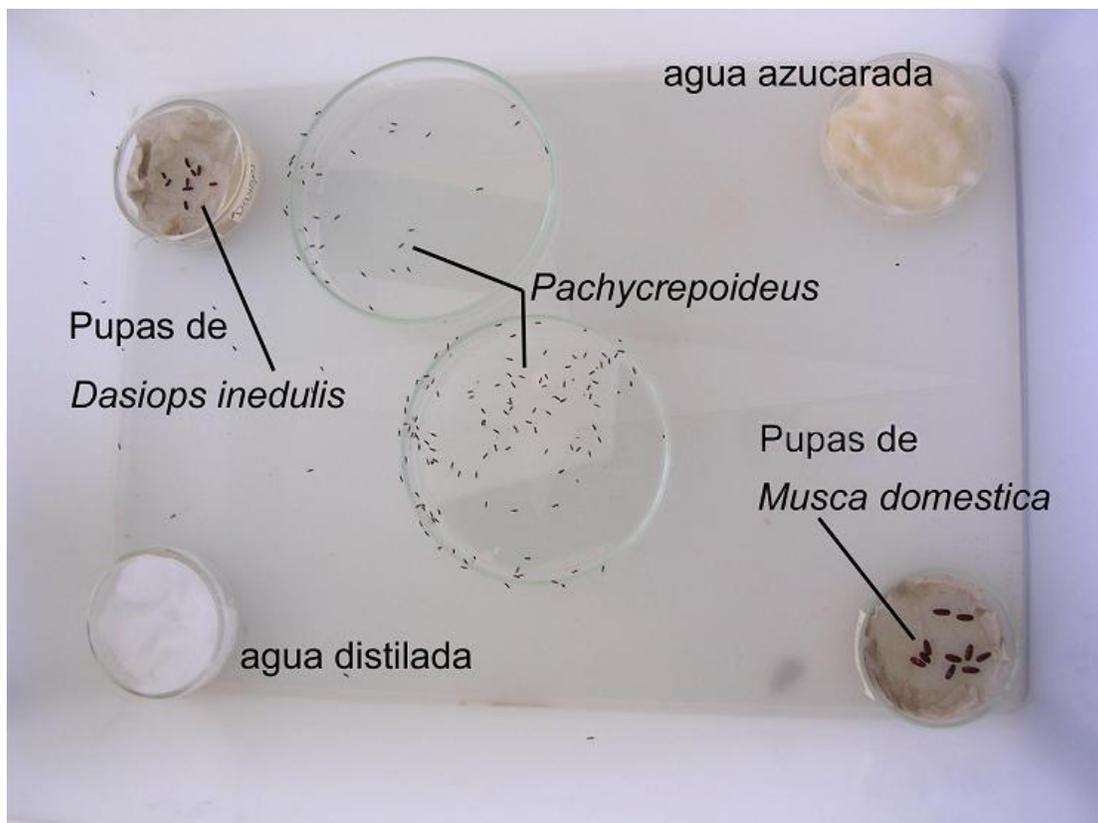


Figura 4. Observaciones en laboratorio para evaluar parasitismo y preferencia de *P. vindemmiae* sobre pupas de *Dasiops* spp. y *Musca domestica*.

Observaciones de parasitismo de *P. vindemmiae* en campo.

Las pupas centinelas de *D. inedulis* fueron instaladas en dos cultivos de maracuyá amarillo comerciales ubicados en los municipios de Palmira y Toro, y la pupas centinelas de *D. saltans* se ubicaron en un cultivo de pitaya amarilla comercial ubicado en el municipio de Restrepo (Tabla 3). Estos cultivos tenían un manejo agronómico convencional.

Se ubicaron cultivos comerciales de maracuyá amarillo, ubicados en los municipios de Palmira y Toro, y de pitaya amarilla ubicado en el municipio de Restrepo (Tabla 4), para observar el parasitismo de *P. vindemmiae* a diferentes distancias en condiciones de campo. Esta evaluación se realizó colocando bolsas de tul con pupas centinelas de *Dasiops* spp. en el suelo, en dirección lineal con el surco. Las pupas centinelas fueron ubicadas, a 0, 3, 5, 7, 10 m de distancia desde el punto de liberación de *P. vindemmiae* (Fig. 5). Cada bolsa de tul con pupas centinelas contenía aproximadamente 20 pupas de *Dasiops* spp., las cuales se removieron después de dos semanas. Teniendo en cuenta que no se conoce ningún reporte de otros parasitoides actuando en campo, no se contempló como un riesgo para estas observaciones. Las bolsas de liberación de *P. vindemmiae* se colocaron a la altura de los botones florales, siguiendo la recomendación para el producto comercial, de las cuales

emergieron aproximadamente 300 adultos del parasitoide por bolsa. Cada línea de evaluación se repitió cinco veces en forma simultánea con dirección contraria a la pendiente del lote, para minimizar el efecto del viento.

Las muestras se trasladaron al laboratorio donde fueron individualizadas y conservadas durante una semana adicional con el fin de proporcionar el tiempo necesario para la emergencia del parasitoide. Las pupas en las que no se presentó emergencia, fueron disectadas bajo el estereoscopio para buscar estados inmaduros de *P. vindemmiae* que no hubiesen terminado su desarrollo. Con base en esto se registraron los datos de parasitismo y desplazamiento a las diferentes distancias.

Este experimento está supeditado a la disponibilidad de larvas y pupas de *Dasiops* spp. que se puedan obtener de las colectas de botones de campo.

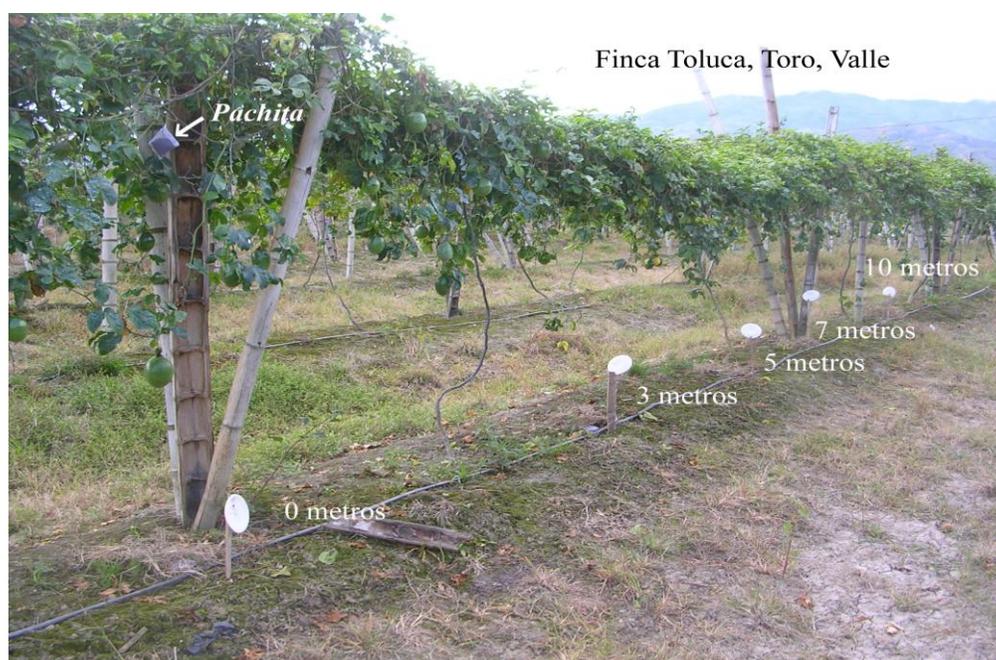


Figura 5. Observaciones en campo de parasitismo y desplazamiento de *P. vindemmiae* sobre pupas de *D. inedulis* a cinco distancias.

Tabla 4. Ubicación de cultivos comerciales donde se ubicaron las pupas centinelas para observar el parasitismo *P. vindemmiae* sobre pupas de *Dasiops* spp. a cinco distancias.

| Cultivo | Municipio | Finca | Coordenadas | Altura (msnm) |
|----------|-----------|------------|-------------------------------------|---------------|
| Maracuyá | Palmira | La Francia | 03°27'56''N 76°21'33''W | 997 |
| Maracuyá | Toro | Toluca 1 | 04°39'55.7''N 76°01'52.6''W | 939 |
| Pitaya | Restrepo | La Cabaña | N 03° 48' 36.1" W 0.76° 30'36.1" | 1670 |

En este estudio se utilizó *P. vindemmiae*, donado por Productos Biológicos Perkins Ltda., Palmira, Valle del Cauca.

Cada bolsa de liberación comercial contiene aproximadamente 3000 pupas con un parasitismo del 80% según la comercializadora.

Cada vez que se realizaba una observación de parasitismo de campo, en el laboratorio de entomología del C.I. Palmira, se realizó un control de calidad del material comercial, que consistió en dejar una muestra de las bolsas de paquita para verificar que emergieran todas las avispidas y posterior a esto hacer el conteo (Fig. 6).



Figura 6. Control de calidad de emergencia a material comercial de *P. vindemmiae* en laboratorio.

Se realizó un experimento adicional en laboratorio con el objetivo de evaluar la emergencia en términos de porcentaje (%) de eclosión de *P. vindemmiae* en bolsas de liberación y la efectividad del método de liberación de los mismos.

En frascos de vidrio (25 cm x 15 cm x 15 cm) se colocaron 10 bolsas de liberación de *P. vindemmiae* de diferentes formas. Las primeras 4 se colgaron en su presentación original con un alambre a la boca del frasco; otras 3 se colocaron en una bolsa similar a la original, pero de mayor tamaño y colgada de igual forma a la anterior; y otras 3 bolsas de pupas parasitadas con *P. vindemmiae* fueron extraídas de sus bolsas y extendidas en papel toalla dentro del frasco de vidrio (Fig. 7) para ver si habían diferencias en la emergencia (%) según el modo de liberación de las pupas parasitadas. Se dejaron en el laboratorio a 24°C y 76% H.R. promedio.



Figura 7. Observaciones de emergencia de *P. vindemmiae* con diferentes métodos de liberación en condiciones de laboratorio.

6.3. EVALUACIÓN DE UN Y OTROS PRODUCTOS QUÍMICOS COMO CONTROL DE *Dasiops* spp. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA.

Evaluación de un cebo tóxico como control químico de *Dasiops inedulis* en cultivos de maracuyá amarillo.

Los experimentos se realizaron en las localidades de Palmira y Toro, en el departamento del Valle del Cauca, durante dos meses (diciembre 2009 y enero 2010), tiempo equivalente a aproximadamente dos generaciones de *D. inedulis*. Los lotes seleccionados tenían un manejo agronómico comercial. Este experimento consistió en la evaluación de un cebo tóxico de origen natural a base de *Saccharopolyspora spinosa*, comercialmente conocido con el nombre de Success GF-120* 0.02 CB de ingrediente activo spinosad, comparado con el manejo convencional utilizado por los agricultores a base de malathion.

Se colectaron 100 botones florales por parcela al inicio de su formación, con el propósito de evaluar la incidencia del insecto. Las evaluaciones en los dos cultivos consistieron en 3 tratamientos, Tratamiento 1: Manejo Agricultor (aplicaciones semanales de Malathion + proteína hidrolizada); Tratamiento 2: Aplicaciones de cebo toxico Success GF-120* 0.02 CB; y Tratamiento 3: Testigo absoluto (sin aplicaciones). En la Tabla 5 se muestran las dosis por bomba utilizadas en el experimento, categorías toxicológicas de los productos y modo de acción de los mismos.

Tabla 5. Características de los insecticidas utilizados en el experimento en maracuyá amarillo.

| Tratamientos | Insecticida nombre comercial | Ingrediente Activo (I.A) | Grupo Químico | Dosis cebo / Bomba 20 lt | Categoría toxicológica | Modo de acción según la etiqueta |
|--|------------------------------|--------------------------|------------------|--------------------------|------------------------------|---|
| Tratamiento 1. Manejo convencional. Aplicaciones semanales de insecticidas sintéticos más utilizados por los agricultores. | MALATHION 57% EC | malathion | Organofosforados | 30 cc | III Medianamente tóxico | Insecticida que actúa por contacto, inhalación e ingestión, sobre el sistema nervioso de los insectos, lo cual da un excelente control de larvas y adultos de numerosas plagas. Presenta baja persistencia en las plantas y en el medio ambiente. Su punto de acción primario es inhibir la acetilcolinesterasa, que detiene la transmisión de los impulsos nerviosos. Los insectos afectados quedan paralizados, caen al suelo y mueren por inanición. Su fuerte poder de choque o derribe le permite controles rápidos sobre una gran gama de insectos plagas. |
| Tratamiento 2. Aplicaciones de cebo tóxico | SUCCESS GF-120* 0.02 CB | spinosad | Espinosinas | 1.6 L | III Ligeramente peligroso | Spinosad, es producido naturalmente a partir del actinomiceto <i>Saccharopolyspora spinosa</i> . Spinosad es una mezcla de los spinosines más activos A y D, que han demostrado un excelente control de muchas especies de insectos que atacan a los cultivos. Posee efecto por ingestión (estomacal) y contacto. Su modo de acción es a nivel del sistema nervioso central, con un mecanismo único, que no lo expone a resistencia cruzada con insecticidas de otros modos de acción. El efecto inicial del insecticida se manifiesta por temblores y falta de coordinación y al final parálisis y la muerte. La residualidad del insecticida es comparable con la de los piretroides, aun cuando este producto se degrada muy rápidamente en el medio ambiente. El efecto insecticida no se afecta por la variación del pH o de la temperatura. Ha demostrado un margen de seguridad significativa para insectos benéficos, flora y fauna silvestre, la salud de los trabajadores y no es fitotóxico para los cultivos ensayados. |
| Tratamiento 3. Testigo | Sin aplicación | | | 0 | | Sin aplicación |

Las aplicaciones de los cebos tóxicos se realizaron con una bomba de espalda manual (Fig. 8A). Para el caso del Success se aplicó dejando gotas de 3 a 4 mm (Fig. 8B) siguiendo la recomendación de la etiqueta, para la aplicación del Malathion se utilizó una boquilla de aspersion.



Figura 8. A. Aplicación de cebo tóxico. B. Tamaño de gota después de aplicación de cebo tóxico.

El experimento se estableció en campo en un diseño de bloques completos al azar (BCA) con tres repeticiones. Cada parcela estuvo conformada por cinco surcos de 18 plantas equivalente a 51 m de longitud: donde los surcos 1 y 5 fueron considerados de barrera para evitar la deriva de las aplicaciones de insecticida hacia las parcelas vecinas; los surcos 2, 3, y 4 se consideraron como conformadores de la parcela efectiva. La totalidad de las parcelas recibieron los tratamientos, sin embargo la unidad experimental fueron las 4 plantas centrales de los surcos efectivos (2, 3, y 4), para un total de 12 plantas efectivas para cada repetición, de donde se tomaron los datos. Los tratamientos se realizaron desde el momento en que se inició la formación de botones florales y se repitió cada ocho días hasta los dos meses, abarcando dos ciclos de la plaga, y la apertura de las flores de dos generaciones, para un total de ocho aplicaciones por parcela.

De cada tratamiento se tomaron 21 botones por unidad experimental, y se midieron en cada uno la infestación (%). $\% \text{ Infestación} = \text{Número de botones dañados} / \text{Total de botones} * 100$. Se realizó un análisis de varianza para la variable de infestación (%) de acuerdo con el modelo estadístico establecido en campo y para la comparación de promedios se utilizó la prueba de Tukey con una significancia del 5%. Se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.0.

Este experimento está supeditado a la presencia de adultos de *Dasiops* spp. en los cultivos.

Evaluación de un cebo tóxico como control químico de *Dasiops saltans* en cultivos de pitaya amarilla.

Los experimentos se realizaron en la localidad de Restrepo, en el departamento del Valle del Cauca, en la finca La Cabaña, donde se seleccionó un lote de 3.200 m² sembrado con pitaya amarilla de seis años de edad, en pleno inicio de floración, en el cual se estableció un experimento que consistió en comparar las pérdidas (%) en cosecha atribuidos al daño ocasionado por la mosca del botón floral *D. saltans*.

Debido a que el botón floral es susceptible durante todo su desarrollo, las evaluaciones se realizaron desde que inició la formación del botón, hasta la apertura de la flor.

En el momento en que inició la formación de los botones florales, se tomó una muestra de 40 botones por parcela con síntomas de daño, con el propósito de evaluar la incidencia del insecto. Posterior a esto, se llevó a cabo la aplicación de los tratamientos durante dos meses y medio (octubre a diciembre 2010), tiempo equivalente a aproximadamente tres generaciones de *D. saltans*, y hasta la apertura del botón.

Las evaluaciones en el cultivo consistieron en 4 tratamientos, Tratamiento 1: Manejo Agricultor (aplicaciones semanales de Malathion + proteína hidrolizada en rotación Dipterex); Tratamiento 2: Aplicación de insecticida de nueva generación Fastac 10 EC; Tratamiento 3: Testigo absoluto (sin aplicaciones) y, Tratamiento 4: Aplicaciones de cebo toxico Success GF-120* 0.02 CB. En la Tabla 6 se muestra las dosis por bomba utilizadas en el experimento, categorías toxicológicas de los productos y modo de acción de los mismos.

Tabla 6. Características de los insecticidas utilizados en el experimento en pitaya amarilla.

| Tratamiento | Nombre Comercial | Ingrediente Activo (I.A) | Grupo Químico | Dosis cebo / Bomba 20 lt | Categoría toxicológica | Modo y mecanismo de acción según la etiqueta |
|--|------------------|--------------------------|------------------|--------------------------|-------------------------|--|
| Tratamiento 1. Manejo convencional. Aplicaciones semanales de insecticidas sintéticos más utilizados por los agricultores. | Malathion 57 EC | malathion | Organofosforados | 30 cc | III Medianamente tóxico | Insecticida que actúa por contacto, inhalación e ingestión, sobre el sistema nervioso de los insectos, lo cual da un excelente control de larvas y adultos de numerosas plagas. Presenta baja persistencia en las plantas y en el medio ambiente. Su punto de acción primario es inhibir la acetilcolinesterasa, que detiene la transmisión de los impulsos nerviosos. Los insectos afectados quedan paralizados, caen al suelo y mueren por inanición. Su fuerte poder de choque o derribe le permite controles rápidos sobre una gran gama de insectos plagas. |
| | Dipterex SL 500 | triclorphon | Organofosforados | 30 cc | II Altamente Toxicó | Insecticida que actúa por contacto e ingestión. En particular, controla ordenes del topo Diptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Hemiptera, Coleoptera en muchos cultivos. Su mecanismo de acción es por inhibición de la colinesterasa, que es la enzima que metaboliza a la acetilcolina que es una sustancia neurotransmisora. Al combinarse el triclorfón con la enzima impide su acción y por lo tanto se produce una acumulación de acetilcolina a nivel de las sinapsis neuromusculares ocasionando la parálisis y muerte del parásito. |
| Tratamiento 2. Insecticida de nueva generación | Fastac 10 EC | alphacipermetrina | Piretroides | 10 cc | II Altamente Toxicó | FASTAC® 10 EC es un insecticida piretroide (compuesto por los isómeros más activos de cipermetrina, en alta concentración), que actúa por contacto e ingestión. Debido a que no presenta acción sistémica fumigante, debe aplicarse procurando que se logre el mayor contacto con las plagas y buena cobertura del follaje. Actúa por interferencia del sistema nervioso |

| | | | | | | |
|--|-------------------------|----------------|-------------|-------|---------------------------|---|
| | | | | | | central y periférico a nivel de los canales de sodio y potasio de las membranas celulares, los cuales son los responsables de los potenciales de acción. Estos canales de sodio expuestos a piretroides, sufren un bloqueo durante su apertura, lo cual genera una despolarización permanente de la membrana, enviando descargas masivas sobre el sistema nervioso central. |
| Tratamiento 3. Testigo | Sin aplicación | Sin aplicación | | | | |
| Tratamiento 4. Aplicaciones de cebo tóxico | Success GF-120* 0.02 CB | spinosad | Espinosinas | 1.6 L | III Ligeramente peligroso | <p>Spinosad, es producido naturalmente a partir del actinomiceto <i>Saccharopolyspora spinosa</i>. Spinosad es una mezcla de los spinosines más activos A y D, que han demostrado un excelente control de muchas especies de insectos que atacan a los cultivos. Posee efecto por ingestión (estomacal) y contacto.</p> <p>Su modo de acción es a nivel del sistema nervioso central, con un mecanismo único, que no lo expone a resistencia cruzada con insecticidas de otros modos de acción. El efecto inicial del insecticida se manifiesta por temblores y falta de coordinación y al final parálisis y la muerte. La residualidad del insecticida es comparable con la de los piretroides, aun cuando este producto se degrada muy rápidamente en el medio ambiente. El efecto insecticida no se afecta por la variación del pH o de la temperatura.</p> <p>Ha demostrado un margen de seguridad significativa para insectos benéficos, flora y fauna silvestre, la salud de los trabajadores y no es fitotóxico para los cultivos ensayados.</p> |

El experimento se estableció en campo en un diseño de bloques completos al azar (BCA) con cuatro repeticiones. La parcela quedó establecida con cinco surcos de doce plantas cada uno, donde los surcos 1 y 5 fueron considerados de barrera para evitar la deriva de las aplicaciones de insecticida hacia las parcelas vecinas; los surcos 2, 3, y 4 se consideraron como conformadores de la parcela efectiva. La totalidad de las parcelas recibieron los tratamientos, sin embargo la unidad experimental fueron las ocho plantas centrales de los surcos efectivos (2, 3, y 4), para un total de 24 plantas efectivas para cada repetición, de donde se tomaron los datos. Los tratamientos quedaron separados entre sí, por dos plantas al inicio y al final de cada parcela. Esta condición se mantuvo entre cada tratamiento y cada repetición. La densidad de siembra del lote fue de 1.5 m entre plantas y 3 m entre surcos para un área total de 216 m² por parcela, lo que equivale a 864 m² por tratamiento y un total de área de evaluación de 2.592 m².

Los tratamientos se realizaron desde el momento en que se inició la formación de botones florales y se repitió cada ocho días hasta los tres meses, abarcando tres ciclos de la plaga, y la apertura de las flores, para un total de doce aplicaciones por parcela.

De cada tratamiento se tomaron todos los botones con síntomas por unidad experimental (Fig. 9), y se midieron en cada uno la infestación. % Infestación = Número de botones dañados / Total de botones*100. Se realizó un análisis de varianza para la variable de infestación (%) de acuerdo con el modelo estadístico establecido en campo y para la comparación de promedios se utilizó la prueba de Tukey con una significancia del 5%. Se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.0.



Figura 9. Botones florales de pitaya amarilla. Nótese los botones florales de coloración rojiza síntoma de daño (ver círculo rojo).

También se calcularon los botones florales dañados por factores como: i) abscisión natural, ii) *Fusarium* sp. y iii) mosca del botón floral de la pitaya *D. saltans*. Además se determinó estadísticamente mediante un Análisis de Varianza y pruebas de rango múltiple de Duncan el tratamiento donde se obtuvo la mayor producción y el mayor daño (%) por *D. saltans*.

Este experimento está supeditado a la presencia de adultos de *Dasiops* spp. en los cultivos, y a las variables climáticas que puedan afectar las poblaciones y las aplicaciones.

7. RESULTADOS

7.1. Identificación de especies de moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y de la pitaya amarilla

Las moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y de la pitaya amarilla fueron identificadas como *Dasiops inedulis* Steyskal y *Dasiops saltans* Townsend por el Dr. Cheslavo Korytkowski de la Universidad de Panamá. Esto reconfirma la identidad de estos loncheidos como plagas claves del maracuyá amarillo y de la pitaya amarilla en el Valle del Cauca, respectivamente. Estas especies ya habían sido reportadas por algunos autores en Colombia para maracuyá amarillo (Korytkowski 1993; Chacón y Rojas 1984; Ambrecht 1985; Ambrecht *et al.* 1986) y para pitaya amarilla (Vergara y Pérez 1988; López y Ramírez 1998; Delgado *et al.* 2010a).

7.2. DETERMINACIÓN DE PARASITOIDES DE *Dasiops* spp. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA EN EL VALLE DEL CAUCA

7.2.1. Parasitoides de *D. inedulis*

De los 7.490 botones florales colectados en campo, se obtuvieron siete especímenes de un parasitoide tipo larva-pupa parasitando a *D. inedulis*. Este parasitoide fue identificado como *Utetes anastrephae* Viereck (Hymenoptera: Braconidae) (Figs. 10 y 11B) por el Dr. Steve Heydon de la Universidad de California, Davis. *Utetes anastrephae* se ha reportado como un parasitoide de las moscas de las frutas, *Anastrepha* spp. y de *Ceratitis capitata* en Brasil (Uchoa-Fernandes *et al.* 2003), y en Colombia de *Anastrepha* spp. (Insuasty *et al.* 2007). Este es el primer registro de *U. anastrephae* como parasitoide de *D. inedulis*, aunque miembros de este género ya han sido reportados atacando loncheidos en pasifloras (e.g., Ambrecht *et al.* 1986, como *Opius* sp.; Wyckhuys *et al.* 2012). Los parasitoides fueron obtenidos de la pupa, sugiriendo que es un parasitoide larva-pupa que pone sus huevos en algún momento durante el estado larval de la mosca, cuando las larvas aún se encuentran dentro del botón floral. Se observó la presencia en campo del parasitoide (Fig. 10).



Figura 10. Adulto de *Utetes anastrephae* en una hoja de maracuyá amarillo visto en campo. Bolo Alizal, Valle del Cauca.

Con el uso de 1200 pupas centinelas, se capturaron tres parasitoides de pupas: dos especímenes de *Aganaspis* sp. (Hymenoptera: Figitidae) (Fig. 11A), cuatro especímenes de *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (Fig. 11C) y un individuo de *Spalangia* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae) (Fig. 11D). Estos son los primeros registros de estos parasitoides de pupas sobre de *D. inedulis* para el Valle del Cauca. También se observaron pupas con daño por otros insectos (Fig. 12B), posiblemente tijeretas (Dermaptera), carábidos (Coleoptera: Carabidae), y hormigas (Hymenoptera: Formicidae) que ocurren en el suelo. Se colectó también una larva de la familia Chrysopidae (Neuroptera) (Fig. 12C) probablemente *Leucochrysa* sp. con partes de la capsula de las pupas centinelas en su dorso, comportamiento común de algunas especies de crisopas que después de alimentarse utilizan los restos de sus presas como protección o camuflaje (C. Tauber, comunicación personal) . En la Tabla 7 se listan los enemigos naturales de *D. inedulis* que se reportan en este trabajo y algunos de la literatura.



Figura 11. Parasitoides encontrados en campo **A.** *Aganaspis* sp. (Hymenoptera: Figitidae). **B.** *Utetes anastrephae* Viereck (Hymenoptera: Braconidae). **C.** *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (Hymenoptera: Pteromalidae). **D.** *Spalangia* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae).

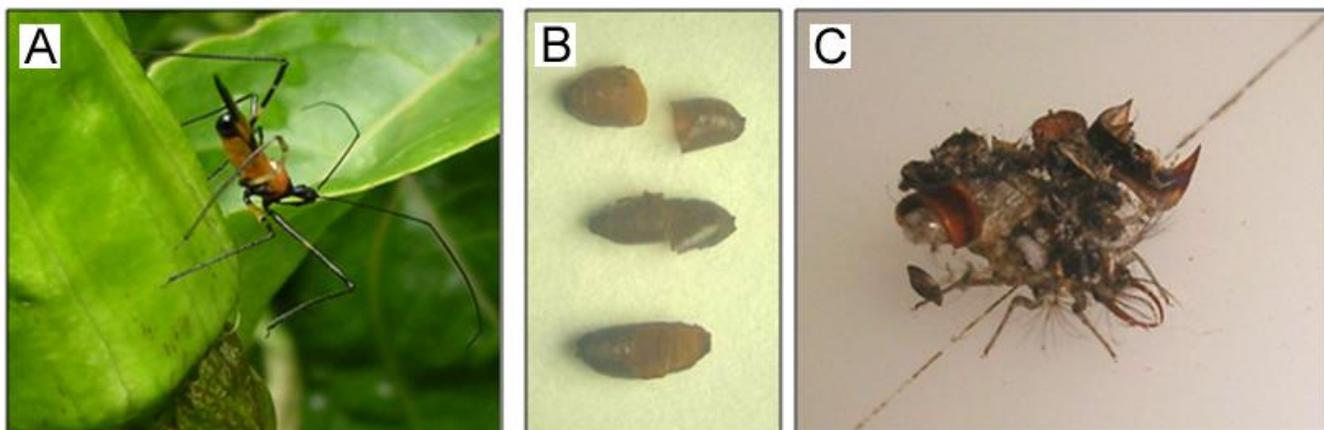


Figura 12. **A.** Chinche depredador *Zelus* sp. (Hemiptera: Reduviidae) sobre botón floral. **B.** Capsulas pupales con daño por depredadores. **C.** Larva de Chrysopidae (posiblemente *Leucochrysa* sp.) con pedazos de una pupa de *D. inedulis* adheridos a su cuerpo.

Tabla 7. Listado de enemigos naturales de *D. inedulís*.

| No. | Orden | Familia | Nombre científico | Hábito | Estado de la plaga que ataca | Referencia |
|-----|-------------|--------------|-------------------------------------|-------------|------------------------------|--|
| 1 | Hemiptera | Reduviidae | <i>Zelus</i> sp. | Depredador | Adulto | Ambrecht <i>et al.</i> (1986) |
| 2 | Hemiptera | Reduviidae | <i>Zelus rubidus</i> | Depredador | Adulto | Ambrecht <i>et al.</i> (1986) |
| 3 | Hymenoptera | Braconidae | <i>Utetes anastrephae</i> | Parasitoide | Larva-pupa | Presente estudio |
| 4 | Hymenoptera | Braconidae | <i>Utetes</i> sp. | Parasitoide | Larva-pupa | Ambrecht <i>et al.</i> 1986 (como <i>Opius</i> sp.); Wyckhuys <i>et al.</i> 2012 |
| 5 | Hymenoptera | Pteromalidae | <i>Pachycrepoideus vindemmiae</i> | Parasitoide | Pupa | Presente estudio |
| 6 | Hymenoptera | Pteromalidae | <i>Spalangia</i> sp. | Parasitoide | Pupa | Presente estudio |
| 7 | Hymenoptera | Figitidae | <i>Aganaspis</i> sp. | Parasitoide | Pupa | Presente estudio |
| 8 | Hymenoptera | Vespidae | Especie de la subfamilia Polybiinae | Depredador | Larva | Posso y Chacón (1981), Chacón y Rojas (1984), <i>apud</i> Ambrecht (1985) |
| 9 | Hymenoptera | Vespidae | <i>Polistes erythrocephalus</i> | Depredador | Larva | Ambrecht (1985) |
| 10 | Neuroptera | Chrysopidae | pos. <i>Leucochrysa</i> sp. | Depredador | Pupa | Presente estudio |
| 11 | Araneae | Thomisidae | <i>Synaemops rubropunctatum</i> | Depredador | Adulto | Ambrecht <i>et al.</i> (1986) |
| 12 | Araneae | Thomisidae | <i>Misumenops biannulipes</i> | Depredador | Adulto | Ambrecht <i>et al.</i> (1986) |

7.2.2. Parasitoides de *D. saltans*

De los 5.650 botones colectados y de las 1.600 pupas centinelas de *D. saltans*, no se logró observar presencia de parasitoides.

7.3. EVALUACIÓN DEL PARASITOIDE DE PUPAS *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (HYMENOPTERA: PTEROMALIDAE) COMO CONTROLADOR BIOLÓGICO DE *Dasiops* spp. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA

En las observaciones de laboratorio, todas las pupas fueron observadas bajo el esteroscopio y disectadas para evaluar el parasitismo (Fig. 13A). Al disectar las cápsulas de pupas de *Dasiops* spp. que fueron expuestas a *P. vindemmiae* se hallaron pupas momificadas de *D. inedulís*; pupas vivas o muertas, y adultos de *P. vindemmiae* próximos a emerger (Fig. 13B).

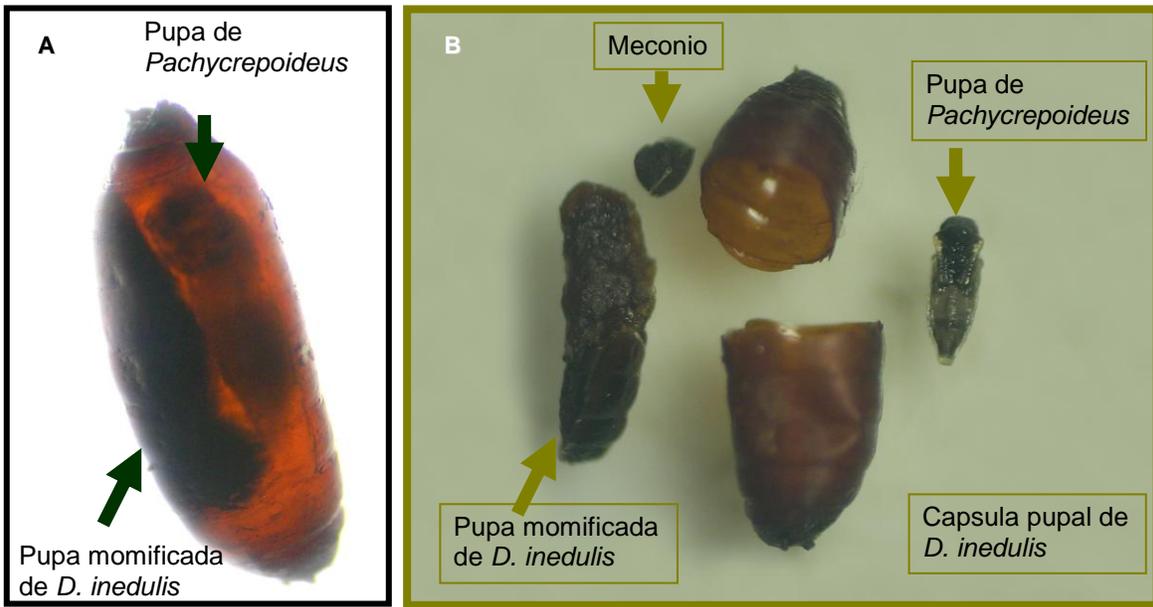


Figura 13. A. Pupa de *D. inedulis* parasitada por *P. vindemmiae*. B. Disección de pupas para evaluar parasitismo.

Las pupas de *Dasiops* spp. en las cuales se verificó la presencia de larvas y pupas (vivas y muertas) de *P. vindemmiae* alcanzó un parasitismo del 30% en *D. inedulis*, sin embargo solo el 17% emergió como adulto de *P. vindemmiae*. Para el caso de *D. saltans* solo alcanzó el 19%, y solo el 6% emergió como adulto de *P. vindemmiae* (Fig. 14).

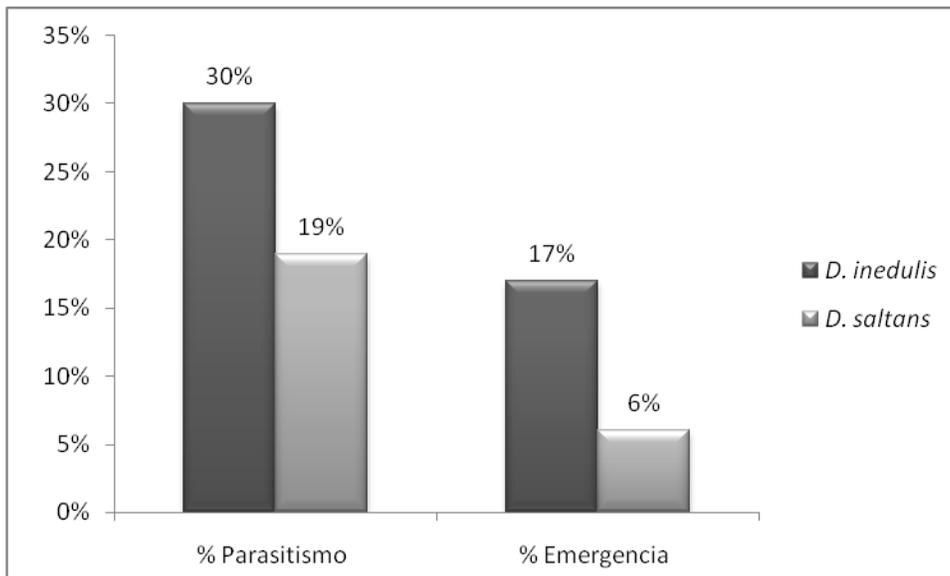


Figura 14. Porcentaje de parasitismo y emergencia de *P. vindemmiae* sobre *Dasiops* spp. en el laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29,8 \pm 2^\circ\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo.

Para los dos casos, en el restante de pupas no fue posible verificar la presencia de *P. vindemmiae*. Es importante resaltar de estas observaciones que de ninguna de las pupas de *D. inedulis* y *D. saltans* que fueron expuestas a *P. vindemmiae* emergieron moscas adultas.

En las pupas de *D. inedulis* de 2, 4, 6, 8, 10, 12 días expuestas al parasitoide en condiciones de laboratorio se observó que el mayor parasitismo ocurre sobre pupas de uno a cuatro días de edad (Fig. 15). Esta situación pudo haber afectado los experimentos de laboratorio y campo, puesto que la calidad del recurso alimenticio es diferente según la edad de la pupa.

Para *D. saltans* no se realizó esta prueba debido a que fue difícil recuperar el número de larvas y pupas, y por el limitado tiempo en el periodo de floración de la pitaya amarilla. A esto se sumo el prolongado periodo de lluvias que coincidió la baja ocurrencia de *D. saltans* en el lote experimental.

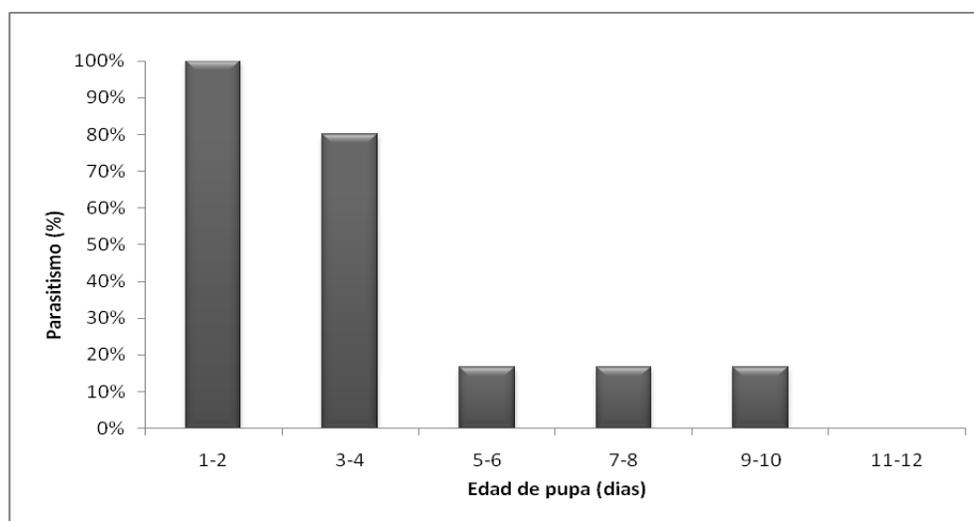


Figura 15. Porcentaje de parasitismo de *P. vindemmiae* sobre pupas de *D. inedulis* a diferentes edades, en el laboratorio de entomología de Corpoica, Centro de Investigación Palmira, ubicado a 1.008 msnm, con una temperatura de $29,8 \pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa (H.R.) de $65 \pm 2\%$ y 12 horas de fotoperiodo.

Se realizaron conteos de emergencia de los controles de cada liberación que se llevaban en laboratorio, y se observó una baja emergencia del parasitoide en laboratorio, la cual no supero el 30%.

En cuanto a las observaciones del método de liberación, se contaron en promedio 3.404 pupas por bolsa de liberación. En promedio se obtuvieron 357 parasitoides por bolsa de liberación de los cuales el 95% (340) eran hembras (Fig.16A) y el 5% restante machos (17) (Fig. 16B). Los resultados de estas observaciones indican que el método de liberación no afectó la emergencia (%) de los parasitoides. Sin embargo, el porcentaje de emergencia de *P. vindemmiae* fue demasiado bajo, puesto que corresponde aproximadamente al 10% del número de pupas que viene por cada bolsa de liberación comercial.

Es importante indicar la gran diferencia en la razón de hembra: macho en los especímenes obtenidos en el laboratorio con aquellos obtenidos en el campo. En el laboratorio la razón de hembra: macho fue de 21:1 y en el campo fue de 1:1. Se necesitan estudios adicionales para determinar las causas de estas diferencias.



Figura 16. A. Hembra de *P. vindemmiae*. Nótese abdomen puntiagudo y ovipositor extendido. B. Macho de *P. vindemmiae*. Nótese abdomen redondeado.

En las observaciones de parasitismo de *P. vindemmiae* en campo en cultivos de maracuyá amarillo en el municipio de Toro el parasitismo (%) de *P. vindemmiae* sobre *D. inedulis* fue de: 2,5% a 0 metros, 8% a 3 metros, 10% a 5 metros, y 2,5% a 7 y 10 metros. En Palmira los resultados fueron los siguientes: 45% a 0 metros, 36% a 3 metros, 15% a 5 metros, 25% a 7 metros y 30% a 10 metros (Fig. 17). En otro experimento piloto para estudiar la distancia máxima de desplazamiento de *P. vindemmiae* en el campo, se colocaron pupas centinelas a 0, 15, 20 y 25 metros desde el punto de liberación. En este estudio realizado en el municipio de Toro se obtuvo lo siguiente: parasitismo (%): 6% a 0 metros, 2% a 15 metros, 3% a 20 metros, y 0% a 25 metros. Esto indica que el parasitoide *P. vindemmiae* es capaz de desplazarse hasta 20 metros en una semana desde que se instalan las bolsas de liberación. Del material biológico recuperado del campo se encontró que la proporción de macho: hembra es de 1:1.

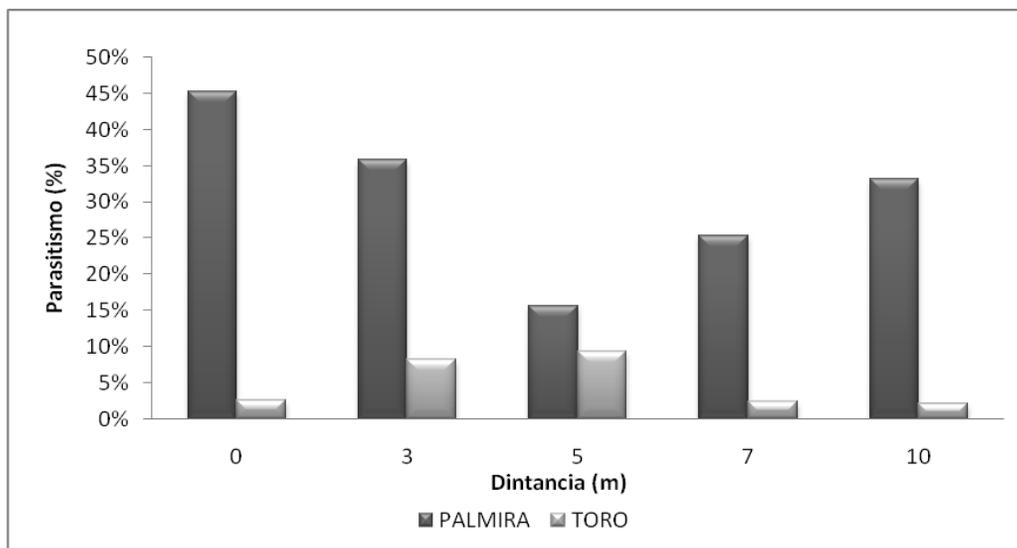


Figura 17. Porcentaje de parasitismo de *P. vindemmiae* sobre pupas de *D. inedulis*, para las localidades de Palmira y Toro en el Valle del Cauca.

Se observaron diferencias en el parasitismo en las dos localidades, con un máximo del 12% y 50% en Toro y Palmira respectivamente.

El experimento realizado en cultivos de pitaya amarilla, se obtuvo como resultado solo una pupa parasitada (Fig. 18).



Figura 18. *Pachycrepoideus vindemmiae* recuperada de una pupa en el experimento en campo.

Este pobre nivel de parasitismo se puede adjudicar a que para realizar estos experimentos se utilizaban pupas de diferentes edades debido a la metodología utilizada para la recuperación de pupas de *Dasiops* spp., puesto que este insecto no se puede criar bajo condiciones de laboratorio, dado que no copula (Ambrecht (1995) y Delgado *et al.* (2010a)). Otra consideración a tener en cuenta son los bajos niveles de emergencia del material comercial utilizado en el experimento.

7.4. EVALUACIÓN DE UN CEBO TOXICO Y OTROS PRODUCTOS QUÍMICOS COMO CONTROL DE *DASIOPS* SPP. EN CULTIVOS DE MARACUYÁ AMARILLO Y PITAYA AMARILLA.

7.4. 1. Evaluación de un cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB como control químico de *Dasiops inedulis*

La localidad de Toro siempre mostró mayores niveles de daño por *D. inedulis* en todos los tratamientos comparado con Palmira. Los mayores daños (%) se registraron en el tratamiento testigo, alcanzando un 47% en Palmira y 56% en Toro. En el tratamiento Manejo Agricultor las infestaciones (%) fueron de 39% y 51% en Palmira y Toro respectivamente. El tratamiento donde se utilizó el cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB tuvo el mejor control del insecto manteniendo los niveles de daño más bajos siendo de 29% en Palmira y 40% en Toro (Fig. 19). Sin embargo los valores de daño (%) siguen siendo muy altos en todos los tratamientos, lo que sugiere que *D. inedulis* sigue siendo un problema para el agricultor.

El análisis de varianza para el daño (%) por *D. inedulis*, mostró diferencias altamente significativas entre las dos localidades evaluadas (Palmira y Toro) (GL: 1, F: 7,94, P: 0,005), siendo Palmira la localidad con el menor daño. De igual manera el análisis estadístico reveló diferencias significativas entre los tres tratamientos, T1: Manejo Agricultor “malathion + proteína hidrolizada”; T2: cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB, y T3: testigo absoluto “sin aplicaciones” (GL= 2, F= 6,75, P= <0,001).

La prueba de comparación de medias de Duncan indicó que para la infestación (%), el tratamiento con aplicación del cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB registró los promedios más bajos en las dos localidades, siendo estadísticamente diferente con respecto al tratamiento testigo, en contraste con los promedios del tratamiento del Manejo Agricultor y el testigo cuales no muestran diferencia estadística (Fig. 19).

La comparación entre los tratamientos manejo del agricultor y aplicación del cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB, no muestran diferencia estadística, sin embargo el cebo toxico, mantuvo los niveles de daño más bajos, además de que ofrece ventajas para su incorporación dentro de un paquete de manejo, por su modo de aplicación, su bajo impacto sobre los polinizadores, y su baja interferencia con los enemigos naturales de larvas y pupas comparado con el manejo convencional.

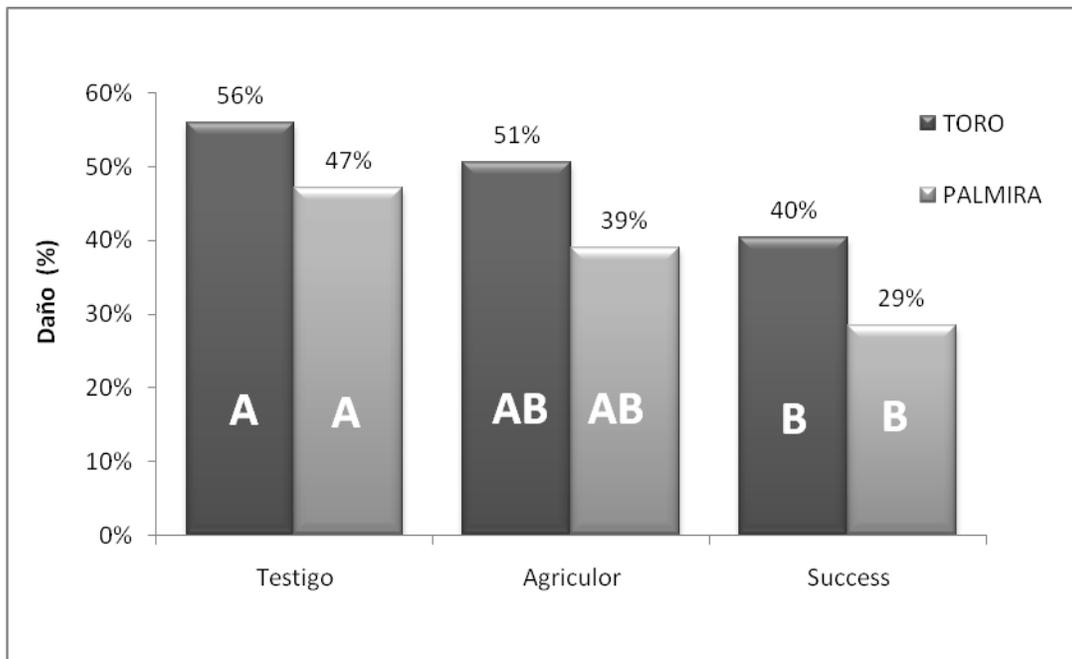


Figura 19. Efecto de los tratamientos sobre la infestación (%) de *D. inedulius* en las localidades de Toro y Palmira, durante los meses de diciembre 2009 y enero 2010.

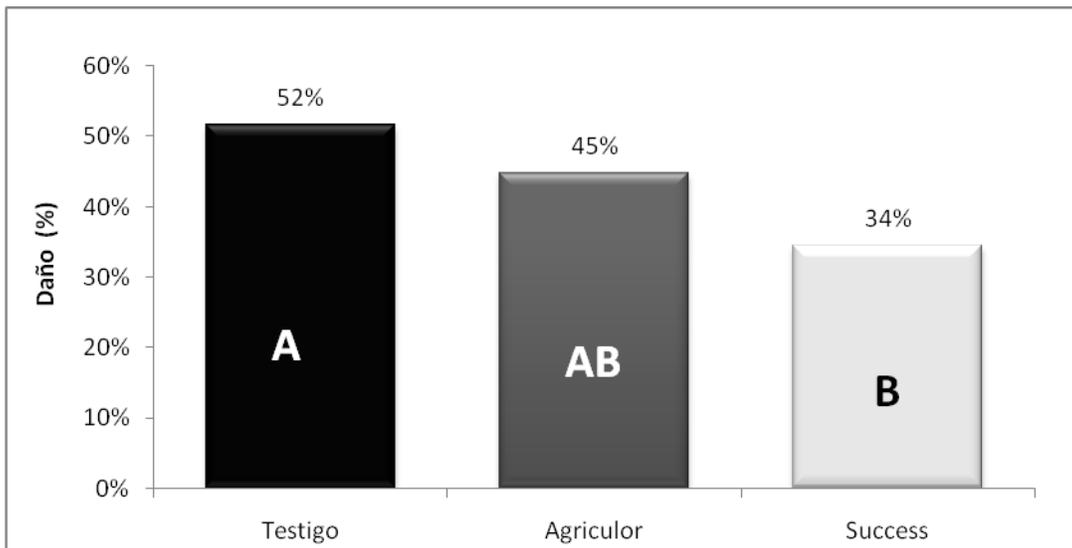


Figura 20. Análisis combinado para la infestación (%) promedio de *D. inedulius* en cultivos de maracuyá en el Valle del Cauca, durante los meses de diciembre 2009 y enero 2010.

La prueba de análisis combinado indicó que para la infestación (%), el tratamiento agrícola registró los promedios más altos, siendo estadísticamente diferente con respecto al tratamiento Cebo tóxico, en contraste con los promedios del tratamiento del Manejo Agrícola y el testigo cuales no muestran diferencia estadística, Así mismo, los resultados del análisis combinado revelaron que el cebo tóxico tuvo el mejor control manteniendo los niveles de daño más bajos (Fig. 20).

7.4.2. Evaluación de un cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB como control químico de *Dasiops saltans*

Se logró identificar que gran parte de los botones florales con síntomas de daño o coloración rojiza, no necesariamente son daño de *D. saltans*, esto también puede ser una respuesta de la planta al daño por otras plagas, enfermedades o problemas fisiológicos (Fig. 21). Los botones florales se colectaron en diferentes bolsas marcadas con los tratamientos y repeticiones correspondientes, luego se llevaron al laboratorio de entomología de Corpoica C.I. Palmira para disectarlos e identificar la causa real del daño (Fig. 22).



Figura 21. Botones florales de pitaya amarilla en la séptima semana de floración, momento en el que se observó el mayor número de botones abortados por daños fisiológicos (ver círculo rojo).



Figura 22. Botón floral de pitaya amarilla afectado por un problema fisiológico. Nótese el adelgazamiento en el tubo polínico, además de la ausencia de larvas y daño de *D. saltans*.

Al finalizar el experimento se registró el peso de la fruta en kilogramos para cada tratamiento y repetición respectivamente. Los botones dañados (%) y los datos promedio de producción se registran en la Tabla 8.

Tabla 8. Datos cuantificados para las cinco variables evaluadas en los cuatro tratamientos con relación al número de botones florales sanos al inicio del experimento.

| TRATAMIENTO | VARIABLES | | | | |
|-------------------|---------------------|---------------------|------------------------|---------------------------|---------------|
| | Botones dañados (%) | | | Peso (kg) fruta cosechada | Número frutos |
| | Abscisión Natural | <i>Fusarium</i> sp. | <i>Dasiops saltans</i> | | |
| Agricultor | 48,74 | 3,22 | 48,02 | 15,77 | 63 |
| Alphacipermetrina | 66,28 | 1,13 | 32,57 | 23,62 | 94 |
| Testigo | 37,65 | 0,41 | 61,92 | 10,05 | 40 |
| Spinosad | 59,23 | 1,63 | 39,13 | 25,27 | 101 |

En cuanto al total (%) de botones florales de pitaya amarilla dañados (calculado como el número total de botones florales dañados en relación con el total de botones florales sanos cuantificados al inicio del experimento), el Análisis de Varianza no mostró diferencias significativas entre los tratamientos con los cuatro insecticidas evaluados (GL= 3; F= 1.52; P= <0.27). En la Figura 23 se muestra el elevado número de botones florales perdidos por abscisión natural, *Fusarium* sp. y *D. saltans* en contraste con la fruta de cosecha. En otras palabras, durante este experimento la mayoría de los botones florales no llegaron a fruto.

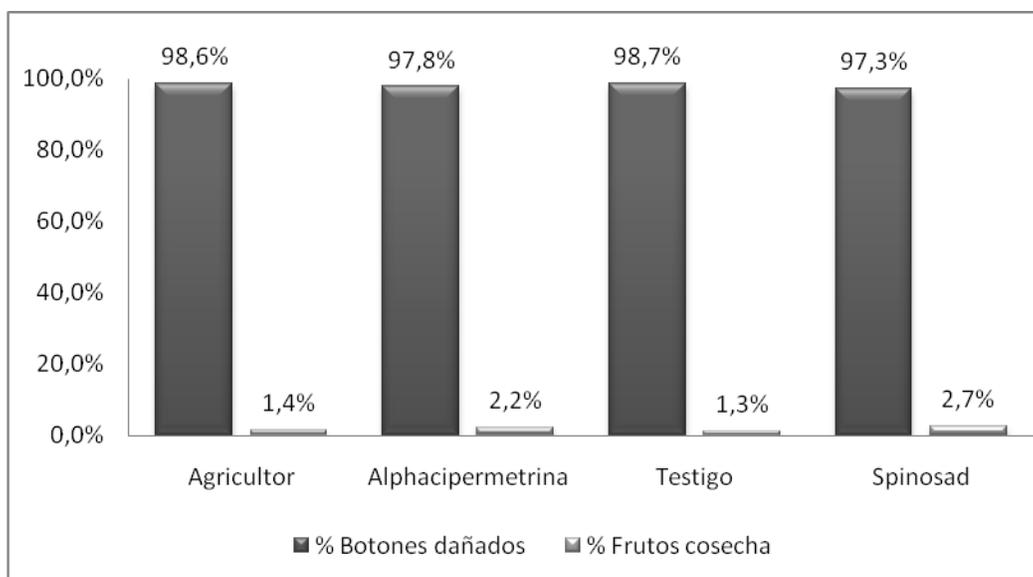


Figura 23. Porcentaje de botones florales dañados y fruta cosechada para cada tratamiento, en cultivo de pitaya. Finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010.

Los botones florales dañados colectados en campo se llevaron a laboratorio donde se identificaron de manera separada aquellos botones perdidos por abscisión natural, *Fusarium* sp. y *D. saltans*.

Como se observa en la Figura 24, la mayor pérdida de botones florales en este experimento se atribuye a problemas fisiológicos o abscisión natural por parte de la planta, en segundo lugar se aprecia los botones florales dañados (%) por *D. saltans* y en menor medida los botones afectados por *Fusarium* sp.

Los análisis de varianza realizados para el número de botones florales perdidos por abscisión natural y por *D. saltans* mostraron que no se presentan diferencias significativas entre los tratamientos (Abscisión natural: GL= 3, F= 2.45, P= 0.13; *D. saltans*: GL= 3, F=1.8, P= 0.21). Por el contrario los análisis estadísticos revelan que para el caso de la variable: “número de botones afectados por *D. saltans*” existen diferencias significativas entre los cuatro tratamientos donde se evaluó la eficacia de insecticidas más un testigo absoluto.

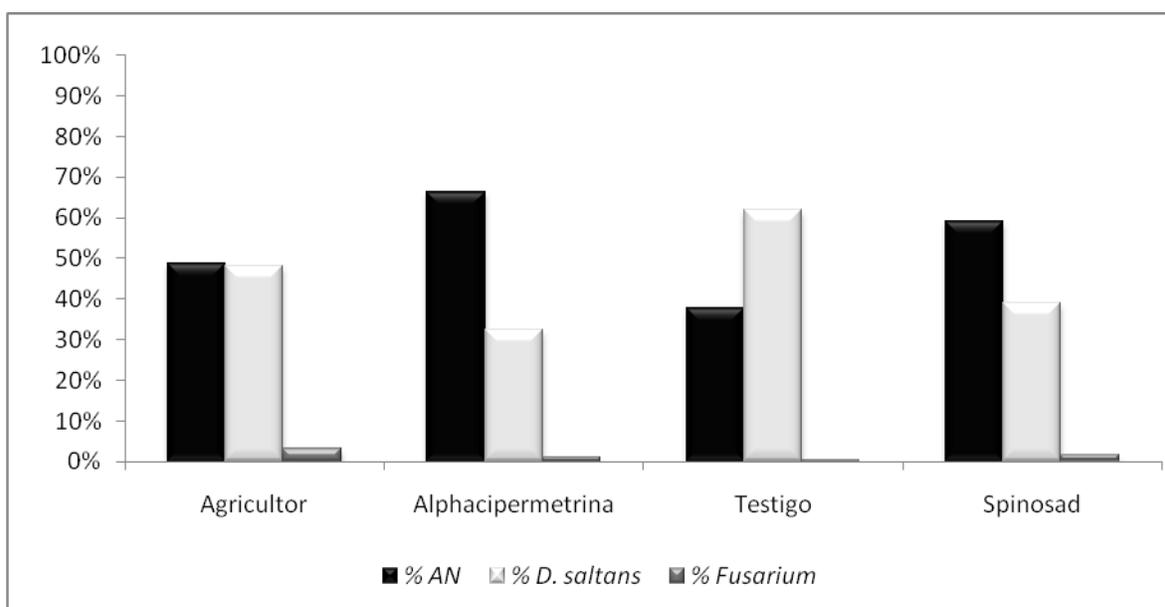


Figura 24. Porcentaje de botones florales dañados por: Abscisión natural (AN), *Dasiops saltans* y *Fusarium* sp. en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010.

En relación con el daño (%) en botones florales ocasionado por *D. saltans*, el Análisis de Varianza reveló que se obtuvieron niveles de daño significativamente diferentes en los cuatro tratamientos evaluados (GL = 3; F = 11,71; P= < 0,0018).

En orden descendente la infestación (%) ocasionada por *D. saltans* fue de 61,92% en el tratamiento testigo, 48,02% en el tratamiento del agricultor, 39,13% en el tratamiento Alphacipermetrina y 32,57% en el tratamiento Spinosad.

La prueba de medias de Duncan indicó que el mayor daño (%) de botones florales se registró en el tratamiento testigo, siendo este estadísticamente igual al tratamiento Agricultor y diferente con respecto a los demás. Los valores promedio de botones florales dañados por *D. saltans* y el agrupamiento de medias de Duncan se muestran en la Figura 25.

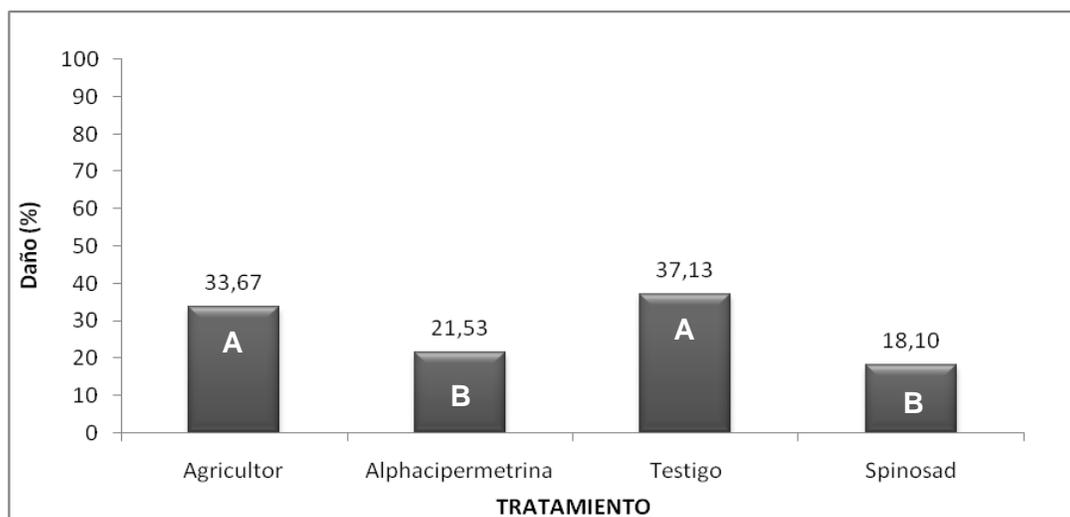


Figura 25. Porcentaje de botones florales afectados por *D. saltans* en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca durante los meses octubre a diciembre 2010. Las medias con la misma letra no son significativamente diferentes a $\alpha = 0.05$.

Durante el periodo comprendido entre los meses de Diciembre de 2010 y Enero de 2011 se realizaron cuatro cosechas, registrando el peso de la fruta en kilogramos y el número de frutos colectados, los análisis de varianza y pruebas de rango múltiple de Duncan permitieron establecer las medias de producción en cada tratamiento (Fig. 26). Se calculó la fruta cosechada (%) expresado como el número total de frutos en relación con el número total de botones florales contados al inicio del experimento. En la Figura 26 se señalan los promedios (%) de fruta cosechada, calculados para el periodo de Diciembre de 2010 a Enero de 2011 en los tratamientos evaluados.

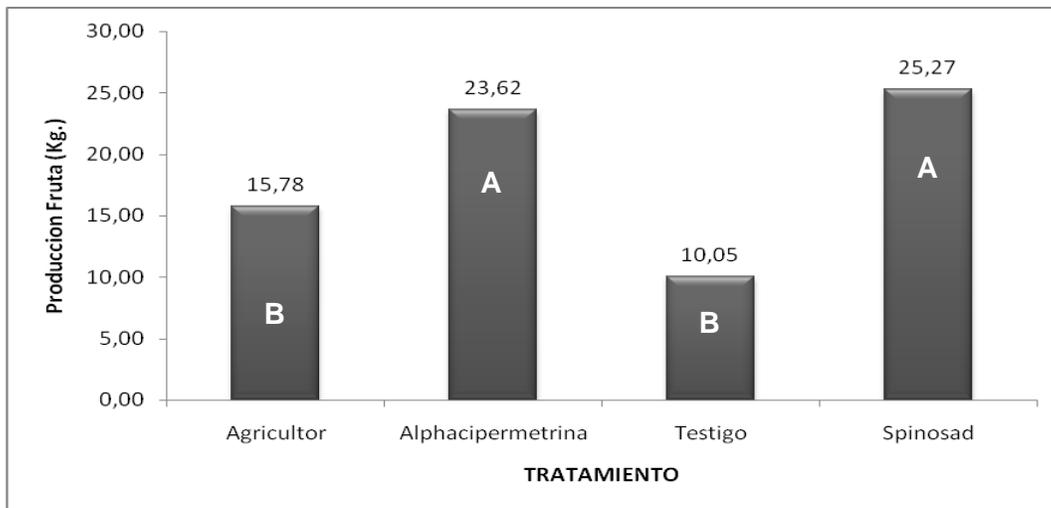


Figura 26. Producción de pitaya amarilla en kilogramos, obtenida en un lote de 3.200 m² en la finca La Cabaña, Restrepo, Valle del Cauca, durante los meses diciembre 2010 a enero 2011. Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios Duncan al 5%.

El análisis de varianza con bloques completos al azar indica que el peso de los frutos mostraron diferencias significativas en todos los tratamientos evaluados (GL= 3; F= 12; P= <0.001). Al realizar la prueba de comparación de medias de Duncan, se encontró que los tratamientos Spinosad y Alphacipermetrina resultaron ser estadísticamente iguales entre sí, pero significativamente diferentes con respecto a los tratamientos Agricultor y Testigo.

El tratamiento Spinosad registró el valor más alto de frutos cosechados (%) entre todos los tratamientos, seguido en orden descendente de producción de los tratamientos Alphacipermetrina, Agricultor y finalmente del Testigo donde se cosechó el menor valor de fruta.

Sin embargo estos resultados se vieron afectados por la abscisión natural, ocasionada posiblemente por los cambios de temperatura ocasionando por la denominada ola invernal, por lo que se recomienda realizar nuevos experimentos bajo otras condiciones

8. DISCUSIÓN

8.1. Enemigos naturales de *Dasiops* spp.

Llama la atención el escaso número de parasitoides que han sido recuperados de las larvas de Lonchaeidae, posiblemente debido al uso generalizado de insecticidas en los huertos de maracuyá (Wyckhuys *et al.* 2011). El control natural de *Dasiops* spp. es pobre, lo cual se evidencia en la poca aparición de parasitoides, probablemente debido a las frecuentes aplicaciones de insecticidas de varios grupos químicos, tales como organofosforados, carbamatos, piretroides y neonicotinoides, algunos de amplio espectro disminuyendo no solo las poblaciones de *Dasiops* spp. si no también la de los enemigos naturales y otros artrópodos benéficos. Estos insecticidas son aplicados semanalmente por los agricultores de maracuyá y pitaya amarilla rotándolos según su ingrediente activo y no por modo de acción que es lo adecuado para evitar la resistencia.

Aunque Santos *et al.* (2009) reportaron cinco especies de parasitoides actuando sobre *D. inedulis* en granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en una cría establecida en casa de malla, las especies *Pentapria* sp. y *Aspilota* sp. probablemente no son parasitoides de *D. inedulis*. Como lo indican estos autores, *Pentapria* sp. es conocido como un parasitoide de Stratiomyidae y *Aspilota* sp. como parasitoide de larvas de Phoridae. Como sugerido por Wyckhuys *et al.* (2012) se piensa que la obtención de estas dos especies junto con *P. vindemmiae* son el resultado de una contaminación de la cría en la casa de malla. Como razones de contaminación se pueden listar las siguientes: 1) la metodología de colecta de botones florales para extraer parasitoides usada por Santos *et al.* (2009), solo permite coleccionar parasitoides de tipo larva-pupa ya que *D. inedulis* está en estado larval dentro del botón floral. Solo aquellos parasitoides que son capaces de parasitar las larvas dentro de los botones florales (parasitoides tipo larva-pupa) deberían haberse coleccionado usando esa metodología; 2) el parasitoide *P. vindemmiae* no tiene el hábito de parasitar las larvas, además de que es un parasitoide de pupas cuales parasita fuera del botón (en el suelo), a diferencia de *Utetes anastrephae* (Fig. 9B) que posee un ovipositor largo que le permite parasitar las larvas de *D. inedulis* que se alimentan dentro de los botones florales; y 3) según Santos *et al.* (2009), la especie *P. vindemmiae* parasitó las pupas de *D. inedulis* posiblemente a partir de poblaciones que pudieron haber ingresado a la casa de malla, dado el poco aislamiento que tenía el tipo de infraestructura que usaron en ese estudio. Esta poca aislamiento de los botones florales debió haber causado también la entrada de moscas de las familias Phoridae y Stratiomyidae que seguramente entraron para alimentarse de los botones florales en descomposición, y de esta manera también sus respectivos enemigos naturales. En el presente estudio, la metodología de obtención de parasitoides permitió tener seguridad de la relación trófica existente entre el hospedero plaga y los enemigos naturales para evitar la contaminación de otros parasitoides, ya que todas las larvas y pupas se individualizaron en pequeñas copas de plástico debidamente selladas, evitando al máximo la contaminación de agentes diferentes a los que ocurren en los cultivos de maracuyá.

Para el caso de *D. saltans* no se encontraron reportes científicos de parasitoides, sin embargo en el presente estudio se logró recuperar un espécimen de *P. vindemmiae*, después de una liberación en campo.

Como depredadores, Carrero *et al.* (2010) mencionaron que las hormigas *Brachymyrmex* sp. y *Pheidole* sp. atacan larvas de *Dasiops* sp. en cultivos de granadilla antes que estas se entierren a empupar. En el presente estudio se encontró una larva de un Chrysopidae, probablemente *Leucochrysa* sp. (Fig. 12C) depredando las pupas centinelas de *D. inedulis*, y se observó el daño causado por otros depredadores sobre las pupas centinelas en las dos especies, pero no se pudo establecer que especies causaron los daños, sugiriendo que todavía hay un gran vacío en cuanto a nuestro conocimiento sobre los depredadores que atacan el estado pupal de *Dasiops* spp.

En el presente estudio se observaron adultos de *Zelus* sp. (Hemiptera: Reduviidae) sobre botones florales de maracuyá (Fig. 12A) como posibles depredadores de moscas adultas de *D. inedulis*, sin embargo no se observó la depredación por estos insectos.

8.2. Observaciones de parasitismo de *Pachycrepoideus vindemmiae*

Pachycrepoideus vindemmiae puede ser una alternativa de manejo de pupas de *Dasiops inedulis* en campo. Se observó la capacidad de desplazamiento hasta 10 metros, ya que en el caso de *D. inedulis*, parasitó las pupas en todas las distancias evaluadas (0–10 m). Aunque en las dos localidades se observó parasitismo en todas las distancias, en la localidad de Toro el parasitismo fue mucho más bajo comparado con Palmira, posiblemente debido a condiciones de clima y manejo del agricultor, el cual realiza aplicaciones de fitosanitarias tipo calendario que probablemente influencio en la emergencia (%) de las avispidas, o también pudo haber ocurrido un bajo porcentaje de eclosión de los parasitoides. A cero metros, *P. vindemmiae* tuvo el mayor parasitismo en la localidad de Palmira con un máximo de 45%, posiblemente debido a la cercanía del punto de liberación.

Para el caso de *D. saltans*, solo se recuperó una avispidita en campo, esto se puede explicar debido a la dificultad que se presentó para recuperar larvas de *D. saltans* en campo, por sus bajas poblaciones ocasionadas por la denominada ola invernal que afectó drásticamente los periodos de floraciones de los cultivos de pitaya, alterando la sincronía del insecto y la planta. Otro factor importante fue la dificultad para obtener el número de pupas suficientes en el mismo rango de edad para llevarlas a campo como pupas centinelas, este aspecto pudo haber influenciado el bajo parasitismo, puesto que ya se había comprobado que *P. vindemmiae* tiene afinidad por las pupas de a uno a cuatro días de edad. Se deben analizar más factores con respecto a la interacción con el cultivo, la altura, el clima, etc., puesto que estos pueden afectar el comportamiento del parasitoide.

Es importante resaltar que en los experimentos de pitaya amarilla la principal causa de pérdida de botones florales en el experimento fue el aborto floral fisiológico, posiblemente como consecuencia de los cambios bruscos de temperaturas en la época.

Por esta razón se recomienda realizar nuevas repeticiones de estos experimentos para corroborar los datos y experimentos adicionales a mayores distancias para determinar el desplazamiento de *P. vindemmiæ*, y a su vez seguir realizando estudios sobre los parasitoides de *D. inedulís* y aprovechar el potencial que estos insectos ofrecen como biocontroladores de esta mosca.

8.3. Manejo integrado de plagas (MIP)

Es importante crear en los agricultores una conciencia de conservación de la entomofauna benéfica mediante un manejo integrado de plagas, donde se haga uso de todas las herramientas posibles para regular las poblaciones del insecto. La integración de estrategias de manejo sostenibles para el control del insecto puede realizarse dirigidas a los diferentes estados de desarrollo.

Para la captura del insecto en estado adulto en *D. inedulís* (Fig. 27E), Tróchez *et al.* (1985) recomendaron el uso de trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada de maíz (Fig. 27 D). Las trampas McPhail, además de coleccionar moscas adultas, sirven como una herramienta de monitoreo para detectar niveles de infestación de *D. inedulís* que permiten realizar aplicaciones químicas en el momento más adecuado. En un estudio realizado por (Wyckhuys *et al.* 2012) se reportó una abundancia sostenida de poblaciones de Lonchæidae durante todo el curso del periodo de muestreo; y en maracuyá amarillo los picos de poblaciones de Lonchæidae determinados por medio de trampas McPhail, coincidieron con las épocas secas.

Para el caso de pitaya amarilla, en trabajos previos realizados para este estudio, Imbachi *et al.* (2012), evaluaron varias proteínas hidrolizadas y determinaron que las trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada de maíz, son las que más capturan *D. saltans*, sin embargo también mencionaron que estas proteínas además de capturar a *D. saltans*, también capturan una gran cantidad de otras especies de lonchæidos que son difíciles de identificar a simple vista; por esta razón se recomienda como un sistema de captura, pero no como sistema de monitoreo para tomar decisiones de aplicaciones de insecticidas.

Los resultados de los experimentos realizados en este estudio evidencian que el cebo tóxico Success GF-120* 0.02 CB (Fig. 27C) es una buena alternativa de control químico, por ser un insecticida selectivo para el estado adulto, además porque no afecta la fauna benéfica, debido a su modo de acción, ya que posee un atrayente específico para moscas, lo que garantiza su especificidad y por su bajo impacto toxicológico, lo que permite fácilmente incluirlo dentro de un programa de manejo integrado para las moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y la pitaya amarilla, a diferencia del malathion, que aunque su categoría toxicología es III, medianamente tóxico para los humanos, es un insecticida de amplio espectro que afecta directamente a cualquier insecto, entre ellos enemigos naturales de *Dasiops* spp. y de otras plagas, permitiendo la resurgencia de *Dasiops* spp. y la emergencia y de otras plagas que pueden representar nuevos problemas para el agricultor y su manejo del cultivo. Al mismo tiempo el malathion puede afectar directamente a los

polinizadores del maracuyá que cumplen con una labor muy importante en el cultivo ya que la disminución de la polinización afecta directamente la producción. Hay que anotar que aunque en este estudio se usó malathion como el insecticida de uso convencional del agricultor en el área de estudio, en una encuesta realizada recientemente a 37 agricultores de maracuyá amarillo en los departamentos de Boyacá, Caldas, Cundinamarca, Huila, Tolima, y Valle del Cauca, se determinó que en Colombia los pesticidas: thiamethoxam (10/37), dimethoate (9/37), cypermethrina (7/37), malathion (5/37) y abamectina (5/37) son los más usados en su respectivo orden (en paréntesis el número de agricultores que reportaron el producto de los 37 que participaron en la encuesta) (Wyckhuys *et al.* 2011).

En la actualidad, en cultivos comerciales de maracuyá amarillo en el norte del departamento del Valle del Cauca, se debe hacer polinización manual debido a la ausencia de polinizadores, y esta labor ha incrementado el número de jornales por hectárea y los costos de producción, además de seguir representando un riesgo para la salud humana ya que el malathion por pertenecer al grupo químico de los organofosforados, su mecanismo de acción trabaja sobre el sistema nervioso, específicamente sobre la sinapsis, mecanismo que los insectos y los humanos comparten.

Cuando *D. inedulis* se encuentra en estado de pupa (Fig. 27I) es un buen momento para intervenir el ciclo de vida del insecto, puesto que en esta fase de desarrollo el insecto es inmóvil, está por fuera de las estructuras florales y más expuesto a la acción de parasitoides como *Aganaspis* sp. (Fig. 27H), *P. vindemmiae* (Fig. 27F) y *Spalangia* sp. (Fig. 27G). Estos dos últimos (i.e., *P. vindemmiae* y *Spalangia* sp.) se producen comercialmente para el control de la mosca común (*Musca domestica*) y moscas de la fruta (Tephritidae), por lo tanto son enemigos naturales que podrían incorporarse fácilmente en un manejo integrado de *D. inedulis*. El Laboratorio Perkins, recomienda una dosis de 10 bolsas/ha/mes, de *P. vindemmiae* para el control de moscas de la fruta; según este laboratorio, cada bolsa contiene aproximadamente 1000 parasitoides. Para *D. saltans*, se deben seguir haciendo búsquedas de enemigos naturales, y seguir evaluando estos parasitoides comerciales durante un periodo más prolongado y por varias floraciones para corroborar la información, con el ánimo de no descartar posibles opciones de manejo.

Durante el estado larval de *D. inedulis* (Fig. 27M), una medida de control que posibilita la disminución de poblaciones de la plaga en los cultivos consiste en la eliminación de botones florales afectados por *D. inedulis* cuales se reconocen inicialmente por la marchitez de los sépalos, seguidos por la coloración amarillenta del botón (Fig. 27L) (H. Kuratomi, comunicación personal). Para *D. saltans*, esta es una práctica que puede tener muy buenos resultados, ya que los botones florales afectados son muy fáciles de reconocer, por su coloración rojiza, permitiendo ser más eficiente en la colecta.

Mediante la incorporación de las prácticas de manejo arriba mencionadas, se permitirá minimizar la utilización de insecticidas de amplio espectro y conservar los enemigos naturales que ocurren normalmente en campo. De esta manera los enemigos naturales tendrán la oportunidad de regular las poblaciones de estos insectos en sus diferentes estados de desarrollo. Por ejemplo, para el estado adulto se encuentran las arañas (Fig. 27B)

y chinches depredadores (Fig. 27A); para el estado de pupa los parasitoides *P. vindemmiae* (Fig. 27F), *Spalangia* sp. (Fig. 27G) y *Aganaspis* sp. (Fig. 27H) y depredadores terrestres (Fig. 12C); para el estado larval los parasitoides de tipo larva-pupa como *U. anastrephae* (Fig. 27J) y *Utetes* sp. (reportado como *Opius* sp.) (Fig. 27K). La liberación de los parasitoides podría realizarse mediante aplicaciones inundativas e inoculativas.

Con estas opciones se debe buscar el equilibrio económico y ambiental donde se pueda dar el mejor uso a cada una de las opciones planteadas.

El uso de entomopatógenos como hongos y nematodos para el control de larvas de último instar, pupas y adultos de *Dasiops* spp., también deberían considerarse, ya que pueden ser una alternativa para intervenir en su ciclo de vida y aportar a la disminución de insecticidas, tal como se ha realizado en el caso de varias especies de mosca de la fruta, con resultados promisorios (Lezama *et al.* (1996), Muñoz *et al.* (2009), Hernández *et al.* (2010), Porras y Lecuona (2008)).

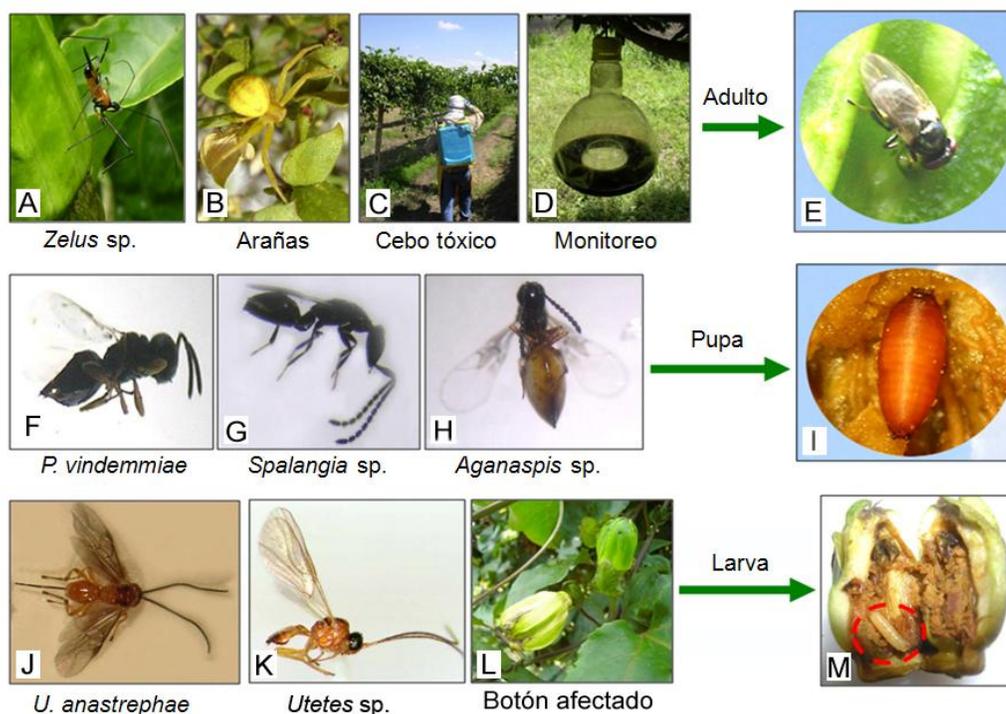


Figura 27. Alternativas de manejo y monitoreo en tres etapas de desarrollo del ciclo de vida de *D. inedulidis*. **A.** Chinche depredador *Zelus* sp. **B.** Arañas cazadoras. **C.** Aplicación de cebo tóxico. **D.** Monitoreo de adultos con trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada. **E.** Mosca adulta de *D. inedulidis*. **F.** *P. vindemmiae*. **G.** *Spalangia* sp. **H.** *Aganaspis* sp. **I.** Pupa de *D. inedulidis*. **J.** *Utetes anastrephae*. **K.** *Utetes* sp. **L.** Eliminación de botones florales con síntomas de daño. **M.** Larva de *D. inedulidis*. Fotos 27A, B, D, E, I, J, L por T. Kondo; 27F, G, H, M por E. Quintero; 27K por Anónimo, tomada del internet; 27C por I. López.

Estas nuevas herramientas permitirán desarrollar estrategias de manejo sostenibles para las moscas de los botones florales que integren el uso de químicos de baja toxicidad y control cultural con la utilización y conservación de los enemigos naturales. De esta manera se podrá reducir el uso de insecticidas tóxicos de amplio espectro para el control de *Dasiops* spp., lo que se verá reflejado en la reducción de costos de producción, menos contaminación del suelo y en el desarrollo de una producción de maracuyá amarillo y pitaya amarilla, más sostenible que garantice una fruta de mejor calidad y libre de residuos tóxicos.

9. CONCLUSIONES

Se encontraron nuevas especies de enemigos naturales parasitando a *D. inedulis*, que no estaban registradas para el Valle del Cauca, aunque en bajas poblaciones, se deben tener en cuenta para futuros estudios, donde se puedan incorporar dentro del manejo del cultivo, aprovechado que sobre estos ya existen metodologías de cría masiva en Colombia y en otros países.

Se deben seguir haciendo estudios con el parasitoide *P. vindemmiae* para poder determinar su efecto sobre producción y la reducción de las poblaciones de *Dasiops* spp.

Se deben seguir buscando alternativas de control químico, que permitan reducir los niveles de daño y además que permita su incorporación dentro de un manejo integrado.

Para el manejo de las especies de *Dasiops* spp., faltan realizar estudios donde se incorporen todos estos componentes en un mismo sistema, y se realice la evaluación económica y ambiental, este es un aporte a la situación de los enemigos naturales en los cultivos de maracuyá amarillo y pitaya amarilla, y una aproximación a el efecto de insecticidas sobre el daño de este insecto en los cultivos evaluados.

Para el control de las moscas de los botones florales del maracuyá amarillo y de la pitaya amarilla, *D. inedulis* y *D. saltans* respectivamente, se propone una estrategia de manejo integrado de plagas que le permitirán al productor mantener las poblaciones de *Dasiops* spp. reguladas con diferentes herramientas, i.e., enemigos naturales que se pueden incorporar en diferentes etapas de la fenología de las moscas, uso de cebos tóxicos de baja toxicidad, recolección manual de botones florales con síntomas de daño, y captura con el uso de trampas McPhail cebadas con proteína hidrolizada, interviniendo en diferentes estados de desarrollo, cortando ciclos y disminuyendo así futuras generaciones del insecto.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. AGRONET 2012. MADR (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural) http://www.agronet.gov.co/www/htm3b/ReportesAjax/parametros/reporte16_2011.aspx?cod=16 (Consultada 04/06/2013)
2. AGUIAR-MENEZES, E. L.; NASCIMENTO, R. J.; MENEZES, E. B. 2004. Diversity of fly species (Diptera: Tephritoidea) from *Passiflora* spp. and their hymenopterous parasitoids in two municipalities of the Southeastern Brazil. *Neotropical Entomology* 3(1): 113-116.
3. AMBRECHT, I. 1985. Biología de la mosca de los botones florales del maracuyá *Dasiops inedulis* (Diptera: Lonchaeidae) en el Valle del Cauca. Tesis de grado. Universidad del Valle, Facultad de Ciencias, departamento de Biología. 140 p.
4. AMBRECHT, I.; CHACÓN, P.; ROJAS, M. 1986. Biología de la mosca de los botones florales del maracuyá *Dasiops inedulis* (Díptera: Lonchaeidae) en el Valle del Cauca. En: *Revista Colombiana de Entomología* 12(1): 16-22.
5. ALUJA, M.; CABRERA, M.; GUILLEN, J.; CELEDONIO, H.; AYORA, F. 1989. Behaviour of *Anastrepha ludens*, *A. obliqua* and *A. serpentina* (Diptera: Tephritidae) on a wild mango tree (*Mangifera indica*) harbouring three McPhail traps. *Insect Science and its Application*, Nairobi 10(3): 309-318.
6. ANÓNIMO. 2010. El cultivo de Pitaya y su posicionamiento en el mercado. www.angelfire.com/ia2/ingenieriaagricola/pitaya.htm (Consultada 11/05/2011)
7. BACCA, H. 1987. El cultivo de granadilla *Passiflora ligularis*. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Cúcuta, p. 33.
8. BADI, M. H., ABREU, J. L. 2006. Control biológico una forma sustentable de control de plagas (Biological control a sustainable way of pest control). *Daena: International Journal of Good Conscience* 1(1): 82-89.
9. BECERRA O., L. A. 1986. El cultivo de la pitaya. Federación Nacional de Cafeteros de Colombia. Programa de Desarrollo y Diversificación de zonas cafeteras. Litografía cafetera limitada. Manizales, Colombia. 19 p.
10. BERNAL, J. A.; BUSTILLO, A. E.; MUÑOZ, R.; NAVARRO R. 1986. Informe sobre una visita a cultivos de granadilla en Urrao, Antioquia. p. 45-46. En: Bedoya A (comp.). I Seminario Nacional de Granadilla Urrao, Secretaría de Agricultura de Antioquia.
11. BOSCÁN DE MARTÍNEZ, N.; GODOY, F. 1987. Fluctuación poblacional de *Anastrepha striata* Schiner, la mosca de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en Cagua, Venezuela. *Nota técnica. Agronomía Tropical* 37(4-6): 117-121.

12. BOSCÁN DE MARTÍNEZ, N.; ROSALES, L. C.; GONZÁLEZ, E.; GODOY, F. 1992. Evaluación de atrayentes para captura de moscas de la fruta *Anastrepha* sp. en Venezuela. *Agronomía Tropical* 42(5-6): 249-259.
13. CÁRDENAS, J. 2006. Mejoramiento en el manejo del cultivo, producción y comercialización del maracuyá en la zona geográfica de los Llanos Orientales. Productora de Jugos. Departamento de fomento agrícola. Material impreso. 40 p.
14. CANAL, N. A.; PÉREZ, M. L.; GONZÁLES, L. F. 2010. La orina humana como atrayente natural de *Anastrepha obliqua* (Diptera: Tephritidae). *Revista Colombiana de Entomología* 36(1): 31-37. CCI: CORPORACIÓN COLOMBIA INTERNACIONAL. 1999. Boletín CCI Exótica No. 5. Enero - marzo de 1998, 12 p.
15. CHACÓN, P.; ROJAS, M. 1984. Entomofauna asociada a *Pasiflora mollissima*, *P. edulis* fo. *flavicarpa* y *P. quadrangularis* en el departamento del Valle del Cauca. *Turrialba* 34(3): 297-311.
16. CISNEROS, V. 1995. Control de Plagas Agrícolas. 2da ed. Editorial Full Print s.r.l. Lima, Perú. 313 p.
17. CIRAD. 1992. Informe técnico sobre la programación de passifloras, papaya y cítricos. Investigación y capacitación. Embajada de Francia, ICA, FNCC, CEFA y Empresas Grajales. Bogotá, 23 p.
18. COLLESS, D. H.; MCALPINE, D. K. 1991. Diptera (Flies). P. 717-786. En: NAUMANN, I.D. (Ed.). *The insects of Australia. A textbook for students and research workers*. Melbourne University Press, Carlton, Victoria, Australia. 2d ed. Volume II, 595 p.
19. DENT, D. 1993. Integrated insect pest management. p. 439-533. En: DENT, D. (Ed.) *Insect Pest Management*. CAB International, Wallingford, UK. 604 p.
20. GARCÍA, M. M. C. 2003. Pitaya: cosecha y postcosecha. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria - CORPOICA. http://www.agronet.gov.co/www/docs_si2/Cultivo%20de%20pitaya.pdf (Consultada 25/02/2011).
21. DANE-PROEXPORT. 2010. Exportaciones Colombianas 0810904000 Pitahayas Frescas. http://www.proexport.com.co/SIICExterno/IntelExport/Producto/Exportaciones.aspx?seleccion=Exportaciones_Colombianas&Tipo=Bienes&Menu=IntelExportProductos (Consultada 23/02/2011).
22. DELGADO, A.; KONDO, T. IMBACHI, K.; QUINTERO, Q. E. M.; MANRIQUE, M. B.; MEDINA, J. A. 2010a. Biología y algunos datos morfológicos de la mosca del

- botón floral de la pitaya amarilla, *Dasiops saltans* (Townsend) (Diptera: Lonchaeidae) en el Valle del Cauca, Colombia. Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle 11(2): 1-10.
23. DELGADO, A.; IMBACHI, K.; KONDO, T. 2010b. Reporte de una mosca del género *Neosilba* McAlpine (Diptera: Lonchaeidae) asociada a la pudrición basal del fruto de la pitaya amarilla, *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran en Colombia. Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle 11(1): 31-33.
 24. GARCÍA, A. 2002. “Guía técnica cultivo de maracuyá amarillo”, Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal CENTA. El Salvador, p. 9-28.
 25. GIBSON, A. C.; NOBEL, P. S. 1986. The cactus primer Harvard Univ. Press, Cambridge, MA. 286 p.
 26. GÓMEZ, M. A.; SCHWENTESIUS, R.; GÓMEZ, L. 1995. La producción y el mercado mundial del maracuyá. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ASERCA) Centro de Investigaciones Económicas, Sociales y Tecnológicas de la Agroindustria y la Agricultura Mundial (CIESTAAM). México. 271 p.
 27. GUTIÉRREZ, C.; PULIDO, R. A. 1989. Caracterización física y fisiológica para maracuyá, granadilla y papayuela a dos condiciones de almacenamiento. Bogotá: Tesis (Ingeniero Agrícola). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ingeniería. Programa de Ingeniería Agrícola. 75 p.
 28. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO (ICA). 1983. Programa de Entomología, Bogotá, Plagas de la badea. Notas y Noticias Entomológicas (Colombia) enero-febrero, p. 15.
 29. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO (ICA). 2000. Manejo de plagas con tecnología MIP. División de sanidad vegetal. Boletín de Sanidad Vegetal, No. 29. 64 p.
 30. INSUASTY, O.; CUADROS, J.; MONROY, R.; BAUTISTA, J. 2007. Manejo integrado de moscas de la fruta de la guayaba (*Anastrepha* spp.). Colombia. Editorial, Produmedios. 26 p.
 31. IMBACHI, K., QUINTERO, E. M., BURBANO, M. B., KONDO, T. 2012. Evaluación de tres proteínas hidrolizadas para la captura de adultos de la mosca del botón floral de la pitaya amarilla, *Dasiops saltans* Townsend (Diptera: Lonchaeidae). Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria 13(2): 159-166.
 32. JARAMILLO, J., CÁRDENAS, J., ORÓZCO, J. 2009. Manual sobre el cultivo del maracuyá (*Passiflora edulis*) en Colombia. Palmira – Colombia. Corpoica. 80 p.

33. KORYTKOWSKI, C.A. 1993. Manual de identificación de mosca de la fruta. Parte I. Generalidades sobre clasificación, y evolución de Acalyptratae familias: Neriidae, Ropalomeridae, Lonchaeidae, Richardiidae, Otitidae y Tephritidae. Universidad de Panamá Vicerrectoría de Investigación y Post-Grado Programa de Maestría en entomología. Panamá. 135 p.
34. KORYTKOWSKI, C. A., OJEDA, D. P. 1971. Revisión de las especies de la familia Lonchaeidae en el Perú (Diptera: Acalyptratae). Revista Peruana de Entomología 14: 87-116.
35. KOGAN, M. 1998. Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. Annual Review of Entomology 43: 243-270.
36. KNIGHT, R. J.; SAULS, J. W. 1994. Fact Sheet HS-60, Horticultural Sciences Department, University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences (UF/IFAS).
37. LÓPEZ, A.; RAMÍREZ, A. 1998. Estudio sobre la curva poblacional de adultos de la mosca del botón floral (*Dasiops saltans* Townsend) y evaluación de pérdidas ocasionadas en la floración en un cultivo comercial de pitahaya amarilla (*Selenicereus megalanthus* Schum) en el departamento de Cundinamarca. Trabajo de grado. Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá. 58 p.
38. LUQUE, L.; GONZÁLEZ, E.; CASARES, R.; CASTILLO, A.; MENESES, H. 2007. Evaluación de formulaciones atrayentes para la mosca del mango y la mosca del Mediterráneo (Diptera: Tephritidae) en un huerto de mango y efecto de la fructificación del cultivo en las capturas de las moscas. Entomotropica 22(3): 171-179.
39. MADR (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural) 2006. Apuesta exportadora agropecuaria Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural 2006–2020. 19 p. <http://www.mincomercio.gov.co/econtent/documentos/Competitividad/InsumosApuesta1.pdf> (Consultada 23/02/2011).
40. MCALPINE, J. F. 1962. The evolution of the Lonchaeidae (Diptera). Ph.D, dissertation, University of Illinois. University Microfilms, Inc. Ann Arbor. ML. 232 p.
41. MCALPINE, J. F. 1964. Descriptions of new Lonchaeidae (Diptera). I. The Canadian Entomologist 96: 661-700.
42. MCALPINE, J. F. 1987. Lonchaeidae, p. 791-797. En: J.F. MCALPINE, B.V. PETERSON, G.E. SHEWELL, H.J. TESKEY, J.R. VOCKEROTH, and D.M. WOOD (Eds.) Manual of Nearctic Diptera, vol. 2. Agriculture Canada Monograph 28. Ottawa, 1332 p.

43. MEDINA, S. J. 1990. Estudio preliminar de las plagas de la pitaya amarilla (*Selenicereus megalanthus*) en el Departamento del Valle. Tesis de grado, Universidad Nacional Bogotá. Colombia. 110 p.
44. MEDINA, J. A., KONDO, T. 2012. Listado taxonómico de organismos que afectan la pitaya amarilla, *Selenicereus megalanthus* (K. Schum. ex Vaupel) Moran (Cactaceae) en Colombia. Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria 13(1): 41-46.
45. NOLASCO, N.; IANNACONE, J. 2008. Fluctuación estacional de moscas de la fruta *Anastrepha* spp. y *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) en trampas McPhail en Piura y en Ica, Perú. Acta Zoológica Mexicana 24(3): 33-44.
46. NORRBOM, A. L.; MCALPINE, J. F. 1997 A revision of the Neotropical species of *Dasiops* Rondani (Diptera: Lonchaeidae) attacking *Passiflora* (Passifloraceae). Memoirs of the Entomological Society of Washington 18: 189-211.
47. NÚÑEZ, B. L. 2000. Las Moscas de las Frutas: Importancia económica, Aspectos Taxonómicos, Distribución Mundial de los Géneros de Importancia Económica. En: Primer Seminario Taller Sobre el Manejo de las Moscas de las Frutas en el Departamento de Arauca. Saravena, Colombia, p.1-19.
48. OCAMPO, J; WYCKHUYS K. A. G.; 2012. Tecnología para el cultivo de la gulupa en Colombia. Centro de Bio-Sistemas de la Universidad Jorge Tadeo Lozano, Centro Internacional de Agricultura Tropical - CIAT y Ministerios de Agricultura y Desarrollo Rural. República de Colombia. 68 p.
49. OLARTE W. E. 1980. Dinámica poblacional del complejo constituido por las moscas de las frutas *Anastrepha striata* y *A. fraterculus* en el medio ecológico del sur de Santander. Bucaramanga, Universidad Industrial de Santander. 160 p.
50. OLAYA, C. I. 1992. Huertas de América Tropical y Subtropical. Historia y Usos. Grupo editorial Norma. Colombia, p. 28-35.
51. PEDIGO, L. 1999. Entomology and Pest Management. 3rd ed. Iowa State University. Upper Saddle River, NJ, Prentice Hall, 691 p.
52. PÉREZ, M. 1989. Dipterofauna en Flores de Pitaya Amarilla (*Acanthocereus colombianus* Britt et Rose), en el Municipio de Ibagué. Departamento del Tolima. Trabajo de grado (Ingeniero Agrónomo). Universidad del Tolima, Facultad de Ingeniería Agronómica. Ibagué. 94 p.
53. PIÑERO, J.; ALUJA, M.; EQUIHUA, M.; OJEDA, M. M. 2002. Feeding history, age and sex influence the response of four economically important *Anastrepha* species (Diptera: Tephritidae) to human urine and hydrolyzed protein. Folia Entomológica Mexicana 41: 283-298.

54. POSADA, L., GARCÍA, F. 1976. Lista de depredadores, parásitos y patógenos registrados en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario ICA. Ministerio de Agricultura. División agricultura, programa de entomología. Boletín técnico No. 41. 68 p.
55. POSADA, L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario ICA. Cuarta Edición, Boletín Técnico No. 43. 622 p.
56. POSSO, C. E.; CHACON DE ULLOA, P. 1981. Estudios sobre el daño causado por *Dasiops* sp. (Diptera: Lonchaeidae) en botones florales de maracuyá" Revista Coagro 36: 31-33.
57. QUINTERO, M.; KURATOMI, H.; KONDO, T. 2009. Parasitismo en campo de *Pachycrepoideus vindemmia* Rondan (Hymenoptera: Pteromalidae) sobre la mosca del botón floral del maracuyá, *Dasiops inedulis* Steyskal (Diptera: Lonchaeidae) en dos localidades del Valle del Cauca. p. 126. Memorias XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Julio 29-31, Medellín, Colombia. 396 p.
58. RAGA, A.; MACHADO, R. A.; DINARDO, W.; STRIKIS, P. C. 2006. Eficacia de atrativos alimentares na captura de moscas-das-frutas em pomar de citros. *Bragantia* 65: 337-345.
59. RAMÍREZ, M. F. DE J. 2007. Catalogo de propiedades nutrimentales, nutraceuticas y medicinales de la pitahaya. Secretaría de Desarrollo rural del Estado de Puebla, México.
60. REINA, C.; DUSSAN, S.; SÁNCHEZ, R. 1997. Manejo postcosecha y evaluación de la calidad de maracuyá que se comercializa en la ciudad de Neiva. Universidad Surcolombiana. Neiva. 122p.
61. RÍOS, E.; TOLEDO, J.; MOTA-SÁNCHEZ, D. 2005. Evaluación de atrayentes alimenticios para la captura de la mosca mexicana de la fruta (Diptera: Tephritidae) en el Soconusco, Chiapas, México. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica). 76 p.
62. RIVERA, B.; MIRANDA, D.; ÁVILA, L. A.; NIETO, A. M. 2002. Manejo integral del cultivo de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.). Editorial Litoas. Manizales, Colombia. 130 p.
63. ROBLEDO, T. A. M.; HENAO, V. M. 2009. Evaluación de cuatro productos atrayentes de la mosca de la fruta *Anastrepha* sp. (Diptera: Tephritidae). Resúmenes de trabajos de pregrado, trabajos finales y tesis de grado. Revista Facultad Nacional de Agronomía – Medellín 61(1): 4453.
<http://www.agro.unalmed.edu.co/publicaciones/revista/docs/21%20TRABAJOS%20DE%20GRADO.pdf> (Consultada 28/10/2011).

64. RODRÍGUEZ, G.; MARK, D.; SILVA-ACUÑA, R.; GONZÁLEZ E.; MILANO, E. 2000. Evaluación de trampas y formulaciones atrayentes para la captura de la mosca de la guayaba, *Anastrepha striata* Schiner (Diptera: Tephritidae) en Santa Bárbara, Monagas, Venezuela. Boletín de Entomología Venezolana 15(1): 49-60.
65. ROCHA, N. 1994. Reconocimiento de parasitoides naturales en plantaciones de mango y guayaba en Palmira y evaluación de parasitismo por *Pachycrepoideus vindemiae* Rondani pupas de dos especies de *Anastrepha*. Tesis de grado, Universidad Nacional Palmira. 61 p.
66. ROGG, H. W.; CAMACHO, E. 2003. History of fruitflies and their control in Bolivia. SANINET-IICA. Instituto de Investigaciones Agrícolas Santa Cruz de la Sierra, Bolivia, 9 p.
67. SALLES, L. A. 1999. Efeito de envelhecimento e da decomposição do atrativo na captura de adultos de *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). Revista Brasileira de Agrociência 5: 147-148.
68. SANDOVAL SIERRA, C. L.; CAETANO, C. M. 2009. Manejo del cultivo de pitahaya amarilla en Colombia. p. 28. Memorias XI Congreso de Fitomejoramiento y Producción de Cultivos. Octubre 28-30, Palmira, Colombia.
69. SANTOS-AMAYA, O.; VARÓN-DEVIA, E. H.; SALAMANCA, J. 2009. Prueba de extractos vegetales para el control de *Dasiops* spp., en granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.) en el Huila, Colombia. Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 10(2): 141-151.
70. SCHWENTESIUS, R.; GÓMEZ, M. A. 1996. El mercado mundial y nacional del maracuyá. Centro de Investigaciones Económicas, Sociales y Tecnológicas de la Agroindustria y la Agricultura Mundial CIESTAAM, Universidad Autónoma Chapingo. 26 p.
71. SCHWENTESIUS, R.; GÓMEZ, M. A. 1997. El Maracuyá – Fruta de la pasión: Situación y tendencias de la producción y el comercio en México y en el Mundo. Universidad Autónoma de Chapingo. México 235 p.
72. STEYSKAL, G. C. 1980. Two-winged flies of the genus *Dasiops* (Diptera: Lonchaeidae) attacking flowers or fruits of species of *Passiflora* (passion fruit, granadilla, curuba, etc.). Proceedings of the Entomological Society of Washington 82(2): 166–170.
73. SOUZA-FILHO, M. F.; RAGA, A.; AZEVEDO-FILHO, J. A.; STRIKIS, P. C.; GUIMARÃES, J. A.; ZUCCHI, R. A. 2009. Diversity and seasonality of fruit flies (Diptera: Tephritidae and Lonchaeidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae)

- and Figitidae) in orchards of guava, loquat and peach. *Brazilian Journal of Biology*, São Carlos 69(1): 31-40.
74. TAFUR, R.; TORO, J.; PERFETTI, J.; RUIZ, D.; MORALES, J. 2006. Plan Frutícola Nacional (PFN). Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Fondo Nacional de Fomento Hortofrutícola, Asohofrucol, SAG. 43 p.
75. TRÓCHEZ, A.; COBO, L. S. 1973. Dos nuevas plagas del maracuyá. Notas y noticias entomológicas. ICA. 7 p.
76. TRÓCHEZ, A.; ROJAS, M.; CHACÓN, P.; FLÓREZ, E. 1985. Atrayentes para la captura de *Dasiops* sp. (Diptera: Lonchaeidae) plaga del maracuyá en el Valle (Colombia). 31 p. En: Memorias XII Congreso Socolen.
77. Tropicos.org. 2010. Missouri Botanical Garden. <<http://www.tropicos.org>>. ©2010, Missouri Botanical Garden, 4344 Shaw Boulevard, Saint Louis, Missouri 63110. Consultada 07/07/2010
78. UCHOA-FERNÁNDES, M. A., MOLINA, R. M., OLIVEIRA, I., ZUCCHI, R. A.; CANAL, N. A.; DÍAZ, N. B. 2003. Larval endoparasitoids (Hymenoptera) of frugivorous flies (Diptera: Tephritoidea) reared from fruits of the Cerrado of the State of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 47(2): 181-186.
79. UCHOA-FERNÁNDES. M. A., ZUCCHI. R. A. 1999. Metodología da colecta de Tephritidae y Lonchaeidae frugívoros (Diptera: Tephritidae) y sus parasitoides (Hymenoptera). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* (28): 601-610.
80. UMAÑA, V. M. 2005. Moscas de las frutas del género *Dasiops* (Diptera: Lonchaeidae) asociadas a la curaba y recomendaciones generales para su manejo agroecológico en la vereda Cañón, municipio de Sutamarchán, Boyacá. *Revista Colombiana de Entomología* 31(1): 59-65.
81. VERGARA, R.; PÉREZ, D. 1988. Plagas del cultivo de la Pitaya: I Parte. *Revista SIATOL*. 2 ed.
82. VERGARA, R. 2001. Fundamentos sobre entomología económica en Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Medellín. 369 p.
83. WYCKHUYS, K. A. G.; LOPEZ-ACOSTA, F.; ROJAS, M.; OCAMPO, J. 2011. The relationship of farm surroundings and local infestation pressure to pest management in cultivated *Passiflora* species in Colombia? *International Journal of Pest Management* 57(1): 1-10.

84. WYCKHUYS K. A. G., KORYTKOWSKI C, MARTÍNEZ J, HERRERA B, ROJAS M, OCAMPO J. 2012. Species composition and seasonal occurrence of Diptera associated with passionfruit crops in Colombia. *Crop Protection* 32: 90-98.
85. YEPES, F. 1999. Nuevos registros de especies de moscas de las frutas en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín* 52(1): 549-562.