

EVALUACIÓN DEL PAPEL DE LAS ARVENSES NATIVAS SOBRE LA PRESENCIA DE INSECTOS DEFOLIADORES Y ASOCIADOS A LA PESTALOTIOPSIS Y LA RENTABILIDAD EN LA PRODUCCIÓN EN DOS LOTES DE PALMA DE ACEITE (*Elaeis guineensis* J.) EN EL MUNICIPIO DE RIONEGRO (SANTANDER).

ANDRÉS FELIPE ROMERO JIMENEZ

UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA
EXTENSIÓN FACATATIVÁ
2018

EVALUACIÓN DEL PAPEL DE LAS ARVENSES NATIVAS SOBRE LA PRESENCIA DE INSECTOS DEFOLIADORES Y ASOCIADOS A LA PESTALOTIOPSIS Y LA RENTABILIDAD EN LA PRODUCCIÓN EN DOS LOTES DE PALMA DE ACEITE (*Elaeis guineensis* J.) EN EL MUNICIPIO DE RIONEGRO (SANTANDER).

ANDRÉS FELIPE ROMERO JIMENEZ

Trabajo de grado presentado para obtener el título de
Ingeniero Agrónomo

LUIS GUILLERMO MONTES

Directos externo de trabajo de grado

DANNY DANIEL CUBILLOS

Director interno trabajo de grado

UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA
EXTENSIÓN FACATATIVÁ

2018

NOTA DE ACEPTACIÓN

DANNY DANIEL CUBILLOS
Director de pasantía

JENNY LILIANA GARCÍA

Jurado

LIZ KAREN RUÍZ

Jurado

DEDICATORIA

Este trabajo de grado se la dedico a Dios quien supo guiarme por el buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar las adversidades sin perder nunca la fe ni desfallecer en el intento.

A mi familia quienes lo han dado todo por mí. A mis padres por su apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles y por brindarme los recursos necesarios para estudiar. Me han dado todo lo que soy como persona, mis valores, mis principios, mi carácter, mi empeño, mi perseverancia, mi coraje para conseguir mis objetivos.

Gracias también a mis amistades, que me apoyaron, recomendaron a tomar puntos decisivos durante mi carrera y en la que hemos compartido momentos dignos en nuestra vida.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo de grado se lo quiero agradecer al ingeniero Luis Guillermo Montes Que sin su ayuda, conocimientos y paciencia no hubiese sido posible realizar este proyecto. Un agradecimiento especial al Fondo Palmero de Fedepalma-Cenipalma como financiador principal del proyecto.

Al Doctor Rafael Rey y a cada uno de los trabajadores de la plantación Pravia, que con su colaboración en las diferentes labores Fue posible realizar parte de este proyecto.

A mis padres, por haberme proporcionado la mejor educación y lecciones de vida.

Especialmente a mi madre por su fe, oraciones y constancia en mí.

A mis compañeros de clase, con los que he compartido grandes momentos.

A todos mis familiares, por su apoyo.

A todas aquellas personas que han estado cerca de mí y que aportan a mi vida algo de ellos.

A Dios por darme el empeño y la perseverancia.

RESUMEN EJECUTIVO

En el cultivo de palma de aceite, el establecimiento de arvenses es una de las prácticas que contribuye al aumento y albergue de la población de diferentes insectos benéficos depredadores y parasitoides de insectos defoliadores. El objetivo de este estudio fue evaluar el papel de la vegetación nativa (arvenses) sobre la presencia de plagas en dos lotes de *E. guineensis* (un lote con arvenses establecidas y otro sin arvenses) en la plantación Pravia localizada en Rionegro, Santander. Para ello se realizaron muestreos quincenales en los cuales se registraron los insectos plaga presentes diferenciándolos por el estado de desarrollo y la mortalidad ejercida por enemigos naturales, estimaciones del porcentaje de defoliación y muestreos de entomofauna benéfica en las arvenses establecidas para conocer las arvenses con mayor diversidad de parasitoides. Además, se registró y se comparó el peso de racimos en cada lote con una frecuencia que varió de 8 a 12 días. El análisis de los resultados en los muestreos se realizó utilizando promedios. Los insectos plaga de mayor frecuencia en los lotes evaluados fueron *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) y *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977). El enemigo natural de mayor frecuencia registrado en los lotes evaluados fue la hormiga depredadora del género *Crematogaster*. El menor porcentaje de defoliación se registró en el lote con las arvenses establecidas con un $4,74 \pm 0,89\%$ por hoja por muestreo. Las arvenses con mayor diversidad de parasitoides del orden Hymenoptera fueron *Piper tuberculatum* J. (Cordoncillo) y *Senna bacillaris* I&B (Frijolito). El mayor peso promedio de racimos cosechados se registró en el lote con arvenses con $19,7 \pm 0,40$ kg por racimo. Las arvenses asociadas con el cultivo de palma de aceite favorecen el establecimiento de enemigos naturales que regulan las poblaciones de insectos plaga y contribuyen a una mayor productividad del cultivo.

Palabras clave: Enemigos naturales. Producción. Defoliadores. *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916). *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977). Parasitoides.

ABSTRACT

In the cultivation of oil palm, the establishment of weeds is one of the practices that contributes to the increase and shelter of the population of different beneficial insects, predators and parasitoids of defoliating insects. The objective of this study was to evaluate the role of native vegetation (weeds) on the presence of pests in two lots of *E. guineensis* (one lot with established weeds and one without weeds) in the Pravia plantation located in Rionegro, Santander. For it, biweekly samplings were made in which the pest insects were recorded, differentiated by the state of development and the mortality exerted by natural enemies, estimates of the defoliation percentage and beneficial entomofauna samplings were made in the established weeds to know the weeds with the greatest diversity of parasitoids. In addition, the bunch weight was recorded in each batch with a frequency that varied from 8 to 12 days. The analysis of the results in the samplings was made using averages. The most frequent pest insects in the batches evaluated were *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) and *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977). The most frequent natural enemy recorded in the batches evaluated was the predatory ant of the genus *Crematogaster*. The lowest percentage of defoliation was registered in the lot with the weeds established with a $4,74 \pm 0,89\%$ per leaf per sample. The weeds with the greatest diversity of parasitoids of the order Hymenoptera were *Piper tuberculatum* J. (Cordoncillo) and *Senna bacillaris* I&B (Frijolito). The highest average weight of bunches harvested was recorded in the lot with weeds with $19,7 \pm 0,40$ kg per bunch. Weeds associated with oil palm cultivation favor the establishment of natural enemies that regulate pest insect populations and contribute to higher crop productivity.

Key words: Natural enemies. Production. Defoliators. *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916). *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977). Parasitoids.

TABLA DE CONTENIDO

1 INTRODUCCIÓN	17
2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	18
3 JUSTIFICACIÓN	19
4 OBJETIVOS	20
4.1 OBJETIVO GENERAL	20
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	20
5 MARCO TEÓRICO	21
5.1 MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN PALMA DE ACEITE	21
5.1.1 PLANTAS NECTARÍFERAS Y LA INTERACCIÓN CON INSECTOS BENÉFICOS	21
5.2 CULTIVO DE PALMA DE ACEITE	22
5.2.1 ORIGEN	22
5.2.2 TAXONOMÍA	23
5.2.3 MORFOLOGÍA	23
5.2.3.1 Sistema radical.....	23
5.2.3.2 Estípites	23
5.2.3.3 Hojas	23
5.2.3.4 Inflorescencias	24
5.2.3.5 Fruto.....	24
5.2.4 LA PALMA DE ACEITE EN COLOMBIA.....	24
5.2.5 PRINCIPALES PLAGAS DE LA PALMA DE ACEITE EN LA ZONA CENTRAL DE COLOMBIA	25
5.2.5.1 <i>Stenoma cecropia</i> (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae).....	25
5.2.5.1.1 Daño.....	25
5.2.5.1.2 Biología y Hábito.....	25
5.2.5.1.3 Enemigos naturales	26
5.2.5.2 <i>Leptopharsa gibbicarina</i> (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae).....	26

5.2.5.2.1 Daño.....	26
5.2.5.2.2 Biología y Hábito.....	26
5.2.5.2.3 Enemigos naturales	27
5.2.5.3 <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae)	27
5.2.5.3.1 Daño.....	27
5.2.5.3.2 Biología y Hábito.....	27
5.2.5.3.3 Enemigos naturales	28
5.2.5.4 <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae).....	28
5.2.5.4.1 Daño.....	28
5.2.5.4.2 Biología y Hábito.....	28
5.2.5.4.3 Enemigos naturales	29
5.2.6 ENFERMEDAD FOLIAR DE LA ZONA CENTRAL DE COLOMBIA	29
5.2.6.1 Pestalotiopsis	29
5.2.6.1.1 Agente causal.....	29
5.2.6.1.2 Identificación temprana	29
5.2.6.1.3 Manejo integrado	29
5.3 PLANTAS NECTARÍFERAS	30
5.3.1 PLANTAS NECTARÍFERAS ASOCIADAS AL CULTIVO DE PALMA DE ACEITE.....	30
5.3.1.1 <i>Heliotropium indicum</i> L	30
5.3.1.2 <i>Urena lobata</i> L	31
5.3.1.3 <i>Triumfetta lappula</i> L.....	31
5.3.1.4 <i>Stachytarpheta cayennensis</i> (Rich) Vahl.....	31
5.3.1.5 <i>Sida rhombifolia</i> L.....	32
5.3.1.6 <i>Lantana camara</i>	32
5.3.1.7 <i>Hyptis capitata</i> Jacq.....	32
6 METODOLOGÍA	33

6.1 Ubicación	33
6.2 Monitoreos en campo.....	34
6.2.1 Muestreo de insectos defoliadores.....	34
6.2.2 Identificación de insectos defoliadores y enemigos naturales.....	35
6.2.3 Mortalidad ejercida por enemigos naturales.....	36
6.2.4 Estimación del porcentaje de defoliación.....	36
6.2.5 Muestreo de insectos benéficos en las arvenses	38
6.2.6 Identificación de familias de parasitoides del orden Hymenoptera recolectados de las arvenses	38
6.2.7 Identificación de arvenses en la plantación	39
6.3 Registro de producción	40
6.4 Análisis de resultados.....	41
7 RESULTADOS	43
7.1 Insectos plaga registrados	43
7.1.1 Mortalidad ejercida por enemigos naturales.....	45
7.1.1.1 Mortalidad de adultos de <i>Leptopharsa gibbicarina</i> (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae) producido por enemigos naturales	45
7.1.1.2 Mortalidad de larvas de <i>Stenoma cecropia</i> (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae) producido por enemigos naturales	47
7.1.1.3 Mortalidad de larvas de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae) producido por enemigos naturales.....	50
7.1.1.4 Mortalidad de larvas de <i>Delocrania cossyphoides</i> (Guérin-Ménéville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae) producido por enemigos naturales	52
7.1.1.5 Mortalidad de huevos de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) producido por enemigos naturales	54
7.1.1.6 Mortalidad de larvas de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) producido por enemigos naturales.....	56
7.2 Porcentaje de defoliación media registrada en campo	57
7.3 Identificación de familias de parasitoides del orden Hymenoptera	58
7.3.1 Identificación de las arvenses predominantes de la plantación	60

7.4 Comparación del rendimiento y peso promedio de racimos en los lotes evaluados....	61
8 ANALISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	63
8.1 Plagas encontradas	63
8.2 Mortalidad en diferentes estados de desarrollo en insectos defoliadores	63
8.2.1 Mortalidad registrada en adultos de <i>Leptopharsa gibbicularina</i> (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae)	63
8.2.2 Mortalidad registrada en larvas de <i>Stenoma cecropia</i> (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae)	64
8.2.3 Mortalidad registrada en larvas de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae)	65
8.2.4 Mortalidad registrada en larvas de <i>Delocrania cossyphoides</i> (Guérin-Méneville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae)	65
8.2.5 Mortalidad registrada en huevos y larvas de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae)	66
8.3 Identificación de las arvenses en la plantación	67
8.4 Comparación del peso promedio de racimos	67
9 CONCLUSIONES.....	69
10 RECOMENDACIONES	70
11 LITERATURA CITADA	70
12 ANEXOS.....	76
 LISTA DE FIGURAS	
 Figura 1. Distribución de palmas en la unidad de manejo agronómico número 12 (Pravia, 2018)	33

Figura 2. Distribución de palmas en la unidad de manejo agronómico número 8 (Pravia, 2018)	33
Figura 3. Recorrido utilizado para la lectura de insectos defoliadores, estimación del porcentaje de defoliación y presencia de enemigos naturales (muestreo 10x10) (Autor, 2018).....	34
Figura 4. Escala cualitativa tomada como base para la estimación del porcentaje de defoliación en cada hoja muestreada (Autor, 2018)	37
Figura 5. Hymenoptera posado sobre el envés de una hoja de la arvense de nombre común Cafetillo (Autor, 2018).....	38
Figura 6. Observación al estereoscopio de los parasitoides recolectados de las arvenses y la colección del doctor Aldana (A) y el libro de Fernández y Sharkey (2006) para el reconocimiento de familias del orden Hymenoptera (B) (Autor, 2018)	39
Figura 7. Registro del peso de racimos en el sitio de acopio (Autor, 2018).....	41
Figura 8. Metodología planteada para el estudio (Autor, 2018)	42
Figura 9. Adulto de <i>Leptopharsa gibbicarina</i> (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018).....	47
Figura 10. Colonia de hormigas depredadoras <i>Crematogaster</i> spp. (Hymenoptera: Formicidae) (Autor, 2018).....	47
Figura 11. Larva de un Chrysopidae depredador de insectos plaga de cuerpo blando en palma de aceite (Autor, 2018)	47
Figura 12. Larva de Coccinellidae depredador de <i>Parlagena bennetti</i> y posible depredador de <i>L. gibbicarina</i> (Autor, 2018)	47
Figura 13. Larva de IX instar de <i>Stenoma cecropia</i> (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae) saliendo de la cápsula (Autor, 2018).....	49
Figura 14. Larva de <i>Stenoma cecropia</i> parasitada por <i>Elasmus</i> sp. (Hymenoptera: Eulophidae) (Autor, 2018)	49
Figura 15. Adulto de <i>Rhysipolis</i> sp. (Hymenoptera: Eulophidae) recolectado en la UMA 12 (Autor, 2018).....	50
Figura 16. Ninfa de chinche depredador de <i>Stenoma cecropia</i> (Hemíptera: Reduviidae) (Autor, 2018)	50
Figura 17. Larva sana de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae) en el envés de un foliolo (Autor, 2018).....	51
Figura 18. Larva de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) parasitada por <i>Fornicia</i> sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Autor, 2018).....	52

Figura 19. Larva de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae) infectada por virus (Autor, 2018)	52
Figura 20. Larva sana de <i>Delocrania cossyphoides</i> (Guérin-Ménéville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae) (Autor, 2018)	54
Figura 21. Araña depredadora (Araneae: Salticidae) con su nido de huevos (Autor, 2018)	54
Figura 22. Huevos sanos de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) (Autor, 2018)	55
Figura 23. Huevo parasitado de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae)(Autor, 2018).....	55
Figura 24. Larva sana de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018)	57
Figura 25. Larva de <i>Opsiphanes cassina</i> parasitada por las avispa parasitoides <i>Cotesia</i> sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Autor, 2018).....	57

LISTA DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Porcentaje de mortalidad media de <i>Leptopharsa gibbicularina</i> (Froeschner, 1977) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	46
Gráfica 2. Porcentaje de mortalidad media de larvas de <i>Stenoma cecropia</i> (Meyrick, 1916) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	49
Gráfica 3. Porcentaje de mortalidad media de larvas de <i>Euprosterina elaeasa</i> (Dyar, 1905) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	51
Gráfica 4. Porcentaje de mortalidad media de larvas de <i>Delocrania cossyphoides</i> (Guérin-Ménéville, 1844) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	53
Gráfica 5. Porcentaje de mortalidad media de huevos de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	55
Gráfica 6. Porcentaje de mortalidad media de larvas de <i>Opsiphanes cassina</i> (Felder, 1862) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	57
Gráfica 7. Porcentaje de defoliación media registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia	58

Gráfica 8. Promedio de peso (kg) de los racimos registrados por ciclo de cosecha en el lote sin arvenses (UMA 8) y el lote con arvenses establecidas al inicio (UMA 12) en la plantación Pravia62

Gráfica 9. Rendimiento promedio por muestreo registrado durante cuatro meses de evaluación en un lote de palma de aceite con arvenses establecidas y en un lote sin arvenses62

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Ejemplo del protocolo de muestreo eligiendo línea y palma de inicio en cada muestreo en la UMA 1235

Tabla 2. Síntomas y signos de insectos afectados por organismos patógenos, parasitoides o atacados por depredadores, tomado de Aldana *et al.* (2017)36

Tabla 3. Insectos defoliadores registrados en los muestreos43

Tabla 4. Identificación por familias de parasitoides del orden Hymenoptera59

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Larvas sanas de *Sibine fusca* (Stoll, 1781) (Lepidóptera: Limacodidae) (Autor, 2018)76

Anexo 2. Pupa sana de *Saliana* sp. (Lepidóptera: Hesperidae) recolectada en campo (Autor, 2018)76

Anexo 3. Larva de *Durrantia pos arcanella* (Busck, 1912) (Lepidóptera: Oecophoridae) saliendo de su orificio realizado desde el haz del foliolo (Autor, 2018)77

Anexo 4. Larva sana de *Antaeotricha* sp. (Lepidóptera: Elachistidae) en su nido de tela (Autor, 2018)77

Anexo 5. Pupa de *Antaeotricha* sp. (Lepidóptera: Elachistidae) (Autor, 2018).....77

Anexo 6. Larva de *Euclea* sp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 8 (Autor, 2018)78

Anexo 7. Larva sana de *Phobetron* spp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 8 (Autor, 2018)78

Anexo 8. Larva sana de <i>Phobetron</i> spp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 12 (Autor, 2018).....	78
Anexo 9. Pupa de <i>Phobetron</i> spp. (Lepidóptera: Limacodidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018)	79
Anexo 10. Larva sana de <i>Heorta</i> sp. (Lepidóptera: Noctuoidea) en el envés de un foliolo (Autor, 2018)	79
Anexo 11. Larva sana de <i>Mesocia</i> sp. (Lepidóptera: Megalopygidae) en el envés de un foliolo (Autor, 2018).....	80
Anexo 12. Microhymenoptero de la familia Aphelinidae recolectado de la arvense <i>Gossypium hirsutum</i> (Algodoncillo) (Autor, 2018)	80
Anexo 13. Microhymenoptero de la familia Aphelinidae recolectado de la arvense <i>Bunchosia hartwegiana</i> (Cafetillo) (Autor, 2018).....	80
Anexo 14. 2 especies de microhymenopteros de la familia Braconidae recolectados en la arvense <i>Senna bacillaris</i> (izquierda) y <i>Gossypium hirsutum</i> (derecha) (Autor, 2018)	81
Anexo 15. Una especie de microhymenoptero de la familia Chalcididae recolectado en las arvenses <i>Gossypium hirsutum</i> (Algodoncillo) y <i>Senna bacillaris</i> (Frijolito) (Autor, 2018).....	81
Anexo 16. Una especie de microhymenoptero de la familia Formicidae recolectado en la arvense <i>Gossypium hirsutum</i> (Algodoncillo) (Autor, 2018)	82
Anexo 17. Una especie de microhymenoptero de la familia Formicidae recolectado en todas las arvenses (Autor, 2018)	82
Anexo 18. Una especie de microhymenoptero de la familia Ichneumonidae recolectado en la arvense <i>Bunchosia hartwegiana</i> (Cafetillo) (Autor, 2018).....	82
Anexo 19. Una especie de microhymenoptero de la familia Perilampidae recolectado en la arvense <i>Senna bacillaris</i> (Frijolito) (Autor, 2018)	83
Anexo 20. Una especie de microhymenoptero de la familia Scelionidae recolectado en la arvense <i>Flemingia congesta</i> (Autor, 2018)	83
Anexo 21. Una especie de microhymenoptero de la familia Trichogrammatidae: Chalcidoidea recolectado en las arvenses <i>Gossypium hirsutum</i> (Algodoncillo) y <i>Piper tuberculatum</i> (Cordoncillo) (Autor, 2018).....	84
Anexo 22. Una especie de microhymenoptero de la familia Vespidae recolectado en la arvense <i>Piper tuberculatum</i> (Cordoncillo) (Autor, 2018)	84
Anexo 23. Arvense <i>Senna bacillaris</i> I&B (Frijolito) (Autor, 2018)	85
Anexo 24. Arvense <i>Bunchosia hartwegiana</i> B. (Cafetillo) (Autor, 2018).....	85

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Anexo 25. Arvense <i>Piper tuberculatum</i> B. (Cordoncillo) (Autor, 2018)	85
Anexo 26. Arvense <i>Gossypium hirsutum</i> L. (Algodoncillo) (Autor, 2018)	85
Anexo 27. Arvense <i>Flemingia congesta</i> (Autor, 2018)	85

INTRODUCCIÓN

La palma de aceite (*E. guineensis* J.) es una planta monocotiledónea perenne que crece con una temperatura óptima de 28°C, una humedad relativa mayor al 60% y una precipitación anual de 1800 a 2200 mm. Puede tener una vida útil superior a los 25 años dependiendo de la variedad cultivada y requiere de fertilización balanceada y un plan de manejo en los canales de riego, drenajes y control de plagas y enfermedades (Bernal, 2001).

Las arvenses dentro del manejo integrado de plagas juegan un papel importante en las plantaciones de palma de aceite, debido a que albergan insectos benéficos de gran utilidad para el control de insectos plaga. En base a investigaciones recientes, las arvenses nativas asociadas al cultivo de palma de aceite son fundamentales debido a que proveen una fuente complementaria de alimento (azúcares, polen y néctar) y refugios naturales para una amplia gama de insectos depredadores y parasitoides, destacándose especies vegetales como *Cassia reticulata*, *Urena trilobata*, *Triumfetta lappula*, que hospedan microhimenópteros parasitoides de larvas de *Stenomacrus cecropia* Meyrick (Aldana *et al.*, 2004, 1997; Cantuca *et al.* 2001).

De acuerdo a Aldana *et al.* (2004), el establecimiento de arvenses y plantas nectaríferas promueve a que los insectos parasitoides se mantengan aún en períodos secos, generando una recuperación en la población de los distintos enemigos naturales presentes. La siembra y multiplicación de estas plantas en los bordes o dentro de las paleras de los lotes es importante para incentivar este tipo de controles de manera natural.

Con el fin de documentar el papel de la vegetación nativa en asocio con el cultivo de palma de aceite sobre la presencia de insectos plaga y la productividad en dos tratamientos (lote con arvenses y lote sin arvenses) se inició el presente estudio.

2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La vegetación nativa predominante en las plantaciones de palma de aceite juega un papel importante en el albergue y proliferación de enemigos naturales de insectos defoliadores, debido a que en los cultivos de palma sin arvenses establecidas se registran las mayores infestaciones de insectos plaga y una mayor incidencia y severidad de enfermedades (Aldana *et al.*, 1997). En consecuencia a esta problemática, el establecimiento de arvenses y plantas nectaríferas es una de las mejores alternativas dentro del manejo integrado de la palma de aceite produciendo un impacto positivo en el control de las poblaciones de insectos plaga presentes, reduciendo considerablemente sus focos e infestaciones (Aldana *et al.*, 1995)

Actualmente, se tienen identificadas algunas familias de arvenses que albergan insectos benéficos enemigos de las plagas del cultivo de palma de aceite. Sin embargo, no se cuenta con evaluaciones de campo que registren el efecto de las arvenses nativas sobre la producción y la presencia y abundancia de plagas.

De acuerdo a la información anterior, si los lotes de palma de aceite que no se encuentran asociados con vegetación nativa (arvenses) tienden a una mayor infestación por parte de insectos defoliadores y un bajo rendimiento productivo, surge la siguiente pregunta: ¿Las arvenses nativas y plantas nectaríferas establecidas en los lotes de palma de aceite afectan la presencia de insectos plaga del cultivo y aumenta la productividad del cultivo?

3 JUSTIFICACIÓN

La palma de aceite es uno de los cultivos oleaginosos más productivos en la agroindustria mundial. De acuerdo a estudios realizados por Fedepalma (2016), Colombia es el cuarto país con mayor producción de aceite derivado de la palma y el primero en América, con más de 483.733 hectáreas sembradas y 116 alianzas productivas estratégicas entre pequeños, medianos y grandes productores en 4 zonas palmeras.

Dada la importancia del cultivo de palma de aceite, el establecimiento de arvenses nativas dentro del manejo integrado del cultivo es una de las estrategias más eficientes para el control natural de plagas ejercido por enemigos naturales que se hospedan en estas plantas, brindando un mayor equilibrio en el agroecosistema (Calvache, 2016). Dicha práctica promueve a que el cultivo sea rentable al reducir los controles ejercidos sobre insectos defoliadores presentes, además de cumplir con la mejora de la estructura del suelo, adición de materia orgánica y elementos nutricionales y evitar la escorrentía en la superficie del suelo (Fairhurst, 2010).

Con el fin de conocer las ventajas que genera la asociación de arvenses nativas dentro del cultivo de palma de aceite, se ejecutarán muestreos quincenales para relacionar la presencia y mortalidad de insectos defoliadores en un lote con arvenses establecidas en comparación a otro lote sin arvenses; registrándose la presencia de enemigos naturales, estimación del porcentaje de defoliación y la recolecta de parasitoides en las arvenses predominantes de la plantación. También se comparará el rendimiento por hectárea a través del peso promedio por racimo en ambos lotes a través de la toma de datos llevados a cabo en los registros en campo.

Esta investigación servirá como base y referencia a previas y futuras investigaciones para mejorar la productividad en el cultivo de palma de aceite y el manejo integrado proporcionado hacia los insectos defoliadores.

4 OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el papel de las arvenses nativas como alternativa al control de insectos defoliadores en dos lotes de palma de aceite (*Elaeis guineensis* J.) en el municipio de Rionegro (Santander).

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Evaluar la influencia del establecimiento de arvenses nativas sobre la presencia y mortalidad de insectos defoliadores y la relación con sus enemigos naturales.

Evaluar la sanidad del follaje relacionada a la presencia de insectos defoliadores en ambos lotes de estudio.

Identificar las familias de parasitoides del orden Hymenoptera recolectados en campo con el fin de conocer las arvenses con mayor diversidad de parasitoides.

Comparar las diferencias en la producción de ambos lotes de estudio para determinar el efecto sobre la rentabilidad del cultivo.

5 MARCO TEORICO

5.1 MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN PALMA DE ACEITE

El manejo integrado de plagas en el cultivo de palma de aceite se basa en estos principios fundamentales: La multiplicación y mantenimiento de plantas nectaríferas en el cultivo para una mayor estabilidad en el agroecosistema, disponer de un buen sistema de riego, drenajes y un adecuado manejo de la nutrición vegetal (Calvache, 2016).

Del mismo modo, la identificación de focos iniciales mediante el monitoreo oportuno permite detectar que plaga(s) están ocasionando afectación en el cultivo. El control de los focos se realiza en base a criterios como la presencia y nivel de daño de las poblaciones de las plagas, enmarcado a una serie de estrategias utilizadas para controlar de manera eficaz y amigable con el medio ambiente (Calvache, 2016).

Los diferentes métodos explicados anteriormente, sostienen una serie de estrategias y prácticas utilizadas para un buen manejo agronómico asociado al cultivo de palma de aceite, de una manera ecológica sin ocasionar mayores impactos y disturbio al medio en el que se desarrolla la plantación, debido a que el cultivo es de carácter permanente le permite relacionarse con otras especies vegetales (Calvache, 1995). Todas estas bases planteadas contribuyen a restablecer el control natural por parte de enemigos naturales y agentes benéficos como hongos y bacterias, ya sean nativos de la zona o introducidos. La manipulación de varios elementos ecológicos brinda una mayor fluctuación en las poblaciones de insectos considerados como plagas, reduciendo en lo más mínimo la aplicación de productos de síntesis química para su control (Calvache, 1995; 1991).

5.1.1 PLANTAS NECTARÍFERAS Y LA INTERACCIÓN CON INSECTOS BENÉFICOS.

Las arvenses influyen en la abundancia y en la diversidad de insectos fitófagos y de sus enemigos naturales en los distintos sistemas de cultivos, brindando un importante papel ecológico en el control y mortalidad natural de las diferentes plagas presentes (Altieri y Nicholls, 2009).

Las especies vegetales con una fisiología compleja como los arbustos, atraen el mayor número de familia de insectos, especialmente de microhimenópteros parasitoides de estadios larvales o pupas de diferentes plagas (Reyes, 1991). Las arvenses de estructura herbácea son las más utilizadas en asociación con plantaciones de palma, debido a que presentan una fácil propagación y multiplicación dentro de los lotes (Calvache, 1991).

Algunas de las arvenses más utilizadas para la siembra, multiplicación y posterior asociación en la palma de aceite son: *Urena trilobata* (Malvaceae), *Cassia reticulata* (Leguminosae), *U. lobata* (Malvaceae), *Triumfetta lappula* (Tiliaceae), *Sida rhombifolia* (Malvaceae) e *Heliotropium atrorubens* (Labiatae). Existen otras plantas igualmente importantes como las semestrales o anuales que se encuentran frecuentemente en los bordes de los lotes de manera natural (Aldana *et al.*, 1997).

5.2. CULTIVO DE PALMA DE ACEITE

5.2.1 ORIGEN

La palma de aceite (*Elaeis guineensis* J.), es un planta perenne tropical cultivada en climas cálidos y húmedos. Se le conoce como planta heliófila debido a que demanda gran cantidad de horas luz para su crecimiento fisiológico, además de necesitar de buena fertilización para la producción de racimos. Su semilla tiene un solo cotiledón (monocotiledónea) y el ciclo productivo es de 25 años, (Bernal, 2001).

5.2.2 TAXONOMÍA

Orden: Palmales

Familia: Arecaceae

Género: *Elaeis*

Especie: *Elaeis guineensis* Jacq. (1897) (Bernal, 2001)

5.2.3 MORFOLOGÍA

5.2.3.1 Sistema radical: Se encuentra ubicado a la zona inferior al estípite. Está compuesto por raíces primarias, secundarias, terciarias y cuaternarias. Se encargan de la absorción de nutrientes disponibles en el suelo y de darle anclaje a la palma (Bernal, 2001).

5.2.3.2 Estípite: Se encuentran contenidos los haces vasculares por donde pasa la circulación del agua y nutrientes provenientes desde la raíz hacia todos los órganos de la planta (xilema y floema). El promedio de crecimiento del estípite es de 30 a 60 cm/año, que varía de acuerdo al material genético (Bernal, 2001).

5.2.3.3 Hojas: Compuestas. Tiene un pecíolo de 1,5 metros de largo y en el raquis se encuentran aproximadamente 200 a 300 foliolos. El área foliar de una palma es de 250 y 350 m². La filotaxia de la palma de aceite está dispuesta en ocho espirales respecto al eje vertical, y conocer su ordenamiento es esencial a la hora de tomar muestras foliares y realizar monitoreo de insectos defoliadores (Bernal, 2001).

5.2.3.4 Inflorescencias: La palma de aceite es una planta monoica, debido a que los primordios foliares producen flores masculinas y femeninas dentro de la misma planta, y definen su sexo aproximadamente un año después de iniciar su formación (Bernal, 2001).

5.2.3.5 Fruto: De forma ovoide, con medidas de 3-6 cm de largo, compuesto por un exocarpio liso y brillante y varía de color dependiendo la variedad, el mesocarpio es fibroso y contiene las células del aceite, el endocarpio contiene una semilla compuesta de cuesco lignificado y el endospermo (Bernal, 2001).

5.2.4 LA PALMA DE ACEITE EN COLOMBIA

De acuerdo a Fedepalma (2016), la Palma de Aceite es la oleaginosa más productiva del planeta; una hectárea sembrada produce entre 6-10 veces más aceite que otras especies vegetales. Colombia es el cuarto productor de aceite de palma en el mundo y el primero en América.

Actualmente en el país se tienen cerca de 483.733 hectáreas sembradas en 124 municipios de 20 departamentos, que conforman 64 núcleos palmeros que reúnen a 5.000 productores, 4.200 palmicultores de pequeña escala, mayor inclusión social y económica en el agro colombiano. Se ha producido 116 alianzas productivas estratégicas entre grandes, medianos y pequeños palmicultores en las cuatro zonas palmeras de las que se conforman 62.000 hectáreas de palmas sembradas, generando 140.000 empleos directos e indirectos que benefician a miles de familias (Fedepalma, 2016).

Las zonas donde se encuentra sembrado el cultivo son: Departamentos zona norte: Antioquia, Atlántico, Bolívar, Cesar, Sucre, Chocó, Córdoba, La Guajira y Magdalena. Departamentos zona central: Antioquia, Bolívar, Caldas, Cesar, Cundinamarca, Santander, Norte de Santander. Departamentos zona suroccidental: Caquetá, Cauca, Nariño. Departamentos zona oriental: Arauca, Casanare, Cundinamarca, Meta, Vichada (Fedepalma, 2016).

Establecer el cultivo de palma de aceite tiene también sus desventajas, debido al impacto que ocasiona a la fauna y flora silvestre, el conflicto de tierras en comunidades rurales y en algunos casos la calidad de empleo. A consecuencia de la problemática, los estudios realizados por más de dos décadas plantearon nuevos modelos y esquemas de manera sostenible, ambiental, social y económico que brinda aspectos importantes para establecimiento del cultivo de palma, destacando la participación asociativa de diferentes gremios y comunidades, fomentando la palmicultura como un instrumento de desarrollo en los diferentes lugares establecidos generando mejor calidad de vida que en aquellos sitios donde no se cultiva la palma (Fedepalma, 2016).

El Gobierno Nacional ha apoyado y dado incentivos superiores a los 30 mil millones de pesos para la productividad del sector palmicultor, mejor aprovechamiento de numerosos beneficios ambientales y la gran oferta que demanda el mercado internacional con la producción de biodiesel y otros derivados (Fedepalma, 2016).

5.2.5 PRINCIPALES PLAGAS DE LA PALMA DE ACEITE EN LA ZONA CENTRAL DE COLOMBIA

5.2.5.1 *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae)

5.2.5.1.1 Daño: El gusano cuernito menor *S. cecropia* es un defoliador característico de las zonas palmeras suroccidental, central y norte de Colombia. Generalmente consume el parénquima foliar en todos los instares de larva (un total de nueve), lo que da entrada a patógenos que generan la Pestalotiopsis (Pérez, 2016).

5.2.5.1.2 Biología y Hábito: El ciclo de vida de *S. cecropia* es de 58,2 días en promedio. El huevo es de color transparente y cuando están próximos a eclosionar se vuelve de

color amarillo. El adulto oviposita cerca de la nervadura central sobre todo en el haz del foliolo (Barrios *et al.*, 2013).

La larva pasa por nueve estadios larvales, donde en el primer estadio son despigmentadas donde inician su alimentación en el envés del foliolo construyendo una cueva con hilos y excremento, el cambio de instar se muestra con la muda de las cápsulas cefálicas y con el tamaño del refugio construido por el insecto. (Barrios *et al.*, 2013).

La pupa de color pardo se encuentra en el estuche creada por la larva. Los adultos tienen alas de color café oscuro terminando en un color tenue al final del ala y presentan una mancha central más oscura en la parte dorsal. Los adultos son activos de noche, realizando la cópula a los tres días (Barrios *et al.*, 2013).

5.2.5.1.3 Enemigos Naturales: Entre los controladores naturales se encuentran microorganismos entomopatógenos como las cepas del hongo *Isaria* sp. *IPisp1201* y *CPIsp1201*. También se encuentra las hormigas depredadoras del género *Crematogaster* spp. que genera reducción de la población de *S. cecropia* hasta en un 45% (Pérez, 2016)

5.2.5.2 *Leptopharsa gibbicarina* (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae)

5.2.5.2.1 Daño: *L. gibbicarina* conocido como Chinche de encaje, es un insecto de aparato bucal picador que succiona la savia de la hoja, lo cual se convierte en el agente causal de la enfermedad *Pestalotiopsis* y otros hongos que generan necrosamiento del tejido foliar como *Pestalotia*, *Colletotrichum*, *Gloesporium* y *Helminthosporium* (Pérez, 2016).

5.2.5.2.2 Biología y Hábito: El período de vida del chinche lo desarrolla en la parte media y apical de la hoja. Los huevos tienen forma elipsoide de color blanco crema, la

ninfa recién eclosionada no tiene antenas, posee cuerpo cilíndrico, de color blanco crema translúcida y sus ojos de color naranja. El adulto tiene antenas largas, pedicelo café con cuatro artejos (Jiménez y Reyes, 1977).

El promedio de duración del ciclo es de 72,3 días. Son poco móviles y solo se trasladan si son removidos por cualquier disturbio generado (Barrios y Bustillo, 2014).

5.2.5.2.3 Enemigos naturales: Hongos entomopatógenos como *Purpureocillium lilacinum* de la cepa extraída CPPI0601 ha demostrado avances para su comercialización debido a su eficaz resultado en plantaciones afectadas por el chinche de encaje al aplicarse una dosis de 1 kg por hectárea más un coadyuvante. Otros hongos como *Beauveria bassiana*, *Isaria fumosorosea* también resultan eficaces para su control (Pérez, 2016; Barrios y Bustillo, 2014).

El establecimiento de la arvense *Cassia reticulata* (Bajagua) es fundamental para el control que ejercen las hormigas *Crematogaster* spp. sobre *L. gibbicarina*, además de otras especies depredadoras que incluyen arañas, coccinélidos, chinches y crisopas (Pérez, 2016; Cenipalma, 1995).

5.2.5.3 *Euprosterina elaeasa* (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae)

5.2.5.3.1 Daño: El daño que ocasiona *E. elaeasa* en sus primeros instares es el raspado y posterior consumo de la lámina foliar, lo que facilita la entrada de patógenos que causan la Pestalotiopsis (Aldana *et al.*, 2010).

5.2.5.3.2 Biología y Hábito: Los huevos se encuentran ubicados en el envés de las hojas agrupados en una línea de aparencia translúcida y de forma cilíndrica, la larva posee setas y cabeza retráctil (Alvarado-Moreno *et al.*, 2014).

En los últimos estadios la diferencia se basa en el tamaño de la cápsula cefálica y en la línea dorsal con uno o dos puntos de color amarillo y naranja (octavo y noveno instar). La pupa adopta una forma de C y es de color amarilla (Alvarado-Moreno *et al.*, 2014).

El adulto generalmente emerge en horas de la noche, presentando un dimorfismo sexual marcado en las hembras. Su ciclo en total es de 68,5 días (Alvarado-Moreno *et al.*, 2014).

5.2.5.3.3 Enemigos naturales: El establecimiento de plantas nectaríferas es fundamental para el albergue de microhimenópteros parasitoides de larvas de *E. elaeasa* como *Fornicia clathrata* y *Casinaria* sp. (Aldana *et al.*, 2017)

5.2.5.4 *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae)

5.2.5.4.1 Daño: El gusano cabrito *O. cassina* es una larva de lepidóptero que ocasiona defoliaciones severas dejando solo la nervadura central de la hoja. Generalmente abundan en el tercio medio y superior de la palma (Pérez, 2016; Rodríguez *et al.*, 2012).

5.2.5.4.2 Biología y Hábito: El adulto de *O. cassina*, es una mariposa de color marrón con bandas anaranjadas transversales en las alas anteriores, de hábitos diurnos y eficiente vuelo, presenta gran atracción por sustancias en fermentación o putrefacción (Zenner y Posada, 1992). La hembra oviposita en el envés de los folíolos cerca de la nervadura central o en la base del folíolo (Rodríguez *et al.*, 2012).

El ciclo biológico completo del insecto puede durar entre 63,6 días. El periodo de actividad del adulto es de 6-13 días. Los huevos son blancos, la larva es verde con bandas amarillas en el dorso, llega a medir 70-90 mm de longitud, presenta cuernos cefálicos y apéndices caudales y siempre se ubica en el envés de las hojas. Su ciclo total es de aproximadamente 63,1 días (Rodríguez *et al.* 2012).

5.2.5.4.3 Enemigos naturales: En todos sus estadios presenta una gran variedad de controladores biológicos que se ven favorecidos cuando hay presencia de plantas nectaríferas que ofrecen alimento complementario y refugio. Entre los insectos que atacan al gusano cabrito se encuentran: el depredador *Podisus* sp., parasitoides *Spilochalcis* sp. y *Cotesia* sp., entre otros (Pérez, 2016).

5.2.6 ENFERMEDAD FOLIAR DE LA ZONA CENTRAL DE COLOMBIA

5.2.6.1 Pestalotiopsis

5.2.6.1.1 Agente causal: La necrosis foliar es una enfermedad ocasionada por el hongo *Pestalotiopsis* sp., y su principal inductor es el chinche de encaje *L. gibbicularina*, y otros insectos defoliadores como *E. elaeasa* y *S. cecropia* (Pérez, 2016; Jiménez y Reyes, 1977).

5.2.6.1.2 Identificación temprana: Los síntomas de la enfermedad se presentan en el envés de los folíolos. Son machas pequeñas con un halo clorótico de fondo opaco de aspecto aceitoso que van expandiéndose en todo el folíolo (Jiménez y Reyes, 1977). La alta humedad y las heridas ocasionadas por *L. gibbicularina* o algunos de los insectos defoliadores favorecen la incidencia de la enfermedad (Jiménez y Reyes, 1977).

5.2.6.1.3 Manejo integrado: Una fertilización balanceada es fundamental para el manejo de la enfermedad. La relación N/K debe ser menor de 2,3, Ca/K menor de 0,55, Ca/Mg menor de 2,3 y (K+Mg)/Ca mayor de 2,3 (Motta *et al.*, 2004).

El establecimiento de los enemigos naturales de los insectos inductores de la *Pestalotiopsis* y podas de las hojas afectadas son otras de las medidas de manejo para el control de la enfermedad. La hormiga depredadora *Crematogaster* spp. y el control de *L.*

gibbicularina con el hongo *Purpureocillium lilacinum* CPP10601 ha mostrado ser eficaz para el control del vector principal de la enfermedad (Barrios y Bustillo, 2014; Méndez, 2000).

La distribución de tusa como abono en los focos de la enfermedad en proporción 60-80 Ton/ha ayuda a activar una mayor defensa en la palma. Asimismo, la aplicación de *Beauveria* sp. y *Paecilomyces* sp. para el control de algunos defoliadores como *Durrantia* sp. y *Antaeotricha* sp. son importantes para mitigar el impacto de sus poblaciones. Las podas semestrales, el riego con estandarización de máximo 15 días, y la eliminación de insecticidas para el control de *L. gibbicularina* reducen en un 10% la severidad de la enfermedad y la reducción de los costos del manejo en un 60% (Méndez, 2000).

5.3 PLANTAS NECTARÍFERAS

Las plantas nectaríferas son aquellas plantas que contienen en sus glándulas extraflorales néctar o resinas que atraen a un amplio número de insectos benéficos. El período que dura la floración de las plantas nectaríferas depende de la especie debido a que algunas plantas florecen durante todo el año produciendo una estabilidad casi uniforme, consideradas como especies de floración sincrónica. En otras especies la floración cumple con su ciclo en un tiempo determinado y se les considera de floración asincrónica (Velandia *et al.*, 2012).

5.3.1 PLANTAS NECTARÍFERAS ASOCIADAS AL CULTIVO DE PALMA DE ACEITE

5.3.1.1 *Heliotropium indicum* L. Su nombre común es Rabo de Alacrán. Esta arvense pertenece a la familia Boraginaceae. Tiene una longitud de 10 a 15 m de altura. Posee

hojas alternas y su inflorescencia puede ser de color azul o blanca, el fruto es de 2 a 3,5 mm de largo por 1,5 a 2 mm de ancho (Morris de Sanz *et al.*, 1993).

El período de floración abarca en un período de 12 meses, siendo más propensa a la época seca. También se le conoce por la incidencia en varios cultivos de clima cálido y a pesar de ser agresiva es medianamente nociva (Morris de Sanz *et al.*, 1993). Adicionalmente, el Rabo de Alacrán presenta metabolitos secundarios con propiedades antimicrobianas que afectan el desarrollo de distintas especies de hongos fitopatógenos, entre ellos *Colletotrichum gloesporoides* (Infante *et al.*, 2015)

5.3.1.2 *Urena lobata* L. Su nombre común es Pata de Perro o Hierba César. Es una planta dicotiledónea perteneciente a la familia Malvaceae. Se caracteriza por ser un arbusto de 0,6 a 3 m de altura, que posee solo un tallo principal del que se desprenden varias ramas principales. De hojas verdes alternas y con presencia de tricomas, de acuerdo a Weeds Of Australia (WOA, 2016; Liogier, 1994).

Sus flores son generalmente solitarias y sus frutos son cápsulas globosas que miden de 8 a 10 mm. Generalmente se le encuentra en suelos erosionados, en plantaciones de cultivos perennes y tolera pH ácidos. Crece hasta los 1500 msnm (WOA, 2016; Liogier 1994).

5.3.1.3 *Triumfetta lappula* L. Su nombre común es Cadillo. Es un arbusto que crece hasta 2.5 m y posee tricomas en el tallo y en las hojas, las inflorescencias son axilares y su fruto es elíptico con 2,5 a 4 mm de diámetro, de acuerdo a Missouri Botanical Garden (MBG, 2017).

5.3.1.4 *Stachytarpheta cayennensis* (Rich) Vahl. Su nombre común es Rabo de armadillo. Es una arvense que abunda en bosques nativos. Tiene una altura de 1 a 1,5 m. Sus hojas son de ápice agudo y de márgenes dentados (WOA, 2016). Esta arvense posee

flores pequeñas dispuestas en puntas largas, sus frutos son aplanados y se vuelven color marrón oscuro a negro cuando madura, su método de propagación es por semilla (WOA, 2016).

5.3.1.5 *Sida rhombifolia* L. Su nombre común es Escobilla, Huinar o Malva prieta. Perteneciente a la familia Malvaceae. Es sub arbusto erecto de 1 m de altura, de tallos pubescentes con tricomas, presentan hojas cortas con leve pubescencia en el haz como en el envés (Fryxell, 1993). Es una planta hermafrodita que posee frutos ovalados de 4 a 5 mm de diámetro. Se presenta desde los 0 a 1800 msnm, con predominancia en pastizales y de floración en todo el año (Fryxell, 1993).

5.3.1.6 *Lantana camara*. Su nombre común es Filigrana, Orégano cimarrón. Perteneciente a la familia Verbenaceae. Tiene una longitud de 2 a 5 m y sus hojas son opuestas lanceoladas de margen dentado con haz áspero y envés. De inflorescencias cortas (Holm *et al.*, 1977). El fruto es una drupa que se disponen en racimos y su semilla es de 1,5 mm de longitud. Cuando sus hojas son trituradas expiden un olor fuerte y desagradable (Méndez, 1994; Holm *et al.*, 1977).

5.3.1.7 *Hyptis capitata* Jacq. Su nombre común es Cordón de Fraile, Broche de hierro. Perteneciente a la familia Lamiaceae. Esta especie se encuentra principalmente en ambientes tropicales y subtropicales húmedos. Es una planta herbácea grande y erecta de 0,5 a 2,5 m de altura, que posee hojas con bordes dentados irregulares, de flores blancas en racimos globulares y su fruto posee cuatro semillas de 1 a 2 mm de diámetro. (WOA, 2016).

6 METODOLOGÍA

6.1 Ubicación

El estudio se llevó a cabo en la plantación Pravia S.A., localizada en el corregimiento de Papayal, municipio de Rionegro (Santander). Con una altitud de 68 msnm, precipitación de 2650 mm, 2250 horas luz y con predominancia de suelos del orden Inceptisol.

Se seleccionaron dos tratamientos (UMA) de la plantación Pravia. Las UMAs poseen características de suelo, material y año de siembra similar. Uno de los tratamientos tiene arvenses establecidas en asocio con el cultivo de palma de aceite (UMA 12) y el otro tratamiento no tiene arvenses (UMA 8). La UMA 12 tiene 1.093 palmas del material IRHO de *E. guineensis* plantadas en el año 2000 con un área de 8,3 ha (Fig. 1). La UMA 8 tiene 894 palmas del material GHANA de *E. guineensis* plantadas en el año 2004 con un área de 6,3 ha (Fig. 2).

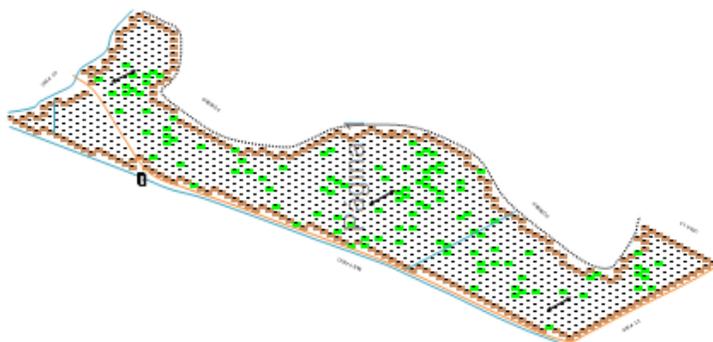


Figura 1. Distribución de palmas en la unidad de manejo agronómico número 12 (Pravia, 2018)

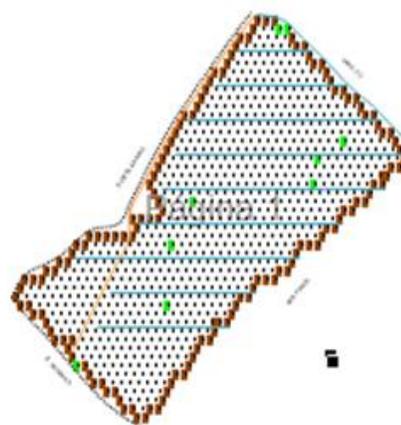


Figura 2. Distribución de palmas en la unidad de manejo agronómico número 8 (Pravia, 2018).

6.2 Monitoreos en campo

6.2.1 Muestreo de insectos defoliadores

El muestreo se llevó a cabo con una frecuencia quincenal, evaluando los niveles foliares 17 y 25 intercaladas (tercio medio y bajo de la palma donde se encuentran mayormente los insectos defoliadores); mediante un muestreo 10 x 10 (cada 10 líneas cada 10 palmas) para una lectura precisa (Fig. 3). Las líneas y palmas iniciales se realizaron de manera aleatoria para evitar repetir palmas previamente muestreadas, como se observa en la tabla 1:

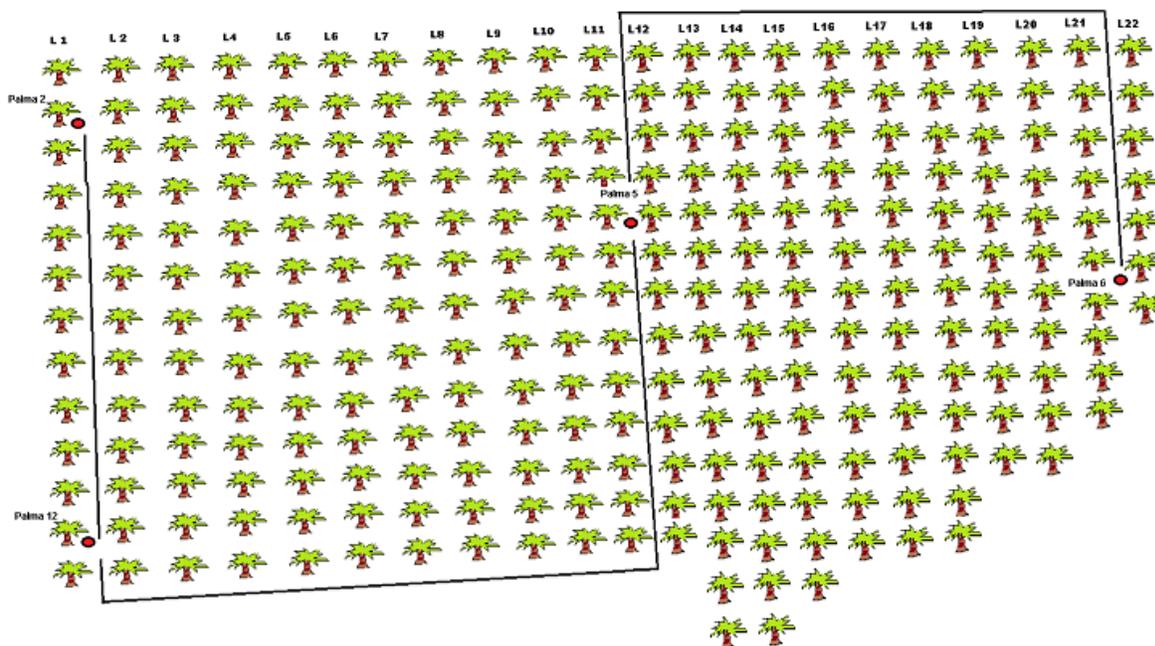


Figura 3. Recorrido utilizado para la lectura de insectos defoliadores, estimación porcentaje de defoliación y presencia de enemigos naturales (muestreo 10x10) (Autor, 2018).

Tabla 1. Ejemplo del protocolo de muestreo eligiendo línea y palma de inicio en cada muestreo en la UMA 12 (Auxiliares de campo, 2018).

UMA 12		
No. Muestreo	Línea de inicio de cada muestreo	Palma de inicio de cada muestreo
1	1	1
2	2	2
3	1	2
5	2	1
6	3	3
7	4	4
8	5	5
9	6	6
10	7	7
11	8	8

En cada sitio de muestreo se contabilizó el número de individuos de cada especie plaga presente en el envés de los folíolos teniendo en cuenta el estado de desarrollo. Se muestreó en promedio entre 8-12 palmas en cada lote y a los insectos plaga registrados se les calculó un promedio general de todos los muestreos realizados. La toma de datos se realizó en aproximadamente 6 meses.

6.2.2 Identificación de insectos defoliadores y enemigos naturales

La identificación de los insectos defoliadores y enemigos naturales registrados en los muestreos se realizó con el libro “Reconocimiento y manejo de insectos defoliadores y asociados a la Pestalotiopsis” de Aldana *et al.* (2017), el manual de plagas de la palma de aceite de Aldana *et al.* (2010) y con la asesoría de auxiliares de campo que llevaron muestras de plagas afectados por enemigos naturales e identificados previamente en laboratorio.

6.2.3 Mortalidad ejercida por enemigos naturales

De acuerdo a la toma de datos, se contabilizó y recolectó los diferentes estados de desarrollo de plagas con signos y/o sintomatología producidos por parasitoides, depredadores, infección por bacterias, hongos o virus para obtener un porcentaje de mortalidad relacionado con el número de individuos registrados por muestreo. Al igual que en el muestreo de plagas, la toma de datos se realizó en aproximadamente 6 meses. En la tabla 2 se observa algunos síntomas y signos ocasionado por distintos enemigos naturales:

Tabla 2. Síntomas y signos de insectos afectados por organismos patógenos, parasitoides o atacados por depredadores, tomado de Aldana *et al.* (2017)

Característica	Bacteria	Hongo	Virus	Nemátodos	Parasitoide	Depredación
Deja de alimentarse						
No se desplaza						No aplica
Vómito y diarrea						
Esporulación sobre la cutícula del insecto						
Flacidez en el cuerpo de las larvas						
Cambios en la coloración y textura de la cutícula						
momificación del insecto						
Rompimiento de la cutícula del insecto						
Salida de individuos del interior del insecto						
Larva en posición colgante						
Insecto sin hemolinfa						

6.2.4 Estimación del porcentaje de defoliación

La estimación del porcentaje de defoliación se realizó mediante una escala cualitativa dividiéndose en 8 partes cada hoja muestreada, tomando como referencia el 25% de cada parte para completar el 100% (Fig. 4) de acuerdo a las recomendaciones de los auxiliares de campo. Las observaciones tenidas en cuenta para determinar el daño por defoliación fueron: 1) Mordeduras tanto en el borde como en el interior de los folíolos producida por insectos defoliadores, 2) Picaduras y manchas ocasionado por insectos defoliadores, 3) Raspado y/o doblamiento ocasionado por insectos defoliadores, 4) Manchas y halos concéntricos ocasionados por *Pestalotiopsis*. La toma de datos se realizó en aproximadamente 6 meses.

Al igual que en el muestreo de plagas, se calculó el promedio general de cada tratamiento de acuerdo a la suma de todos los datos dividido por el número de muestras observadas.

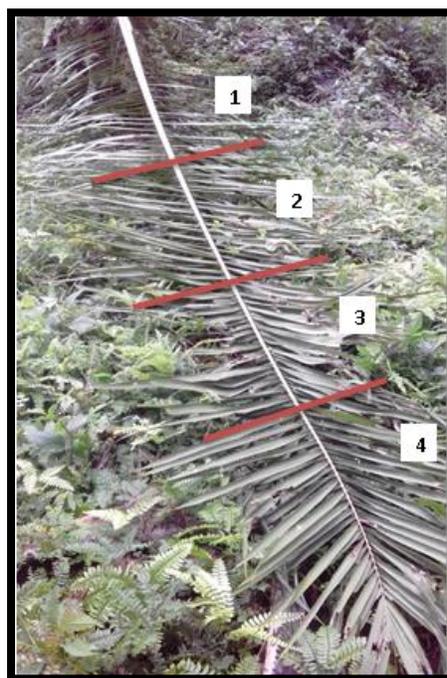


Figura 4. Escala cualitativa tomada como base para la estimación del porcentaje de defoliación en cada hoja muestreada (Autor, 2018).

6.2.5 Muestreo de insectos benéficos en las arvenses

El muestreo se llevó acabo con una frecuencia quincenal sobre las ramas y flores de las arvenses en las que se realizó el estudio (Algodoncillo, Cafetillo, Cordoncillo, Flemingia y Frijolito) en un horario que comprendía de 7 a 10 a.m. de acuerdo a la metodología planteada por Aldana *et al.* (2004), momento en el cual hay mayor actividad de parasitoides (Fig. 5). La recolecta de los parasitoides se realizó con la ayuda de una jama y se capturaron en frascos Eppendoff donde se les adicionó alcohol al 70% para su conservación, marcados con fecha y nombre de la arvense recolectada. La recolección de estos insectos se realizó durante 2 meses.



Figura 5. Hymenoptera posado sobre el envés de una hoja de la arvense de nombre común Cafetillo (Autor, 2018).

6.2.6 Identificación de familias de parasitoides del orden Hymenoptera recolectados de las arvenses

Los parasitoides recolectados fueron clasificados por familia en el Centro Experimental Palmar de la Vizcaína (CEPV) en el laboratorio de Entomología general de Cenipalma con la ayuda de un estereoscopio más una cámara Olympus DP73 que proyectaba la imagen al computador, una caja Petri, pincel pelo de marta, libreta y lapicero (Fig. 6A). Para la identificación de las familias de los parasitoides se tuvo en cuenta específicamente la morfología con la comparación de las colecciones del doctor Aldana, con el libro “Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical” de Fernández y Sharkey (2006) (Fig. 6B) y con la opinión y consulta por parte del ingeniero del área de Entomología. La identificación de las familias de parasitoides en cada arvensa se realizó en 3 días.

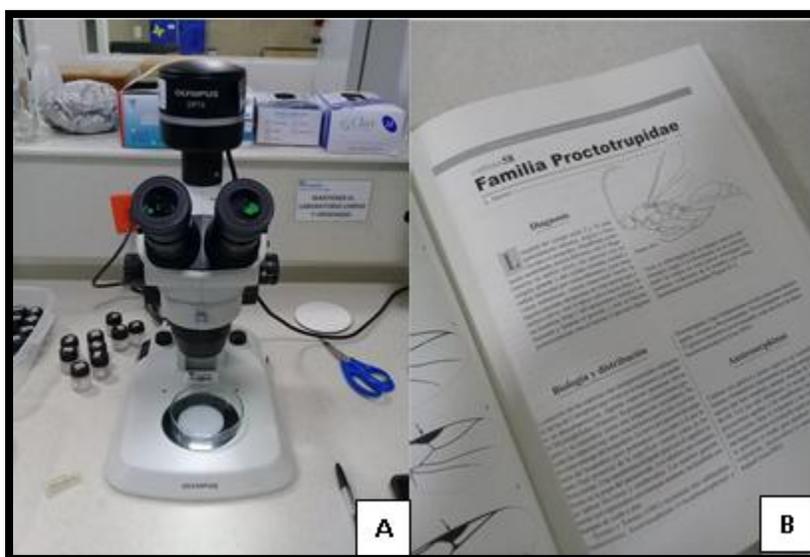


Figura 6. Observación al estereoscopio de los parasitoides recolectados de las arvenses y la colección del doctor Aldana (A) y el libro de Fernández y Sharkey (2006) para el reconocimiento de familias de parasitoides (B) (Autor, 2018).

6.2.7 Identificación de arvenses en la plantación

Se recolectaron muestras botánicas para la respectiva determinación taxonómica de las arvenses nativas más abundantes de la plantación Pravia. La metodología de recolección y envío de las

muestras botánicas fue proporcionado por el documento titulado “Instrucciones para la entrega de colecciones botánicas para determinación” del instituto de ciencias naturales de la Universidad Nacional de Colombia.

En campo se recolectaron hojas, flores y fruto aparte donde se prensaron uno sobre otro en periódicos con medidas de 40x30 cm² sujetándose con dos cartones industriales a los extremos opuestos y amarrados en forma de paquete. Las arvenses muestreadas fueron: Frijolito, Cafetillo, Cordoncillo y Algodoncillo. Cada prensado se introdujo en un paquete de bolsa plástica gruesa y se vertió alcohol al 70% con el fin de humedecer las muestras y sellarlas como lo exige el Herbario Nacional Colombiano. Esta actividad se realizó con la ayuda de auxiliares de campo y el ingeniero del programa MIPE.

6.3 Registro de producción

Con el fin de registrar y comparar la producción en el lote con arvenses establecidas y en el lote sin arvenses, se llevó a cabo el pesado de racimos cosechados utilizando una báscula tipo gancho digital modelo Xenit con capacidad de 300 kg. El pesado se realizó en el sitio de acopio el mismo día de la cosecha. El ciclo de la cosecha de cada UMA estuvo entre 8 a 12 días dependiendo de la disponibilidad de personal para realizar la labor (Fig. 7). La toma de datos se realizó en aproximadamente 4 meses donde se obtuvo los datos del peso de cada racimo promediándose con el total obtenido de cada cosecha (muestreo).



Figura 7. Registro del peso de racimos en el sitio de acopio (Autor, 2018).

6.4 Análisis de resultados

El análisis de los resultados se realizó con estadística descriptiva utilizando promedios en los muestreos y monitoreos de insectos defoliadores y la mortalidad de sus diferentes estados de desarrollo, en la estimación del porcentaje de defoliación y los registros de producción en cada lote. Todos los datos fueron recopilados en formatos y tablas dinámicas en Microsoft Excel 2013. A su vez, se comparó los resultados obtenidos con otras investigaciones similares.

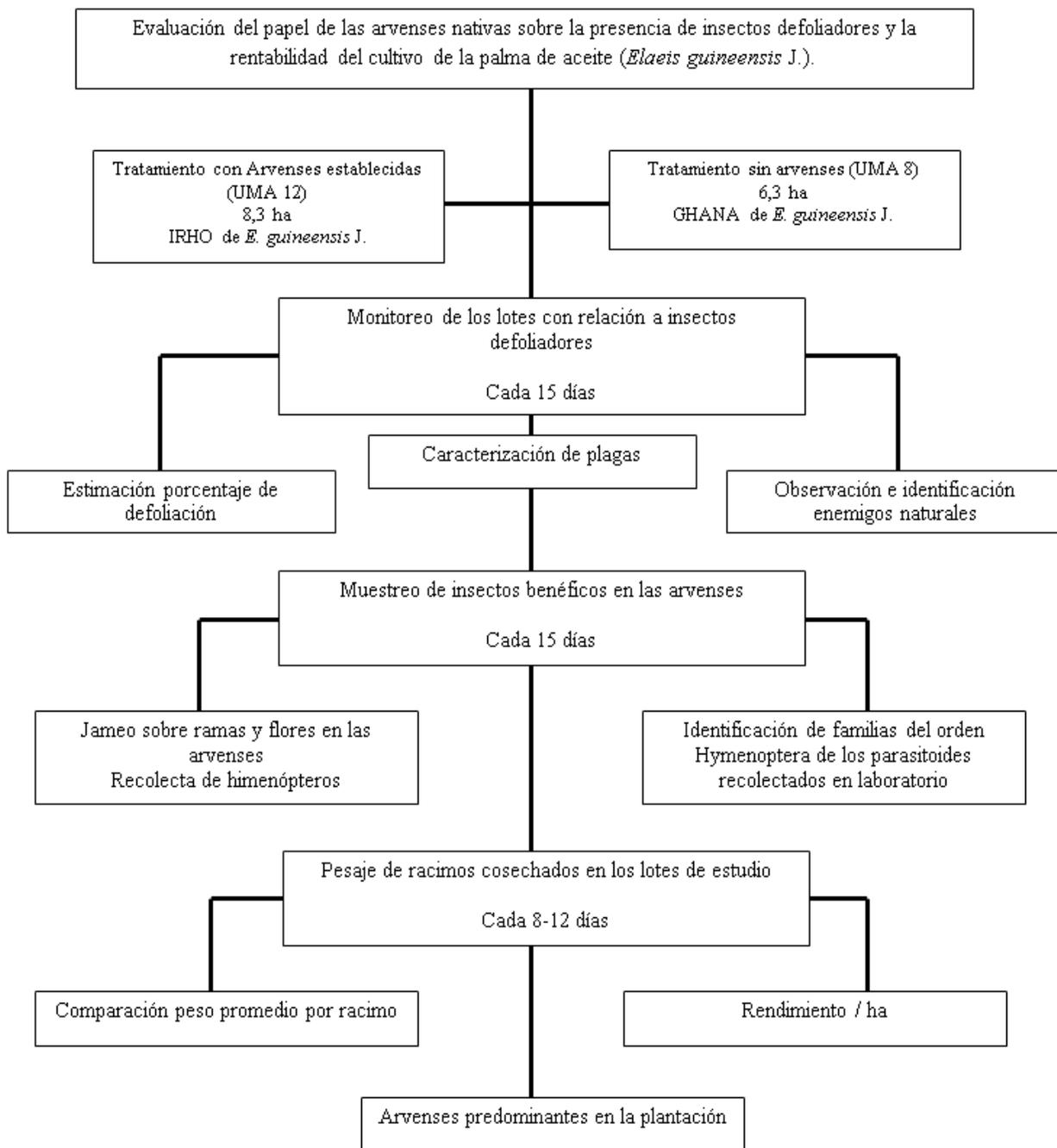


Figura 8. Metodología planteada para el estudio (Autor, 2018).

7 RESULTADOS

A continuación, se mostrarán los resultados de los muestreos realizados en campo, tanto la observación de los diferentes estados de desarrollo de los insectos defoliadores como la presencia de algunos enemigos naturales.

7.1 Insectos plaga registrados

Como se observa en la tabla 3, los insectos defoliadores registrados en los lotes de estudio fueron: *Leptopharsa gibbicarina* (Froeschner, 1977) (Fig. 9), *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) (Fig. 13), *Euprosterina elaeasa* (Dyar, 1905) (Fig. 17), *Delocrania cossyphoides* (Guérin-Méneville, 1844) (Fig. 20), *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Fig. 22 y 24), *Sibine fusca* (Stoll, 1781) (Anexo. 1), *Saliana* sp. (Anexo. 2), *Durrantia pos arcanella* (Busck, 1912) (Anexo. 3), *Antaeotricha* sp. (Anexo. 4-5), *Euclea* sp. (Anexo. 6), *Phobetron* spp., (Anexo. 7-9), *Heorta* sp. (Anexo. 10) y *Mesocia* sp. (Anexo. 11). Para cada insecto plaga registrado se observó más de un estado de desarrollo, generalmente en el lote sin arvenses (UMA 8).

Se puede afirmar que los lotes evaluados son aparentemente “sanos” debido a la baja infestación de los diferentes insectos defoliadores registrados (Tabla 3), resaltando que en el lote con arvenses establecidas (UMA 12) se registró índices más bajos de diferentes estados de desarrollo de estas plagas que en el lote sin arvenses (UMA 8).

Los datos que se observan a continuación son el resultado del promedio general de cada plaga de los 11 muestreos realizados:

Tabla 3. Insectos defoliadores registrados en los muestreos.

Insectos defoliadores registrados en campo				
Especie	Orden	Familia	Estados de desarrollo / hoja / muestreo	
			UMA 8	UMA 12
<i>Leptopharsa gibbicarina</i> Froeschner (1977)	Hemíptera	Tingidae	Adultos: 7,28 ± 3,53 individuos por hoja	Adultos: 2,91 ± 1,27 individuos por hoja
<i>Stenoma cecropia</i> Meyrick (1916)	Lepidóptera	Elachistidae	Huevo: 0,04 ± 0,048 por hoja; Larva: 10,84 ± 2,52 por hoja; Pupa: 0,35 ± 0,24 por hoja; Adulto: 0,02 ± 0,02 por hoja.	Huevo: no registrado; Larva: 0,12 ± 0,07 por hoja; Pupa: No registrado; Adulto: No registrado.
<i>Euprosterina elaeasa</i> Dyar (1905)	Lepidóptera	Limacodidae	Huevo: 1,43 ± 0,44 por hoja; Larva: 0,92 ± 0,39 por hoja.	Huevo: 0,72 ± 0,32 por hoja; Larva: 0,10 ± 0,07 por hoja.
<i>Delocrania cossyphoides</i> Guérin-Ménéville (1844)	Coleóptera	Chrysomelidae	Huevo: 0,03 ± 0,03 por hoja; Larva: 0,07 ± 0,05 por hoja; Pupa: 0,01 ± 0,02 por hoja; Adulto: 0,15 ± 0,089 por hoja.	Huevo: No registrado; Larva: 0,032 ± 0,05 por hoja; Pupa: 0,01 ± 0,01 por hoja; Adulto: 0,29 ± 0,127 por hoja.
<i>Opsiphanes cassina</i> Felder (1862)	Lepidóptera	Brassicidae	Huevo: 0,05 ± 0,048 por hoja; Larva: 0,185 ± 0,09 por hoja.	Huevo: 0,03 ± 0,053 por hoja; Larva: 0,150 ± 0,062 por hoja.
<i>Sibine fusca</i> Stoll (1781)	Lepidóptera	Limacodidae	Larva: 0,067 ± 0,078 por hoja.	Larva: 0,105 ± 0,205 por hoja.
<i>Saliana</i> sp.	Lepidóptera	Hesperiidae	Pupa: 0,007 ± 0,015 por hoja.	Pupa: 0,026 ± 0,025 por hoja.
<i>Durrantia pos arcanella</i> Busck (1912)	Lepidóptera	Oecophoridae	Larva: 0,052 ± 0,052 por hoja.	Larva: 0,02 ± 0,022 por hoja.
<i>Antaeotricha</i> sp.	Lepidóptera	Elachistidae	Larva: 0,037 ± 0,006 por hoja; Pupa: 0,067 ± 0,011 por hoja.	Larva: No registrado; Pupa: No registrado.
<i>Euclea</i> sp.	Lepidóptera	Limacodidae	Huevo: 1,02 ± 0,380 por hoja; Larva: 0,24 ± 0,407 por hoja.	Huevo: 0,42 ± 0,181 por hoja; Larva: No registrado.
<i>Phobetron</i> spp.	Lepidóptera	Limacodidae	Larva: 0,007 ± 0,015 por hoja; Pupa: 0,007 ± 0,015 por hoja.	Larva: 0,007 ± 0,013 por hoja; Pupa: No registrado.
<i>Heorta</i> sp.	Lepidóptera	Noctuoidea	Larva: 0,022 ± 0,025 por	Larva: 0,020 ± 0,022 por

			hoja.	hoja.
<i>Mesocia</i> sp.	Lepidóptera	Megalopygidae	Larva: 0,030 ± 0,035 por hoja.	Larva: No registrado.

7.1.1 Mortalidad ejercida por enemigos naturales

A continuación se mostrará los resultados obtenidos de la mortalidad producida por enemigos naturales de diferentes estados de desarrollo en 5 plagas diferentes de acuerdo a los muestreos realizados:

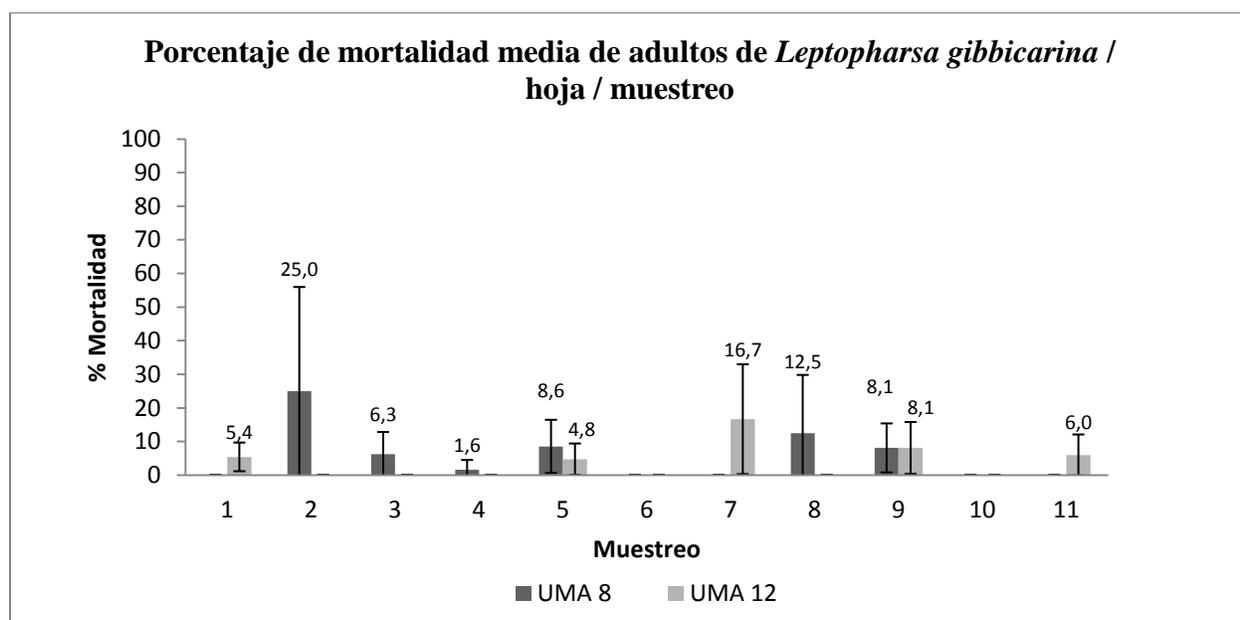
7.1.1.1 Mortalidad de adultos de *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae) producido por enemigos naturales

De los muestreos realizados se afirma que las bajas poblaciones de *L. gibbicularina* (Fig. 9) (Graf. 1) en la UMA 12 (arvenses establecidas) fue debido a la alta presencia de colonias de la hormiga depredadora *Crematogaster* spp. (Hymenoptera: Formicidae) (Fig. 10), observados con mayor frecuencia en los niveles foliares 17 y 25 donde fueron realizados los muestreos. En los muestreos también se encontró la presencia de otros enemigos naturales como larvas de una especie de Chrysopidae (Fig. 11) y larvas de una especie de Coccinellidae (Fig. 12) como posibles depredadores del chinche de encaje.

La mortalidad registrada sobre la población de *L. gibbicularina* en la UMA 8 (sin arvenses) fue debido a la presencia de individuos rígidos con apariencia pálida e inmóvil, deduciéndose así, que la muerte de estos individuos fue debida a causas naturales (caducidad del ciclo biológico) y también por la presencia de *Crematogaster* spp. aunque no hubo mayor presencia de su

Facultad de Ciencias Agropecuarias

población como lo ocurrido en la UMA 12. El promedio general de mortalidad de adultos de *L. gibbicarina* en la UMA 8 fue diferente al de la UMA 12. El promedio en la UMA 8 fue de $12,64 \pm 3,85\%$ adultos muertos / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 fue de $5,96 \pm 1,92\%$ adultos muertos / hoja / muestreo.



Gráfica 1. Porcentaje de mortalidad media de *Leptopharsa gibbicarina* (Froeschner, 1977) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 9. Adulto de *Leptopharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977) (Hemíptera: Tingidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018).



Figura 10. Colonia de hormigas depredadoras *Crematogaster* spp. (Hymenoptera: Formicidae) (Autor, 2018).



Figura 11. Larva de un Chrysopidae depredador de insectos plaga de cuerpo blando en la palma de aceite (Autor, 2018).



Figura 12. Larva de Coccinellidae depredador de la escama *Parlagena bennetti*, y posible depredador de *L. gibbicularina* (Autor, 2018).

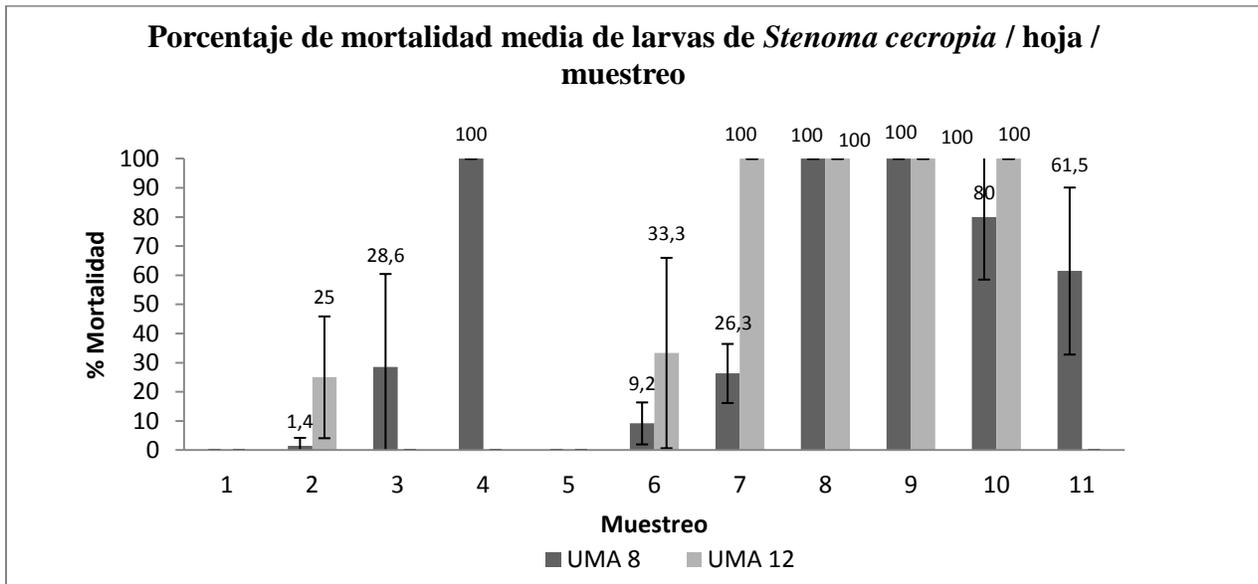
7.1.1.2 Mortalidad de larvas de *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae) producido por enemigos naturales

La mortalidad registrada en el estado larval de *S. cecropia* (Fig. 13) en los lotes de estudio fue debido al parasitismo marcado por *Elasmus* sp. (Hymenóptera: Eulophidae) (Fig. 14) y por el parasitoide *Rhysipolis* sp. (Hymenóptera: Eulophidae) (Fig. 15) debido a los signos realizados en las cápsulas por donde sale *S. cecropia*.

Cabe resaltar que en la UMA 12 se registró baja y/o casi nula presencia en todos los estados de desarrollo de *S. cecropia* (Tabla 3) y también se registró parasitismo en estado larval. Debido a que la población de *S. cecropia* aumentó en época seca, el 31 Octubre de 2017 se aplicó un producto biológico con el ingrediente activo *Bacillus thuringiensis* más un coadyuvante sobre la UMA 8 y otros lotes para el control de *S. cecropia* en estado larval con ayuda de una avioneta fumigadora, en el que se observaron los resultados a los 15 días después de la aplicación.

Sin embargo, los resultados esperados no fueron notorios y aunque fue baja la mortalidad estuvo representada generalmente por el parasitismo como se observa en el muestreo No. 7 (Graf. 2). En la UMA 12 no hubo necesidad de aplicar *Bt* debido a la frecuente acción parasítica de los microhymenópteros mencionados anteriormente y por las bajas poblaciones de larvas de *S. cecropia*. También se observó la presencia de chinches en estado ninfa y adulto (Hemíptera: Reduviidae) depredadores de larvas de *S. cecropia* (Fig. 16) en la UMA 8.

El promedio general de mortalidad de larvas de *S. cecropia* en la UMA 12 fue diferente al registrado en la UMA 8. El promedio en la UMA 8 fue de $25,11 \pm 6,60$ % larvas muertas / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 fue de $42,50 \pm 7,83$ % larvas muertas / hoja / muestreo.



Gráfica 2. Porcentaje de mortalidad media de larvas de *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 13. Larva de IX instar de *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae) saliendo de la cápsula (Autor, 2018).



Figura 14. Larva de *Stenoma cecropia* parasitada por *Elasmus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) (Autor, 2018).



Figura 15. Adulto de *Rhysipolis* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) recolectado en la UMA 12 (Autor, 2018).



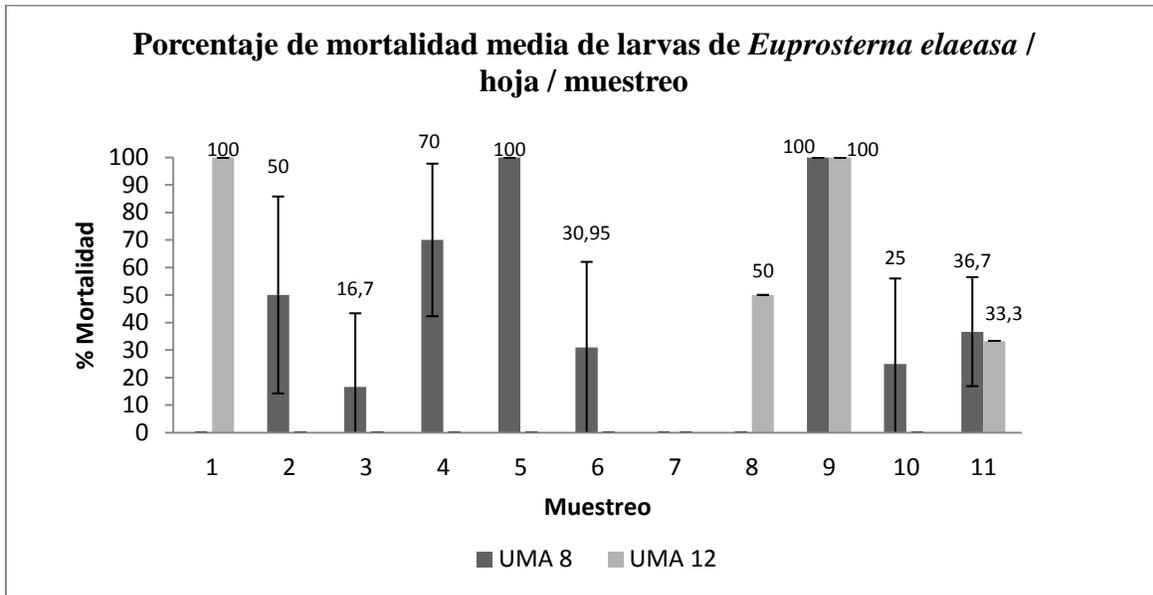
Figura 16. Ninfa de chinche depredador de *Stenoma cecropia* (Hemiptera: Reduviidae) (Autor, 2018).

7.1.1.3 Mortalidad de larvas de *Euprosterina elaeasa* (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae) producido por enemigos naturales

En la UMA 8 se registró una mayor presencia de larvas de *E. elaeasa* (Fig. 17) por hoja en cada muestreo (Tabla 3), mientras que en el lote de arvenses (UMA 12) la incidencia fue mínima y se registraron los primeros instares iniciales de este defoliador.

La baja incidencia del estado larval de *E. elaeasa* en el lote con arvenses establecidas (UMA 12) fue debido a la acción de enemigos naturales como *Fornicia* sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Fig. 18), otro parasitoide no identificado que atacaba el primer instar larval de *E. elaeasa* y la presencia de un virus que infectaba las larvas produciéndoles una apariencia arrugada (Fig. 19), en la UMA 8 también se registró la presencia de *Fornicia* sp. parasitando larvas de *E. elaeasa* (Graf. 3).

El promedio general de mortalidad de larvas de *E. elaeasa* en la UMA 8 fue diferente al registrado en la UMA 12. El promedio en la UMA 8 fue de $36,55 \pm 7,25$ % larvas muertas / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 fue de $27,38 \pm 6,68$ % larvas muertas / hoja / muestreo.



Gráfica 3. Porcentaje de mortalidad media de larvas de *Euprosterina elaeasa* (Dyar, 1905) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 17. Larva sana de *Euprosterna elaeasa* (Dyar, 1905) (Lepidoptera: Limacodidae) en el envés de un foliolo (Autor, 2018).



Figura 18. Larva de *Euprosterna elaeasa* (Dyar, 1905) parasitada por *Fornicia* sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Autor, 2018).



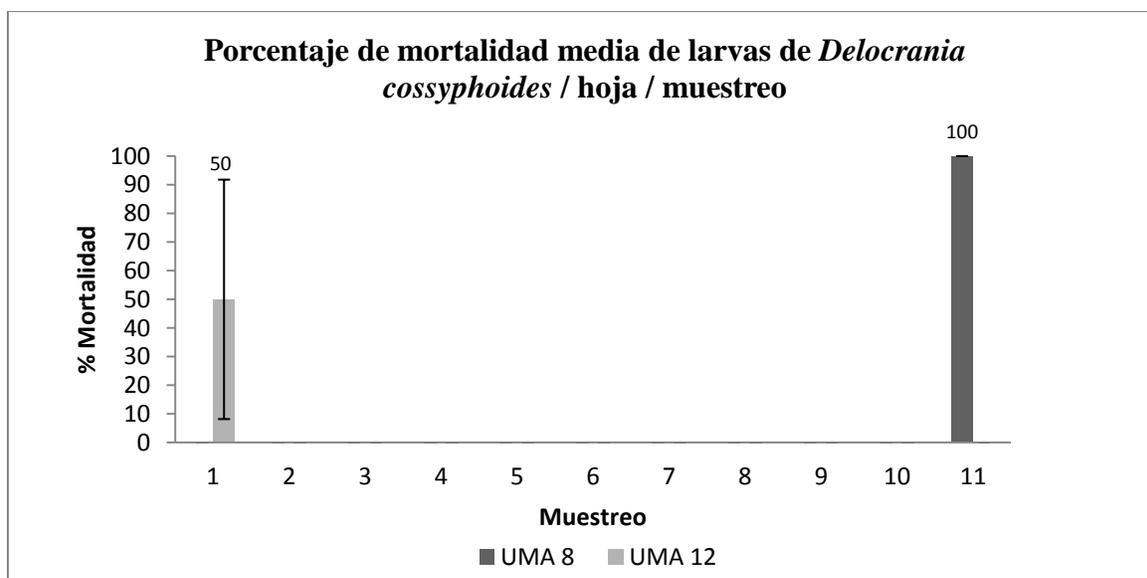
Figura 19. Larva de *Euprosterna elaeasa* (Dyar, 1905) (Lepidoptera: Limacodidae) infectada por virus (Autor, 2018).

7.1.1.4 Mortalidad de larvas de *Delocrania cossyphoides* (Guérin-Ménéville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae) producido por enemigos naturales

En los muestreos realizados en campo, se registraron pocos signos de *Delocrania cossyphoides* (Tabla 3) (Fig. 20) y todos sus estados de desarrollo se encontraban tanto en daños viejos como en daños recientes producto de su alimentación. Se observó también que este defoliador no se hallaba generalmente sobre el envés de los folíolos sino también en el haz, inclusive si el daño se encuentra en esta parte de la hoja.

Cabe resaltar que en el lote de arvenses establecidas (UMA 12), hubo frecuente presencia de enemigos naturales como *Crematogaster* spp. (Fig. 10), larvas de Chrysópidos (Fig. 11) y de arañas depredadoras de la familia Salticidae (Fig. 21) que se encontraban cerca del daño ocasionado por *Delocrania cossyphoides*, lo que se dedujo que la población de este defoliador se redujo debido a la presencia de estos insectos. Se dedujo que los vestigios de larvas desmembradas y de apariencia anormal fueron producto de la depredación y anidación de hormigas y/o arañas depredadoras vistas en campo, aunque no se registró una mayor mortalidad debido a la baja incidencia de este estado de desarrollo en los lotes evaluados (Graf. 4).

El promedio general de mortalidad de larvas de *D. cossyphoides* en la UMA 8 fue diferente al registrado en la UMA 12. El promedio en la UMA 8 fue de $12,50 \pm 5,96$ % larvas muertas / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 fue de $16,67 \pm 6,47$ % larvas muertas / hoja / muestreo.



Gráfica 4. Porcentaje de mortalidad media de larvas de *Delocrania cossyphoides* (Guérin-Méneville, 1844) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 20. Larva sana de *Delocrania cossyphoides* (Guérin-Ménéville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae) (Autor, 2018).



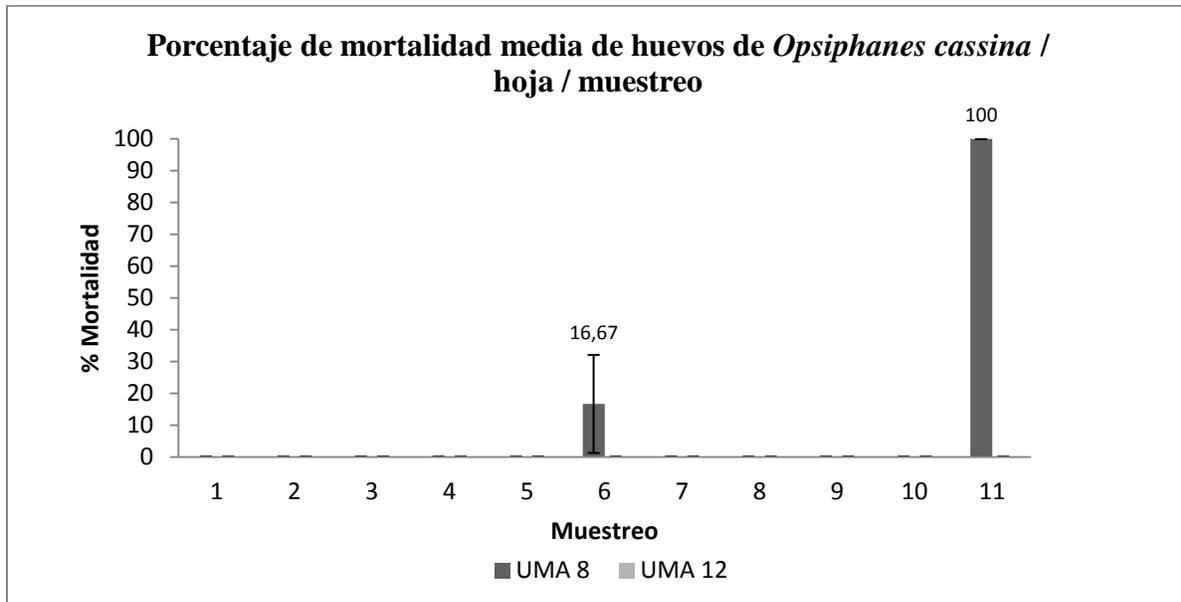
Figura 21. Araña depredadora (Araneae: Salticidae) con su nido de huevos (Autor, 2018).

7.1.1.5 Mortalidad de huevos de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) producido por enemigos naturales

La incidencia de *Opsiphanes cassina* en este estado de desarrollo (Fig. 22) fue relativamente baja para ambos lotes de estudio. En la mayoría de los muestreos se encontraban solitarios y rara vez en grupo.

La mortalidad de huevos de *O. cassina* registrada en la UMA 8 fue debido a la sintomatología producida por un parasitoide desconocido en su interior (Fig. 23). A pesar de que en la UMA 8 no se encuentran arvenses la actividad parasítica se presentó (Graf. 5).

El promedio general de mortalidad de huevos de *O. cassina* en la UMA 8 fue de $22,2 \pm 6,81$ % larvas muertas / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 no se registró mortalidad de este estado.



Gráfica 5. Porcentaje de mortalidad media de huevos de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 22. Huevos sanos de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidoptera: Brassolidae) (Autor, 2018).



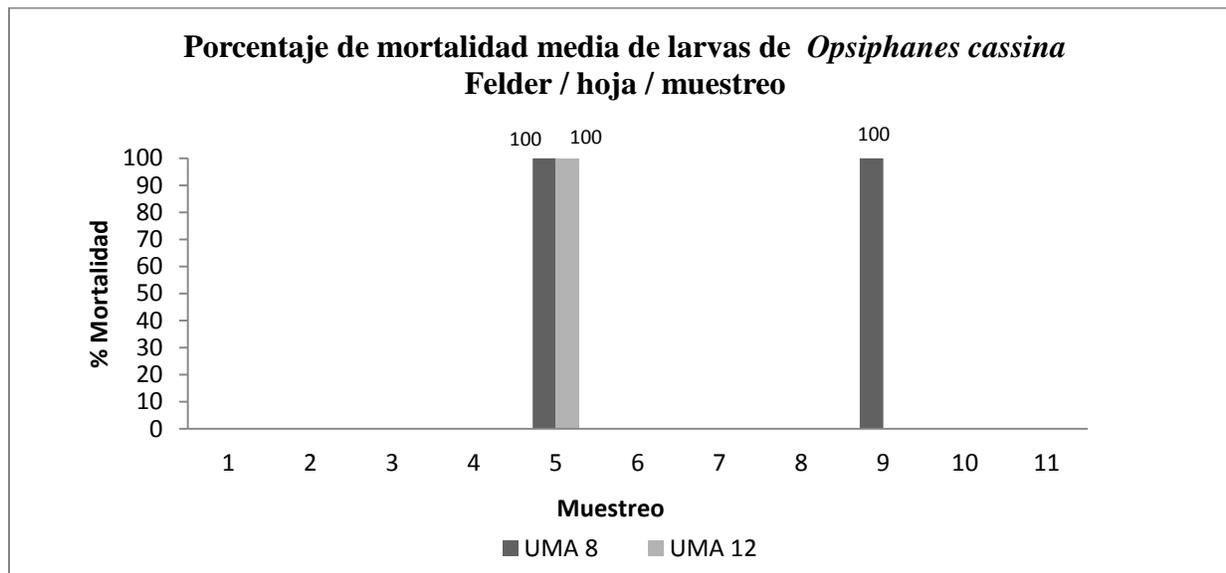
Figura 23. Huevo parasitado de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidoptera: Brassolidae) (Autor, 2018).

7.1.1.6 Mortalidad de larvas de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) producido por enemigos naturales

La mortalidad de larvas (Fig. 24) se produjo por la acción del parasitoide *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae) por los signos presentes en las larvas (pupas presentes en la parte ventral de las larvas) (Fig. 25) (Graf. 6). Es importante decir que un lote que tenga plantas nativas asociadas al cultivo de palma reduce enormemente las poblaciones de aquellos defoliadores que ocasionan grandes afectaciones en el área foliar, obteniéndose un control natural ejercido por diferentes enemigos naturales.

Aunque en la UMA 8 se registró una cierta ventaja en la mortalidad de larvas, cabe resaltar que los parasitoides tienen una amplia detección en el lote de arvenses, debido a que las pocas infestaciones que intentan surgir en este lote es fácilmente controlado por estos enemigos naturales.

El promedio general de mortalidad de larvas de *O. cassina* en la UMA 8 fue diferente al registrado en la UMA 12. El promedio en la UMA 8 fue de $11,9 \pm 5,27$ % larvas muertas / hoja / muestreo, mientras que en la UMA 12 fue de $8,7 \pm 4,57$ % larvas muertas / hoja / muestreo.



Gráfica 6. Porcentaje de mortalidad media de larvas de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.



Figura 24. Larva sana de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018).

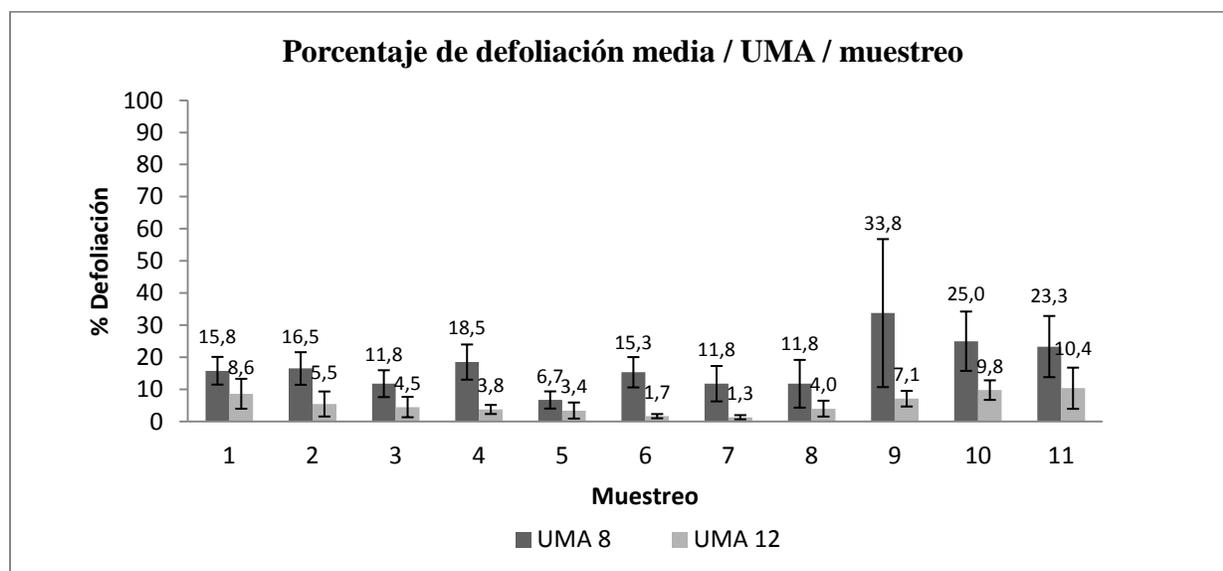


Figura 25. Larva de *Opsiphanes cassina* parasitada por las avispas parasitoides *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Autor, 2018).

7.2 Porcentaje de defoliación media registrada en campo

El porcentaje de defoliación registrada en la UMA 12 fue diferente al registrado en la UMA 8 de acuerdo a los muestreos realizados. En la UMA 12 fue de $4,74 \pm 0,89\%$ de defoliación media / hoja / muestreo mientras que en la UMA 8 fue de $16,74 \pm 2,43\%$ de defoliación media / hoja / muestreo.

De los muestreos realizados se afirma que el lote con arvenses establecidas (UMA 12) tiene un área foliar relativamente sano a comparación del lote sin arvenses (UMA 8) (Graf. 7), lo que indica que es indispensable controlar los insectos defoliadores y sus diferentes estados de desarrollo. Multiplicar y establecer arvenses cerca de la plantación es fundamental para una mayor actividad parasítica, depredativa y antagónica por parte de enemigos naturales sobre estas plagas.



Gráfica 7. Porcentaje de defoliación media registrado por hoja y por muestreo en dos lotes de la plantación Pravia.

7.3 Identificación de familias de parasitoides del orden Hymenoptera

Se logró identificar 9 familias del orden Hymenoptera, mientras que otras 9 familias son hasta el momento desconocidas, con un total de 18 familias diferentes recolectadas en las 5 arvenses (Algodoncillo, Cafetillo, Cordoncillo, Flemingia y Frijolito). Los microhymenopteros desconocidos a los que no se les pudo identificar familia se les nombró como “hymenoptera No. xx” como se muestra en la tabla 4.

Familias observadas en total: Aphelinidae (Anexo.12-13), Braconidae (Anexo.14), Chalcididae (Anexo.15), Formicidae (Anexo.16-17), Ichneumonidae (Anexo.18), Perilampidae (Anexo.19), Scelionidae (Anexo.20), Trichogrammatidae: Chalcidoidea (Anexo.21), Vespidae (Anexo.22), hymenoptera 1, hymenoptera 2, hymenoptera 3, hymenoptera 4, hymenoptera 5, hymenoptera 6, hymenoptera 7, hymenoptera 8, hymenoptera 9.

Tabla 4. Identificación por familias de parasitoides del orden Hymenoptera.

Orden Hymenoptera					
Familias	Arvenses				
	Algodoncillo	Cafetillo	Cordoncillo	Flemingia	Frijolito
Aphelinidae	+	+	+	+	-
Braconidae	+	-	-	-	+
Chalcididae	+	-	-	-	+
Formicidae	+	+	+	+	+
Ichneumonidae	-	+	-	-	-
Perilampidae	-	-	-	-	+
Scelionidae	-	-	-	+	-
Trichogrammatidae	+	-	+	-	-
Vespidae	-	-	+	-	-
Hymenoptera1	-	+	-	-	+
Hymenoptera2	-	+	-	-	-
Hymenoptera3	-	+	-	-	-

Hymenoptera4	-	-	-	-	+
Hymenoptera5	-	-	+	+	+
Hymenoptera6	-	-	+	-	-
Hymenoptera7	+	-	+	+	+
Hymenoptera8	-	-	+	-	-
Hymenoptera9	-	-	-	+	-

De la anterior información, se observa que las arvenses que más atraen parasitoides son: la arvense de nombre común Cordoncillo (*Piper tuberculatum*) y Frijolito (*Senna bacillaris*) con 8 familias diferentes cada una.

De acuerdo a Fernández y Sharkey (2006), la familia Formicidae posee géneros parasíticos y depredadores que atacan otros órdenes de insectos incluidos a otras especies del orden Hymenoptera. Parasitoides de la familia Ichneumonidae y Braconidae son endo y ectoparasitoides de huevo-larva y larva de los órdenes Lepidóptera, Coleóptera, Neuróptera, Díptera e Hymenoptera. Los parasitoides de la familia Aphelinidae y Trichogrammatidae son hiperparasitoides de huevos de Lepidóptera y Orthoptera.

Los parasitoides de la familia Scelionidae parasitan huevos de arañas y de otras órdenes de insectos. Los parasitoides de la familia Chalcididae son hiperparasitoides de pupas del orden Lepidóptera. Los parasitoides de la familia Perilampidae son cenobiontes y la larva se alimenta hasta que su hospedero se encuentre en estado de pupa. Los himenóptera de la familia Vespidae son nectaríferos generalmente.

7.3.1 Identificación de las arvenses predominantes en la plantación

De acuerdo con la metodología planteada del Herbario Nacional Colombiano, se enviaron las muestras botánicas para la respectiva identificación de las arvenses predominantes de la plantación Pravia.

La identificación taxonómica de las muestras realizadas fueron: *Senna bacillaris* Irwin & Barneby (Fabaceae) de nombre común Frijolito (Anexo. 23), *Bunchosia hartwegiana* Benth (Malpighiaceae) de nombre común Cafetillo (Anexo. 24), *Piper tuberculatum* Jacq (Piperaceae) de nombre común Cordoncillo (Anexo. 25) y *Gossypium hirsutum* L. (Malvaceae) de nombre común Algodoncillo (Anexo. 26). Adicionalmente, se encuentra otra arvense llamada *Flemingia congesta* (Fabaceae) (Anexo. 27) previamente identificada.

A continuación, se mostrará la relación que tiene el establecimiento de arvenses dentro del cultivo de palma de aceite, dando como resultado el último objetivo planteado a través de la comparación del peso promedio por racimo en los lotes de estudio. Los registros llevados a cabo muestran el rendimiento por hectárea que produce el lote con arvenses establecidas y un lote sin arvenses, dejando claro el beneficio que produce el establecimiento de arvenses dentro de las plantaciones de palma de aceite en el aspecto productivo.

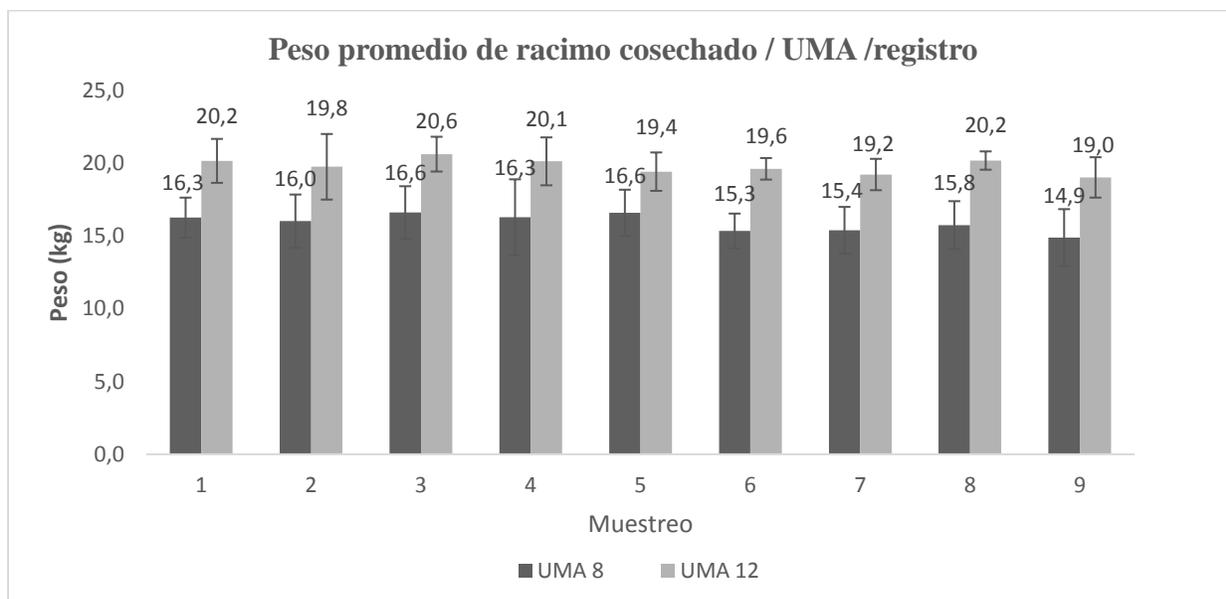
7.4 Comparación del rendimiento y peso promedio de racimos en los lotes evaluados

El peso promedio de los racimos en la UMA 12 fue diferente al registrado en la UMA 8 de los registros realizados. El peso promedio de los racimos en la UMA 12 fue de $19,7 \pm 0,40$ kg por racimo, mientras que la UMA 8 fue de $15,9 \pm 0,58$ kg por racimo.

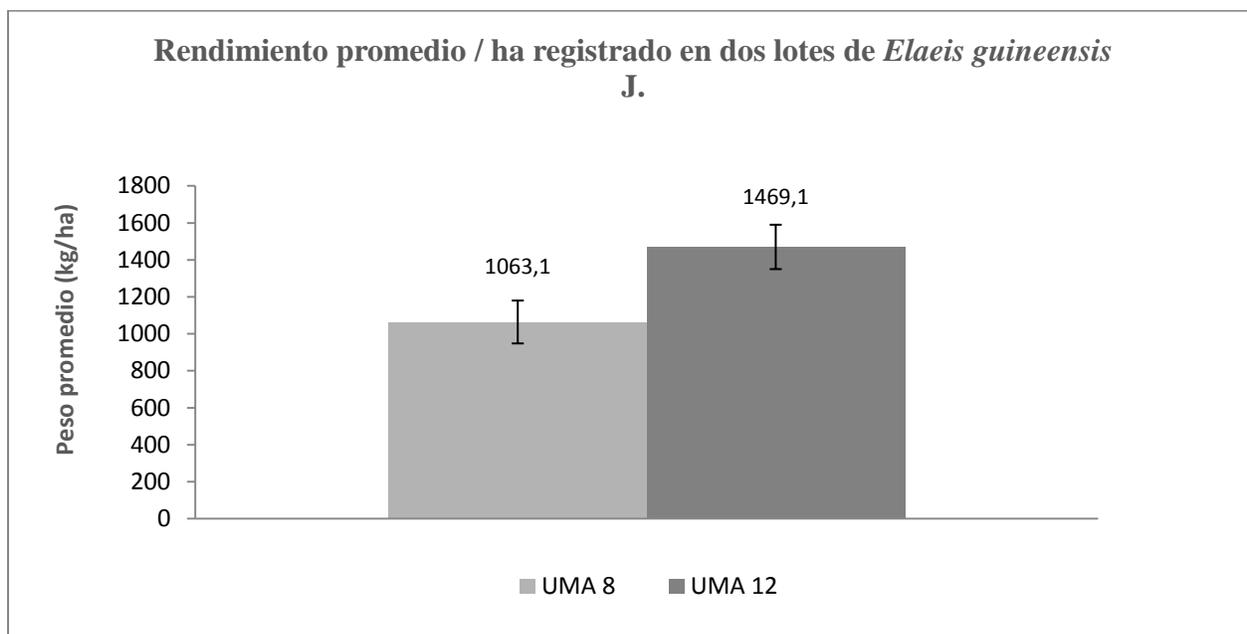
Queda claro afirmar que las arvenses juegan otro papel fundamental dentro del cultivo de palma de aceite, no solo con el albergue de enemigos naturales para el control natural sobre los diferentes insectos plaga, sino también a mejorar la parte productiva generando un mayor peso promedio de cada racimo por hectárea en el lote (Graf. 8).

En la gráfica 9 se puede apreciar la diferencia en el rendimiento promedio por hectárea registrado en los dos lotes evaluados. El lote con arvenses establecidas lleva una ventaja en el

peso acumulado de los racimos cosechados, sin embargo, se debe seguir tomando registros a largo plazo para ver una mayor variabilidad de acuerdo a la toma de estos datos.



Gráfica 8. Promedio de peso (kg) de los racimos registrados por ciclo de cosecha en el lote sin arvenses (UMA 8) y el lote con arvenses establecidas al inicio (UMA 12) en la plantación Pravia.



Gráfica 9. Rendimiento promedio por muestreo registrado durante cuatro meses de evaluación en un lote de palma de aceite con arvenses establecidas y en un lote sin arvenses.

8 ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

8.1 Plagas encontradas

Poblaciones de insectos defoliadores importantes en la zona central como *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) y *Leptoharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977) fueron mayormente regulados por enemigos naturales en la UMA 12 (Graf. 2-3). Además, el porcentaje de defoliación en este lote comparado a la UMA 8 fue notablemente diferente (Graf. 7), lo que demuestra una vez más que las arvenses y plantas nectaríferas asociadas a plantaciones de palma de aceite genera un equilibrio natural para el control de las distintas plagas presentes, sin embargo, es necesario conocer también la época del año y el ciclo biológico de cada plaga presente para mantener su población en bajas infestaciones y mantener sus focos controlados (Aldana *et al.*, 2017; 2010; 2004).

8.2 Mortalidad de diferentes estados de desarrollo en insectos defoliadores

8.2.1 Mortalidad registrada en adultos *Leptoharsa gibbicularina* (Froeschner, 1977) (Hemiptera: Tingidae)

La mortalidad registrada de *L. gibbicularina* en los tratamientos de estudio fue debido a enemigos naturales como la hormiga depredadora *Crematogaster* spp. Esta hormiga se encontró frecuentemente en el lote con arvenses establecidas en los niveles foliares registrados y en su mayoría sobre la vegetación alledaña. Se puede deducir que éste género de hormigas es

colonizador e invasor y de acuerdo a Aldana *et al.* (2017; 2004) la presencia de plantas nectaríferas está influenciada directamente en el aumento de la población de *Crematogaster* spp.

Cabe resaltar que en las arvenses de la plantación Pravia se encontró colonias enteras de *Crematogaster* spp., entre las especies de arvenses se destacan: *Flemingia congesta*, *Senna bacillaris* (Frijolito) y *Piper tuberculatum* (Cordoncillo) de las observaciones realizadas sin contar con los muestreos de insectos benéficos.

Se encontraron otros enemigos naturales como larvas de coccinélidos y de crisopas como posibles depredadores de *L. gibbicarina*. Aunque no se observó depredación por parte de estos insectos, los estudios realizados por Pérez (2016) y Cenipalma (1995) confirman a estos insectos como enemigos naturales del chinche de encaje. También cabe destacar que se registraron adultos muertos de *L. gibbicarina*, posiblemente producto de la precipitación (factores abióticos) o caducidad de su ciclo biológico, inclusive con esporulación de hongos, pero de acuerdo a las deducciones de auxiliares de campo se trataban de hongos saprófitos que invadían la cutícula del insecto muerto.

8.2.2 Mortalidad registrada en larvas *Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916) (Lepidóptera: Elachistidae)

La mortalidad registrada en larvas de *S. cecropia* fue producida generalmente por parasitismo en ambos lotes de estudio. La identificación de los signos producido por parasitismo fue distinta en dos maneras: 1) por el sellado en forma convexa por el orificio de salida de la larva y 2) por el sellado con una seda en el orificio de salida de la larva. Ambos signos producto de parasitoides distintos, en el primer caso el signo es producido por el parasitoide *Elasmus* sp. y en el segundo caso es producido por *Rhysipolis* sp., ambos identificados gracias a Aldana *et al.* (2017) y por auxiliares de campo. Las larvas parasitadas en los muestreos comprendían desde el tercer instar hasta el noveno instar larval de *S. cecropia*.

También se registraron larvas infectadas por *Bacillus thuringiensis* en la UMA 8, gracias a la aplicación de esta bacteria más un coadyuvante con la ayuda de una avioneta fumigadora. La aplicación de este controlador biológico se debe hacer de acuerdo a las indicaciones realizadas por Cenipalma, entre ellas se destaca la época del año, temperatura, humedad relativa, hora de aplicación, etc. La aplicación de *B. thuringiensis* se realiza sobre *S. cecropia* cuando se encuentra por debajo del cuarto instar larval para mayor eficacia de control (Aldana *et al.*, 2017). La lectura del control por *Bt* se hizo a los 15 días como se mencionó en la gráfica 2.

De acuerdo al resultado obtenido en la UMA 12 ($42,50 \pm 7,83$ % larvas muertas / hoja / muestreo) se afirma lo que describe Aldana *et al.* (2017) que el parasitismo de *S. cecropia* va ligada al establecimiento de arvenses y plantas nectaríferas en las plantaciones de palma de aceite.

8.2.3 Mortalidad registrada en larvas de *Euprosterina elaeasa* (Dyar, 1905) (Lepidóptera: Limacodidae)

La mortalidad de larvas de *E. elaeasa* fue producida generalmente por parasitismo y de acuerdo a las muestras llevadas al laboratorio y la identificación con manuales realizados por Aldana *et al.* (2017) se trató de *Fornicia clathrata* (Brulee, 1846) (Hymenoptera: Braconidae) (Fig. 18). De lo observado en campo se supo con firmeza que se trataba de éste parasitoide producto de su desarrollo en el interior de la larva de *E. elaeasa*, sin embargo, no se presentó una tonalidad pálida como lo describe la bibliografía, sino más bien, una tonalidad normal de colores vivos en el dorso de las larvas pero con una apariencia absorbida, lo que fue incongruente saber si la larva se encontraba sana o no, pero debido a la duda se sacrificaron varios individuos dando como afirmación el parasitismo por este Braconidae.

8.2.4 Mortalidad registrada en larvas de *Delocrania cossyphoides* (Guérin-Méneville, 1844) (Coleóptera: Chrysomelidae)

La mortalidad registrada en larvas de *D. cossyphoides* fue debido a partes desmembradas encontradas en los daños realizados por este defoliador y producidas deductivamente por la presencia de enemigos naturales como *Crematogaster* spp. (Fig. 10) y arañas depredadoras de la familia Salticidae (Fig. 21) aunque su población y mortalidad fue mínima en ambos lotes de estudio (Tabla 3 y Gráfica 4).

De la información proporcionada por Aldana y sus colaboradores (2010), *D. cossyphoides* tiene enemigos naturales como parasitoides de la familia Trichogrammatidae (en estado de huevo), Eulophidae y Braconidae (en estado de larva y pupa), sin embargo, no se han registrado otro tipo de enemigos naturales de éste defoliador como las hormigas depredadoras y arañas, donde se encuentran colonias enteras en el sitio de daño producido por este raspador. En algunos muestreos se observó signos de larvas que fueron previamente parasitadas pero no se contaron debido a que el parasitoide ya había emergido.

8.2.5 Mortalidad registrada en huevos y larvas de *Opsiphanes cassina* (Felder, 1862) (Lepidóptera: Brassolidae)

La mortalidad registrada en estado de huevo en *O. cassina* en el lote sin arvenses (UMA 8) fue debido al parasitismo. De acuerdo a la sintomatología observada en los huevos parasitados (Fig. 23) se deducía que era debido a *Telenomus* sp. (Hymenóptera: Braconidae), pero al compararse con la sintomatología descrita por Aldana *et al.* (2017) no se trataba de éste parasitoide. En otro caso se registraron huevos parasitados pero con otra sintomatología totalmente diferente, lo que se especula que hay más de una especie de parasitoide que ataca huevos de *O. cassina*.

La mortalidad de larvas fue producido por *Cotesia* sp. (Hymenóptera: Braconidae) de acuerdo a las muestras llevadas a laboratorio que fueron posteriormente identificadas gracias a los auxiliares de campo y comparado por el trabajo de Aldana *et al.* (2017) (Fig. 25). En el lote sin arvenses (UMA 8) se registró mayor frecuencia de mortalidad de *O. cassina*, lo que indica que los parasitoides tienen un amplio espectro y detección de sus presas.

Esta teoría se puede afirmar de acuerdo a lo descrito por Altieri y Nicholls (2009) donde argumentan que las poblaciones entre plagas y enemigos naturales son densodependientes, es decir, que los enemigos naturales necesitan de una cantidad importante de individuos plaga para alimentarse, reproducirse y proporcionar alimento a sus futuras generaciones. Cuando hay bajas poblaciones de plagas hay una mayor disminución en la población de enemigos naturales.

Sin embargo, los enemigos naturales pueden establecerse aun cuando su alimento principal es escaso gracias al establecimiento de plantas que contienen fuentes azucaradas y que proporcionan una dieta complementaria (Calvache, 1995) y la detección de insectos plaga en un lote con estas plantas incrementa rápidamente el control de estos insectos como ocurre en la UMA 12.

8.3 Identificación de las arvenses en la plantación

Las arvenses juegan un rol importante para la supresión de plagas dentro del cultivo de palma de aceite, identificar y conocer su fisiología es crucial para establecerlas en lugares específicos acordes a las diferentes labores agronómicas en el cultivo (Calvache, 1995; 1991).

Las arvenses identificadas en la plantación Pravia se encuentran generalmente en los bordes de camino, y las que se encuentran dentro de las paleras son *Senna bacillaris* (Frijolito), *Piper tuberculatum* (Cordoncillo) y *Flemingia congesta*, asociadas a vegetación nativa local como helechos y otros arbustos. Las plantas identificadas son principalmente arbustivas y en algunas paleras se dificultaba la cosecha de los racimos dentro de la UMA 12, por ende, se requiere de una poda de mantenimiento para que no compita con la palma por espacio y luz.

8.4 Comparación del peso promedio de racimos

De acuerdo a los resultados obtenidos en el pesaje de racimos se debe afirmar que la toma de datos en poco tiempo (4 meses) no demuestra en su totalidad una comparación exacta de la

ventaja que tiene un lote con arvenses establecidas en el ámbito productivo, debido a que la evaluación en la producción en cultivo de palma de aceite es por lo general a largo plazo (mínimo 2 años para la evaluación de variables). Por ende, aunque en poco tiempo ha sido útil la comparación en los dos lotes, hace falta seguir registrando producción por más tiempo para obtener datos precisos a través del tiempo. Esta información ha sido explicada por los auxiliares de campo.

Complementando lo anterior, en las gráficas 8-9 se observa que en un lote con arvenses establecidas genera mayor rendimiento en el peso de racimos y en el rendimiento por hectárea. Esta afirmación se corrobora con lo descrito por Fairhurst (2010), en donde atribuye que las arvenses mejoran la productividad proporcionando abono orgánico en el suelo y además de evitar la escorrentía en el suelo.

Un ejemplo de ello son algunas de las arvenses que se encuentran establecidas en la UMA 12 como *Senna bacilaris* (Frijolito) y *Flemingia congesta*, ambas pertenecientes a la familia Fabaceae, plantas fijadoras de nitrógeno. De acuerdo a la información dada por auxiliares de campo la Flemingia es un subsolador natural del suelo que brinda una mejora en la estructura del suelo gracias a sus raíces.

9 CONCLUSIONES

Un cultivo de palma de aceite con arvenses establecidas presenta menores infestaciones de insectos defoliadores y una mortalidad frecuente por parte de enemigos naturales que contribuyen a ejercer un control natural sobre los diferentes estados de desarrollo de las plagas presentes, facilitando una mayor actividad parasítica y depredativa.

Una plantación de palma de aceite con arvenses establecidas tiene más ventajas productivas que un lote que no tiene arvenses establecidas, debido a que la recuperación por defoliación es mucho más rápida por la baja infestación de insectos defoliadores relacionado al control natural ejercido por sus enemigos naturales.

Las familias del orden Hymenoptera con mayor frecuencia en las arvenses predominantes en la plantación fueron Formicidae y Aphelinidae. Las arvenses *Senna bacillaris* (Frijolito) y *Piper tuberculatum* (Cordoncillo) son las que más atraen diferentes familias de parasitoides. Multiplicarlas y establecerlas es fundamental para atraer insectos benéficos y ejercer un control natural sobre las diferentes plagas presentes en la palma de aceite.

Un lote de palma de aceite con arvenses establecidas mejora la rentabilidad del cultivo debido a que el peso promedio de los racimos cosechados y el rendimiento es mayor por unidad de área.

10 RECOMENDACIONES

Para lograr el establecimiento de arvenses en plantaciones de palma de aceite es necesario realizar viveros y la recolecta de semillas para su respectiva siembra.

Se recomienda continuar con la identificación de los enemigos naturales que se hospedan en las arvenses mencionadas dentro del área de estudio.

Se recomienda la continuidad del proyecto hasta culminarlo.

11 LITERATURA CITADA

ALDANA, R., ALDANA, J. 2017. Reconocimiento y manejo de insectos defoliadores y asociados a la Pestalotiopsis. Tecnologías para la agroindustria de la palma de aceite. Bogotá D.C., Colombia. 180 p.

ALDANA, R., ALDANA, J., CALVACHE, H., FRANCO, P. 2010. Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia. Sena–Cenipalma, Cuarta edición. Bogotá (Colombia). 198 p.

ALDANA, J. A., CALVACHE, H., DAZA, C. A. 2004. Alternativa para siembra de plantas nectaríferas. Palmas, Colombia. 25 (2): 194 - 204.

ALDANA, J., CALVACHE, H., CASTRO, P., ESCOBAR, B., CASTRO, H. 1997. Las plantas arvenses dentro de un programa de manejo integrado de *Stenoma cecropia* Meyrick, en palma de aceite. Palmas, Colombia. 18 (1): 11-21.

ALTIERI, M., NICHOLLS, C. 2009. Biodiversidad y manejo de plagas en Agroecosistemas. Icaria. Romanya/valls s.a (Barcelona). 248 p. Disponible en: <https://www.socla.co/wp-content/uploads/2014/BiodiversidadAltieriNicholls.pdf>

ALVARADO-MORENO, H. L.; ALDANA, R. C., BARRERA, E. I., MARTÍNEZ, L. C., BUSTILLO, A. E. 2014. Ciclo de vida y tasa de consumo de *Euprosterina elaeasa* Dyar (Lepidoptera: Limacodidae) defoliador de la palma de aceite. Palmas, Colombia 35 (1): 41 - 51.

ARGUMERO, E. 2000. Evaluación de la atracción de dos plantas nectaríferas sobre algunos insectos potencialmente benéficos en palma de aceite y funcionalidad de los nectarios extraflorales en relación con la fenología. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia Bogotá. 41 p.

BARRIOS, C., BUSTILLO, A. 2014. Biología de la chinche de encaje *Leptopharsa gibbicarina* y su control con hongos entomopatógenos. Ceniavances-Cenipalma, 180: 4 p.

BARRIOS, C. E., ALDANA, R. C., BUSTILLO, A. E. 2013. Biología del defoliador de la palma de aceite, *Stenoma cecropia* Meyrick (Lepidoptera: Elachistidae). Palmas, Colombia. 34 (3): 13-19.

BERNAL, F. 2001. El cultivo de la palma de aceite y su beneficio. Guía general para el nuevo palmicultor. Fedepalma. Bogotá D. C. (Colombia). 183 p.

CALVACHE, H. 2016. Consideraciones sobre el manejo integrado de plagas en palma de aceite (II parte). GREPALMA (Gremial de Palmicultores de Guatemala). La Palma. Boletín técnico. (7): 1-13.

CALVACHE, H. 1995. Manejo integrado de plagas de la palma de aceite. Palmas. Bogotá D.C., Colombia. 16 (Número especial): 255-264.

CALVACHE, H. 1991. Algunas consideraciones sobre manejo integrado de plagas en palma de aceite. *Palmas, Colombia*. 12 (1): 29-37.

CANTUCA, S., QUEVEDO, E., PEÑA, E., CHECA, O. 2001. Reconocimiento taxonómico de plantas asociadas con la palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) en plantaciones de la Zona de Tumaco. *Palmas, Colombia*. 22 (1): 27-37.

CENIPALMA–Ceniavances. 1995. Reconocimiento de factores bióticos de mortalidad de *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae) en Aracataca (Magdalena). Santa Fe de Bogotá D. C. 2 p.

ESCALANTE, M., DAMAS, D., MARQUEZ, D., GELVEZ, W., CHACON, H., DIAZ, A., MORENO, B. Diagnóstico y evaluación de Pestalotiopsis, e insectos inductores, en plantaciones de palma aceitera al sur del lago de Maracaibo, Venezuela. *Bioagro*. 22 (3): 211-216.

FAIRHURST, T. 2010. Algunas prácticas clave de manejo para máximo rendimiento en cultivos maduros de palma de aceite. *Palmas*. 31 (1): 44-72.

FEDEPALMA. 2016. La palma de aceite, una agroindustria eficiente, sostenible y mundialmente competitiva. *Palmas*. 37 (No. especial): (1) 1-300. Disponible en: http://web.fedepalma.org/sites/default/files/files/Fedepalma/palmas_tomoI.pdf

FEDEPALMA. 2016. La palma de aceite en Colombia. Disponible en: Infografía general de Colombia. PDF.

FERNÁNDEZ, F., SHARKEY, M. J. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Bogotá, Colombia. 893 p.

FRYXELL, P. A. 1993. Flora del Bajío y de regiones adyacentes. Malvaceae. *Sida rhombifolia* L. Texas (EE.UU.) 16. 220-223. disponible en: <http://www1.inecol.edu.mx/publicaciones/resumeness/FLOBA/Flora%2016.pdf>

HERBARIO NACIONAL COLOMBIANO (COL). INSTRUCCIONES PARA LA ENTREGA DE COLECCIONES BOTÁNICAS PARA DETERMINACIÓN. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales. Bogotá, Colombia. 6 p.

HOLM, LE ROY G., PLUCKNETT, D., PANCHO, J., HERBERGER, J. 1977. The World's Worst Weeds. Distribution and Biology, East West Center. University Press of Hawaii, Honolulu. 212-302.

INFANTE, R., RODRÍGUEZ, D., SANABRIA, M., ULACIO, D., VALERA, R. 2015. Efecto del tiempo y la temperatura de almacenamiento en la actividad de extractos etanólicos de *Lantana camara* L. y *Heliotropium indicum* L. sobre *Colletotrichum gloeosporoides*. Acta Agronómica, Venezuela. 64 (4): 363-367.

JIMÉNEZ, O., REYES, A. 1977. Estudio de una necrosis foliar que afecta varias plantaciones de palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Colombia. Fitopatología Colombiana. 6 (1). 15-17.

LIOGIER, H. A. 1994. Flora descriptiva de Puerto Rico y adyacente Islas. Universidad de Puerto Rico. Río Piedras. 3: 461 p.

MÉNDEZ, A. 2000. Manejo integrado de la Pestalotiopsis en una plantación comercial de palma de aceite. Palmas, Colombia 21 (1). 165-166.

MÉNDEZ, I. S. 1994. Estudio taxonómico de la tribu Lantaneae (Verbenaceae, Verbenoidae) en Cuba». Tesis de Doctor en Ciencias Biológicas. La Habana (Cuba). Citado en el

documento revisión bibliográfica *Lantana camara* L una amenaza para la ganadería.
Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/2091/209118173010.pdf>

MISSOURI BOTANICAL GARDEN. 2017. *Triumfetta lappula* L. Disponible en:
<http://www.tropicos.org/name/32200191?projectid=7>

MORRIS DE SANZ, J., ROMAN, R., ZAMBRANO, O. 1993. Hepatotoxicidad de la maleza
Heliotropium indicum L. (Rabo de Alacrán) familia *Boraginaceae*. FCV-LUZ. 3 (1): 68,
69. disponible en:
<http://produccioncientificaluz.org/index.php/cientifica/article/viewFile/14095/14075>

MOTTA, D., ARIAS, N., MUNÉVAR, F., ALDANA, J., RAIRÁN, N., CÓRDOBA, H.,
ESTEBAN, J., CALVACHE, H. 2004. Relación entre la nutrición del cultivo y la
incidencia de la pestalotiopsis de la palma de aceite en las zonas Norte y Central de
Colombia. *Palmas, Colombia* 25 (2): 184-185.

PÉREZ, P. 2016. Mejores prácticas agroindustriales del cultivo de la palma de aceite en
Colombia. *Cenipalma, Bogotá D. C. Colombia*: 408 p.

REYES, R. 1991. Manejo eficiente de la sanidad en plantaciones de palma de aceite. *Palmas,*
Colombia. 12 (Número especial): 57–67.

RODRÍGUEZ, G., SILVA, R., CÁSARES, R., BARRIOS, R., DÍAZ, A., FARIÑAS, J. 2012.
Aspectos bioecológicos del defoliador de la palma aceitera, *Opsiphanes cassina* Felder
(Lepidoptera: Nymphalidae). *UDO Agrícola*. 12 (3): 622-625.

VELANDIA, M., RESTREPO, S., CUBILLOS, P., APONTE, A., SILVA, L. M. 2012. *Catálogo*
fotográfico de especies de flora apícola en los departamentos de Cauca, Huila y Bolívar.
Instituto Humboldt. Bogotá. 86 p.

WEEDS OF AUSTRALIA–Biosecurity Queensland Edition Fact Sheet. 2016. *Hyptis capitata* J.

Disponible en:

https://keyserver.lucidcentral.org/weeds/data/media/Html/hyptis_capitata.htm. 1-3 p.

WEEDS OF AUSTRALIA–Biosecurity Queensland Edition Fact Sheet. 2016. *Stachytarpheta*

cayennensis R. Disponible en:

https://keyserver.lucidcentral.org/weeds/data/media/Html/stachytarpheta_cayennensis.htm. 2 p.

WEEDS OF AUSTRALIA–Biosecurity Queensland Edition Fact Sheet. 2016. *Urena lobata* L.

Disponible en:

https://keyserver.lucidcentral.org/weeds/data/media/Html/urena_lobata.htm. 2 p.

ZENNER, I., POSADA, F. 1992. Manejo de insectos, plagas y benéficos de la palma africana.

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Manual de Asistencia Técnica 54. Bogotá (Colombia). 124 p.

12 ANEXOS



Anexo 1 . Larvas sanas de *Sibine fusca* (Stoll, 1781) (Lepidóptera: Limacodidae) (Autor, 2018).



Anexo 2. Pupa sana de *Saliana* sp. (Lepidóptera: HesperIIDae) recolectada en campo (Autor, 2018).



Anexo 3. Larva de *Durrantia pos arcanella* (Busck, 1912) (Lepidóptera: Oecophoridae) saliendo de su orificio realizado desde el haz del foliolo (Autor, 2018).



Anexo 4. Larva sana de *Antaeotricha* sp. (Lepidóptera: Elachistidae) en su nido de tela (Autor, 2018).



Anexo 5. Pupa de *Antaeotricha* sp. (Lepidóptera: Elachistidae) (Autor, 2018).



Anexo 6. Larva de *Euclea* sp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 8 (Autor, 2018).



Anexo 7. Larva sana de *Phobetron* spp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 8 (Autor, 2018).



Anexo 8. Larva sana de *Phobetron* spp. (Lepidóptera: Limacodidae) registrada en la UMA 12 (Autor, 2018).



Anexo 9. Pupa de *Phobetron* spp. (Lepidóptera: Limacodidae) sobre el envés de un foliolo (Autor, 2018).



Anexo 10. Larva sana de *Heorta* sp. (Lepidóptera: Noctuoidea) en el envés de un foliolo (Autor, 2018).



Anexo 11. Larva sana de *Mesocia* sp. (Lepidóptera: Megalopygidae) en el envés de un foliolo (Autor, 2018).



Anexo 12. Microhymenoptero de la familia Aphelinidae recolectado de la arvense *Gossypium hirsutum* (Algodoncillo) (Autor, 2018).



Anexo 13. Microhymenoptero de la familia Aphelinidae recolectado de la arvense *Bunchosia hartwegiana* (Cafetillo) (Autor, 2018).



Anexo 14. 2 especies diferentes de microhymenopteros de la familia Braconidae recolectados en la arvense *Senna bacillaris* (izquierda) y *Gossypium hirsutum* (derecha) (Autor, 2018).



Anexo 15. Una especie de microhymenoptero de la familia Chalcididae recolectado en las arvenses *Gossypium hirsutum* (Algodoncillo) y *Senna bacillaris* (Frijolito) (Autor, 2018).



Anexo 16. Una especie de microhymenoptero de la familia Formicidae recolectado en la arvense *Gossypium hirsutum* (Algodoncillo) (Autor, 2018).



Anexo 17. Una especie de microhymenoptero de la familia Formicidae recolectado en todas las arvenses (Autor, 2018).



Anexo 18. Una especie de microhymenoptero de la familia Ichneumonidae recolectado en la arvense *Bunchosia hartwegiana* (Cafetillo) (Autor, 2018).



Anexo 19. Una especie de microhymenoptero de la familia Perilampidae recolectado en la arvense *Senna bacillaris* (Frijolito) (Autor, 2018).



Anexo 20. Una especie de microhymenoptero de la familia Scelionidae recolectado en la arvense *Flemingia congesta* (Autor, 2018).



Anexo 21. Una especie de microhymenoptero de la familia Trichogrammatidae: Chalcidoidea recolectado en las arvenses *Gossypium hirsutum* (Algodoncillo) y *Piper tuberculatum* (Cordoncillo) (Autor, 2018).



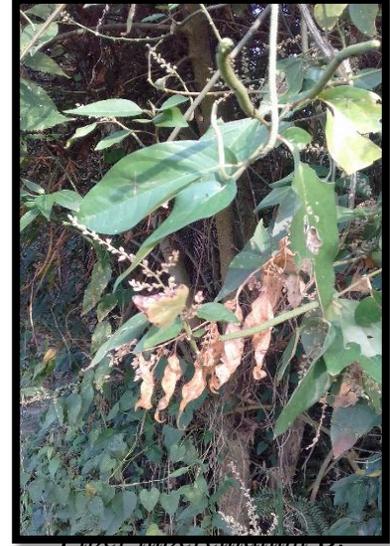
Anexo 22. Una especie de microhymenoptero de la familia Vespidae recolectado en la arvense *Piper tuberculatum* (Cordoncillo) (Autor, 2018).



A
baccharis T&B. (Pijonito)
 (Autor, 2018).



Dianthosia hartwegiana B.
 (Cafetillo) (Autor, 2018).



Piper macrocarpum L.
 (Cordoncillo) (Autor,
 2018).



Figura 26. Arvense *Gossypium hirsutum* L.
 (Algodoncillo) (Autor, 2018).



Figura 27. Arvense *Flemingia congesta*
 (Autor, 2018).