

**PROSPECCIÓN DE LA ENTOMOFAUNA BENEFICA ASOCIADA AL
CULTIVO DE BANANO (*Musa* AAA), SUBGRUPO “CAVENDISH,”
EN LA REGIÓN ATLÁNTICA DE COSTA RICA**

CARLOS ALBERTO ROJAS ESQUIVEL

Trabajo final de graduación presentado a la Escuela de Agronomía como requisito parcial
para optar el grado de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA

SEDE REGIONAL SAN CARLOS

ESCUELA DE AGRONOMÍA

2011

**PROSPECCIÓN DE LA ENTOMOFAUNA BENEFICA ASOCIADA AL
CULTIVO DE BANANO (*Musa* AAA), SUBGRUPO “CAVENDISH,”
EN LA REGIÓN ATLÁNTICA DE COSTA RICA**

CARLOS ALBERTO ROJAS ESQUIVEL

Trabajo final de graduación presentado a la Escuela de Agronomía como requisito parcial
para optar al grado de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía

INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA

SEDE REGIONAL SAN CARLOS

ESCUELA DE AGRONOMÍA

2011

**PROSPECCIÓN DE LA ENTOMOFAUNA BENEFICA ASOCIADA AL
CULTIVO DE BANANO (*Musa AAA*), SUBGRUPO “CAVENDISH,”
EN LA REGIÓN ATLÁNTICA DE COSTA RICA**

CARLOS ALBERTO ROJAS ESQUIVEL

Aprobado por los miembros del Tribunal Evaluador:

Ing. Agr. Joaquín Durán Mora, MSc.

Asesor Interno

Biol. Cesar Guillén Sánchez, MSc.

CORBANA S.A

Asesor Externo

Ing. Agr. Alejandro Rodríguez Morales,

CORBANA S.A

Jurado

Ing. Agr. Fernando Gómez Sánchez, MAE.

Coordinador Trabajos Final Graduación

Ing. Agr. Arnoldo Gadea Rivas, MSc

Director de la Escuela de Agronomía

DEDICATORIA

A Dios, por brindarme, sabiduría, entendimiento, voluntad y humildad.

A mi madre Cecilia Esquivel y a mi padre Carlos Rojas (q.d.p.), quienes me dieron el don de la vida.

Al Ing. Gerardo Ortiz, por ayudar con mi crianza y brindarme su cariño, amistad y apoyo incondicional durante todo este tiempo.

A toda mi familia en especial a mi abuelito Guillermo Esquivel, a mis hermanas Silvia y Ericka, a mi hermano José, a mi sobrinita Amanda y a mí cuñado Luis Montero Retana.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a la Corporación Bananera Nacional S.A. (CORBANA), por brindarme el apoyo necesario para la realización de esta investigación, en especial, al Biólogo Cesar Guillén Sánchez, al encargado del Laboratorio de Control Biológico Ing. Alejandro Rodríguez Morales, al personal del Laboratorio de Suelos de CORBANA, a los señores Marcos y Gerald, por su incondicional apoyo durante los muestreos realizados en las fincas.

A los gerentes y supervisores de las distintas fincas, los cuales me permitieron realizar los muestreos necesarios para finalizar esta investigación.

Al Ing. Joaquín Durán Mora, le agradezco el tiempo que me brindó como asesor y profesor.

A la profesora Claribel Hidalgo.

A la Ing. Xiomara Mata.

A Fabián Vargas conocido como Pedro.

A todos mis compañeros y amigos del ITCR, en especial a la generación 2004 y 2005, por brindarme su amistad.

TABLA DE CONTENIDOS

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTO	ii
TABLA DE CONTENIDOS	iii
LISTA DE CUADROS	vii
LISTA DE FIGURAS	viii
RESUMEN	xii
ABSTRACT	xiv
1. INTRODUCCIÓN	1
1.2. Objetivos	4
1.2.1. Objetivo general:	4
1.2.2. Objetivos específicos:	4
1.3. Hipótesis	5
1.3.1. Hipótesis nula.....	5
1.3.2. Hipótesis alternativa	5
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
2.1. Descripción general del cultivo de banano (<i>Musa AAA</i>).	6
2.1.1 Origen	6
2.2. Área bananera e importancia socioeconómica	6
2.3. Productividad del sector bananero de Costa Rica.	8
2.4. Comportamiento y destino de la exportación bananera en Costa Rica.....	9
2.5. Limitantes fitosanitarias del cultivo de banano (<i>Musa AAA</i>).....	10

2.5.1. Enfermedades.....	10
2.5.2. Complejo de Nematodos (<i>Radopholus similis</i> ,Cobb; <i>Pratylenchus</i> sp., Meloidogyne incognita, Kofoid y White; <i>Helicotylenchus</i> sp.).....	13
2.5.3. Insectos plaga en plantaciones bananeras	14
2.5.4 Ácaros	28
2.6. Manejo Integrado de Plagas.	29
2.7. Control Biológico	30
2.7.1. Depredadores	30
2.7.2. Patógenos	30
2.7.3. Parasitoides	31
2.8. Tipos de control biológico.....	32
2.8.1. Control biológico clásico.....	32
2.8.2. Control biológico por conservación	33
2.8.3. Control biológico aumentativo	33
2.9. Manejo de arvenses como estrategia para incrementar los niveles de control natural.....	34
2.9.1. Arvenses atrayentes de entomofauna.....	35
2.9.2. Manejo de arvenses para el control de algunos insectos plaga.....	36
3. MATERIALES Y MÉTODOS	38
3.1. Localización del área de estudio.....	38
3.2. Factores climatológicos.....	38
3.3. Toma de muestras.....	40
3.3.1. Muestreo de parches vegetales	40
3.3.2. Identificación de insectos	41
3.3.3. Identificación de arvenses.....	42
3.3.4. Muestreo del suelo.....	43
3.4. Equipo utilizado.....	45

3.5. Material suplementario.....	45
3.6. Variables a evaluar	46
3.6.1. Familia y hábito alimenticio de los distintos insectos encontrados en las arvenses en estudio.	46
3.6.2. Diversidad biológica presente en las arvenses.	46
3.6.3. Especies de arvenses con mayor potencial para albergar insectos benéficos.	46
3.6.4. Presencia de arvenses y su relación con las características físico- químicas del suelo.....	47
3.7. Nombre y modelo estadístico.....	47
3.7.1. Análisis por medio del Índice de Shannon- Weaver.....	47
4. RESULTADOS.....	49
4.1. Arvenses atrayentes de individuos de distintos hábitos alimenticios	49
4.1.2. Índice de Shannon-Weaver (H') para todas las especies arvenses sin importar el hábito alimenticio.	51
4.2. Arvenses asociadas a insectos benéficos.....	53
4.2.1. Arvenses más asociadas a depredadores.	53
4.2.2. Arvenses más asociadas a parasitoides.	55
4.2.3. Diversidad biológica según arvense.....	57
4.3. Arvenses más asociadas a insectos herbívoros.	59
4.3.1. Índice de Shannon-Weaver (H') para insectos de hábito herbívoro, en las distintas especies vegetales.	61
4.4. Factores del suelo asociados a la presencia de plantas arvenses.....	62
5. DISCUSIÓN	67
5.1. Arvenses atrayentes de individuos de diferentes hábitos alimenticios.	67
5.2. Arveneses atrayentes de parasitoides y depredadores.	68

5.3. Arvenses atrayentes de distintas familias de depredadores.	76
5.4. Posibles arvenses, con mayor potencial para albergar insectos benéficos. .	80
6. CONCLUSIONES	91
7. RECOMENDACIONES	93
8. LITERATURA CITADA.....	95
9. ANEXOS	109

LISTA DE CUADROS

Cuadro	Título	Página
1	Diferentes variables de las zonas productoras de banano (<i>Musa AAA</i>) de Costa Rica.	6
2	Principales familias de insectos depredadores.	30
3	Principales familias de insectos parasitoides.	32
4	Ubicación geográfica de las fincas visitadas en el estudio.	38
5	Condiciones climatológicas de las fincas visitadas en el estudio.	39

LISTA DE FIGURAS

Figura	Título	Página
1.	Mano de obra utilizada en el sector bananero en el periodo 1998-2008.....	7
2.	Rendimiento por hectárea de banano en Costa Rica para el periodo 1998-2008.	8
3.	Volumen de exportación bananera de Costa Rica, en millones de cajas para el periodo 1998-2008.....	9
4.	Destino de las exportaciones bananeras.....	10
5.	Ubicación geográfica de las distintas fincas muestreadas. Mapa obtenido del GPS, Costa Rica, 2009-2010.....	40
6.	Distintas arvenses muestreadas en las diferentes fincas en estudio. Costa Rica, 2010.	41
7.	Insectos asociados a las arvenses recolectados en las fincas Bananeras. Laboratorio de Control Biológico y Biología Molecular, Corbana 2010	42
8.	Muestra de suelo sustraída, mediante la utilización de un barreno, con el propósito de conocer sus características físicas y químicas. Finca Rebusca, Costa Rica, 2010.....	43
9.	Ubicación geográfica de las arvenses, por medio del sistema de posicionamiento global (GPS). Finca Balatana, Costa Rica, 2010.....	44
10.	Equipo utilizado durante los muestreos de insectos y arvenses. La Rita, Pococí, 2010.	45
11.	Presencia de diferentes insectos benéficos en las distintas arvenses, Costa Rica, 2010.	50
12.	Porcentaje de los diferentes insectos benéficos en las distintas arvenses, Costa Rica, 2010.	51

13.	Diversidad de insectos identificados sin tomar en consideración su hábito alimenticio por medio del Índice de Shannon-Weaver (H') en la totalidad de especies de arvenses analizadas, Costa Rica, 2010.	52
14.	Familias de depredadores y cantidad de especímenes encontrados según arvense, Costa Rica, 2010.....	54
15.	Presencia de distintas familias de parasitoides en las diferentes arvenses, Costa Rica, 2010.	56
16.	Índice de biodiversidad total calculado según arvense, Costa Rica, 2010.....	58
17.	Total de insectos de hábito herbívoro determinados en las distintas arvenses muestreadas, Costa Rica, 2010.....	60
18.	Determinación de la diversidad biológica por medio del Índice Shannon-Weaver (H') para insectos de hábito alimenticio herbívoro, Costa Rica, 2010.	62
19.	Diagrama de dispersión, de los coeficientes de correlación lineal de Pearson y de las concentraciones de elementos del suelo en relación con las distintas arvenses en CP1 y CP2, Costa Rica, 2010.	64
20.	Diagrama de dispersión, de los coeficientes de correlación lineal de Pearson y de las concentraciones de elementos del suelo en relación con las distintas arvenses en CP3 y CP4, Costa Rica, 2010.	66
21.	Inseto de la familia Braconidae encontrado en las distintas arvenses. Laboratorio de Control Biológico y Biología Molecular, Corbana 2010.....	70
22.	Insecto de la familia Eulophidae encontrado en las distintas arvenses. Laboratorio de Control Biológico y Biología Molecular, Corbana 2010.....	71

23.	Insecto de la familia Diapriidae encontrado en las distintas arvenses. Laboratorio de Control Biológico y Biología Molecular, Corbana 2010.	72
24.	<i>Clidemia</i> sp., presente en las distintas fincas durante el estudio.	81
25.	Insecto de la familia Chalcidae encontrado en las distintas arvenses. Laboratorio de Control Biológico y Biología Molecular, Corbana 2010.	82
26.	<i>Cyathula prostrata</i>	84
27.	<i>Eleusine indica</i> . presente en las distintas fincas durante el estudio.	85
28.	<i>Wedelia</i> sp. presente en las distintas fincas durante el estudio.	86
29.	<i>Commelina diffusa</i> presente en las distintas fincas durante el estudio.	88

LISTA DE ANEXOS

Anexo	Título	Página
1	Índice de Shannon y porcentaje de insectos, determinado en las distintas arvenses.	109
2	Análisis de componentes principales, realizado con el fin de determinar si hay influencia de los elementos del suelo en la presencia de arvenses.	110
3	Diferentes variables en el análisis estadístico.	111
4	Eigenvectors determinados a partir del análisis de componentes principales.	112
5	Análisis de las correlaciones obtenidas para CP1 y CP2.	113
6	Correlación obtenida para CP1 y CP2.	113
7	Análisis de las correlaciones obtenidas para CP1 y CP2.	114
8	Correlación obtenida para CP3 Y CP4.	114

RESUMEN

El control biológico es un método amigable con el medio ambiente, cuyo propósito es la incorporación de enemigos naturales, dentro los cuales se encuentran insectos benéficos como depredadores y parasitoides. Se han realizado estudios que han demostrado que el establecimiento de algunas arvenses beneficiosas, pueden estimular la formación de sitios de refugio y alimentación para las poblaciones de enemigos naturales de insectos plaga. El efecto final de esto, es mejorar los índices de autorregulación de otros insectos que tienen el potencial para desarrollarse como plagas.

Para lograr lo mencionado anteriormente, es necesario identificar dentro de las plantaciones, arvenses con alta capacidad para albergar entomofauna benéfica. Con dicho objetivo, fueron realizados muestreos en 10 plantaciones distribuidas en la región Huetar Atlántica. Dicho muestreo comprendió ocho fincas con manejo convencional con agroquímicos y dos fincas con manejo orgánico. Para ello fueron seleccionados “parches” o islas de las diferentes arvenses en los cuales mediante el pase de red entomológica, fueron recolectados los insectos asociados a ellas. En cada parche se realizaron entre 3 y 5 golpes de red, esto dependiendo del tamaño de cada parche. Los insectos capturados fueron llevados al laboratorio de Control Biológico de CORBANA para su correspondiente identificación y cuantificación a nivel de familia y hábito de alimentación. Con el propósito de conocer las condiciones de suelo en las cuales se desarrollan las arvenses seleccionadas, en cada parche fueron extraídas tres muestras de suelo a partir de puntos equidistantes uno de otro, a una profundidad de 30cm, utilizando para ello un barreno tipo “holandés tubular”. Las muestras fueron procesadas en el Laboratorio Químico de CORBANA en donde se cuantificó el contenido de macro y micronutrientes, el contenido de materia orgánica, el pH y la acidez intercambiable. Una vez extraídas las muestras de suelo se procedió a georeferenciar cada punto utilizando un GPS marca Garmin, modelo map76csx. Además, fueron obtenidos los datos

meteorológicos promedio de cada zona muestreada, utilizando para ello la red de estaciones meteorológicas del programa BANACLIMA de CORBANA.

Los datos obtenidos fueron procesados y analizados mediante dos diferentes métodos estadísticos: a) Índice de Shannon-Weaver, para medir la biodiversidad presente en cada arvense muestreada y así lograr determinar cuáles arvenses tienen mayor capacidad de atraer entomofauna en las plantaciones bananeras. A mayor índice, mayor diversidad y por ende, mayor potencial de ser utilizada como forma de mantener poblaciones de insectos benéficos y promover la regulación biológica de las plagas; b) Análisis de Componentes principales, para determinar si las variables físicas o químicas del suelo influyen en la presencia de cada arvense

De las 39 arvenses muestreadas, 7 mostraron niveles significativos de asociación (diversidad) con insectos benéficos, entre ellas: *Eleusine indica*, que presentó el mayor índice de diversidad ($H' = 3,40$), sin embargo, debido a que se ha reportado como hospedera de nematodos (*Radopholus similis*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus pratensis*, *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchus reniformis*), es importante profundizar si aún así convendrá su incorporación a los bananales, al igual que *Laportea aestuans*; *Geophila macropoda* presentó alta capacidad de albergar parasitoides y depredadores ($H' = 3,07$); *Wedelia* sp., alberga tanto depredadores como parasitoides ($H' = 2$); *Clidemia* sp. mostró una alta asociación ($H' = 1,25$) con diferentes depredadores. Otras arvenses consideradas no fueron analizadas estadísticamente debido a que la cantidad de insectos benéficos con los que se encontraron asociadas fue muy baja. Los insectos obtenidos en estos muestreos obedecen a un muestreo puntual en una época del año específica y bajo condiciones de manejo intensivo.

Palabras claves: banano, arvenses, entomofauna benéfica.

ABSTRACT

Biological control is a good method friendly to the environment, which whose purpose is the incorporation of natural enemies, in which insects are beneficial predators and parasitoids. There have been studied and have shown the introduction of some beneficial weeds can stimulate the formation of shelter and feeding sites for populations of natural enemies of insect pests. The ultimate effect of this is to improve the rates of self-regulation of other insects that have the potential to develop as pests. To achieve these goal, it is necessary to identify within plantations, weeds with high capacity for beneficial insects, and fauna. With this objective, surveys were conducted in 10 distributed plantations in the Atlantic Hueta region. This sampling included eight banana plantation with conventional management with agrochemicals and two banana plantations under organic management. In this sites, they were selected different patches or islands of different weeds on which the pass of an average of 3 and 5 strokes of an entomological net were performed in order to collect the insects species associated with them. The captured insects were taken to the of Biological Control laboratory of CORBANA for proper identification and quantification at the family level and feeding habits. In order to know the soil conditions of the selected patches in which weeds grow three equidistant, soil samples were taken taken at a depth of 30cm, using a "dutch tubular type" soil sampler. The data were processed and analyzed using two different statistical methods: a) Shannon-Weaver Index, to measure the biodiversity in each sampled point and identify the weeds with a higher potential to attract entomofauna in banana plantations. The higher rate, the bigger diversity and potential to be used as a way to maintain populations of beneficial insects and promote biological pest control; b) Principal Components analysis to determine if the texture and chemical properties of soil, influence the presence of each weed. From the 39 weed samples, only 7 showed significant levels of association (diversity) with beneficial insects, including: *Eleusine indica*, which showed the highest diversity index ($H'=3.40$) which, however, because it has been reported as host of nematodes (*Radopholussimilis*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus pratensis*,

Rotylenchus reniformis and *Helicotylenchus* sp.), it is important to look if you still agree to joining the banana, as *Laportea aestuans*; *Geophila macropoda* high capacity to accommodate present parasitoids and predators ($H'=3.07$); *Wedelia* sp., home to both predators and parasitoids ($H'=2$), *Clidemia* sp. showed a high association ($H'=1.25$) with different predators, and other considered weeds were not statistically analyzed because the amount of beneficial insects with they were associated was very low. The obtained insects from these samples; It was due to a sampling point in a specific season and under of intensive management conditions.

Keywords: bananas, weeds, beneficial insect fauna.

1. INTRODUCCIÓN

Las nuevas alternativas de control de plagas y enfermedades en el cultivo de banano, proponen un agroecosistema más sostenible, siguiendo la filosofía del Manejo Integrado de Plagas (MIP) y por ende, dejando de lado la filosofía clásica implantada por la Revolución Verde imperante por muchos años.

Durante muchos años el uso de plaguicidas sintéticos ha sido el principal método para el control de plagas. Durante ese tiempo se ha logrado recolectar suficiente información que evidencia que el mal uso de dichos productos, puede ocasionar trastornos importantes al ambiente, la salud humana, y además, comprometer la sostenibilidad de los sistemas agrícolas (Pérez 2010).

Debido a esta problemática han surgido nuevas alternativas de control de plagas más amigables con el ambiente, como el Control Natural y el Manejo Ecológico de Plagas (MEP). El control natural es el mantenimiento de la densidad de una población durante un periodo de tiempo, como consecuencia de la combinación de todos los factores (bióticos y abióticos) del medio ambiente, lo que significa que el control natural incluye factores vivientes como enemigos naturales y no vivientes o físicos como luz, precipitación y temperatura (Montoya 1999). El MEP se define como *“el aprovechamiento de la biodiversidad para prevenir, limitar, o regular los organismos nocivos a los cultivos”* (Pérez 2010). La misma autora afirma que para reducir los efectos negativos en el ambiente producidos por los plaguicidas sintéticos, no es suficiente adquirir un determinado nivel de concientización, sino más bien, mejorar la información y calificación de agricultores, técnicos y profesionales del sector agropecuario.

El Control Biológico y el manejo de la vegetación asociada a los cultivos, debe considerarse como un componente importante en el control de plagas; sin embargo, la mayoría de estudios se ha orientado a métodos de control con el uso de herbicidas (Agüero *et al.* 1998, Agüero *et al.* 2008), dejando de lado estudios de caracterización de la entomofauna benéfica que albergan diferentes especies de plantas asociadas al cultivo de banano.

Según Chinchilla (2003), el reconocimiento, siembra y la protección de especies de arvenses beneficiosas, pueden estimular la formación paulatina de sitios de refugio y alimentación para las poblaciones de enemigos naturales de insectos plaga. De igual manera, Altieri (1999) afirma que algunas malezas son componentes importantes de los agroecosistemas, ya que afectan positivamente la dinámica y biología de los insectos benéficos.

En América Central los estudios más detallados de la flora asociada con potencial de albergar entomofauna benéfica, se han realizado principalmente en el cultivo de la palma aceitera (Mexzón y Chinchilla 1996, Chinchilla 2003), generándose información muy valiosa desde el punto de vista ecológico. No obstante, este conocimiento es muy escaso para otros cultivos como es el caso del banano, donde la información existente se basa simplemente en descripciones de las especies de insectos asociadas al cultivo (Acosta 2002, Laforest y Vedia 2008), y no sobre las arvenses y su entomofauna benéfica asociada.

En el caso específico del cultivo del banano, se hace referencia a 16 especies de malezas como las habitantes más comunes y frecuentes en la zona del Caribe; de estas Mexzón (1997), señala como atrayentes de entomofauna benéfica a “Emilia” (*Emilia sonchifolia*), la cual pertenece a la familia de las Asteraceae, el “meloncillo” (*Momordica* sp.) que corresponde a la familia de las Cucurbitáceas y la “batatilla” (*Ipomoea* sp.) de la familia Convolvulaceae.

De igual manera, De la Cruz *et al.* (2000) indica que en plantaciones de banano en el cantón de Guácimo, provincia de Limón, observó con más frecuencia cuatro arvenses de la familia poácea, tres ciperáceas y seis dicotiledóneas. De las arvenses señaladas por De la Cruz, Mexzón (1997) y Mexzón y Chinchilla (1998), mencionan como atrayentes de la entomofauna a *Borreria* sp. (Rubiaceae) y *Acalipha* sp. (Euphorbiaceae).

Arvenses con arquitectura foliar simple, es decir todas aquellas plantas cuyo raquis no presenta proyecciones de lámina, son las que tienen menor presencia de familias de insectos, en comparación con las especies de arvenses de

estructura foliar compleja, como algunos arbustos densos, cultivos perennes con floración periódica y con glándulas extraflorales (Mexzón y Chinchilla 1998).

Teniendo como base el potencial que juegan las arvenses en el establecimiento y población de insectos benéficos y por tanto, en la regulación biológica de plagas, se pretende dirigir la investigación, específicamente hacia la identificación, presencia y abundancia de este tipo de plantas con potencial para establecerse en forma de islas dentro de las plantaciones bananeras. Con esto se espera incrementar las poblaciones de insectos benéficos, la diversidad dentro del cultivo y favorecer un mayor equilibrio y sostenibilidad en el agroecosistema.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general:

Identificar las especies vegetales asociadas al cultivo del banano, con potencial para albergar insectos benéficos (parasitoides y depredadores), con capacidad en el control biológico de insectos plaga en el cultivo del banano.

1.2.2. Objetivos específicos:

- a)** Identificar posibles arvenses con mayor potencial para albergar insectos.
- b)** Identificar taxonómicamente a nivel de familia y sistema de control biológico (parasitismo-depredación), los insectos presentes en las diferentes arvenses asociadas en el cultivo del banano.
- c)** Determinar cuáles plantas arvenses presentan mayor diversidad biológica de insectos.
- d)** Determinar bajo qué condiciones edáficas y agroecológicas se desarrollan las plantas arvenses.
- e)** Estudiar diferentes estrategias para incorporar las arvenses con mayor potencial dentro de las fincas bananeras comerciales.

1.3. Hipótesis

1.3.1. Hipótesis nula

No hay relación entre la diversidad y cantidad de especies de insectos benéficos (parasitoides y depredadores), con potencial de control biológico de insectos plaga y las distintas arvenses presentes en el cultivo del banano (*Musa AAA*).

1.3.2. Hipótesis alternativa

Existe relación entre la biodiversidad y la cantidad de especies de insectos benéficos (Parasitoides y depredadores), con potencial de control biológico de insectos plaga y las arvenses presentes en el cultivo del banano (*Musa AAA*).

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Descripción general del cultivo de banano (*Musa AAA*).

2.1.1 Origen

El origen del banano se ubica en las “regiones húmedas tropicales del sureste de Asia, incluyéndose el noroeste de la India, Burma, Camboya y algunas partes de la China del Sur, así como las Islas Mayores de Sumatra, Java, Borneo, las Filipinas, Taiwán”; y de ahí se ha distribuido al resto del mundo (Soto 1995). Según Rodríguez *et al.* (2009) el cultivo de banano se ha convertido en uno de los principales cultivos tropicales del planeta, ya que es considerado la base alimenticia de millones de personas, en distintos países en vías de desarrollo.

2.2. Área bananera e importancia socioeconómica.

De acuerdo con los datos de la Sección de Estadística de CORBANA, el área bananera sembrada en Costa Rica en el año 2009 fue de 42,595 ha (Cuadro 1), lo que indica una disminución del 3,9 % con respecto del año 2008. Este hecho se debe a que algunas fincas productoras del país, sufrieron inundaciones a finales del 2008 e inicios del 2009, en la zona caribeña del país.

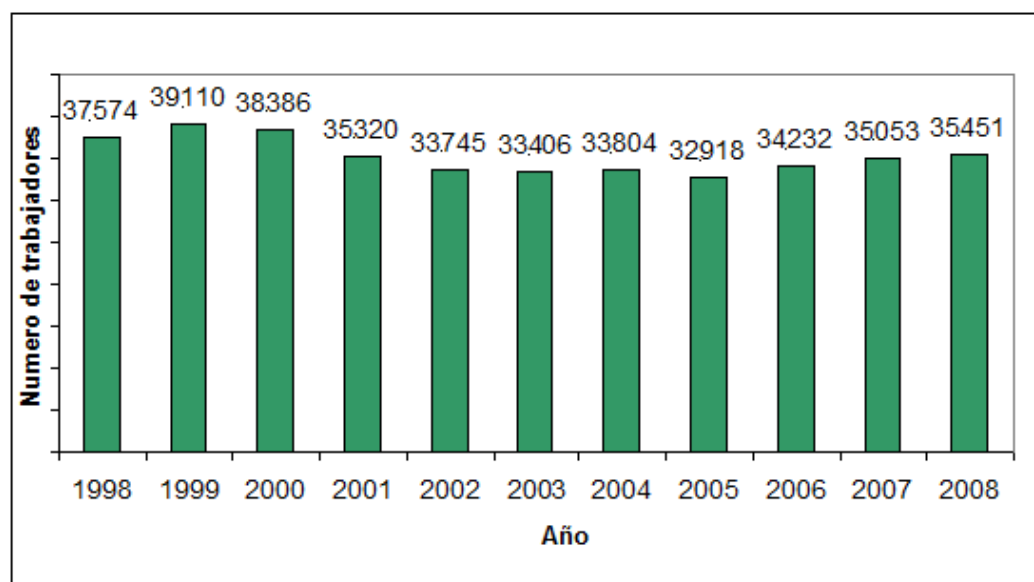
Cuadro 1. Diferentes variables de las zonas productoras de banano (*Musa AAA*) de Costa Rica.

Zona	Exportaciones (millones de cajas)	Productividad
Matina	23,039,564	26.41%
Pococí	17,943,102	20,57%
Siquirres	15,524,430	17.79%
Sarapiquí	11,526,268	13.21%
Otras	19,211,267.96	22,02%
Total	19,891,601.60	100%

Fuente: CORBANA (2009), modificado por Rojas (2010).

En el año 2009 la industria bananera generó divisas por aproximadamente \$626 millones, un 7.4% menos con respecto del año 2008 (CORBANA 2009). Por otra parte la industria bananera es la principal fuente de empleo en el país, en la zona Caribe; se calculó para el año 2008 de cada 100 trabajadores agrícolas, aproximadamente el 85% estuvieron ligados a la producción bananera, de forma directa o indirecta (CORBANA 2008).

Los empleos directos generados por la industria bananera ascendieron a 35,451 (Figura. 1). Además, el sector genera cerca de 90.000 plazas de manera indirecta en actividades conexas, tales como comercio, fábricas de insumos y transporte. (CORBANA 2008).



Fuente: CORBANA 2008

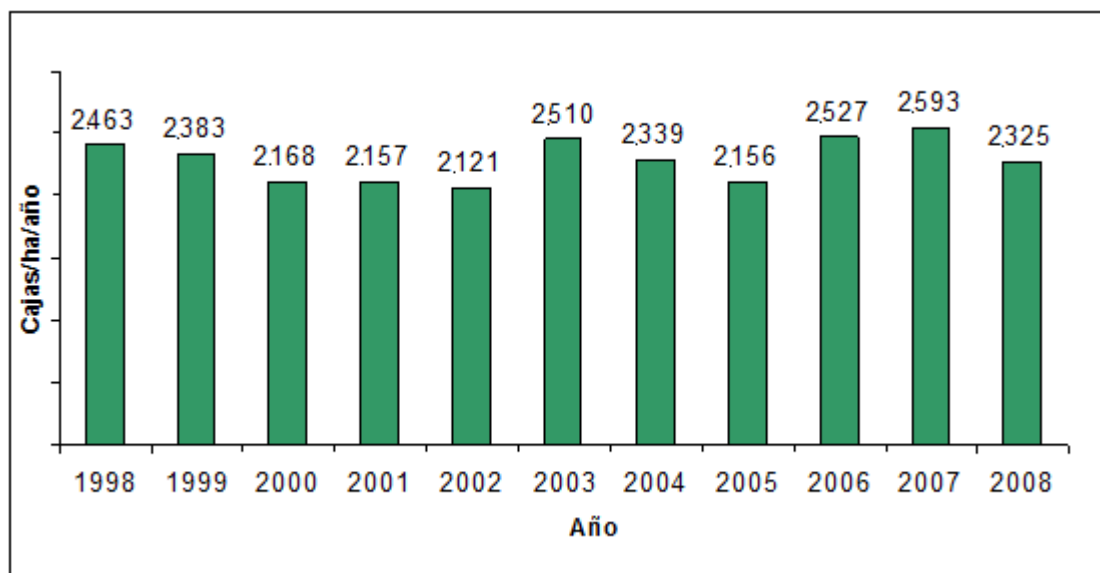
Figura 1. Mano de obra utilizada en el sector bananero en el periodo 1998-2008.

En el periodo 1998-2008 se determinó un incremento de divisas para el país gracias a la producción bananera y su exportación, con excepción de los periodos 2000-2002 y 2004-2005, en los cuales los ingresos disminuyeron debido a la baja de la producción a causa de condiciones climáticas imperantes en esos años.

2.3. Productividad del sector bananero de Costa Rica.

Rodríguez *et al.* (2009) señalan que actualmente en la zona, se siembran variedades de alta productividad; sin embargo, éstas tienen el inconveniente que presentan una gran susceptibilidad al ataque de plagas y enfermedades como lo son el nematodo *Radophulus similis* y la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet).

Costa Rica es el líder a nivel mundial en productividad bananera por unidad de área, esto a pesar de que a finales del año 2008, la misma disminuyó por efecto de fuertes inundaciones a 2325 cajas de 18,14 kg, en comparación con las 2593 cajas/ha/año alcanzadas en el año 2007 (CORBANA 2008) (Figura 2).



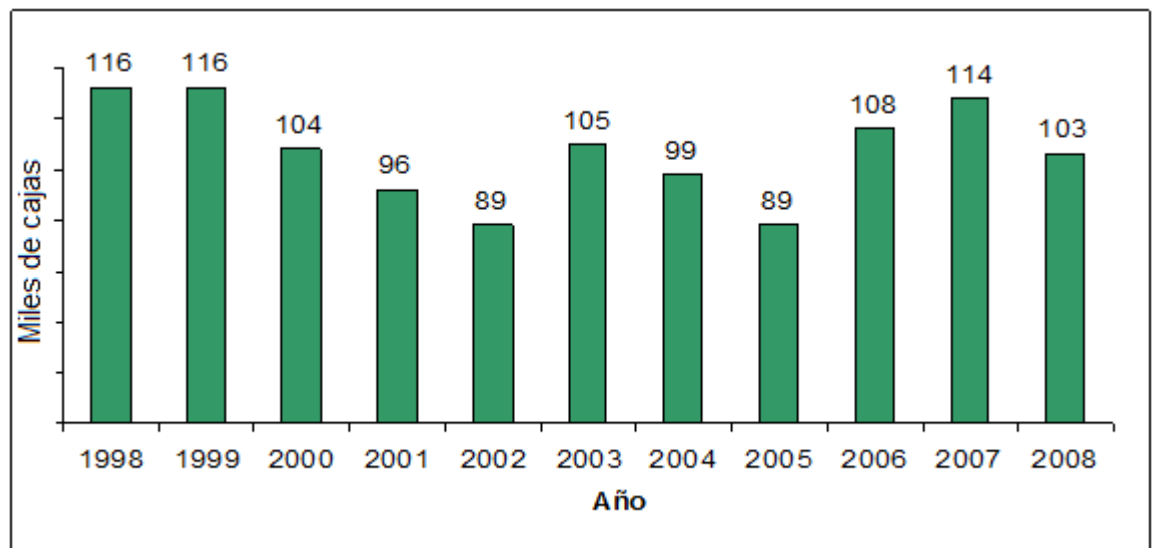
Fuente: CORBANA (2008)

Figura 2. Rendimiento por hectárea de banano en Costa Rica para el periodo 1998-2008.

2.4. Comportamiento y destino de la exportación bananera en Costa Rica.

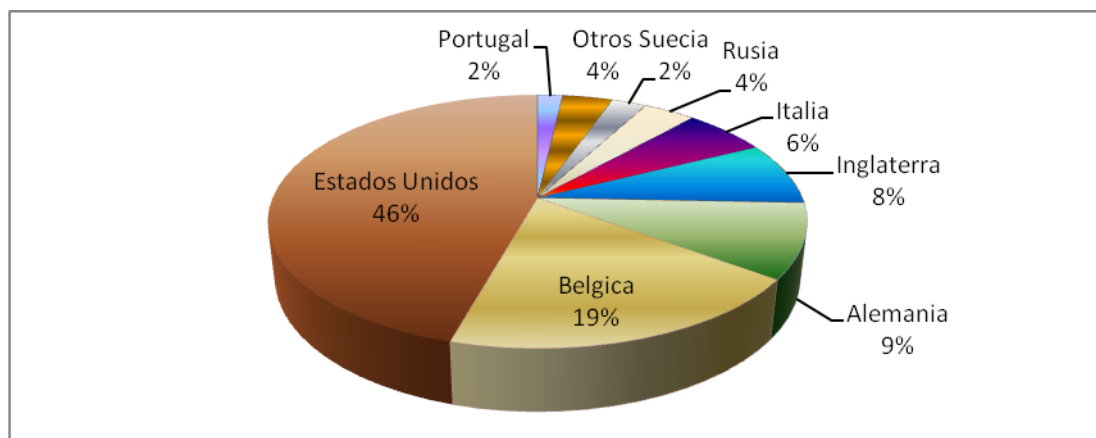
Según la Figura 3, en los periodos comprendidos entre 1998-2002, 2004-2005 y el año 2008, se redujeron las exportaciones en el sector bananero, posteriormente en los periodos 2006-2007 y el año 2003 se presentó un leve incremento.

En el año 2008 se logró exportar 103 millones de cajas (Figura 3), lo que correspondió a 1.87 millones de toneladas métricas; de este total, un 45,6% fue dirigido hacia los Estados Unidos, el 49,9% hacia la Unión Europea y un 4,5% hacia otros países (Figura 4) (CORBANA 2008).



Fuente: CORBANA (2008)

Figura 3. Volumen de exportación bananera de Costa Rica, en millones de cajas para el periodo 1998-2008.



Fuente: CORBANA (2008)

Figura 4. Destino de las exportaciones bananeras.

2.5. Limitantes fitosanitarias del cultivo de banano (*Musa AAA*).

Las plantaciones de banano (*Musa AAA*) son atacadas por una gran diversidad de organismos que incluye hongos, bacterias, virus, insectos y otros, por lo que la rentabilidad del cultivo dependerá del manejo que se haga de los mismos.

2.5.1. Enfermedades.

a) Sigatoka negra, *Mycosphaerella fijiensis* Morelet.

Según Muñoz y Vargas (2006) la Sigatoka negra es la principal enfermedad de las musáceas en el mundo, incluyendo a Costa Rica, fundamentalmente en zonas de monocultivos donde el impacto es aún mayor.

De acuerdo con Carlier *et al.* (2000) la Sigatoka negra es causada por el hongo *Mycosphaerella fijiensis*, y representa uno de los principales problemas fitosanitarios del cultivo de banano y plátano en América, Asia y África.

Romero (2003) se refiere a la Sigatoka negra como un hongo con alta capacidad para la producción de ascosporas y por ende, posee una alta tasa de colonización de tejidos, lo cual la ubica como una de las enfermedades foliares más importantes del cultivo de banano.

Mycosphaerella fijiensis produce esporas que germinan principalmente sobre la superficie abaxial de las hojas y sus hifas penetran los estomas. Cuando el hongo ingresa al estoma compromete el proceso de la fotosíntesis al reducir la conductividad estomática, de la cual depende la misma; este proceso de penetración de *Mycosphaerella fijiensis* se da incluso en cultivares con alta resistencia (Hidalgo *et al.* 2006).

El control de Sigatoka negra según Muñoz y Vargas (2005), se basa en la aplicación de fungicidas protectantes a base de Mancozeb; en mezcla con aceite agrícola. Jones (2003) comenta que los costos para el combate de la enfermedad pueden alcanzar los \$1500 por hectárea por año, igualmente Murillo (2009)¹ ha estimado que los costos en Costa Rica para el control de la Sigatoka negra ronda entre los \$2300-\$2600 por hectárea.

b) Marchitez bacteriana (Moko), *Ralstonia solanacearum*, Yabuuchi *et al.*

Soto (2008), considera al Moko como una de las enfermedades más graves del cultivo de banano, ya que puede causar la pérdida total de la plantación, también menciona que todas las variedades comerciales de banano son susceptibles a esta enfermedad en cualquier etapa de desarrollo.

El “Moko” afecta la planta cuando la bacteria entra en contacto con el sistema vascular de la raíz o es transportada por medio de insectos a la inflorescencia de la misma. Esta bacteria afecta tanto a plantas jóvenes como adultas; en plantas jóvenes los síntomas principales son: la marchitez y muerte, así como el doblamiento en ángulo agudo de las hojas centrales, sin amarillamiento. Para el caso de las plantas adultas los síntomas son: coloración “amarillo sucio” casi a nivel de peciolo en las hojas internas, la misma se marchita y finalmente muere (Soto 2008).

¹ Murillo, X. 2009. Programa de asistencia técnica en el manejo de Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*). San José, CR, CORBANA (Entrevista)

El mismo autor afirma que en América tropical es difícil el control del Moko, ya que muchas veces es diseminada por insectos, lo cual es muy difícil de controlar.

Sin embargo, se ha demostrado que con un barbecho de 24 meses en suelos infectados se logra un control efectivo. Martin y French (1985) señalan que controlar *Pseudomonas solanacearum* es muy difícil debido a que presenta gran cantidad de hospedantes; sin embargo al igual que Soto (2008) recomienda eliminar plantas enfermas, controlar focos de infección y utilizar semillas sanas.

c) Pudrición de la corona, *Botryodiplodia theobromae* Pat, *Gloesporium musarum* Cke y Masee, *Fusarium roseum* Snyder y Hansen, *Fusarium moniliforme* Sheld, *Verticillium thebromae* Turconi, *Thielaviopsis paradox* Synes.

Robinson (1996), señala que esta enfermedad es la más importante a nivel de postcosecha en el cultivo de banano de todo el mundo, especialmente aquellos que suelen ser empacados donde las medidas de seguridad no son las más adecuadas.

Soto (2008) indica que esta enfermedad es estrictamente de la corona, pero ocasionalmente se presenta en los pedicelos de los dedos; por otra parte señala que la pudrición de la corona ataca a todas las variedades comerciales de banano.

La pudrición de la corona se está relacionado con diversos microorganismos en Centro América y el oeste de la India, dentro de los cuales se encuentran: *Botryodiplodia theobromae*, *Gloesporium musarum*, *Fusarium roseum*, *Fusarium moniliforme*, *Verticillium thebromae*, *Deighthoniella toluosa* y *Thielaviopsis paradox*; dichos organismos causan daño en las manos, principalmente debido a los cortes realizados durante labores de desmane de la fruta; la infección da inicio como un ablandamiento del tejido de la corona y se propaga hasta el pedicelo del fruto; en casos muy severos el daño se traslapa hasta los dedos de las manos del racimo (Soto 2008).

De acuerdo con Demerutis (2000), la utilización del fungicida conocido con el nombre comercial de Biocto 6; el cual está elaborado con base en semillas de

cítricos en combinación con Verdiol (nombre comercial), que está compuesto por cera de abeja, monoestereato de glicérico, ácido oleico y agua; se logró observar un control efectivo sobre la pudrición de la corona, específicamente contra el hongo *Fusarium* sp.

2.5.2. Complejo de Nematodos, *Radopholus similis* Cobb, *Pratylenchus* sp., *Meloidogyne incognita* Kofoid y White, *Helicotylenchus* sp.

Araya y Chéves (1997) señalan que en el cultivo de banano, los nematodos se presentan en poblaciones poliespecíficas. Las más frecuentes e importantes son: *Radopholus similis*, *Pratylenchus* sp., *Meloidogyne incognita*, *Helicotylenchus* sp.; a su vez los mismos autores mencionan que algunas plantas tanto mono, como dicotiledóneas presentes en las plantaciones bananeras son reservorios de nematodos fitófagos.

Estos organismos son de gran importancia económica en el cultivo de banano, ya que dañan al sistema radical de las plantas provocando dificultades a la hora de la absorción de agua, nutrientes y el anclaje de las mismas al suelo. Debido a lo anterior, es de gran importancia realizar un adecuado control, ya sea químico, cultural o biológico.

En lo referente a los métodos de control de esta plaga, tradicionalmente estos se han basado en la aplicación de insecticidas nematicidas, sin embargo, en los últimos años se han venido buscando otras alternativas en el control de dicha plaga.

Enger *et al.* (2008) determinaron que el hongo deuteromycete *Paecilomyces lilacinus*, parasita a este nematodo, reduciendo significativamente las poblaciones.

También se ha comprobado que una inoculación temprana de vitroplantas (material de siembra) con cepas del hongo micorrísico-vesicular del género *Glomus*, permite disminuir daños de *R. similis* en un 85%. Además se hace referencia que en Cuba, se utilizó el hongo *Paecilomyces lilacinus*, y las bacterias

Bacillus thuringiensis y *Corynebacterium paurometabolum*, con gran éxito bajo condiciones de laboratorio y campo (Meneses 2003).

2.5.3. Insectos plaga en plantaciones bananeras.

Blanco y Laprade (2000) mencionan que los insectos son habitantes comunes de los distintos ecosistemas en donde pueden haber interacciones que van a determinar la distribución y abundancia en las plantaciones, aunque éstas sean complejas y afectadas por varios factores tales como la fecundidad de las hembras, los enemigos naturales, la competencia, condiciones climáticas, enfermedades y dispersión.

2.5.3.1. Insectos que atacan el cormo y el pseudotallo.

a) Picudo negro, *Cosmopolites sordidus*, Germar (Coleoptera: Curculionidae).

En su estado adulto puede llegar a medir entre 1,5 y 2 cm de largo; sin embargo, los mayores daños a la plantación son causados por las larvas que se alimentan del cormo formando galerías. En este estado llegan a medir 1,6 cm de largo, son de color marfil y no presentan patas. El control debe centrarse en este estadio, ya que el daño producido facilita la entrada de hongos y bacterias causando la pudrición del cormo (Vega *et al*, 2007).

Vázquez, Fernández y Simonetti (2007), encontraron que *Pheidole megacephala*, (Hymenoptera: Formicidae) que es comúnmente encontrada en las plantas conocidas como Batatilla (*Ipomoea batatas*), es un buen controlador biológico del picudo negro. Así mismo, Gold y Messiaen (2000) mencionan que en Cuba, las especies de hormigas *Tetramorium guinense* (Hymenoptera: Formicidae) y *Pheidole megacephala* son efectivas para el control del picudo negro.

2.5.3.2. Insectos que atacan la fruta

a) **Colaspis**, *Colaspis* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae).

Su ciclo de vida es completo y en su estadio larval se desarrolla en el suelo y su alimentación se encuentra basada principalmente de raíces de gramíneas; por el contrario, el adulto se encuentra en el fruto (Fagiani; Tapia y Tapia sf.). Saunders (1998) menciona que los adultos pueden medir de 5 a 6 mm de largo y los élitros son punteados.

El daño varía de acuerdo con la etapa de vida del insecto; las larvas se caracteriza por alimentarse de raíces subterráneas; los adultos se alimentan de las hojas así como de los frutos, provocando heridas poco profundas y de contornos irregulares sobre la superficie, lo cual afecta la calidad de la fruta (Saunders 1998).

En Guatemala se determinó que el Chinche asesino, *Castollus plagiaticollis* (Hemiptera: Reduviidae), podría ser utilizado para el control biológico de *Colaspis* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae), ya que éste podría consumir en promedio tres presas diarias de *Colaspis* sp. (Morales 2008).

También Cheli, Armendano y González (2006) determinaron que *Misumenopus pallidus* (Araneae: Thomisidae), se alimenta de *Colaspis* sp., así como de otros Coleópteros como la vaquita de San Antonio, *Diabrotica speciosa* (Coleoptera: Chrysomelidae), lepidópteros como la oruga medidora, *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae) y dípteros como la Mosca de la Fruta, *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae).

b) **Abeja negra o trigona**, *Trigona* sp. (Hymenoptera: Apidae)

Es una abeja negra la cual puede ser brillante o parda, velluda y la principal característica es que no presenta aguijón y es pegajosa al tacto (Coto y Saunders 2004). Estas abejas pueden llegar a medir de 5 a 6,5 mm de largo, con un abdomen delgado y anaranjado. Pueden vivir en colonias, alcanzando

poblaciones de hasta diez mil individuos; los nidos son comúnmente encontrados en la base de los troncos (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Según Cubillo, Laprade y Vargas (2001) el daño que causa en banano es localizado; alimentándose de la parte superficial de los dedos de las frutas jóvenes.

Dentro de los enemigos naturales de la abeja negra se encuentran las polillas: *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Pyralidae), *Acherontia atropos* (Lepidoptera: Sphingidae), los dípteros *Efferia frewingi* (Diptera: Asilidae), *Mallophorina guildiana* (Diptera: Asilidae), *Proctacanthus micans* (Diptera: Asilidae), *Stenopogon inquinatus* (Diptera: Asilidae), *Braula coeca* (Diptera: Braulidae), *Polistes major* (Hymenoptera: Vespidae) (Maes 1993).

c) Gusano basurero, *Pyroderces rileyi* Walsingham (Lepidoptera: Cosmopterygidae).

Según Uquillas (2002), las hembras ovipositan en promedio 40 huevos, pero este número puede aumentar si las condiciones externas son favorables llegando a poner hasta 389 huevos; asimismo señala que el ciclo completo tiene una duración aproximada de 5 semanas y que las larvas, son de color rosado pálido-traslúcido de aproximadamente 6 a 8 mm, cuando completan el desarrollo.

Las larvas se alimentan de las flores del racimo; los adultos en horas de la noche se desplazan hasta la fruta, provocando daños en la epidermis; además de secretar gránulos de excremento en el sitio donde se ha alimentado (Uquillas 2002).

Orellana (2002), señala que el Gusano basurero (*Pyroderces rileyi*) es parasitado por algunos heminópteros, sin embargo, no se conoce mucho de ellos. Por otro lado Saunders, Coto y King (1998) señalan como principales parasitoides de este insecto la avispa *Apanteles leucostigmus* (Hymenoptera: Braconidae), *Grotiusomyia nigricans* (Hymenoptera: Eulophidae) y algunos depredadores de

la familia Vespidae, los cuales pueden vivir de forma natural en sitios cercanos o dentro de las plantaciones de banano.

d) Chichera, *Hermetia illucens* Linnaeus (Diptera: Stratiomyidae).

Las hembras de este insecto ovipositan en los frutos maduros o en estado de descomposición y en muy pocas ocasiones, en los dedos tiernos, por lo que se infiere que éstas se ven atraídas por la coloración amarilla de los bananos al madurar y por los exudados que se producen en el proceso de descomposición. La hembra se caracteriza por secretar una sustancia adhesiva cuya función es sujetar los huevos a la fruta, lo cual provoca que la misma se quemé y sufra de agrietamientos en la cáscara (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Las larvas cuando están maduras, no pueden penetrar la cáscara verde de los dedos de banano, por lo que se dejan caer al suelo para buscar materia orgánica en descomposición. En cuanto al control biológico de esta plaga, Moreno *et al.* 2009, señala a *Argiope argentata* (Araneae: Araneidae), la mosca soldado negra, *Hermetia illucens*, (Diptera: Stratiomyidae) como depredadores comunes de esta plaga.

2.5.3.3. Insectos succionadores.

a) Mosca blanca espiral, *Aleurodicus dispersus* Russell (Sternorrhyncha: Aleurodidae).

El ciclo de vida pasa por varias etapas: huevo, cuatro estadios ninfales y una forma adulta, la cual se caracteriza por alimentarse de la savia de las hojas al igual que los estadios ninfales. Según Blanco y Laprade (1998), *Aleurodicus dispersus*, tiene la capacidad de reproducirse por partenogénesis, circunstancia que facilita en poco tiempo las poblaciones de este insecto incrementen en las plantaciones.

Durante el proceso de alimentación, las ninfas secretan sustancias azucaradas las cuales sirven como medio para el crecimiento de un hongo comúnmente llamado fumagina (*Capnodium* sp.), el cual al formar una capa oscura sobre las hojas

puede ocasionar una reducción significativa en la tasa fotosintética y perjudicar significativamente la producción de banano (Blanco y Laprade 1998). Estos mismos autores comentan que existen algunos ácaros de la familia Phytoseiidae, que actúan como depredadores, así como algunas mariquitas del género *Scymnus* (Coccinellidae), además de dos especies de arañas: tejedora *Plesiometa argüira* (Araneae: Agelenidae) y la panadera, *Gasteracantha cancriformis* (Araneae: Araneidae) y algunas crisopas *Chrysoperla* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) (Blanco y Laprade 1998).

b) Mosca Blanca, *Aleurodicus talamancensis* Martin (Sternorrhyncha: Aleyrodidae).

Este insecto es una de las plagas más recientemente registradas que atacan al cultivo del banano en el país. Su informe data del año 2004 cuando se determina que una nueva especie muy similar a *A. dispersus* había aumentado en la zona del Caribe de Costa Rica, específicamente en Matina, provincia de Limón, siendo esta plaga una nueva especie, la cual fue confirmada y descrita por el Dr. John Martín (Museo de Historia Natural, Londres, UK) (Cubillo 2004).

Esta nueva especie es conocida como *A. talamancensis*, diferenciándose de *A. dispersus*, porque su ovoposición no presenta forma de espiral; por el contrario, *A. talamancensis* deposita los huevos en anillos circulares. Otras diferencias por señalar, se presenta en el estado ninfal de *A. talamancensis*, que posee ninfas de color marrón oscuro, con filamentos cerosos en los bordes; mientras que las ninfas de *A. dispersus* producen secreciones de cera que cubren dorsalmente la ninfa. Por otro lado, la presencia de estas ninfas en la plantación conlleva a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.), la cual puede producir daños en el área foliar hasta de un 50% (Guillén 2009)².

En lo concerniente al control de esta plaga, se conoce que existen algunos parasitoides que la regulan; tal es el caso de los parasitoides *Encarsiella noyesi*,

² Guillén, C. 2009. Plagas en el cultivo de banano. San José, CR, CORBANA (entrevista)

E.aleurodici (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Aleuroctonus vittatus* (Hymenoptera: Eulophidae) (Cubillo 2004).

c) Escama de Boisduvali, *Diaspis boisduvalii* Signoret (Sternorrhyncha: Diaspididae).

Este insecto se caracteriza porque los huevos son colocados en el interior de la coraza de la hembra, después pasa al estado de ninfa donde el primer instar tiene la capacidad de movilizarse para después volverse sésil, hecho que le permite la distribución de la especie (Guillén 2009)³.

Las hembras de esta especie se caracterizan por no poseer antenas, ojos, ni patas; se alimentan de la savia de las plantas y presentan glándulas epiteliales las cuales secretan cera que en conjunto con las exuvias de la ninfa forman una coraza o escama, la cual no está adherida al cuerpo del adulto o de la ninfa. (Willie y Fuentes 1979). Los machos tienen un par de alas sin venación aparente, un par de patas y antenas largas, por lo que se les puede confundir fácilmente con un parasitoide.

Hembras y machos producen necrosis en los tejidos de los cuales se alimentan succionando la savia; igualmente pueden afectar el fruto causando decoloración en las áreas afectadas; también secretan sustancias azucaradas que dan paso a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.) (Orellana 2002).

De acuerdo con Orellana (2002) los principales enemigos naturales de estos insectos, son coccinélidos, *Pentilia* sp. (Coleoptera: Coccinellidae) y algunos parasitoides como *Aphytis melinus* (Hymenoptera: Aphelinidae).

³ Guillén, C. 2009. Plagas en el cultivo de banano. San José, CR, CORBANA. (entrevista)

d) Escama del cocotero, *Aspidiotus destructor* Signoret (Sternorrhyncha: Diaspididae).

Según Cubillo, Laprade y Vargas (2001) los huevos son amarillos, minúsculos y se encuentran debajo de la escama y alrededor del cuerpo de la hembra, en donde se da la incubación por espacio de 7 u 8 días; posterior a ello, se da la aparición de la ninfa, la cual pasa por 3 estadios ninfales, para el caso del desarrollo de los machos y dos para el caso de las hembras.

La hembra es de color amarillo brillante, casi de forma circular y está cubierta por un escudo o escama semitransparente, delgado y convexo, de 1,5 a 2 mm de diámetro aproximadamente (Pinese y Piper 1994). La escama macho es más pequeña con un contorno ovalado y el cuerpo del insecto es rojizo, con un par de alas, el ciclo de vida es de 31 a 35 días y se pueden dar hasta 10 generaciones por año (Lever 1970).

La mayor cantidad de *A. destructor* es encontrado en las hojas más viejas, donde provocan amarillamiento a causa de la succión de savia e inyección de saliva, causando necrosis en los tejidos (Waterhouse y Norris 1987).

Se conoce que *Aspidiotus destructor* posee distintas especies de enemigos naturales. Coto y Saunders (2004) mencionan a *Encarsia citrina*, (Hymenoptera: Aphelinidae), *Aphytis chrysomphali*, (Hymenoptera: Aphelinidae) como parasitoides y como depredador a *Chilocorus cacti* (Coleoptera: Coccinellidae).

e) Escama de la florida, *Chrysomphalus aonidiu* Linnaeus (Sternorrhyncha: Diaspididae).

Según los autores Briceño (sf) y Orellana (2002), señalan que los adultos poseen un escudo de forma circular a convexa, que está formado por tres anillos diferentes: el anillo interno, que es de color marrón claro; el anillo medio que es marrón rojizo y el tercer anillo, que es más ancho que los anteriores y presenta márgenes de coloración grisácea.

La hembra *Chrysomphalus aonidium* presenta la particularidad de reducir el tamaño de su cuerpo cada vez que oviposita, ya que ella se arruga y se torna de una coloración más clara que la normal. Los huevos son de color amarillo limón, los cuales son depositados en la cobertura dorsal del escudo donde permanecen hasta eclosionar, después se desarrollan las ninfas las cuales pueden llegar a vivir de 6-13 días sin alimento (Briceño sf.). Orellana (2002) comenta que este insecto es considerado como una plaga secundaria pero que en ocasiones pueden presentarse algunos brotes de importancia.

De acuerdo con Orellana (2002), *C. aonidium*, son polívoros; se pueden alimentar de varias partes de la planta, causando marchitamiento y en casos severos la muerte de la planta.

En cuanto al control biológico, se reporta que la avispa *Aphytis lingnanensis*, (Hymenoptera: Aphelinidae) es muy eficiente en el control de escama de la florida *Chrysomphalus aonidium* tanto en el cultivo del banano como en aguacate, mango y algunos cítricos (Ríos y Baca 2006).

f) Cochinilla harinosa, *Planococcus citri* Risso. (Sternorrhyncha: Pseudococcidae).

Las hembras poseen un cuerpo ovalado, con una coloración que varía de gris a café-rosado. Posee antenas que comprenden ocho artejos y las piezas bucales se encuentran transformadas en un estilete, que es utilizado para succionar la savia de las plantas (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Planococcus citri tiene la capacidad de ovipositar 224 huevos con una viabilidad del 80%. El ciclo biológico puede durar de 50 a 81 días si la temperatura se encuentra entre los 23 a 26°C; con temperaturas inferiores el ciclo suele alargarse (Lara 1970).

Comúnmente se encuentran asociadas a hormigas, ya que la cochinilla secreta azúcares que sirven de alimento; a cambio las hormigas les brindan protección contra algunos controladores biológicos (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Cubillo, Laprade y Vargas (2001), señalan diferencias morfológicas entre *Planococcus citri* y *Dysmicoccus brevipes* basados en características morfológicas. *D. brevipes* es un insecto más redondo y relleno; por el contrario *P. citri*, posee un cuerpo un poco más alargado y plano, con dos proyecciones filamentosas al final del abdomen.

Al igual que la mayoría de cochinillas *P. citri*, succiona la savia de la planta provocando el amarillamiento de las hojas y en casos muy severos la muerte de la misma.

En cuanto al control biológico, Martínez (2005) comenta que el enemigo natural más importante de la cochinilla harinosa (*Planococcus citri*) es *Leptomastidea abnormis* (Hymenoptera: Chalcidoidea). Igualmente Cubillo, Laprade y Vargas (2001), se refieren a *Acerophagus debilis* (Hymenoptera: Encyrtidae), *Leptomastix dactylopii* (Hymenoptera: Encyrtidae) y al díptero *Diadiplosis coci* (Diptera: Cecidomyiidae) “los cuales son responsables del 75% de la mortalidad”.

g) Cochinilla harinosa, *Dysmicoccus brevipes* Cockerell (Sternorrhyncha: Pseudococcidae).

Las hembras tienen la capacidad de ovipositar aproximadamente de 300 a 400 huevos en un ovisaco blanco; en el primer estadio ninfal son caminadoras y se pueden dispersar por la planta antes de establecerse en alguna zona apta para su alimentación y después desarrollar la capa cerosa y alcanzar la madurez sexual. Maduran sexualmente después de la tercera muda, en cambio el macho es inactivo en el tercer instar y forma un capullo ceroso, para luego transformarse en adulto (Coto y Saunders 2004).

Los machos presentan dos alas y un par de filamentos posteriores delicados y blandos; las hembras son ápteras, de forma ovalada, de 2 a 6 mm de diámetro, amarillentas a rosadas, se encuentran cubiertas de una capa cerosa que se proyecta lateralmente (Cubillo, Laprade y Vargas 2001)

En cuanto al control de este insecto Cubillo, Laprade y Vargas (2001), menciona que es muy similar al *Planococcus citri*.

h) Cochinilla harinosa, *Pseudococcus elisae* Borchsenius (Sternorrhyncha: Pseudococcidae).

Este insecto al igual que otras cochinillas se caracteriza porque las hembras son de cuerpos suaves y globulosos los cuales están provistos por una capa cerosa; en contraste, el macho es muy pequeño, alado, con las patas y antenas largas. En algunas ocasiones, la reproducción es por partenogénesis, produciendo entre 200 a 350 individuos (Guillén 2009)⁴.

Es una de las plagas más temidas en la industria bananera pues causa daños directos en el banano, manchando los dedos con fumagina (*Capnodium* sp.) y porque además éste es un insecto de importancia cuarentenaria en todos los países donde se exporta la fruta. En lo referente a su dinámica poblacional, se conoce que esta plaga se ve fuertemente favorecida con condiciones secas y altas temperaturas, incrementándose de esta manera los daños sobre las plantaciones y la industria (Guillén 2009)⁵.

Se conoce que *Pseudococcus elisae* presenta una gran cantidad de depredadores, siendo *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) uno de los mayores enemigos de dicha plaga. Adicionalmente se conoce que existen varias especies de Crisopas que regulan las poblaciones de dicho insecto (Guillén 2009).

i) Áfido negro del banano, *Pentalonia nigronervosa* Coquerel. (Sternorrhyncha: Aphididae).

Las ninfas son de forma ovalada en la primera semana, después se vuelven alargadas, tomando una coloración marrón rojizo, con cuatro segmentos

⁴ Guillén, C. 2009. Plagas en el cultivo de banano. San José, CR, CORBANA (entrevista)

⁵ Guillén, C. 2009. Plagas en el cultivo de banano. San José, CR, CORBANA (entrevista)

antenaes, además poseen ojos compuestos. Los adultos son de color rojizo a café oscuro o casi negro, los cuales tienen antenas segmentadas y del mismo tamaño del cuerpo. La hembra adulta tiene la capacidad de producir en promedio cuatro áfidos por día, alcanzando en promedio de 14 crías por hembra (FL Mau *et al.* sf.). Una hembra puede producir hasta 50 descendientes con ocho generaciones por año (Cubillo, Laprade y Vargas 2001); sin embargo, estos mismos autores mencionan que las condiciones ambientales desfavorables y los enemigos naturales se encargan de regular la población del áfido del banano.

Estos áfidos causan daños a las plantas en cualquier estadio, ya que succionan a través del peciolo u ocasionalmente a través del envés y de la fruta sustancias elaboradas por la planta. También al succionar la savia, extraen altas concentraciones de sustancias nitrogenadas y de carbohidratos, los cuales después de suplir los requerimientos metabólicos, son excretados, lo que conlleva a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.) (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Se menciona que la avispa, *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae) controla más efectivamente al insecto y ayuda a reducir significativamente la población de los mismos (FL Mau *et al.* sf.).

2.5.3.4. Insectos defoliadores

a) Mariposa búho, *Caligo* sp. (Lepidoptera: Nymphalidae).

La hembra ovíparosita en el envés de la hoja más joven, en grupos de 20 huevos, los cuales son identificables a simple vista, ya que son de gran tamaño. Presentan forma esférica con estrías longitudinales, una coloración blanca; cuando están cerca de la eclosión, cambian a una coloración rosado, a verdoso. Los huevos incuban en 7 a 9 días y las larvas que nacen son de una coloración verdosa, con ligeras manchas circulares marrón oscuro en el dorso; después de la primera muda el cuerpo cambia a color marrón, las larvas se encuentran en el envés de las hojas de las cuales se alimentan; son de hábito nocturno y durante el día son gregarias e inmóviles; se pueden localizar a un lado de la nervadura

central, cubierta por un tejido sedoso que las misma producen (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

En su estado pupal son de color rojizo, y en el estado adulto es una mariposa de gran tamaño, con una envergadura de aproximadamente 15 cm, las mismas se esconden en el follaje, y presentan una mancha similar a unos ojos debajo de las alas, por lo que es comúnmente conocida como mariposa “búho” (Ostmark 1989).

Según un estudio realizado por Ramírez *et al.* (2004), en 1980 se encontró que la avispa *Apanteles* sp. (Hymenoptera: Braconidae) parasita a la mariposa búho.

b) Opsifanes, *Opsiphanes* sp. (Lepidoptera: Nymphalidae).

Las hembras de esta especie poseen los ojos rayados, cafés claros y en contra posición los machos poseen ojos cafés oscuros sin presencia de rayas, pero con puntuaciones o facetas (Uquillas 2002). Por otra parte, se indica que la ovoposición se da de los 12 a 18 días de vida del adulto.

Los huevos son puestos en forma individual sobre el pseudotallo, cambiando de coloración crema claro a crema con bandas rojizas, los mismos tienen una duración de 8 días hasta la eclosión. Las larvas son de color verde con “cuernecillos;” la larva se alimenta de las orillas de las hojas hacia su interior. El daño consiste en la defoliación de la planta.

Las pupas son de color verde oscuro y comúnmente son encontrados en el envés de las hojas. El paso de pupa a adulto es de 12 días; en este periodo el insecto es susceptible al ataque de parasitoides y otros organismos (Moreno *et al.* 2009).

Mexzón y Chinchilla (1996) comentan que la avispa *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) es un controlador biológico que actúa como parasitoide y ataca tanto a *Opsiphanes* sp. y al Gusano canasta (*Oiketicus kirbyi*).

c) Gusano canasta, *Oiketicus kirbyi* Guilding. (Lepidoptera: Psychidae).

Este insecto en la etapa de adulto es de coloración gris oscuro, alas delgadas y largas de aproximadamente 44 mm de envergadura y de 27 a 29 mm de longitud, en cambio la hembra posee patas, alas y las antenas rudimentarias (Lara 1970). Los huevos son cremosos y amarillentos y son depositados en el extremo superior de la bolsa donde vivieron la larva y la pupa; las hembras no dejan las bolsas y se dedican a poner huevos los cuales varían entre 800 y 1200 por hembra; las larvas eclosionan dentro de la bolsa o capullo; transcurrido un mes salen del capullo y se suspenden en un hilo de seda; su alimentación se da principalmente en la parte superior de las hojas.

Se caracterizan por vivir dentro de la cápsula que ellos mismos fabrican; conforme aumentan de tamaño, aumenta el tamaño a la canasta (Ponce *et al.* 1979). En el estado adulto el macho es una mariposa de hábito crepuscular y es el único que tiene la capacidad de vuelo.

d) Ceramidia, *Antichloris viridis*, Druce. (Lepidoptera: Ctenuchidae).

Es uno de los defoliadores de mayor importancia en el cultivo de banano. El daño consiste en aberturas en la lámina foliar, la cual bajo altos niveles de infestación, pueden afectar entre 90 cm² y 95cm² del tejido foliar. Su ciclo de vida se presenta de tal forma que las larvas forman un capullo con vellosoidad; este capullo permanece por tres días; a este estado se le denomina prepupa, que posteriormente se convierte en pupa, cuyo color es marrón y se encuentra protegido por un capullo, que tiene una duración de 8 a 9 días (León *et al.* 2002).

Como enemigos naturales de las pupas de Ceramidia en Ecuador se determinó que la avispa *Brachymeria incerta* (Hymenoptera: Chalcididae) alcanzó a parasitar como hasta un 70% de individuos. También de acuerdo con estudios previos se determinó que en Costa Rica los índices de parasitación alcanzan un 22% (Domínguez *et al.* 2004).

Por otro lado, León *et al.* (2002), determinaron que la avispa *Trichogramma* sp., (Hymenoptera: Trichogrammatidae) y *Cotesia flavipes*, (Hymenoptera: Braconidae) parasitan huevos de *Ceramida* (*Ceramidia butleri*).

e) Monturita o albardilla, *Sibine* sp. (Lepidoptera: Limacodidae).

La Monturita o albardilla presenta un ciclo de vida de 90 días, los cuales se encuentran divididos de la siguiente forma: 7 días para la etapa de huevo, 48 días para los nueve estados larvales, 32 días para estado de pupa y 3 días en estado adulto (Mexzón, Chinchilla y Salamanca 1996).

Las larvas son defoliadoras siendo que en los tres primeros estadios, raspan la epidermis de las hojas; el cuarto estado perfora el sitio raspado, cuando alcanzan el quinto y noveno estadio consumen la totalidad de la hoja a excepción de la nervadura central (Mexzón, Chinchilla y Salamanca 1996). Las larvas tejen un capullo como escondite, el cual es de coloración castaño y se encuentra a menudo fijado en las hojas viejas, secas y colgantes o se pueden encontrar fijadas en el pseudotallo, sobre el limbo foliar y en la nervadura central de la hoja (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Referente al control biológico Mexzón, Chinchilla y Salamanca (1996) en 1989 observaron que monturita o albardilla (*Sibine megasomoides*), era depredada por los chinches *Mormidea ypsilo* (Hemiptera: Pentatomidae) y *Alcaeorrhynchus grandis* (Hemiptera: Pentatomidae). Asimismo Cubillo, Laprade y Vargas (2001) mencionan a *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Rogas* sp. (Hymenoptera: Braconidae) y *Casinaria* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) como controladores biológicos.

2.5.4 Ácaros

a) Arañitas rojas, *Tetranychus* sp. (Acariformes: Tetranychidae).

La arañita roja (*Tetranychus* sp.) en realidad no es una araña sino más bien un ácaro de color gris rojizo, que pasa la mayoría de su vida en las hojas de las plantas hospederas (Zamora 1998).

Coronado y Márquez (1980) menciona que el cuerpo de los ácaros está formado por un solo segmento y en otros casos hay división en el cefalotórax y abdomen, por otra parte Zamora (1998) indica que tiene el cuerpo globoso, blando, con cuatro pares de patas y que el transcurso de huevo a adulto tarda aproximadamente de 12 a 14 días.

Cuando este ácaro raspa el envés de las hojas, aparece un bronceado en las mismas; si el ataque es mínimo, las manchas son ovaladas y aisladas; y si éste es de mayor magnitud las manchas pueden abarcar la totalidad del envés de las hojas y aparecer sobre el fruto (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).

Referente a los principales enemigos naturales del ácaro del banano son los ácaros: *Neoseiulus hughes* (Acarina: Phytoseiidae), *Euseius wainstein* (Acarina: Phytoseiidae) y *Pronematus ubiquitous* (Prostigmata: Tydeidae) (Coronado y Márquez 1980).

b) *Oligonychus* sp. (Acariformes: Tetranychidae).

Las hembras de *Oligonychus* sp., se caracterizan por tener las patas y el cuerpo de color verde; “gnatosoma” (estructura donde se encuentran las piezas bucales) y las patas delanteras con una leve tonalidad rojiza o anaranjado”. Los peritemos, se caracterizan por ser distalmente rectos, terminando en un bulbo pequeño. Las setas dorsales, son pilosas y más largas que los intervalos de sus bases. Empodios (estructura situada entre las uñas del pretarso y que puede transformarse en uña) I a IV, con presencia de tres pelos próximo-ventrales. El macho se puede identificar por una aedeagus sigmoideo (órgano reproductivo que

secetra esperma en forma del símbolo griego sigma), además de tener la parte distal adelgazada e inclinada hacia el dorso (Ochoa, Aguilar y Vargas 1991).

Oligonychus sp., se puede encontrar en el haz y el envés de las hojas, produciendo manchas de color marrón claro a bronceado; caracterizadas por ser delgadas, largas y transversales. Se pueden encontrar desde la vena central hacia los bordes, distribuidas en la lámina o a los lados de la vena central. Cuando el daño es mayor puede causar necrosis de los tejidos foliares, disminuyendo el rendimiento de las plantas (Ochoa, Aguilar y Vargas 1991).

Gómez y Omaid (2005) determinaron que *Stethorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae), en estado larval y adulto, es depredador de *Oligonychus* sp., así como los adultos de *Scolothrips* spp. (Thysanoptera: Thripidae) y *Phytoseiulus persimilis* (Acariformes: Phytoseiidae).

2.6. Manejo Integrado de Plagas.

Saunders *et al.* (1998), comenta que “el Manejo Integrado de Plagas (MIP) es el uso inteligente de todos los recursos disponibles, para tratar de disminuir la densidad de las plagas presentes en determinado cultivo antes de llegar al umbral económico. Igualmente permite determinar la plaga y la forma de control, antes de tomar alguna acción”. Estos mismos autores argumentan que es mejor reducir o evitar el control químico, y a su vez tratar de utilizar técnicas de control cultural y biológico acompañadas con el control químico, como una forma suplementaria que permitiría reducir las dosis de aplicación y las frecuencias de las mismas, lográndose con esto el reducir costos de producción.

Dentro del MIP se encuentra el control biológico de plagas, que ha sido descrito por diversos autores como un método eficiente en la reducción de organismos nocivos, en las plantaciones agrícolas.

2.7. Control Biológico.

Nicholls (2008), se refiere al control biológico como el uso de enemigos naturales y microorganismos para el control de ciertas poblaciones que puedan presentarse como plaga en un cultivo determinado. Jacas *et al.* 2005 se refieren a el control biológico como “el uso de poblaciones de depredadores, patógenos, parasitoides.

2.7.1. Depredadores.

Un depredador se define como un organismo carnívoro e invertebrado, como las arañas o insectos que tanto en estados inmaduros como adultos, buscan alimentarse de otros organismos con el objetivo de completar su ciclo de vida; habitualmente son de mayor tamaño que la presa (Cuadro 2) (Carballo y Guaharay 2004).

Cuadro 2. Principales familias de insectos depredadores.

Orden	Familia	Presas principales
Heteroptera	Anthocoridae	Trips, huevos y pulgones
	Miridae	Áfidos y otros insectos
	Reduviidae	Áfidos, Coleópteros
Neuroptera	Chrysopidae	Pulgones, Mosca Blanca y Huevos de lepidópteros
		Áfidos, escamas, cochinillas y mosca blanca
Coleoptera	Coccinellidae	Generalistas
Hymenoptera	Formicida	Larvas importantes depredadoras de áfidos
Diptera	Syrphidae	Tetranychidae
Acari	Phytoseiidae	

Fuente: Carballo y Guaharay (2004).

2.7.2. Patógenos.

De acuerdo con Lecuona (1996), un organismo patógeno es todo aquel agente que tiene la capacidad para provocar una enfermedad. Cuando uno de estos organismos se encuentra en una planta se le denomina fitopatógeno, y cuando están presentes en un insecto se conoce como entomopatógeno.

Algunos de los organismos patogénicos más comunes son los virus, los cuales se caracterizan por el hecho de producir enfermedades infecciosas que se multiplican en los tejidos de los huéspedes (Rizo y Narváez 2001); las bacterias que son organismos unicelulares de tamaños menores a un micrómetro, sin núcleo definido y con reproducción por fisión binaria o sexual (Carballo y Guaharay 2004) y por último los hongos que son organismos aclorófilos, con pared celular y su alimentación es por absorción de moléculas orgánicas (Arauz 1998).

2.7.3.Parasitoides.

El término se aplica para todo aquel insecto parásito que en estados inmaduros se nutre y desenvuelve dentro del cuerpo de un insecto hospedante el cual muere lentamente y por lo general el hospedante pertenece a la misma clase taxonómica o alguna muy relacionada (Carballo y Guahary 2004).

Igualmente Cave (1995), define parasitoide como un organismo que en estado inmaduro vive dentro del cuerpo de un insecto, del cual se alimenta, hasta que provoca su muerte; también menciona que en estado adulto no son parasitoides sino más bien insectos de vida libre.

Se ha estimado que el 85% de los parasitoides, pertenecen al orden Hymenoptera y un 15% al orden Díptera. Carballo y Guaharay (2004) mencionan que algunos de los parasitoides más comúnmente utilizados son de las familias Trichogrammatidae, Aphelinidae, Encyrtidae, Eulophidae, Braconidae, Ichneumonidae, Tachinidae.

Cuadro 3. Principales familias de insectos parasitoides.

Orden	Familia	Tipos de parasitoides
Hymenoptera	Mymaridae	De huevo
	Trichogrammatidae	
	Scelionidae	
	Braconidae	De huevo, larva y pupa
	Aphidiinae	De ninfa
	Ichneumonidae	De larva y pupa
	Chalcidae	De pupa
	Pteromilidae	
Diptera	Tachinidae	De larva

Fuente: Carballo y Guaharay (2004).

Además de los conceptos mencionados y explicados es importante indicar que dentro del MIP existen diversas formas de control biológico, como: Control biológico clásico, Control biológico por conservación y el Control biológico aumentativo.

2.8. Tipos de control biológico.

Existen diferentes tipos de control biológico dentro de los cuales se encuentran el control biológico clásico, control biológico por conservación y el control biológico aumentativo.

2.8.1. Control biológico clásico.

Hanson y Hilje (1993) definen control biológico clásico como la búsqueda de enemigos naturales “exóticos,” cuyo fin es la regulación de plagas igualmente exóticas. Igualmente Cave (1995) menciona que el control biológico clásico, es una forma de control biológico aplicado, encargado de descubrir y establecer enemigos naturales, con el fin de regular plagas, introducidas o nativas de una región determinada.

2.8.2. Control biológico por conservación.

Este tipo de control se utiliza cuando una plaga determinada encuentra enemigos naturales en una zona establecida; sin embargo, los mismos no pueden actuar de forma adecuada debido a factores relacionados con el agroecosistema, por lo que se recurre a la utilización de distintos métodos como modificación del hábitat agrícola para permitir la acción de enemigos naturales autóctonos como parasitoides (Jacas *et al.* 2005).

Igualmente Cave (1995) se refiere a este tipo de control biológico como la manipulación del agroecosistema a favor de los enemigos naturales, permitiendo a los agricultores utilizar el control biológico como herramienta para el control de plagas presentes en la plantación, por lo que debe recurrir a técnicas que le permitan proteger y conservar los enemigos naturales existentes, por ejemplo: limitando el uso de agentes tóxicos, aumentar la biodiversidad o sea plantas que alimenten y refugien insectos, utilizando cultivos intercalados o asociados.

2.8.3. Control biológico aumentativo.

Labrada *et al.* (1996) se refiere al control biológico aumentativo como la utilización de enemigos naturales, los cuales son reproducidos en laboratorio y después se liberan sobre la plaga objeto de control, la cual puede ser una maleza, un insecto o cualquier otro organismo que puede causar algún tipo de pérdida económica. Igualmente Estrada (2008) define control biológico aumentativo como una estrategia en la cual se debe propagar masivamente un organismo que controle alguna plaga, para posteriormente ser liberado, pero no se debe considerar o esperar que sean parte del ecosistema, sino solamente durante un tiempo determinado, el cual dependerá de la especie plaga que se quiere controlar.

2.9. Manejo de arvenses como estrategia para incrementar los niveles de control natural.

En los últimos años la tendencia de los agricultores ha sido la aplicación indiscriminada de agroquímicos en las plantaciones agrícolas, lo cual ha provocado la resistencia de algunos insectos a los agroquímicos existentes en el mercado. Este hecho ha provocado que las poblaciones de enemigos naturales hayan disminuido como resultado de las aplicaciones indiscriminadas de plaguicidas, así como la reducción de especies vegetales en las plantaciones agrícolas (Ortega 1998).

Walker y Greenberg (1998), hacen énfasis en que efectivamente la reducción en la diversidad de especies vegetales, la extensión de monocultivos y condiciones climáticas adversas, ha provocado la reducción de enemigos naturales; por lo que es de gran importancia encontrar alternativas al control de insectos plagas y uno de esos medios podría ser la utilización de algunas especies atrayentes de entomofauna benéfica, como lo podrían ser algunas arvenses.

Es importante resaltar que los términos malezas y arvenses no son lo mismo, ya que según Sierra (1987) las malezas son aquellas plantas que atentan contra el buen desarrollo de algún cultivo; de igual manera Mata (1990) menciona que son todas aquellas plantas nativas de algún lugar en donde el hombre ha reemplazado la vegetación nativa por sistemas controlados, con vegetación alterada para distintos propósitos y se ha considerado que las malezas pueden ser competidoras por espacio, nutrientes y luz; Negrín, Pérez y Gutiérrez (2007) coinciden con lo mencionado.

Las arvenses son plantas que pueden ser hospederas de insectos plaga o contribuir al sostenimiento de la entomofauna benéfica, como fitófagos neutrales, depredadores, parasitoides, ya que las mismas son capaces de producir secreciones, tanto intra como extra celularmente así como polen, los cuales sirven como alimento para la entomofauna (Mexzón, Chinchilla y Salamanca 1996).

Según Ocampo (1993) en plantaciones jóvenes se presenta problemas con las arvenses, si no existe un adecuado control, ya que se produce competencia por luz y agua, lo cual puede mermar el desarrollo de las plantas.

También de acuerdo con un estudio realizado por Blanco y Leyva (2009), se determinó que el Amaranto (*Amaranthus dubius*), y el pasto Johnson (*Sorghum halepense*), presentan potencial para albergar entomofauna.

Además Blanco y Leyva (2009), reconocen la importancia de las arvenses como hospederas de organismos benéficos, ya que influyen en el comportamiento de los mismos y señalan que la manipulación de la vegetación adyacente a un cultivo, puede estimular el control biológico, ya que la supervivencia de algunos enemigos naturales, depende de la vegetación que se encuentra en los alrededores o en el interior de algún cultivo de importancia agrícola.

2.9.1. Arvenses atrayentes de entomofauna.

Según Mexzón y Chinchilla (1998), en el periodo de 1990-1992 en Costa Rica se encontraron 63 especies de arvenses atrayentes de entomofauna, donde las plantas más destacadas son las que poseen tricomas glandulosos en las hojas como es el caso de Uña de Gato (*Solanum jamaicense*); también las que poseen nectarios en la unión de las venas como la Paira (*Melanthera aspera*), sobre las venas como la espina hueca (*Byttneria aculeata*) y la Aramina (*Urena lobata*); en los pecíolos como chiquizacillo (*Spermacoce* spp.), en el raquis de las hojas como el candelillo (*Cassia tora*), en frutos como la navajuela (*Scleria melaleuca*) y en estipulas modificadas que son excreciones marginales de la base foliar (Flores 1999). El Saragundí (*Cassia reticulata*), presenta dicha estructura.

También de acuerdo con un estudio realizado por Blanco y Leyva (2009), se determinó que el Amaranto (*Amaranthus dubius*), y el pasto Johnson (*Sorghum halepense*), presentan potencial para albergar entomofauna.

Además Blanco y Leyva (2009), reconocen la importancia de las arvenses como hospederas de organismos benéficos, ya que influyen en el comportamiento de los

mismos y señalan que la manipulación de la vegetación adyacente a un cultivo, puede estimular el control biológico, ya que la supervivencia de algunos enemigos naturales, depende de la vegetación que se encuentra en los alrededores o en el interior de algún cultivo de importancia agrícola.

2.9.2. Manejo de arvenses para el control de algunos insectos plaga.

De acuerdo con Mexzón y Chinchilla (1998) un adecuado manejo de la vegetación disminuye costos de producción y ayuda a la conservación de algunos factores bióticos como: insectos benéficos y vegetación nativa, adicionalmente, ambos autores mencionan que algunas franjas de terreno, caminos y canales de drenaje primarios, pueden funcionar como “corredores biológicos,” sin embargo, comentan que el tamaño y el número de lotes por unidad de área para obtener un adecuado control de los insectos perjudiciales, es difícil de conocer sin pruebas experimentales de diferentes tamaños; los autores siguieron cuatro lotes de 10x10m por hectárea, para mantener un adecuado nivel poblacional de la entomofauna; sin embargo, añaden que en la práctica con lotes de 7x7m por hectárea, podría ser adecuado.

Mexzón *et al.* 1996 comentan que el combate mecánico de la vegetación asociada a un cultivo de importancia agrícola, permite la renovación de tejidos, defoliados por insectos y además ayuda a mantener condiciones de microclima adecuado para la entomofauna benéfica; sin embargo, esta práctica puede causar la disminución de granos de polen y consecuentemente la migración o muerte de insectos a falta de alimento. También señalan que el control mecánico puede favorecer a Gramíneas que se caracterizan por ser de rápido crecimiento y de esta manera afectar directamente a plantas melíferas, que son de lenta recuperación; logrando de esta manera competir con plantas de desempeño más eficiente; y provocar de esta forma un cambio en la composición de comunidades de enemigos naturales. Igualmente indican que otros posibles cambios en la composición de enemigos naturales son el uso de herbicidas, modificación del suelo (compactación e inundación), cantidad de luz, humedad, temperatura, etc.

Mantener la cobertura vegetal en las plantaciones agrícolas podría ayudar a disminuir significativamente la incidencia de plagas dentro del cultivo principal, ya que las arvenses pueden albergar depredadores y parasitoides, los cuales pueden sobrevivir alimentándose de néctar, polen y savia; cuando las presas no se encuentran disponibles en gran abundancia.

3. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. Localización del área de estudio.

Con el objetivo de poder recopilar datos que representaran las condiciones edafoclimatológicas de toda la región bananera del caribe costarricense, se procedió a visitar 10 fincas bien distribuidas a lo largo y ancho de la región citada. El Cuadro 4 señala cuáles fincas fueron visitadas, su ubicación y algunas características climatológicas propias del sitio. El estudio se realizó en dos provincias, seis cantones y en ocho distritos del país.

Cuadro 4. Ubicación geográfica de las fincas visitadas en el estudio.

Fincas	Distrito	Cantón	Provincia	Latitud	Longitud	Altura (msnm)	Zona de vida
Agrotubérculos	Cahuita	Talamanca	Limón	9.666792°	- 82.796774 °	8	Bosque húmedo tropical
Don Cristian	Cahuita	Talamanca	Limón	9.666792°	- 82.796774 °	8	Bosque húmedo tropical
Don Alberto	Cahuita	Talamanca	Limón	9.666792°	-82.796774 °	8	Bosque húmedo tropical
Manú	Matama	Limón	Limón	9.850432°	-82.967619 °	8	Bosque húmedo tropical
San Pablo	Pacuarito	Siquirres	Limón	10.108145°	-83.378015°	190	Bosque húmedo tropical
Pénjamo	Horquetas	Sarapiquí	Heredia	10.426897°	-83.905617°	63	Bosque húmedo tropical
La Rebusca	Puerto Viejo	Sarapiquí	Heredia	10.474328°	-84.007036°	360	Bosque húmedo tropical
Zent	Carrandi	Matina	Limón	10.004767°	-83.267444°	180	Bosque muy húmedo tropical
La Estrella	Siquirres	Siquirres	Limón	10.161.134	-83463535	20	Bosque muy húmedo tropical
Balatana	Cariari	Pococí	Limón	10.409304°	-83,704526°	46	Bosque muy húmedo tropical

3.2. Factores climatológicos.

Con la ayuda de la red de estaciones climatológicas del programa BANACLIMA de CORBANA, se tomaron datos de temperatura, humedad y precipitación anual promedio, con el objetivo de clasificar las fincas estudiadas por zona de vida.

La zona de vida que más predomina es la de bosque tropical húmedo, estando presente en las siguientes fincas: Pénjamo, La Rebusca, Manú, San Pablo, Agrotubérculos, Don Cristian, Don Alberto.

Las fincas restantes (Balatana, Zent, La Estrella) se encuentran clasificadas en la zona de vida de Bosque Tropical muy húmedo. En el Cuadro 5 se detalla las condiciones climatológicas de las fincas en estudio.

Cuadro 5. Condiciones climatológicas de las fincas visitadas en el estudio.

Fincas	Tmx(°C)	Tmi (°C)	M.ge (°C)	Pap (mm)	Hrp (%)	Hmx (%)	Hmi (%)
Agrotubérculos	31,5	21,6	25,4	3828	83	54	97
Don Cristina	31,5	21,6	25,4	3828	83	54	97
Don Alberto	31,5	21,6	25,4	3828	83	54	97
Manú	31,5	21,6	25,4	3828	83	96,64	54
Zent	32,7	21,1	25,5	4487	83	94,97	51
San Pablo	31	21,7	25,5	3485	91	100	61
La Estrella	29,6	21	24,1	4174	98	65	87
Balatana	28,3	20,63	25,3	4490	85,8	96,5	96,5
Pénjamo	32,2	20,4	25	3823	86,1	52,91	97,2
La Rebusca	32	21	25,2	3346	85,6	51,7	96,6

Nota: Tmx: temperatura máxima, Tmi: temperatura mínima, Pap: precipitación anual promedio, Hrp: humedad relativa promedio, H: humedad, M.ge: media general. Las fincas Don Alberto y Don Cristian son fincas orgánicas.

Las diferentes fincas en estudio se encuentran distribuidas en dos provincias del país, específicamente en Limón y Heredia, con el objetivo de obtener mayor representatividad en los muestreos de insectos y arvenses (Figura 5).



Fuente: Soto 2010.

Figura 5. Ubicación geográfica de las distintas fincas muestreadas. Mapa obtenido del GPS, Costa Rica, 2009-2010.

3.3. Toma de muestras.

3.3.1. Muestreo de parches vegetales.

Correspondiente a los muestreos, se seleccionaron distintos puntos ubicados en el interior de la plantación (Figura 6). En cada sitio se muestreó al azar. Por cada finca se seleccionó aproximadamente 10 puntos de muestreo (parche vegetal).

Cada área de muestreo estuvo compuesta de al menos dos cables por finca visitada; con un área aproximada de 2 hectáreas.

El muestreo se hizo con una red entomológica; para ello se realizaron varios golpes de red; el número de golpes varió de 3 a 5, esto dependiendo del tamaño del parche vegetal. Posteriormente, los insectos capturados en cada punto de

muestreo fueron colocados en bolsas plásticas debidamente rotuladas e identificadas. Paralelamente al muestreo de los insectos, se tomó de las arvenses presentes muestras tanto de hojas, tallos y flores, esto con el fin de conocer la identidad taxonómica, posteriormente los insectos y las arvenses fueron llevados al centro de Control Biológico y Biología Molecular de CORBANA, para su correspondiente identificación y contabilización.



Fuente: Guillen 2010

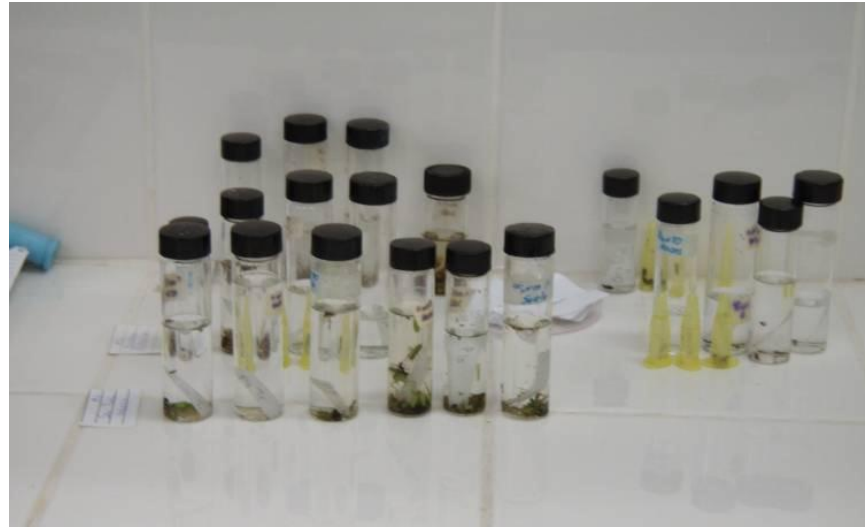
Figura 6. Ejemplos de algunas arvenses muestreadas en las diferentes fincas en estudio en las vertientes Caribe y Norte de Costa Rica, 2010.

3.3.2. Identificación de insectos.

Se identificaron todos los insectos u otros artrópodos asociados a las diferentes arvenses.

Para realizar la identificación de los insectos fue necesario llevarlos al laboratorio de Control Biológico de Corbana, donde se procedió a “bañarlos” en alcohol al 75%, con el fin de que quedaran inertes; una vez que se comprobó que los insectos estaban sin vida se procedió a sustraerlos individualmente de las bolsas en las cuales se encontraban con el material vegetal. Luego de ser sustraídos con la ayuda de pinzas, fueron colocados en cajas petri; siempre con alcohol al 75%, para posteriormente ser llevados a un estereoscopio. En el mismo se procedió a observar características taxonómicas que ayudaran a la identificación de los insectos, como por ejemplo: venación de las alas, número de tarsos, presencia de probosis, así como cualquier otra estructura que ayudara a su clasificación. Una vez identificados los insectos se procedió a colocarlos y etiquetarlos en viales, por

familia de insecto, arvense en la cual se encontraba y finca donde se realizó el muestreo (Figura 7).



Fuente: Rojas 2010.

Figura 7. Insectos asociados a las arvenses recolectados en las fincas Bananeras.

3.3.3. Identificación de arvenses.

Para identificar cada planta fue necesario observar el tipo de arquitectura foliar, así como la presencia de estructuras productoras de néctar, polen, tricomas, estípulas, y cualquier otra estructura que ayudara a su clasificación taxonómica.

Para las identificaciones de dichas plantas se contó con la colaboración del Ing. Joaquín Durán del Instituto Tecnológico de Costa Rica, así como la ayuda ocasional del Ing. Henry Valle.

3.3.4. Muestreo del suelo.

El muestreo del suelo se realizó con el propósito de determinar las condiciones edáficas bajo las cuales se desarrollan las arvenses.

Para ello se tomaron muestras de suelo a 30 cm de profundidad con la ayuda de un barreno Holandés tubular. Por cada parche muestreado, se procedió a extraer tres muestras de suelo de puntos equidistantes ubicados en los alrededores del parche de arvense seleccionado (Figura 8).

Dichas muestras fueron llevadas al laboratorio de suelos de CORBANA para realizarles un análisis químico completo; del cual se analizaron las cantidades de Al, Acidez, Ca, Mg, K, P, Fe, Cu, Zn, Mn; así como los porcentajes de materia orgánica; además de un análisis de textura, donde se tomaron en cuenta los porcentajes de arena, limo y arcilla.



Fuente: Guillen 2010.

Figura 8. Metodología de extracción de la muestra de suelo sustraída de las plantaciones de banano para los análisis físicas y químicas, a una profundidad de 0-15cm dentro del perfil, mediante la utilización de un barreno tubular tipo Holandés.

Una vez extraídas las muestras de suelo se procedió a georreferenciar cada parche de arvense, utilizando un GPS marca Garmin, modelo map76csx, con el objetivo de tener una ubicación exacta del punto donde fueron extraídas las muestras (Figura 9).



Fuente: Guillen 2010

Figura 9. Equipo de GPS utilizado para la ubicación geográfica de las arvenses, en las fincas de banano estudiadas.

3.4. Equipo utilizado.

El equipo utilizado fue principalmente, la red entomológica, bolsas plásticas, pinzas, alcohol al 75%, piseta, estereoscopio, Beacker, barreno holandés tubular y equipo de posicionamiento global (GPS, por sus siglas en inglés) marca Garmin, modelo map76csx, vial (Figura 10).



Fuente: Guillen y Rojas 2010.

Figura 10. Equipo utilizado para la toma y análisis de las muestras de insectos durante los muestros de insectos y arvenses. La Rita, Pococí, 2010.

3.5. Material suplementario.

Se utilizó manuales tales como: An Introduction to the Study of Insects (Borror D.J, C.A. Triplehorn, N.F. Johnson); Guía para el estudio de órdenes y familias de insectos de Centroamérica (Andrews, K. y Caballero R.), Manual para el conocimiento de parasitoides de plagas agrícolas en América Central (Cave D.); Lepidoptera en cultivos anuales y perennes: manual de reconocimiento (Coto D.); Insectos plaga de cultivos perennes con énfasis en frutales en América Central (Coto D. y Saunders J.); The Hymenoptera of Costa Rica (Hanson y Gauld);

Inmature insects (Stehr, F); Manuales para la identificación de plantas arvenses y malezas del trópico.

3.6. Variables a evaluar.

3.6.1. Familia y hábito alimenticio de los distintos insectos encontrados en las arvenses en estudio.

Con la ayuda de un estereoscopio se logró observar distintas características morfológicas de los insectos las cuales permitieron identificarlos por familia.

Una vez identificados los insectos se procedió a clasificarlos por hábito alimenticio (depredador, parasitoide y herbívoro), con el propósito de seleccionar las arvenses que tuvieran mayor presencia de insectos benéficos (parasitoides y depredadores).

Posteriormente se procesaron los datos en una hoja electrónica (Microsoft Excel), donde se calculó la sumatoria de individuos de los distintos hábitos alimenticios (depredador, parasitoide y herbívoro), para posteriormente graficarlos.

3.6.2. Diversidad biológica presente en las arvenses.

Por medio del Índice de Shannon-Weaver (H'), se determinó la diversidad biológica presente en las distintas plantas arvenses. Entre mayor sea dicho índice mayor va ser la diversidad biológica.

3.6.3. Especies de arvenses con mayor potencial para albergar insectos benéficos.

A cada planta se le contabilizó la cantidad de insectos encontrados, los cuales fueron identificados por familia.

Una vez identificados y clasificados los insectos por familia, se procedió a separarlos por finca y arvense; paralelamente se contabilizó cada familia de insecto presente en las distintas plantas, con el propósito de determinar cuáles presentan mayor potencial para albergar insectos benéficos.

3.6.4. Presencia de arvenses y su relación con las características físico-químicas del suelo.

Cada muestra de fue llevada al Laboratorio de suelos de Corbana, en donde se les realizaron los análisis de químico completo, más porcentaje de materia orgánica y análisis de textura, con el objetivo de verificar si las distintas condiciones físico-químicas del suelo influyen en la presencia de las arvenses.

3.7. Nombre y modelo estadístico.

3.7.1. Análisis por medio del Índice de Shannon- Weaver.

Este análisis se utilizó para medir la biodiversidad presente en cada arvense muestreada y detectar cuáles arvenses son las que tienen mayor capacidad de atraer insectos benéficos en las plantaciones bananeras.

3.7.1.1. Modelo estadístico

$$H = - \sum_{i=1}^S (p_i)(\log_2 p_i)$$

Dónde:

H: Información contenida en la muestra= Índice de diversidad de especie.

S: Número de especies

Pi: Proporción total de la muestra perteneciente a la i-ma especie.

3.7.1.2. Análisis de componentes principales.

Este análisis se utilizó para determinar bajo qué condiciones edáficas se desarrollan las arvenses muestreadas.

3.7.1.3. Modelo estadístico.

$$X_{ij} = a_{i1} \cdot Z_{1j} + \dots + a_{ik} \cdot Z_{kj} = \sum_{s=1}^k a_{is} \cdot Z_{sj}$$

X_{ij} : Valor del componente principal i-mo en el individuo j-mo.

a_{is} : Coeficiente del componente i-mo para la variable s-ma.

Z_{sk} : Valor estandarizado de la variable en s-ma en el individuo j-mo.

4. RESULTADOS

4.1. Arvenses atrayentes de individuos de distintos hábitos alimenticios.

De la investigación realizada se determinó que las arvenses que atrajeron mayor cantidad de insectos (depredadores, parasitoides y otros) fueron: *Eleusine indica*, con 260 individuos de los cuales 69 (25,6%) fueron clasificados como depredadores, 28 (10,8%) como parasitoides y 163 (62,7%) con otros hábitos alimenticios; *Geophila macropoda* con 116 individuos, de los cuales 16 (13,8%) fueron clasificados como depredadores, 7 (6%) como parasitoides y 93 (80,2%) con otros hábitos alimenticios; *Cyathula prostrata* con 105 individuos, 6 (5,7%) fueron clasificados como depredadores, 65 (61,9%) como parasitoides y 34 (32,4%) son de otros hábitos alimenticios, y *Paspalum* sp., con 87 individuos de los cuales 4 (4,6%) se encuentran clasificados como depredadores y 83 (95,4%) individuos de otros hábitos alimenticios; *Clidemia* sp., con 82 individuos, de los 26 (31,7%) son depredadores y 56 (68,3%) son de otros hábitos alimenticios; las arvenses que atrajeron menor cantidad de insectos fueron: *Eclipta alba*, *Kyllinga sesquiflora*, *Panicum máximum*, *Oplismenus burmannii*, *Kyllinga sesquiflora*, *Phyllanthus niruri*, el resto de arvenses presenta entre 30 y 70 individuos aproximadamente lo que no es significativo para la investigación realizada (Figura 11). En la Figura 12 se muestra los porcentajes de insectos según hábito alimenticio para algunas de las arvenses.

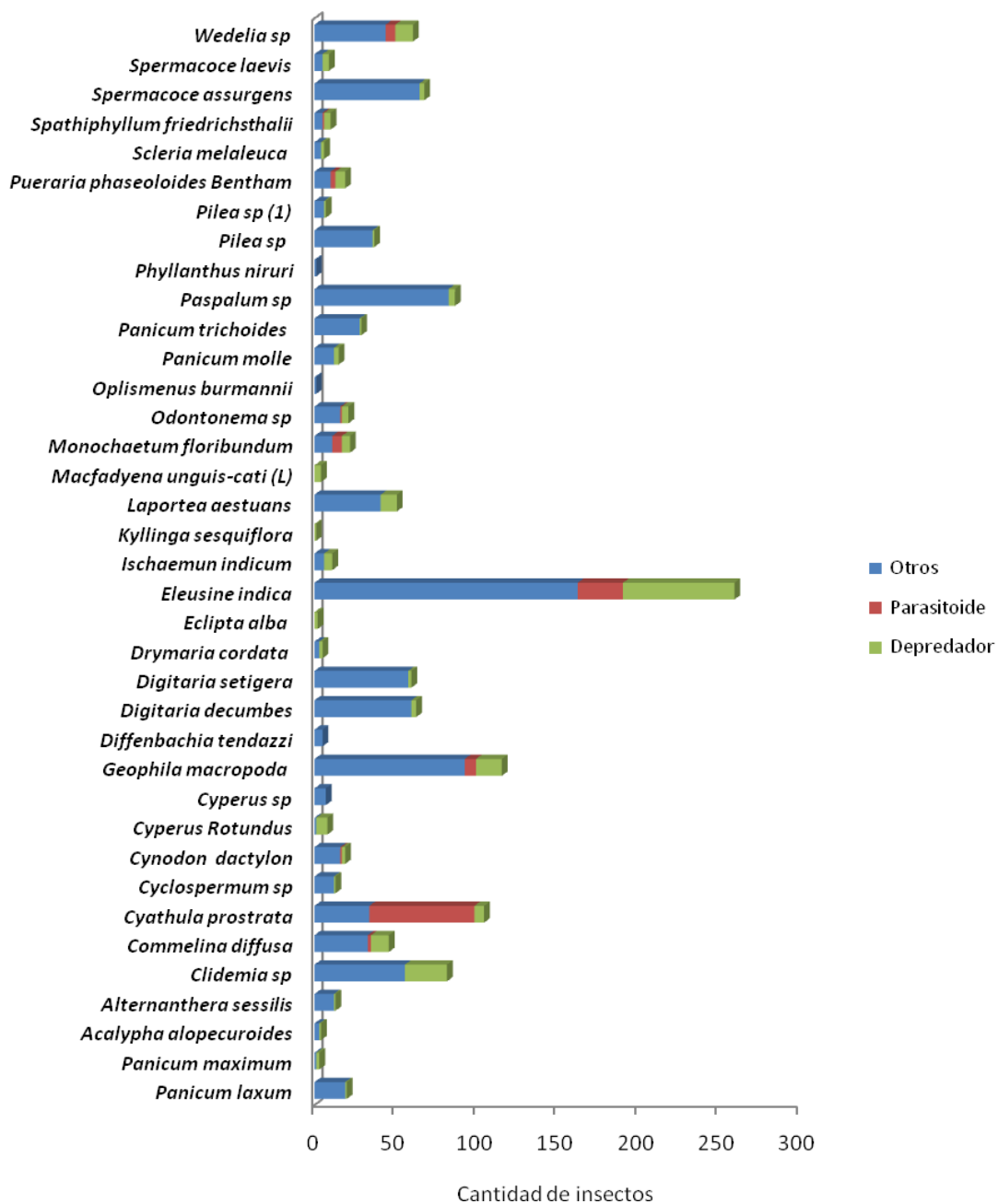


Figura 11. Cantidad de insectos benificos y otros en las distintas arvenses encontradas en plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a octubre Costa Rica, 2010.

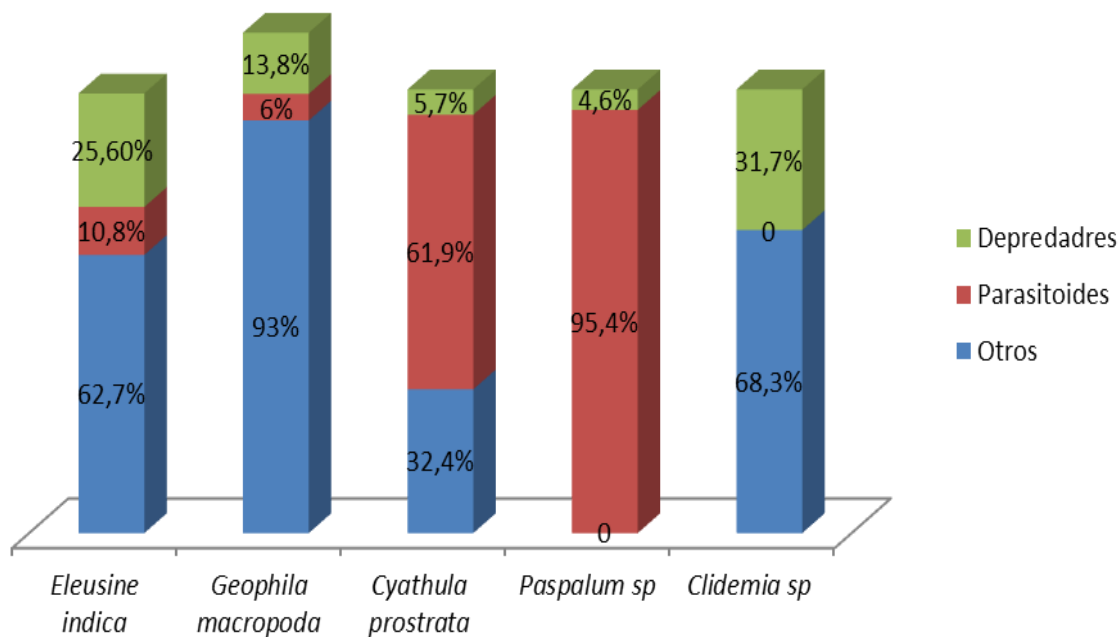


Figura 12. Porcentaje de insectos beneficiosos y otros en las distintas arvenses encontradas en plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a octubre Costa Rica, 2010.

4.1.2. Índice de Shannon-Weaver (H') para todas las especies arvenses sin importar el hábito alimenticio.

Se determinó el índice de Shannon-Weaver para todas las especies de arvenses identificadas en las diferentes fincas; las que presentaron mayor diversidad de insectos fueron: *Eleusine indica* con $H' = 1.01$, *Geophila macropoda* con $H' = 0.86$, *Wedelia sp.* con $H' = 0.80$, *Laporteia aestuans* con $H' = 0.79$, *Commelina diffusa* con $H' = 0.76$, *Clidemia sp.* con $H' = 0.70$; las especies vegetales que presentan menor o nula diversidad son: *Phyllanthus caroliniensis*, *Eclipta alba*, *Emilia sp.*, *Oplismenus burmannii*, *Phyllanthus niruri*, *Macfadyena unguis-cati (L)*, en cuanto al resto de arvenses presentan un índice de diversidad entre 0,30 a 0,70 (Figura 13).

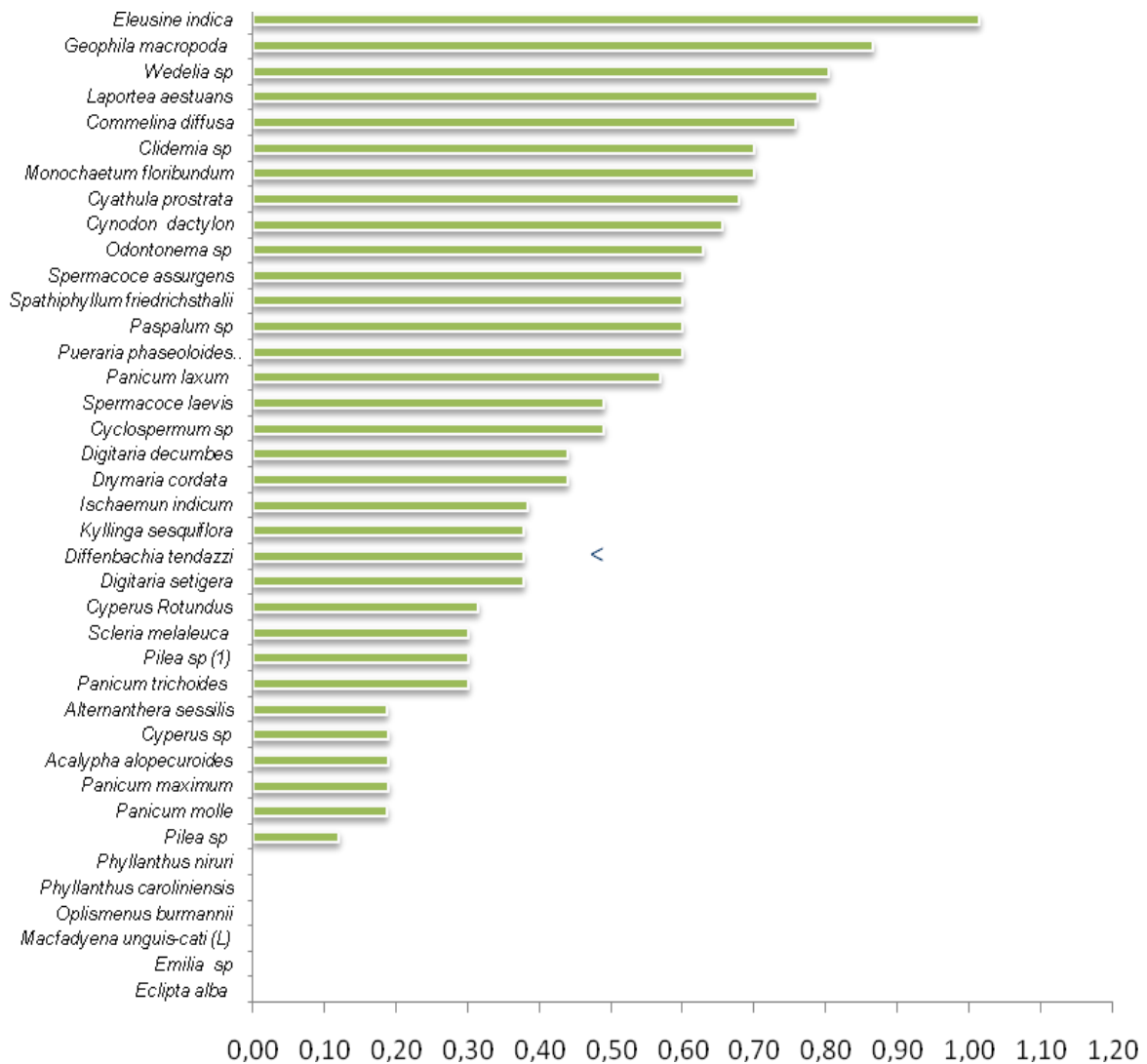


Figura 13. Diversidad de insectos identificados, sin tomar en consideración su hábito alimenticio, por medio del Índice de Shannon-Weaver (H') en la totalidad de especies de arvenses analizadas en plantaciones de banana de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.2. Arvenses asociadas a insectos benéficos.

4.2.1. Arvenses más asociadas a depredadores.

De acuerdo con la figura 14, las arvenses que presentaron mayor cantidad de familias de insectos depredadores, fueron: *Eleusine indica*, con 39 individuos distribuidos en 5 familias, dentro de las cuales se encuentra la familia Tettigoniidae con 28 individuos, así como 8 arácnidos, 1 formicido, 1 dolichopodio y 1 mycetophilido; *Clidemia* sp., con 26 individuos distribuidos en en tres familias, dentro de las cuales se encuentra la familia Formicidae con 21 individuos, así como, 4 Tettigonidos y 1 individuo de la familia Mantidae, *Geophila macropoda* con 13 individuos distribuidos en 5 familias dentro, de las cuales se encuentra la familia Miridae con 4 individuos, así como 3 Dolichopodios, 3 Formicidos, 2 Muscidos y 1 Aracnido, *Commelina diffusa* con 11 individuos distribuidos en 3 familias dentro de las cuales se encuentra la familia Formicidae con 7 individuos así como 4 Coccinelidos, 2 Miridos; *Laporteia aestuans* con 10 individuos distribuidos en 4 familias dentro de las cuales se encuentra las familias Aracnidae y Formicidae ambos con 4 individuos y las familias Coccinellidae y Dolichopodidae, ambos con 1 individuo y las arvenses que presentan menor cantidad de depredadores son: *Panicum laxum*, *Acalypha alopecuroides*, *Alternaria sessilis*, *Cyclosporum* sp., *Kyllinga sesquiflora*, *Monochaetum floribundum*, *Panicum trichoides*, *Pilea* sp., el resto de arvenses presenta entre 4 y 11 individuos. La figura 14 que a continuación se presenta nos muestra la relación establecida entre las diferentes familias insectiles y las plantas arvenses.



Figura 14. Familias de depredadores y cantidad de especímenes de insectos encontrados según arvense, en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.2.2. Arvenses más asociadas a parasitoides.

Por otro lado se determinó que algunas arvenses atrajeron mayor cantidad de parasitoides que otras, como se muestra en la Figura 15. *Cyathula prostrata* con 65 individuos de dos familias distintas dentro de los cuales se encuentra la familia Eulophidae con 63 individuos y la familia Tachinidae con 2 individuos, *Eleusine indica* con 28 individuos de 4 familias distintas, dentro de las cuales se encuentra la familia Encyrtidae con 5 individuos, 3 individuos de la familia Braconidae, 2 Eulophidos y 2 Chalcididos. *Dichondara repens* con 7 de 5 familias distintas, dentro de las cuales se encuentra la familia Braconidae con 3 individuos, Diapriidae, Eurytomidae, Platygasteridae y Scelionidae, cada un individuo. El resto de arvenses estudiadas presentaron un rango entre 1 y 5 individuos parasitoides.

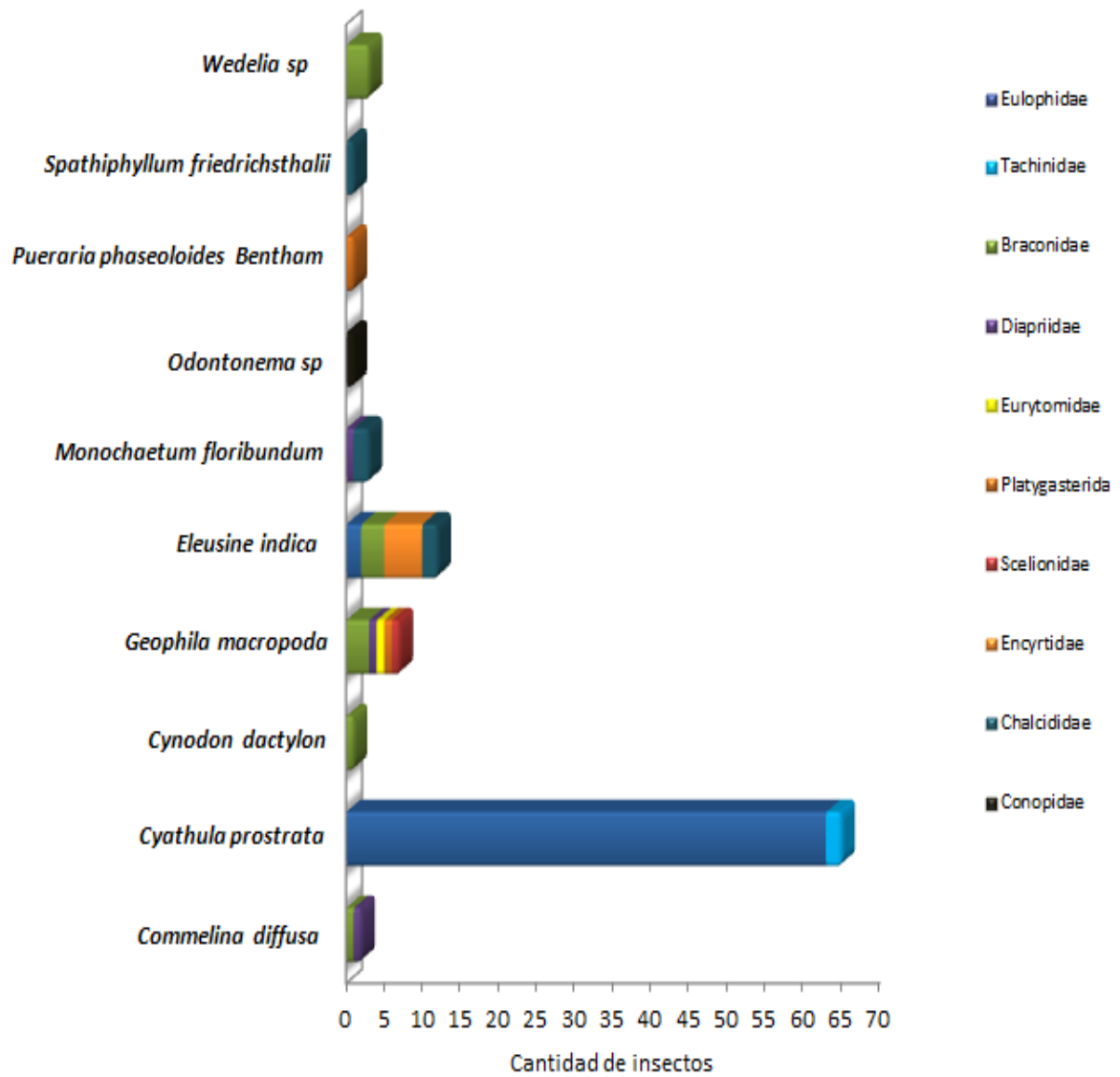


Figura 15. Cantidad de insectos parasitoides por familia, en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.2.3. Diversidad biológica según arvense.

Las arvenses que presentaron mayor diversidad biológica en cuanto a insectos benéficos; se muestran en la figura 16; éstas fueron: *Eleusine indica* con $H' = 3.40$, *Geophila macropoda* con $H = 3.07$ y entre las arvenses que muestran menor o nula diversidad biológica de insectos benéficos se encuentran las siguientes: *Acalypha alopecuroides*, *Alternanthera sessilis*, *Drymaria cordata*, *Ischaemun indicum*, *Laportea aestuans*, *Panicum laxum*, *Panicum molle*, *Panicum trichoides*, *Phyllanthus caroliniensis*, *Phyllanthus niruri*, *Pueraria phaseoloides* Bentham, el resto de arvenses presentó una diversidad biológica de insectos benéficos entre 0,46 a 1,94 en concordancia con el índice de Shannon-Weaver (H').

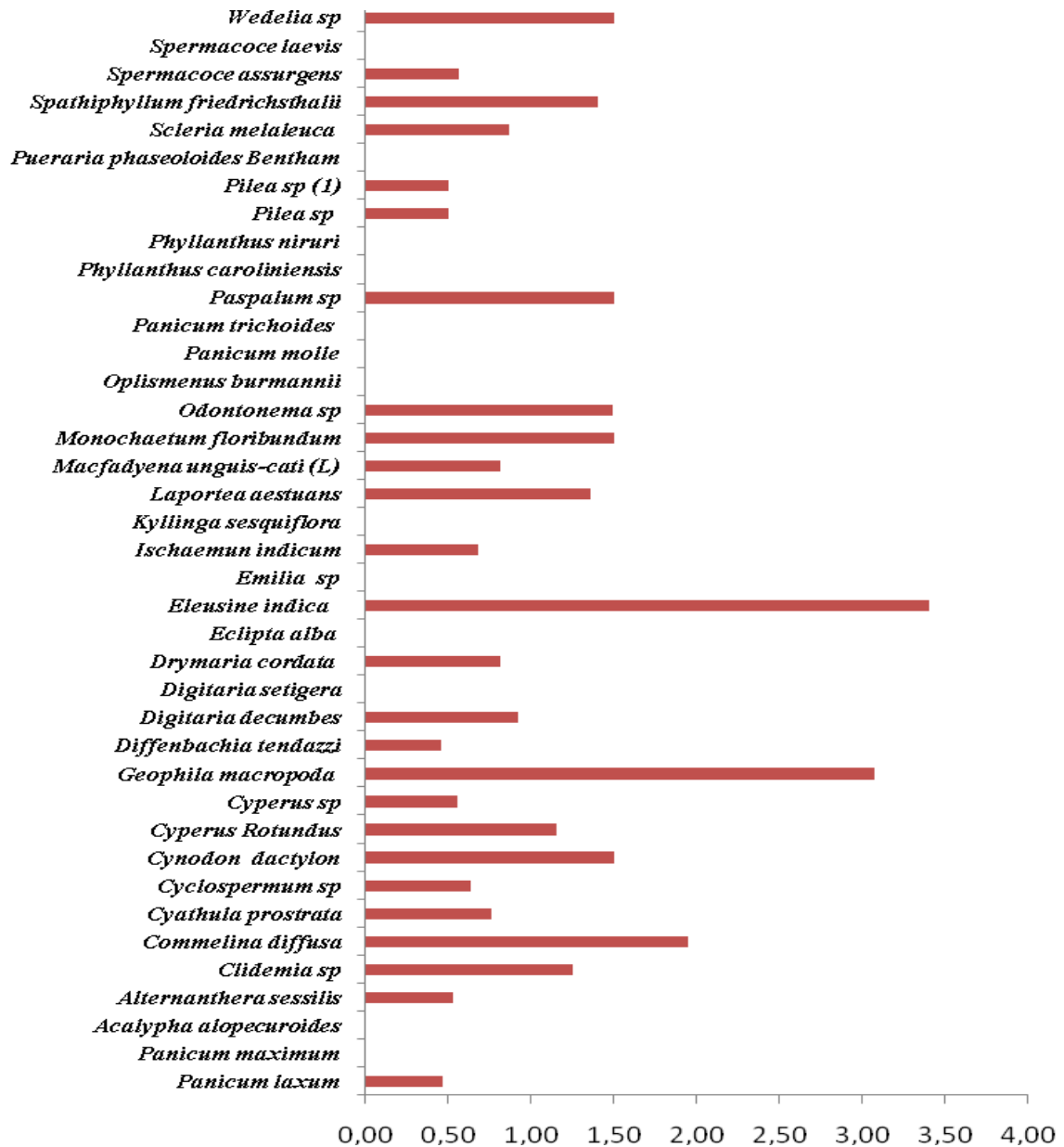


Figura 16. Índice de biodiversidad total de Shannon-Weaver (H') para cada arvense, identifica en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.3. Arvenses más asociadas a insectos herbívoros.

En la figura 17 se identificaron las arvenses que albergaron la mayor cantidad de insectos de alimentación herbívoro, las cuales fueron: *Eleusine indica* con 137 individuos de 18 familias distintas, *Paspalum* sp. con 89 individuos de 16 familias distintas, *Geophila macropoda* con 83 individuos de 16 familias, *Spermacoce assurgens* con 65 individuos de 6 familias, *Digitaria setigera* con 58 individuos de 3 familias, *Clidemia* sp. 56 individuos de 8 familias distintas, *Wedelia* sp. con 43 individuos de 9 familias distintas y las arvenses que presentaron menor número de insectos de este tipo de alimentación fueron: *Spermacoe leavis*, *Spathiphyllum friedrichsthali*, *Scleria melaleuca*, *Pueraria phaseoloides* Bentham, *Pilea* sp. (1), *Phyllanthus niruri*, *Panicum maximum*, *Oplismenus burmannii*, *Odontonema* sp., *Ischaemun indicum*, *Drymaria cordata*, *Digitaria decumbes*, *Cyperus rotundus*, *Cyperus* sp., *Acalypha alopecuroides*, el resto de arvense presenta entre 18 a 40 individuos.

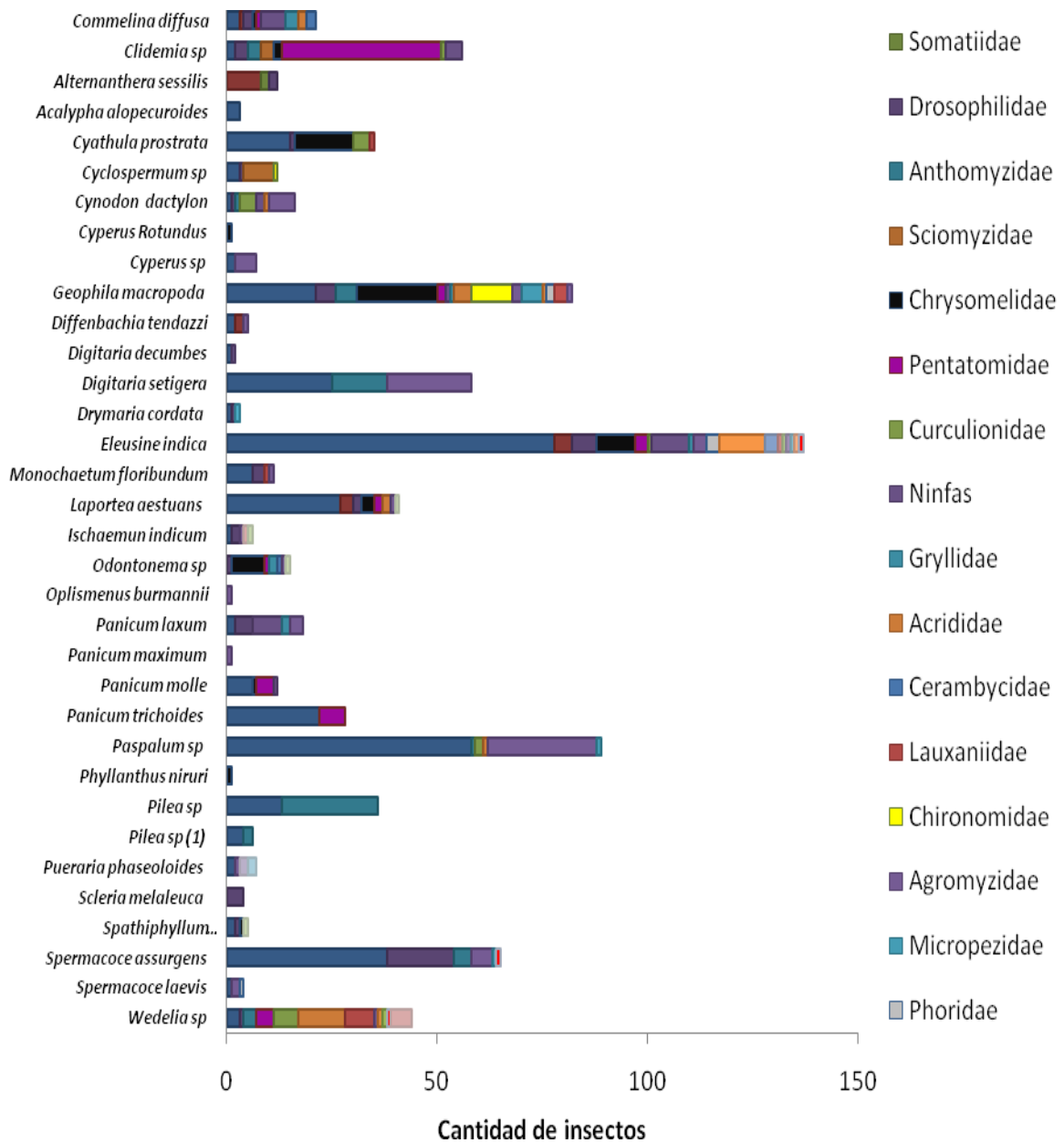


Figura 17. Total de insectos, según su familia de hábito herbívoro determinados en las diferentes arvenses muestreadas en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.3.1. Índice de Shannon-Weaver (H') para insectos de hábito herbívoro, en las distintas especies vegetales.

Por otro lado en la figura 18 se muestran las arvenses que presentaron mayor diversidad de insectos de hábito de alimentación herbívoro, las cuales fueron: *Cyperus rotundus* con $H' = 5.22$, *Eleusine indica* con $H' = 2.58$, *Panicum máximum* con $H' = 1.96$ y las que presentaron menor diversidad fueron: *Cyclospermum* sp., *Cynodon dactylon*, *Eclipta alba*, *Emilia* sp., *Kyllinga sesquiflora*, *Macfadyena unguis- cati* (L), *Paspalum laxum*, *Phyllanthus caroliniensis*, el resto de arvenses presenta H' entre 0,08 a 1 de acuerdo con el índice de Shannon-Weaver (H').

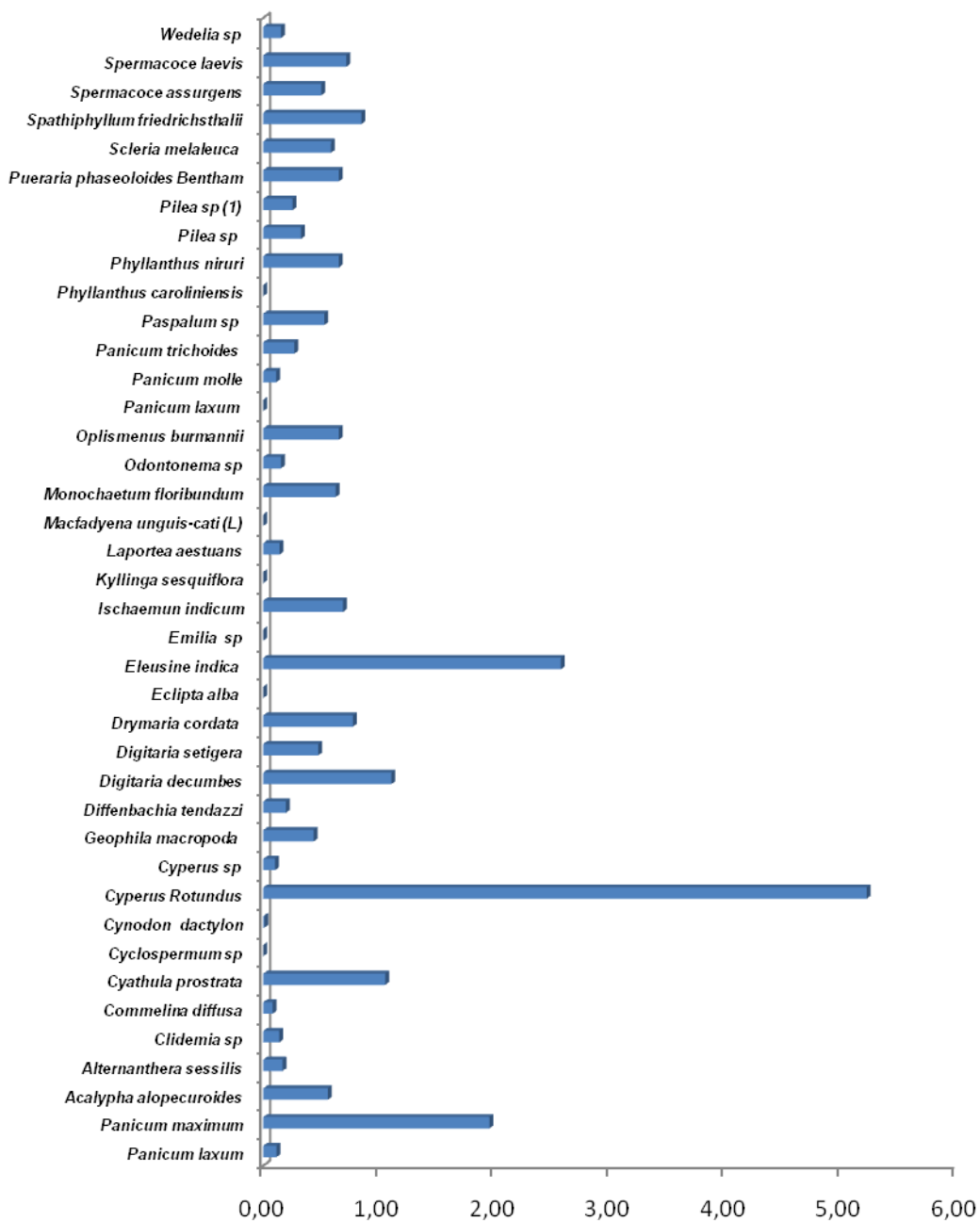


Figura 18. Determinación de la diversidad biológica por arvense mediante el Índice Shannon-Weaver (H') para insectos de hábito alimenticio herbívoro, en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

4.4. Factores del suelo asociados a la presencia de plantas arvenses.

Al observar la figura 19, se determinó que en el eje de coordenadas en “x,” el cual muestra el CP1; las fincas Rebusca, San Pablo, y Agrotubérculos, algunas de las arvenses muestreadas como: *Emilia* sp., *Commelina diffusa* y *Laportea aestuans*, se encuentran asociadas con valores bajos de Potasio, pH y altos de Manganesio, Magnesio, Calcio e Hierro. En el caso de *Panicum molle*, *Paspalum* sp., *Cynodon dactylon* y *Geophila macropoda* están asociadas a valores altos de potasio, pH y bajos de manganeso, magnesio, calcio, hierro.

En esa misma figura pero en el eje de coordenadas en eje “y” el cual corresponde al CP2, se puede observar que en la finca Pénjamo, algunas de las arvenses muestreadas como: *Commelina diffusa*, *Macfadyena unguis-cati* (L), *Phyllanthus niruri* y *Spathiphyllum friedrichsthali*, se encuentran asociadas con valores altos de Arcilla, Cobre, pH, Zn, Limo y bajos de Arena, Acidez, Aluminio, Fósforo.

Para el caso de las fincas Zent, Estrella, San Pablo y Manú, se determinó que *Laportea aestuans*, *Commelina diffusa*, *Cyathula prostrata*, *Panicum laxum*, *Eleusine indica*, *Clidemia* sp. y *Pilia* sp.; se encuentran asociadas a valores bajos de Arcilla, Cobre, pH, Zn, Limo y altos de Arena, Acidez, Aluminio, Fósforo.

En la figura 20, específicamente en el eje de coordenadas en “x,” el cual muestra el CP3; se observa que en las fincas Rebusca, Penjamo y Estrella, algunas de las arvenses muestreadas como: *Cyperus* sp. y *Kyllinga sesquiflora*, están relacionadas con valores bajos de arcilla y altos de Zinc, Potasio y Fósforo. En el caso de *Geophila macropoda* y *Commelina diffusa* están asociados a valores altos de arcilla y bajos de Zinc, Potasio y Fósforo.

En esa misma figura pero en el eje de coordenadas en “y”, el cual corresponde al CP4, se puede observar que en las fincas Penjamo, Zent, San Pablo, Manú; algunas de las arvenses muestreadas como: *Cyathula prostrata*, *Pilea* sp. y *Commelina diffusa* se encuentran asociadas con valores altos de Cobre, acidez, Aluminio y bajos de Manganeso. Para el caso de *Cynodon dactylon*, *Paspalum* sp., *Panicum máximum* y *Spermacoce laevis*, están asociados a valores bajos de Cobre, Acidez, Aluminio y altos de Manganeso.

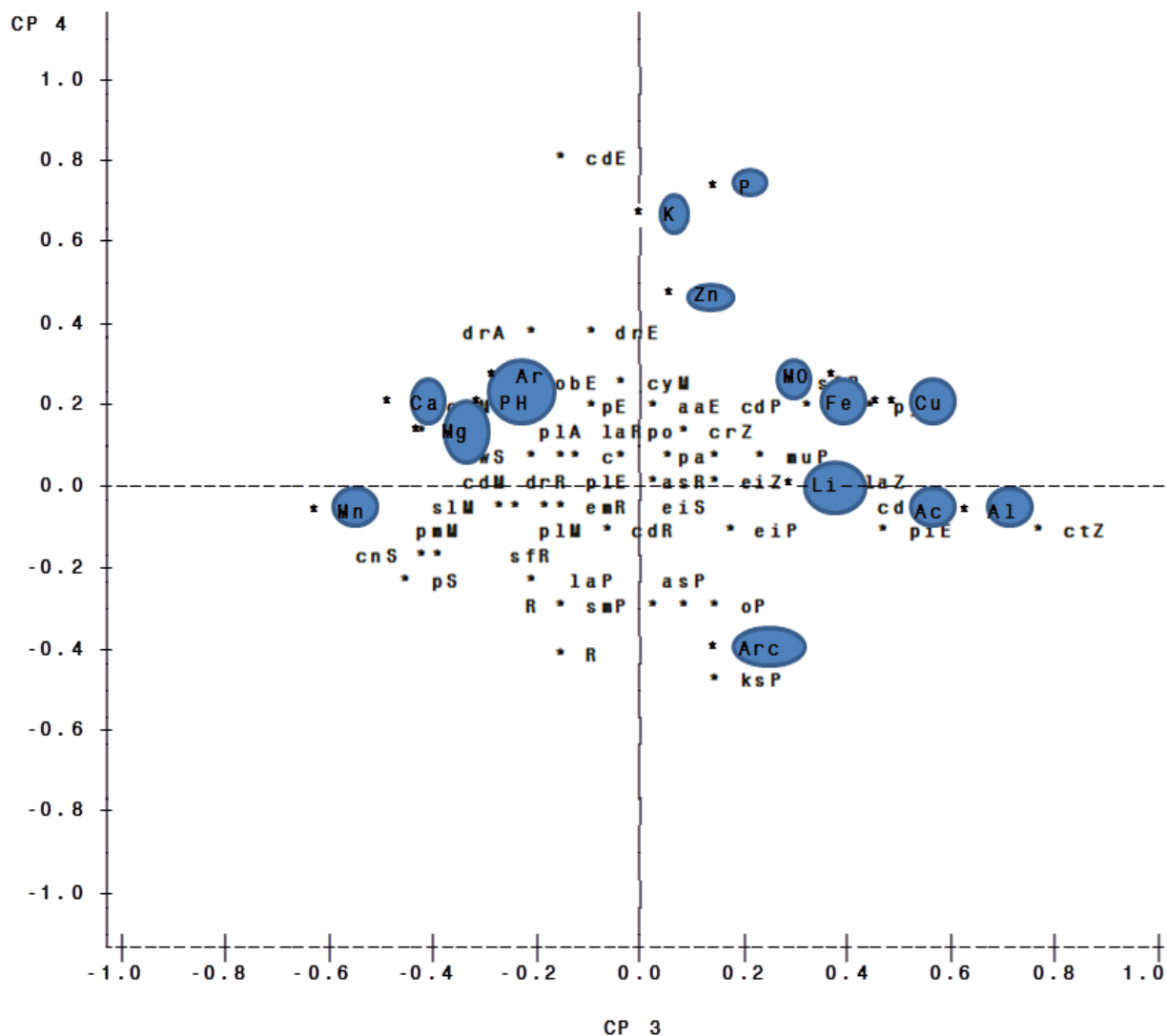


Figura 20. Diagrama de dispersión, de los coeficientes de correlación lineal de Pearson y de las concentraciones de elementos del suelo en relación con las distintas arvenses en CP3 y CP4, en las plantaciones de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

5. DISCUSIÓN

5.1. Arvenses atrayentes de individuos de diferentes hábitos alimenticios.

La arvense que presentó mayor capacidad para atraer insectos fue *Eleusine indica*; esta planta se caracteriza por tener numerosos tricomas al igual que *Paspalum* sp.; según Flores (1999), los tricomas pueden reflejar la luz entre un 8 y un 71%, en las diferentes especies, así mismo este reflejo permite reducir la temperatura foliar de la planta, lo cual podría estar generando un micro-clima idóneo para los distintos insectos encontrados. Otra arvense que presenta gran cantidad de insectos es *Geophila macropoda*, la cual se caracteriza por presentar hojas en forma de riñón o en forma de la oreja de un ratón de ahí su nombre, dichas hojas son de color verde intenso, la misma se caracteriza por presentar buena cobertura vegetal; lo que podría generar zonas de refugio para algunos insectos (Blair y Madrigal 2005).

Por otra parte *Cyathula prostrata*, también tiene gran capacidad de atraer insectos. Esta planta se caracteriza por presentar gran cantidad de tricomas blanquecinos los cuales podrían tener función reflectora de luz o secretora de sustancias de la epidermis (Blair y Madrigal 2005).

Los mismos autores afirman que la inflorescencia de *Cyathula prostrata* es una espiga alargada con numerosas espinas pequeñas, que le sirve de protección; por lo que posiblemente los insectos encontrados en dicha planta fueron atraídos por la presencia de tricomas.

Por otra parte esta *Clidemia* sp., un arbusto de aproximadamente 1 m de altura, con presencia de ramas jóvenes, pecíolos e inflorescencias con pelos simples; asimismo Mexzón y Chinchilla (1998), afirman que arbustos densos, y con glándulas extra florales presentan gran capacidad para albergar entomofauna benéfica.

Wedelia sp., también es una de las plantas que presenta mayor cantidad de insectos, dicha arvense se caracteriza por presentar pétalos color amarillo, así como presentar pubescencia en las flores; dichas características posiblemente la hacen ser una de las plantas que atraen mayor cantidad de insectos. Las arvenses restantes presentaron entre 0 y 55 individuos.

5.2. Arveneses atraentes de parasitoides y depredadores.

Es bien sabido que no todos los insectos presentes en los cultivos son perjudiciales, sino por el contrario, buena parte de ellos juegan un papel fundamental en los procesos de regulación de insectos plaga o como parte de las cadenas alimenticias que ahí se desarrollan.

Cyathula prostarta es la arvense que presenta mayor cantidad de parasitoides, dentro de las cuales las avispas de la familia Eulophidae fueron las que se encontraron en mayor número. Esta familia se caracteriza por ser parasitoide de estados inmaduros de algunos lepidópteros, como el gusano basurero (*Pyroderces rileyi*) (Saunders, Coto, King 1998), el cual es encontrado a menudo en las flores de banano y por tanto, la presencia de esta planta podría ser un factor importante para la regulación biológica de este insecto.

Otra familia de insectos encontrada en *Cyathula prostarta*, fue la Tachinidae, la cual se caracteriza por ser parasitoide interno de larvas de mariposas diurnas y nocturnas, escarabajos, chinches y otros insectos (Zumbado, 2006).

Algunos miembros de la familia Tachinidae podrían tener potencial en el control de algunas plagas presentes en el cultivo de banano, como: Colaspis (*Colaspis* sp.), Gusano basurero (*Pyroderces rileyi*), Mariposa búho (*Caligo* sp.), Opsifanes (*Opsiphanes* sp.), Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*), entre otras.

También se identificaron en esta arvense algunas familias de depredadores como: Aracnidae, Formicidae, Miridae, y Dolichopodidae; de éstas la familia Formicidae ha sido reportada como depredador del Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) en estado larval (Vázquez, Fernández y Simonetti 2007). Otro grupo de insectos que

ha sido considerado de importancia como controlador biológico es la familia Miridae, ya que según (Carballo y Guaharay 2004), es un depredador de áfidos, moscas blancas, trips, huevos de noctuidos y ácaros, entre otros.

Las familias Aracnidae y Dolichopodidae, no han sido reportadas como controladores biológicos de insectos plaga en el cultivo de banano, sin embargo Carballo y Guaharay (2004) indican que los arácnidos se alimentan de pequeños insectos; por otra parte Zumbado (2006), menciona que la familia Dolichopodidae, se caracteriza por ser depredador de pequeños invertebrados, con cuerpo suave.

Esta arvense presenta una diversidad biológica general y de insectos de hábito alimenticio herbívoro de $H'=1$, lo que representa un 4% de la población de todos los insectos encontrados en esta arvense. La diversidad biológica encontrada en *Cyathula prostrata* para insectos benéficos es de $H'=0.68$, lo que representa un 20% de la población de insectos benéficos. (Todos los porcentajes de insectos encontrados se muestran en el Anexo 1).

Otra arvense que alberga gran cantidad de insectos parasitoides es *Eleusine indica*; tal es el caso de las familias de la familia Braconidae y Eulophidae. Algunos parasitoides dentro de la familia Braconidae, se reportan por parasitar el gusano basurero (*Pyroderces rileyi*), así como al Áfido negro del banano (*Pentalonia nigronervosa*); también se ha reportado como parasitoide de Ceramidia (*Antichloris viridis*) que es uno de los defoliadores de mayor importancia en el cultivo de banano, por su efecto en la lámina foliar (abertura) (León *et al.* 2002). Otro insecto que controla la familia Braconidae, es la monturita o albardilla (*Sibine* sp.); así como la Mariposa búho (*Caligo* sp.), cuyo daño consiste en la defoliación de la planta (Cubillo, Laprade y Vargas 2001).



Fuente: Guillén 2010.

Figura 21. Inseto de la familia Braconidae encontrado en las distintas arvenses asociadas al cultivo de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

En cuanto a la familia Eulophidae: la cual se ha descrito como parasitoide de estados inmaduros de algunos lepidópteros, como el gusano basurero (*Pyroderces rileyi*) (Saunders, Coto, King 1998) y de la mosca blanca (*Aleurodicus talamancensis*), en donde el daño de las ninfas conlleva a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.), la cual puede producir daños en el área foliar hasta de un 50% (Guillén 2009).



Fuente: Guillén 2010.

Figura 22. Insecto de la familia Eulophidae encontrado en las distintas arvenses asociadas al cultivo de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

Otra familia parasitoide encontrado en *Eleusine indica*, fue la familia Encyrtidae la cual según Cubillo, Laprade y Vargas (2001), contiene muchas especies con potencial en el control biológico de Cochinilla harinosa (*Planococcus citri*); que al igual a muchas otras cochinillas su daño consiste en succionar la savia. También se encontraron algunos insectos de la familia Chalcididae; que de acuerdo con Mexzón y Chinchilla (1996) es un buen controlador biológico de algunos defoliadores como el caso de *Opsiphanes* sp. y Gusano canasta (*Oiketicus kirbyi*), así como de *Ceramidia* (*Antichloris viridis*).

En *Eleusine indica* se encontraron distintas familias de depredadores, dentro de los cuales se encuentran algunos insectos de las familias: Tettigoniidae, Aracnidae, Formicidae, Dolichopodidae, Mycetophilidae. De las cuales Según Montealegre (1997) algunos insectos de la familia de Tettigoniidae, específicamente el género *Aganacris*, se alimentan de pequeños insectos de la familia Chironomidae y de otros insectos los cuales son atraídos a la luz; por otra

parte las larvas de la familia Mycetophilidae, se caracterizan por construir redes con hilos pegajosos, para capturar pequeños atropados (Zumbado 2006).

En cuanto a la diversidad biológica general se determinó que es de $H' = 1,01$ lo que representa aproximadamente un 4% de la población de insectos. Para el caso de la diversidad biológica de insectos de hábito herbívoro, es de $H' = 3$ representando aproximadamente un 12% de la población de insectos de este hábito en dicha maleza; por otro lado la diversidad para los insectos benéficos es de $H' = 3.5$, lo que representa aproximadamente el 30% de la población de insectos benéficos.

Se encontró que *Monochaetum floribundum*; albergaba dos especies distintas de parasitoides de las familias (Diapriidae y Chalcididae), de las cuales, Mexzón y Chinchilla (1996), mencionan que presentan un buen control biológico de *Opsiphanes* sp., Gusano canasta (*Oiketicus kirbyi*) y *Ceramidia* (*Antichloris viridis*).



Fuente: Guillén 2010.

Figura 23. Insecto de la familia Diapriidae encontrado en las distintas arvenses asociadas al cultivo de banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

Monochaetum floribundum, es atrayente de algunos arácnidos, los cuales no han sido informados como depredadores de insectos plaga en el cultivo de banano, como es el caso de la araña panadera (*Gasteracantha cancriformis*), la cual ha sido reportada como depredador de la mosca blanca en espiral (*Aleurodicus dispersus*) (Blanco y Laprade 1999). Por otra parte esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H'=0.70$ lo que representa un 3,50% del total de la población, y en cuanto a insectos de hábito herbívoro se determinó que $H'=0,63$ representando 2,74% de la población de insectos de hábito alimenticio herbívoro y para el caso de insectos benéficos la diversidad biológica encontrada fue de $H'=1,5$ representando un 5% de la población de insectos de este hábito alimenticio.

Se encontró que *Cynodon dactylon* contenía una cantidad numerosa de insectos de la familia Braconidae, Coccinellidae, Formicidae, siendo estas tres familias de gran importancia ya que contienen muchos grupos importantes en el control biológico de insectos plaga.

La familia Coccinellidae se caracteriza por ser depredador de la Escama de Boisduvali, (*Diaspis boisduvalii*) la cual produce necrosis en los tejidos, a causa de la succión de la savia de la planta; igualmente este insecto puede afectar el fruto causando decoloración, además de secretar sustancias azucaradas que dan paso a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.) (Orellana 2002), otra plaga que controla esta familia de insecto es la escama del cocotero (*Aspidiotus destructor*); que comúnmente se encuentra en las hojas viejas, provocando amarillamiento a causa de la succión de savia e inyección de saliva, además causa necrosis en los tejidos (Waterhouse y Norris 1987).

También Blanco y Laprade (2000) mencionan que algunos Coccinélidos como: *Nephaspis* sp. y *Scymnus* sp. (Coccinellidae), son depredadores de huevos y ninfas de primer y segundo estadio de *A. dispersus*; cuyo daño se debe al proceso de alimentación de las ninfas, las cuales secretan sustancias azucaradas, lo que conlleva a la aparición de fumagina (*Capnodium* sp.). Este hongo se caracteriza

por formar una capa oscura sobre las hojas, lo que podría ocasionar una reducción significativa en la tasa fotosintética de la planta (Blanco y Laprade 1998).

Además según Guillen (2009) algunos insectos de la familia Coccinellidae pueden ser depredadores de la cochinilla harinosa (*Pseudococcus elisae*), la cual se caracteriza por causar daños directos en el banano, manchando los dedos con fumagina (*Capnodium* sp.), además de ser un insecto de importancia cuarentenaria en todos los países donde se exporta la fruta. Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H'=0,65$ representando un 3,50% de la población y para el caso de insectos de hábito herbívoro, es de $H'=0,01$ representando un 0,05% de la población y en el caso de insectos benéficos se determinó que la diversidad biológica es de $H'=1,5$ lo que equivale a un 1,03% de la población de insectos benéficos.

En *Commelina difusa* se encontraron algunos insectos de las familias Diapriidae, Braconidae, Coccinellidae, Formicidae y Miridae; la familia Braconidae es un importante parasitoide, que puede regular poblaciones de insectos plaga. Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H'=0.76$ representando un 4% de la población y para el caso de insectos de hábito herbívoro, es de $H'=0,08$ siendo un 0,36% de la población y en cuanto a insectos benéficos, la diversidad biológica es de $H'=1,94$ representando un 3,85% de la población.

Odontonema sp. es otra arvense la cual apareció durante el periodo de muestreo, donde se detectaron insectos de la familia Conopidae, los cuales son endoparasitoides de algunos Hymenopteros. *Odontonema* sp., alberga algunos insectos de las familias Dolichopodidae y Syrphidae. La familia Syrphidae, presenta algunas especies cuyas larvas se caracterizan por ser depredadoras de insectos chupadores, como áfidos, escamas, membrácidos; también algunas otras especies de esta familia se caracterizan por ser depredador de larvas de mariposas.

Para esta arvense se encontró una diversidad biológica general de $H' = 0,63$ con un 3,50% de la población y en el caso insectos de hábito herbívoro es de $H' = 0,15$ representando un 0,67% de la población; en cuanto a insectos benéficos se determinó que la diversidad biológica es de $H' = 1,48$ representando un 1,54% de la población.

En *Pueraria phaseoloides*, se encontró la familia Platygasteridae; además de algunos insectos de las familias Tettigoniidae y Formicidae. Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,60$ lo que equivale a un 3,15% de la población; en cuanto a los insectos de hábito herbívoro es de $H' = 0,65$ lo que significa que un 2,86% de insectos de este hábito y para el caso de los insectos benéficos es de $H' = 0$, ya que sólo se encontró una familia de insecto.

En *Spathiphyllum friedrichsthali* se encontraron insectos de la familia Chalcididae; y algunas familias de depredadores como: Coccinellidae, Aracnidae, Dolichopodidae, Muscidae. Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,60$ lo que representa un 2,68% del total de la población y en el caso de insectos de hábito herbívoro $H' = 0,85$ lo que representa un 3,72 % de la población de insectos; en cuanto a los insectos benéficos la diversidad biológica es de $H' = 2,15$ lo que representa un 1,54% de la población de estos insectos.

Wedelia sp., alberga a la familia: Braconidae; además de este parasitoides esta arvense es hospedera de algunos depredadores de las siguientes familias: Aracnidae, Formicidae, Miridae, Dolichopodidae.

Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,80$ lo que abarca un 4,11% de la población y para insectos de hábito herbívoro es de $H' = 0,15$ es decir un 0,67% de la población y para el caso de insectos benéficos es de $H' = 2$ representando un 1,54% de la población de insectos de este hábito.

5.3. Arvenses atrayentes de distintas familias de depredadores.

El pasto *Paspalum* sp. alberga insectos de la familia Aracnidae y Dolichopodidae; además de presentar una diversidad biológica general de $H' = 0,60$ lo que representa un 2,68% y de insectos de hábito herbívoro presenta una diversidad de $H' = 1,5$ siendo éste un 1,03% de la población y en cuanto a insectos benéficos la diversidad es de $H' = 0,53$ lo que implica un 2,31% de la población de insectos de este hábito alimenticio.

En *Pilea* sp. se encontró exclusivamente un individuo de la familia Syrphidae el cual se caracteriza por tener hábito alimenticio de depredación; también se determinó, que presenta una diversidad biológica general nula representando un 2,27% de la población y para insectos de hábito herbívoro, la diversidad encontrada es de $H' = 0,33$ siendo un 1,43% de la población. En cuanto a insectos benéficos la diversidad encontrada fue un poco mayor siendo $H' = 0,86$, que es equivalente a un 1,54% de la población de insectos encontrados de este hábito.

Por otra parte, se observó que *Panicum trichoides* aloja individuos de la familia Aracnidae. En cuanto a la diversidad biológica general es de $H' = 0,30$ lo que equivale a un 3,92% de la población; para el caso de insectos de hábito alimenticio herbívoro la diversidad biológica es menor siendo la misma de $H' = 0,27$ y representando un 1,18% de la población; en el caso de insectos benéficos la diversidad biológica es de $H' = 0$ ya que únicamente se encontró una familia de insecto.

En *Panicum molle* se encontraron insectos de la familia Coccinellidae y Pentatomidae; por otro lado esta arvense presentó una diversidad biológica general de $H' = 0,44$, lo que representa un 3,15% del total de la población; también presenta un índice de diversidad biológica para insectos de hábito herbívoro de $H' = 0,11$ lo que es igual a un 0,49% de dicha población y para insecto benéfico la diversidad biológica es de $H' = 0$.

Macfadyena unguis-cati es una especie que alberga dos familias de depredadores, dentro de los cuales se encuentran: Tettigoniidae y Formicidae. En cuanto a la

diversidad biológica de esta planta se determinó que la diversidad biológica general es nula, siendo un 1,61% de la población de insectos; en el caso de individuos de hábito alimenticio herbívoro $H' = 0$ y en cuanto a insectos benéficos la diversidad biológica es de $H' = 0,81$ siendo un 1,03% de la población.

Laportea aestuans tiene la capacidad de albergar insectos de la familia Coccinellidae, Formicidae y Dolichopodidae, así como otros grupos, no insectos como es el caso de las arañas. Además *Laportea aestuans* presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,79$ siendo un 2,42% de la población.

Para el caso de insectos de hábito herbívoro la diversidad es menor siendo de $H' = 0,14$ lo que equivale a un 0,62 % de la población y para el caso de insectos benéficos la diversidad es mayor, siendo de $H' = 1,35$ representando un 2,31% de la población de insectos encontrados de este hábito.

Kyllinga sesquiflora hospeda exclusivamente hormigas; esta planta presenta una diversidad nula. Por otro lado *Ischaemum indicum* es la arvense que atrae más individuos de la familia Miridae la cual ha sido informada por Carballo y Guaharay (2004) como depredadores de áfidos; además Nicholls (2008) menciona que es depredador de ácaros y de otros insectos como: trips, huevos de noctuidos, ácaros, entre otros.

Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,49$ representando un 2,79% de la población general; para el caso de insectos de hábito herbívoro la diversidad encontrada es superior, siendo de $H' = 0,69$ lo que es equivalente a un 3,02% de la población de insectos de este hábito.

Se determinó que *Drymaria cordata* alberga individuos de las familias: Tettigonidae, Coccinellidae y Aracnidae. Por otra parte la diversidad biológica general es de $H' = 0,44$ lo que es equivalente a 1,87% de la población y en cuanto a la población de insectos de hábito herbívoro se encontró una diversidad de 0,78 siendo un 3,40% de la población de insectos encontrados en todas las arvenses y

para el caso de los insectos benéficos la diversidad biológica fue de 0,81 lo que es equivalente a un 4,10%.

Digitaria setigera es la especie de arvense con menos cantidad de insectos benéficos; en la misma se encontró únicamente una familia de insecto con este hábito alimenticio (Coccinellidae), siendo una de las arvenses que atrae menor cantidad de insectos benéficos; en donde la diversidad biológica general es de $H' = 0,38$ lo que representa un 4,11%; en el caso de insectos de hábito herbívoro $H' = 0,48$ representando un 2,08% y para el caso de los insectos benéficos $H' = 0$ ya que únicamente se encontró una familia de insectos.

En *Digitaria decumbes* se detectaron dos familias de depredadores (Tettigoniidae y Coccinellidae); y en cuanto a la diversidad biológica general es de $H' = 0,38$ lo que es equivalente a un 1,61%, para el caso de insectos de hábito herbívoro $H' = 1,11$ representando un 4,86% de la población, para el caso de insectos benéficos la diversidad encontrada es de $H' = 0,91$ lo que equivale a un 0,77% de insectos.

Clidemia sp., en el momento del muestreo albergaba 3 familias distintas de depredadores, dentro de las cuales se encuentra: Tettigoniidae, Mantidae, Formicidae.

En el caso de la diversidad biológica general para esta arvense se determinó que es de $H' = 0,70$ lo que es equivalente a un 4,11% de la población de insectos de este hábito y para el caso de insectos de hábito herbívoro la diversidad biológica es de $H' = 0,14$ representando un 0,61% de la población de insectos y en cuanto a insectos benéficos la diversidad biológica encontrada es de $H' = 1,25$ representando un 7,95% de insectos benéficos.

Scleria melaleuca es una especie que alberga dos familias de depredadores dentro de las cuales se encuentra: Formicidae, Dolichopodidae. Esta arvense presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,30$ representando un 2,09% de la población de insectos de este hábito. En cuanto a insectos de hábito alimenticio herbívoro, $H' = 0,59$ siendo un 2,57% de insectos y para el caso de

insectos benéficos se determinó que la diversidad biológica es de 0,86 lo que es equivalente a 1,54% de insectos.

En *Alternaria sessilis*, se encontró la familia Syrphidae; siendo una de las arvenses que presenta menor cantidad de insectos benéficos e insecto fitófagos. Además presenta una diversidad biológica general de $H' = 0,31$ representando un 2,99% de la población de insectos, para el caso de insectos de hábito herbívoro la diversidad fue menor siendo de $H' = 0,17$ con un 0,73% de la población y en cuanto a insectos benéficos $H' = 0,52$ representando un 0,77% de insectos.

En *Panicum maximum* únicamente se encontraron dos familias de insectos, dentro de las cuales se encuentran: Agromyzidae y Coccinellidae, donde exclusivamente los Coccinellidae son depredadores; por otro lado la diversidad biológica general es de $H' = 0.31$ siendo un 1,28% de insectos encontrados en esta arvense; los insectos de hábito herbívoro presentaron una diversidad biológica de $H' = 0.44$ representando un 8,58% de insectos de este hábito y para el caso de insectos benéficos $H' = 0$.

Al igual que *Panicum maximum*, en *Acalypha alopecuroides*, únicamente se encontraron dos familias, las cuales fueron: Cicadellidae, Aracnidae, de las cuales exclusivamente la familia Aracnidae es depredador.

Acalypha alopecuroides presenta una diversidad biológica general de $H' = 0.19$ representando un 1,61% de los insectos, para el caso de insectos de hábito alimenticio herbívoro $H' = 0.56$ siendo un 2,45% de insectos y para el caso de insectos benéficos $H' = 0$.

Panicum laxum únicamente alberga a la familia Tettigoniidae, en cuanto al índice de diversidad biológico general para esta arvense es de $H' = 0,57$ representando un 3,45% de la población insectos muestreados en las diferentes arvenses, también se determinó que la diversidad biológica para insectos hábito herbívoro es de $H' = 0,11$ representando un 0,50% de la población, y para el caso de insectos benéficos la diversidad es de $H' = 0,46$ representando un 1,28% de insectos.

5.4. Posibles arvenses, con mayor potencial para albergar insectos benéficos.

Clidemia sp. (Melastomataceae), se caracteriza por ser un arbusto de aproximadamente 1 m o menos de altura, tallos semileñosos con ramas jóvenes; pecíolos e inflorescencias con indumento denso de tricomas simples. El limbo foliar es de 3-10 cm de largo por 2,5-5,5 cm de ancho, además presenta un ápice acuminado; las inflorescencias laterales laxas de 5-7 cm de largo; las flores presentan pedicelos de 2-5 mm de largo; brácteas pubescentes, el tubo del cáliz mide de 2,5-3 mm de largo (Peralta 2001).

Clidemia sp. en el presente estudio mostró una diversidad biológica de insectos benéficos de $H' = 1,25$, comparada con *Eleusine indica* ($H' = 3,40$) y *Geophila macropoda* ($H' = 3,07$) se podría considerar como regular; además Mexzón y Chinchilla (1998), mencionan que entre mayor diversidad presente un parche vegetal, menor va ser la aparición de plagas en un cultivo; esto debido a la presencia de mayor número enemigos naturales.

Esta arvense fue localizada exclusivamente en finca San Pablo, la cual se encuentra clasificada en la zona de vida de Bosque Tropical Húmedo, situación propicia para el crecimiento de esta planta (Ribeiro 1999); adicionalmente, Bolaños *et al.* (2005), considera que plantas que se encuentran en el Bosque Tropical Húmedo, podrían adaptarse perfectamente al Bosque Tropical Muy Húmedo ya que las diferencias entre una zona de vida y otra no son determinantes en la presencia de algunas plantas, incluso el mismo autor menciona que la vegetación presente es similar.

Mediante el análisis de componentes principales (método estadístico que sintetiza el número de variables), se determinó que la presencia de *Clidemia* sp. (cs), no es influenciada por características físico-químicas del suelo así como las restantes arvenses evaluadas en el presente estudio.



Fuente: Guillén 2010.

Figura 24. *Clidemia* sp., presente en cinco de las diez fincas bananeras mustradas durante el estudio de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

Geophila macropoda; Convolvulaceae, se caracteriza por ser una planta perenne, de porte bajo, cuyos tallos son tendidos y semi enterrados, así como radicantes; sus hojas son subcordados y pecioladas de coloración verde, generalmente glabras en la cara superior y pubescentes en el envés; las flores son solitarias, axilares, diminutas, largamente pedunculadas y con corola de color amarillo (Sata 2011).

De acuerdo con el estudio realizado se determinó que esta planta presenta alta capacidad de albergar insectos benéficos (parasitoides y depredadores); algunos de ellos son enemigos naturales de plagas del cultivo de banano, como es el caso de los braconidos. Por otro lado esta arvense, es una de las arvenses con mayor diversidad biológica de insectos benéficos ($H'=3,07$), siendo superada únicamente por *Eleusine indica*.

Geophila macropoda en la presente investigación se caracterizó por ser atrayente de insectos de las familias; Miridae, Muscidae, Dolichopodidae y Arachnidae, los cuales presentan hábito alimenticio de depredación. También se encontraron algunos parasitoides de las familias: Eulophidae, Braconidae, Encyrtidae y Chalcidae, el cual es parasitoides de diversas especies de pupas.



Fuente: Guillén 2011.

Figura 25. Insecto de la familia Chalcidae encontrado en las distintas arvenses asociadas al banano de las vertientes Caribe y Norte de enero a agosto Costa Rica, 2010.

Geophila macropoda , fue localizada en 7 de las 10 fincas muestreadas, específicamente en: Estrella, Agrotubérculos, Don Alberto, Don Cristian, Balatana, Rebusca, San Pablo, de las cuales exclusivamente Estrella y San Pablo, están ubicadas en la zona de vida de Bosque Tropical Muy Húmedo, las restantes fueron clasificadas en el Bosque Tropical Húmedo; afirmando lo descrito por Bolaños. et al 2005, el cual menciona, que la vegetación es similar, en ambas zonas de vida.

A pesar que en el análisis estadístico (Componentes principales) se demostró que el suelo no influye en la presencia de las distintas arvenses; Anderson y Delhey

(1999), comentan que esta planta se encuentra mayormente en suelos húmedos; sin embargo no profundizan en características físicas y químicas del suelo más aptas para el desarrollo de esta planta.

Cyathula prostrata; Amaranthaceae, se caracteriza por ser un subarbusto de 0,2-0,8 m de alto, de porte erecto, con presencia de tricomas blanquecinos; presenta un tallo angulado; las hojas son opuestas, pecioladas. La inflorescencia es una espiga terminal o axilar, con glomérulos, generalmente con tres flores bisexuales pocas veces vistas. Esta planta se logra reconocer fácilmente por las largas inflorescencias en forma de espiga y el desarrollo de muchas espinas que terminan en gancho en cada flor (Blair y Madrigal 2005).

Esta planta podría ser considerada en el control biológico, ya que es una de las que tiene mayor capacidad de albergar parasitoides, específicamente insectos de las familias Eulophidae y Tachinidae; la misma fue localizada en las fincas Manú y Zent, ambas pertenecientes a distintas zonas de vida, específicamente en: Bosque Tropical Húmedo y Bosque Tropical muy Húmedo. Trujillo y Madrigal (2005), menciona que esta arvense está presente comúnmente en áreas perturbadas; así como en lechos de ríos.



Fuente: www.wellgrowhorti.com.

Figura 26. *Cyathula prostrata*, presente en cinco de las diez fincas bananeras muestreadas durante el estudio de las vertientes Caribe y Norte de Costa Rica, de enero a agosto 2010.

Eleusine indica; Gramineae se caracteriza por ser una planta herbácea anual, de 30 a 100 cm de altura, con una raíz fibrosa y raíces adventicias en los nudos; además presenta un tallo duro, erecto, glabro, liso y muy ramificado en la base de los nudos los cuales son blancos y aplanados. Las hojas son sésiles, lanceoladas y alternas; los bordes son pubescentes (con presencia de tricomas). La inflorescencia es una espiga múltiple compacta y verticilada (Arias 1998).

Eleusine indica, es una de las arvenses que presenta mayor potencial así como manteniendo poblaciones de depredadores y parasitoides, sin embargo, se debe tomar en consideración que, esta especie es muy agresiva; tiene la capacidad de producir hasta 30 000 semillas por planta (Rosadas y Godoy 2003).

Además Arias (1998) argumenta que *Eleusine indica* y *Laportea aestuans*, son hospedante de los nematodos, *Radopholus similis*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus pratensis*, *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchus reniformis*; los cuales han sido informados como plaga en el cultivo de banano.



Fuente: Rojas 2010.

Figura 27. *Eleusine indica*. presente en siete de las diez fincas bananeras muestreadas durante el estudio de las vertientes Caribe y Norte de Costa Rica, de enero a agosto 2010.

Wedelia sp. (Asteraceae), se caracteriza por ser una planta dicotiledónea, herbácea, perenne, postrada, las ramas con distribución separada los tallos glabros, muchas veces enraizados en los nudos inferiores. Las hojas son esencialmente sésiles, van desde la forma elíptica hasta ovada, la mayoría de 3 a 12 cm de largo. El radio floral cuenta con 10 flores de coloración amarillenta, los lóbulos de la corola son muy pubescentes en el interior y garbosos en el exterior (Arias 1998).

Wedelia sp., alberga insectos benéficos, como es el caso de algunos depredadores y parasitoides, en donde se han informado a las familias Pteromalidae y Braconidae como parasitoides de algunas plagas del cultivo de banano.

La diversidad biológica para insectos benéficos, en esta arvense es de $H' = 2$, lo cual podría ser considerada como buena si se toma en consideración que la

arvense que presentó mayor índice de diversidad es *Eleusine indica* ($H'=3,40$). Esta arvense fue localizada en las fincas Don Alberto y San Pablo, las cuales se encuentran clasificadas en la zona de vida de Bosque Tropical Húmedo.

De acuerdo al análisis de componentes principales se determinó que esta arvense no es influenciada por características físicas y químicas del suelo, sin embargo Arias (1998) afirma que esta planta crece en suelos húmedos o muy húmedos.



Fuente: Guillen 2010.

Figura 28. *Wedelia* sp. presente en dos de las diez fincas bananeras muestreadas durante el estudio de las vertientes Caribe y Norte de Costa Rica, de enero a agosto 2010.

Commelina diffusa; Commelinaceae, se caracteriza por ser una planta monocotiledónea, herbácea y perenne de 0,05 a 0,15 m de altura. La raíz de esta planta es fibrosa de color blanquecina; presenta raíces adventicias en los nudos del tallo, el cual es rastrero ascendente y herbáceo. Las hojas son similares a las de las gramíneas (ovada-lanceolada), alternas y glabras. Las flores son pequeñas, axilares pedunculares con tres pétalos (dos grandes y uno pequeño). Se pueden propagar tanto por semilla como vegetativamente (Arias 1998).

Commelina diffusa albergar insectos gran cantidad de insectos benéficos esto posiblemente por la presencia de estambres, los cuales son los portadores de los sacos polínicos que sirven como fuente de alimento para distintos insectos; sin embargo presenta el inconveniente de ser hospedera de nematodos. Dentro de los nematodos que alberga esta arvense, Baeza *et al.* (1978), mencionan a *Meloidogyne incognita*; por otro lado Arias (1998) afirma que alberga *Pratylenchus pratensi*; ambos plaga en el cultivo de banano.

Las arvenses restantes no fueron tomadas en consideración ya que la cantidad de insectos benéficos, fue mínimo, incluso en algunas de ellas no se encontró ningún individuo como fue lo sucedido con *Emilia* sp.

Es importante considerar que los insectos obtenidos en estos muestreos obedecen a un muestreo puntual en una época del año específica y bajo condiciones de manejo intensivo, por lo que la presencia o ausencia es un factor por considerar de forma integral, por lo que es importante considerar otras épocas del año u otras opciones de manejo que se le pueden dar a la plantación.



Fuente: Rojas 2010.

Figura 29. *Commelina diffusa* presente en cuarto de las diez fincas bananeras muestreadas durante el estudio de las vertientes Caribe y Norte de Costa Rica, de enero a agosto 2010.

5.5. Posibles estrategias para la incorporación de arvenses con mayor potencial en la atracción de insectos benéficos, dentro de las fincas bananeras.

Rivera (2004), indica que el estudio de arvenses en la actualidad está cambiando, debido a presiones económicas, ambientales y sociales, que se originan en la competencia mundial por los costos de producción y factores ambientales como: erosión del suelo, disminución de la calidad del agua y calidad de vida humana.

El mismo autor hace énfasis en que se debe buscar un manejo integrado de arvenses con el fin de disminuir las poblaciones de insectos plaga en los cultivos agrícolas, conservando plantas “nobles” que tengan la capacidad de proteger el suelo de la erosión; asimismo que la competencia por luz y, nutrientes del suelo sea mínima o nula con el cultivo principal.

Por otra parte Mexzón y Chinchilla (1998), afirman que un adecuado manejo de la vegetación disminuye costos de producción y ayuda a la conservación de algunos factores bióticos como: insectos benéficos y vegetación nativa.

Las arvenses se pueden introducir a plantaciones agrícolas, en pequeños grupos a los alrededores del cultivo principal, siempre y cuando se conserve una distancia prudente con las plantas de importancia agrícola, esto con el fin de evitar competencia por nutrientes, luz y agua. Rivera (2004) indica que esta distancia depende del porte del cultivo principal, para el caso del cultivo de plátano, café y árboles forestales es de 0,3 a 0,5m de diámetro, la cual podría ser utilizada perfectamente en el cultivo de banano; también hace referencia a otros cultivos como por ejemplo: cítricos en donde recomienda una distancia de 0,5 a 1,00m, y en cacao de 0,5 a 0,8m.

Por otro lado Mexzón y Chinchilla (1998), han informado que utilizar lotes de arvenses, puede funcionar para obtener un adecuado control de insectos perjudiciales, sin embargo no están claros en el número de lotes por unidad de área; aseguran que es difícil de conocer sin pruebas experimentales de diferentes tamaños; sin embargo los autores siguieron cuatro lotes de 10x10m por hectárea, para mantener un adecuado nivel poblacional de la entomofauna; así mismo añaden que en la práctica con lotes de 7x7m por hectárea, podría ser recomendado. Por otro lado Pinilla y García (2002), indican que en Colombia específicamente en la zona de Urabá, se han venido manejando arvenses de una forma integrada, de tal manera que se han realizado controles mecánicos, manuales, así como el uso racional de herbicidas, esto con el fin de mantener las arvenses a niveles de población que no causen efectos negativos sobre la producción del cultivo de banano.

Sería conveniente realizar distintos estudios que determinen el tamaño idóneo de las islas vegetales, y verificar la factibilidad de sembrar dichas islas en el interior o en los bordes de la plantación, ya que se busca encontrar un micro clima favorable

para el establecimiento de insectos benéficos; los cuales tengan la facilidad de moverse dentro de la plantación.

De acuerdo con el estudio realizado algunas de las arvenses que podrían ser introducidas en las plantaciones bananeras con el fin de atraer insectos benéficos para lograr un control biológico de individuos plaga en el cultivo de banano son: *Clidemia* sp., *Geophila macropoda*, *Cyathula prostrata* y *Wedelia* sp.

6. CONCLUSIONES

Según los resultados obtenidos en la investigación se llegó a las siguientes conclusiones:

1. Se identificó un total de 39 especies de arvenses asociadas al cultivo de banano de las cuales *Clidemia* sp., *Geophila macropoda*, *Cyathula prostrata*, *Eleusine indica* y *Wedelia* sp., fueron las que presentaron mayor potencial para albergar insectos benéficos (Parasitoides y depredadores).
2. *Cyathula prostrata*, se caracterizó por ser la arvense que mostró mayor cantidad de parasitoides (Tachinidos y Eulophidos).
3. *Eleusine indica* es la arvense con mayor potencial de albergar insectos depredadores como algunos Micetophilidos y Tettigonidos.
4. A pesar de que *Eleusine indica* es la arvense con mayor potencial para albergar insectos benéficos, así como otros tipos de insectos, presenta el gran inconveniente de ser hospedadora de nematodos, como el caso de *Radopholus similis*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus pratensis*, *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchus reniformis* (Arias 1998).
5. Las arvenses que presentaron mayor diversidad biológica fueron: *Eleusine indica* y *Geophila macropoda*, con índices de diversidad de $H' = 3,40$ y $H' = 3,07$.
6. Las características físico-químicas del suelo que fueron analizadas no se relacionaron, con la presencia o ausencia de las arvenses, lo cual significa que éstas se adaptan a las distintas condiciones encontradas.
7. Para disminuir significativamente la incidencia de plagas dentro del cultivo del banano, es de gran ayuda mantener coberturas vegetales en las plantaciones agrícolas, ya que podría contribuir a estimular el control biológico.
8. Con la presente investigación se determinó que en plantaciones bananeras existen arvenses con potencial para el control biológico de insectos plaga, sin

embargo se requieren más estudios donde se identifique específicamente los pro y los contra de las arvenses en este cultivo.

9. Las distintas arvenses podrían ser introducidas en el cultivo de banano en forma de islas vegetales, ya sea en los bordes del cultivo o en el interior del mismo.
10. Los insectos benéficos son atraídos hacia las arvenses debido a la presencia de estructuras vegetativas como tricomas ó en busca de refugio ante las condiciones climáticas.

7. RECOMENDACIONES

Según los resultados obtenidos en la presente investigación se recomienda lo siguiente:

- Evaluar otras arvenses que no se incluyeron en la presente investigación, con el fin de valorar si presentan potencial como atrayentes de entomofauna benéfica, ya que podrían presentar potencial como albergantes de entomofauna benéfica.
- Tomar en consideración la densidad de siembra del cultivo de banano, ya que ésta podría afectar la captación de luz, por parte de la vegetación acompañante, lo cual podría disminuir la incidencia de las mismas.
- Investigar si los niveles de población de los nematodos presentes en las arvenses son dañinos para el cultivo de banano.
- Para introducir arvenses en plantaciones bananeras es necesario considerar el manejo agronómico que se realiza en las distintas fincas ya que éste podría afectar la presencia de algunas plantas, así como la incidencia de insectos en las mismas.
- Para introducir arvenses en plantaciones bananeras es necesario considerar el manejo agronómico que se realiza en las distintas fincas ya que puede afectar la presencia de algunas plantas así como la incidencia de insectos en las mismas.
- Considerar diferentes alturas y horas de muestreo, ya que estas variables podrían influir en la presencia y número de familias de insectos en las distintas arvenses.
- Profundizar taxonómicamente a nivel de género y especie en cada una de las familias de insectos encontrados en las diferentes arvenses.

- Investigar el efecto de los insecticidas, nematicidas, herbicidas y así como cualquier otro agroquímico que pueda afectar la entomofauna.
- Determinar cuáles estructuras vegetativas (flor, inflorescencia, tricomas, entre otras) presentan mayor capacidad para albergar entomofauna benéfica.

8. LITERATURA CITADA

Anderson F; Delhey R .1999. Manchas foliares de *Dichondra* spp. (Orejita de ratón), Convolvulaceae. Departamento de Agronomía, Universidad Nacional del Sur. Altos de Palihue, Argentina. Revista de la Facultad de Agronomía. (En línea). Consultado 1 oct. 2010. Disponible en www.agro.unlp.edu.ar/revista/PDF/ag104_66.pdf

Amorós, M. 2003. Producción de Agrios. 3 ed. España. Mundi Prensa. 354p.

Angulo, C. 2004. Distribución espacial e histórica de la mosca blanca de espiral (*Aleurodicus dispersus*) en el cultivo del banano en la vertiente del Caribe de Costa Rica. Tesis de Bach. Santa Clara, Instituto Tecnológico de Costa Rica. 60p.

Andrea, A; López S; Botto E. 2007. Asociaciones áfido-parasitoide (*Hemiptera: Aphididae; Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae*) en cultivos hortícolas orgánicos en Los Cardales, Buenos Aires, Argentina (en línea). Rev. Soc. Entomol. Argent. Vol 1, p.171-175. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.promipac.org

Araya, M; Cheves, A. 1997. Poblaciones de los nematodos parasitoides del Banano (*Musa AAA*) en plantaciones asociadas con coberturas del *Arachis pintoi* y *Geophilla macropoda*. Agronomía Costarricense 21(2):217-220.

Arias, E. 1998. Especies de malezas comunes en bananales de Costa Rica: Guía técnica. Costa Rica, Consorcio Litográfico Herediano. 193p.

Baeza, C.; Benavides M; Leguizamón C.1978. Plantas de la zona cafetera colombiana hospedantes de especies de Meloidogyne. Cenicafé, Colombia.p 35-45. (en línea). Consultado 1 oct. 2010. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr>

Badii, M; Abreu, L. 2006. Biological control a sustainable way of pest control. International Journal of Good Conscience. 1(1) : 82-89. 8p. (en línea).

Consultado 2 oct. 2010. Disponible en [http://www.spentamexico.org/v1-n1/1\(1\)%2082-89.pdf](http://www.spentamexico.org/v1-n1/1(1)%2082-89.pdf)

Bolaños, R.; Watson, V., y Tosi, J. 2005. Mapa ecológico de Costa Rica (Zonas de Vida), según el sistema de clasificación de zonas de vida del mundo de L.R. Holdridge), Escala 1:750 000. CCT (Centro Científico Tropical), San José, Costa Rica

Blanco, B; Laprade, S. 1998. Enemigos naturales de la mosca blanca Russell (*Homoptera: Aleyrodidae*): Parasitoides y depredadores (en línea). *Agronomía Mesoamericana* 9(2):41-44. Consultado 27 set. 2009. Disponible en www.mag.go.cr.

Blanco, B; Laprade, S. 1998. La mosca blanca en espiral (*Aleurodicus dispersus*) Russell (Homoptera: Aleyrodidae) en banano. XI Congreso Nacional Agronómico y V Congreso Nacional de Entomología. (en línea). Consultado 03 dic. 2010. Disponible en http://www.mag.go.cr/congreso_agronomico_xi/a50-6907-II_165.pdf

Blanco, H; Laprade, S. 2000. Variación estacional de la mosca blanca *Aleurodicus dispersus* y sus parasitoides en plantaciones de banano, en Matina, Costa Rica. Informe de investigación (en línea). *Revista Manejo integrado de Plagas*. (en línea). Consultado 03 dic. 2009. Disponible en <http://web.catie.ac.cr/informacion>.

Blanco, Y; Leyva, Á. 2009. Las arvenses y su entomofauna asociada en el cultivo de maíz (*Zea mays*) posterior al periodo crítico de competencia (en línea). *Cultivos Tropicales*. Vol 30. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.inca.edu.cu

Blair S, Madrigal B. 2005. Plantas antialambricas de Tumaco Costa Pacífica de Colombia. Segunda edición. Imprenta de la Universidad de Antioquia. 337p.

- Briceño, A. sf. Plagas chupadoras de los cítricos (NARANJO, LIMONERO, MANDARINA) en los Andes Venezolano (en línea). Venezuela. Laboratorio de Entomología. Universidad de los Andes. Consultado 30 set. 2009. Disponible en www.saber.ula.ve
- Campos, A; Lawrence, K y Salinas, A. 2004. Bejucos y otras trepadoras de la estación de Biología Tropical los Tuxtlas, Veracruz, México (en línea). Cuadernos del Instituto de Biología 36p. Consultado 02 set. 2009. Disponible en www.books.google.co.cr
- Carballo, M; Guaharay, F. 2004. Control biológico de plagas agrícolas. Nicaragua, CATIE. 224p.
- Cárdenas, M; Posada, F. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales Armenia. Colombia, CENICAFE. 250p.
- Cave, R. 1995. Control Biológico en América Latina, Zamorano, HN, El Zamorano. 188p.
- Cheli, G; Armendano, A; Gonzáles, A. 2006. Preferencias alimentarias de araña (*Misumenopus pallidus*) sobre potenciales insectos presea del alfalfar (en línea). Biología Tropical. 54(2). 10p. Consultado 27 set. 2009. Disponible en <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc>
- CORBANA (Corporación Bananera Nacional, CR). 2009. Estadísticas bananeras (en línea). Consultado 25 ago. 2009. Disponible en www.corbana.co.cr/est
- Coronado, R; Márquez, A. 1980. Introducción a la entomología. México. LIMUSA. 285p.
- Coto, C; Saunders, J. 2004. Insectos plagas de cultivos perenes con énfasis en frutales en América Central. Turrialba, CR, CATIE. 420p. (Serie Técnica).

- Carlier, J; Fouré, E; Gauhl, F; Jones, D; Lepoivre, P., Mourichon, X; Pasberggauh, C., Romero, R. 2000. Black leafstreak. *In* Jones DR ed. Diseases of Banana, Abacá and Enset. Wallingford, CAB. pp. 37-39.
- Cubillo, D; Laprade, S; Vargas, R. 2001. Manual Técnico para el manejo integrado de insectos plaga en el cultivo de banano. Dirección de investigación Corbana. San José, CR, CORBANA. 73p.
- Demerutis, C.2000.Eficacia biológica del fungicida y bactericida Biocto 6 en el control postcosecha de la pudrición de la corona en banano. Consultoría en sistemas postcosecha: Informe técnico de investigación. Guácimo, Costa Rica. 18p.
- Domínguez, O; Ramírez, R; Inciarte, E; Burgos, M. 2004. *Brachymeria nestor* parasitoide de *Antichloris viridis* Druce en el plátano (Musa AAB,cv. Hartón) en el estado Zulia, Venezuela. (en línea). Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.revfacagronluz.org.ve
- Enger, G; Quan, J; Fayette, J; Escobedo, A. 2008. Control biológico de la enfermedad de volcamiento de banano *Radopholus similis* con *Paecilomyces lilacinus* (en línea). Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.scribd.com
- Estrada, C; 2008. Control biológico de insectos. Un enfoque agro ecológico. Medellín, CO, Editorial Universidad de Antioquia. 261p.
- Fagiani, M; Tapia, A; Tapia, S. sf. Plagas y enfermedades del Banano (en línea), INTA. Consultado 02 oct. 2009. Disponible en <http://www.inta.gov.a>
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación). 2004. La economía mundial del banano 1985-2002. (en línea). Ciudad, país, editorial. Consultado 24 ago. 2009. Disponible en www.google.co.cr/bocks

- Fagiani, M; Tapia, A. sf. Ficha del cultivo de Banano (*Musa* sp), Estación Experimental de Cultivos Tropicales (en línea), INTA. Consultado 24 ago. 2009. Disponible en www.inta.gov.ar
- FL Mau, R; Kessing, J; Tenbrink, V; Hara, A. sf. *Pentalonia nigroneruesa* (Coquerel) en línea. Ciudad, país, editorial. Consultado 24 ago. 2009. Disponible en www.extento.hawaii.edu
- FL Mau, R; Kessing, J. 1993. *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel y Millar. (Coquerel) (en línea). Ciudad, país, editorial. Consultado 03 dic. 09. Disponible en www.extento.hawaii.edu.
- Flores E. 1999. La planta: Estructura y función. Editorial tecnológica de Costa Rica, Cartago, Costa Rica. 861p.
- Gallardo, A; Vásquez, C; Morales José, Gallardo J. 2005. Biología y enemigos naturales de *tranychus urticae* en pimentón (en línea). Manejo integrado de plagas Agrícolas. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en orton.catie.ac.cr/repdoc/A2137E/A2137E.PDF. 74 p.
- Gómez, I; Omaid, C. 2005. Inventario agroecológico de enemigos naturales del ácaro *Oligonychus zea* en banano en el norte de Honduras y evaluación de dos acaricidas para su control. Tesis Lic. Ciencia y Producción Agropecuaria. Honduras, El Zamorano. 36p.
- Gold, C; Messiaen, S. 2000. El Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) del Banano (*Musa* AAA): Plagas de *Musa* (en línea). Hoja divulgativa no.4 Consultado 6 dic. 2009. Disponible en www.bananas.bioversityinternational.org. 1p
- Hanson, P; Hilje, L. 1993. Control biológico de insectos. Programa de Agricultura Sostenible. Turrialba, CR, CATIE. 40p.

- Hidalgo, M; Tapia, A; Rodríguez, W. 2006. Efecto de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) sobre la fotosíntesis y transpiración foliar del banano (*Musa* sp.AAA, cv.Valery) en línea. *Agronomía Costarricense* 30(1). Consultado 05 dic. 2009. Disponible en www.mag.go.cr/revagr/inicio.htm. 8p.
- Jacas, J; Caballero, P; Avilla, J. 2005. El control biológico de plagas y enfermedades. 5 ed, Universitat Jaume. 209p.
- Jones, D. 2003. The distribution and important of the *Mycosphaerella* leaf spot diseases of banana *In: Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas. Eds.
- Jacome, L.; Lepoivre, P.; Marin, D.; Ortiz, R.; Romero, R.; Escalant, JV. Ciudad, país, editorial. Páginas. International Workshop on *Mycosphaerella* leaf spot diseases (2, 20-23 mayo 2002, San José, CR). Proceedings. Roma, INIBAP. pp. 25-41.
- Labrada, R; Caseley, J; Parker, C. 1996. Manejo de malezas para países en desarrollo. Producción y protección vegetal (en línea). Roma, FAO. Consultado 4 sep. 2008. Disponible en www.fao.org.
- Lara, F. 1970. Problemas y procedimientos bananeros en la Zona Atlántica de Costa Rica. San José, CR, Imprenta Trejos. 278p.
- León, M; Henao, A; Pinilla, C; León, F. 2002. Aportes al conocimiento de la *Ceramidia viridis* y propuesta de un modelo de evaluación y manejo en la zona de Urabá (Ant.) (en línea). Consultado 20 ago. 2009. Disponible en www.musalit.inibap.org. 15p.
- León, J. 1987. Botánica de cultivos tropicales (en línea). Consultado 01 set. 2009. Disponible en www.books.google.co.cr. 287p.
- Lever, R. 1970. Las plagas del cocotero. Roma, IT, FAO. 195p.

- Maes, J. 1993. Catálogo de los Apoidea (*Hymenoptera*) de Nicaragua (en línea). Rev. Nica. Ent., 26:11-30. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en <http://www.bio-nica.info/RevNicaEntomo/26-Apoidea.pdf>. 27p.
- Martin, C; French, E. 1985. La marchitez bacteriana de la papa. Centro internacional de la papa (CIP).2ad. ed. Lima, Perú.16p.
- Marín, D; Ortiz, R; Romero, R. 2002. *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas: present status and outlook. Proceedings of the 2nd International Workshop on Mycosphaerella leaf spot diseases held in San José, Costa Rica. INIBAP, Roma. pp. 21- 47
- Martínez, M. 2005. Control Biológico en Cítricos. Instituto de Recerca Tecnología Agroalimentarias (en línea). Estación Experimental de l'Ebre. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.letis.com.ar.98p
- Meneses, A. 2003. Utilización de hongos endositos provenientes de banano orgánico para el control biológico del nematodo barrenador *Radopholus similis* Cobb, Thorne. Tesis. Magíster Scientiae. Turrialba, CR, CATIE.150p.
- Mexzón, R; Chinchilla, C; Salamanca, D. 1996. Biología de *Sibine megasomoides* Walker (Lepidoptera: Limacodidae): Observaciones de la plaga en palma aceitera en Costa Rica en línea. ASD (Semillas y clones de palma aceitera de alto rendimiento). Consultado 20 ago. 2009. Disponible en <http://www.asd-cr.com/paginas/espanol/articulos/bol12-1sp.html>
- _____; Chinchilla, C. 1996. Enemigos naturales de los artrópodos perjudiciales a la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América tropical. ASD Oil Palm Papers.) (en línea). Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.asd-cr.com/paginas/espanol/articulos/bol13-2sp.html

- _____; Chinchilla, C. 1998. Especies vegetales atrayentes de la entomofauna benéfica en plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Costa Rica (en línea). ASD (Semillas y clones de palma aceitera de alto rendimiento. Consultado 20 ago. 2009. Disponible en www.asd-cr.com
- Morales, D. 2008. Evaluación que *Castollus plagiaticollis* Stall como método de control biológico de *Cloaspis* sp. en el cultivo de banano (en línea). Tesis de Lic. Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala. Consultado 6 dic. 2009. Disponible en www.biblioteca.usac.edu. 58p
- Moreno, D; Ayala, J; Lopera, M; Suárez, P; Ramírez, R. 2009. Identificación y manejo de plagas en banano y plátano Magdalena y Urabá (en línea). Medellín. CO. Impresos S.A.. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/colombia-1/publicaciones-colombia/plagas-definitiva.pdf. 64 p
- Montealegre, F. 1997. Estudio de la fauna de Tettiigoniidae (Orthoptera: Ensifera) del valle del Cauca. (en línea). Consultado 1 oct. 2010. Disponible en http://www.utm.utoronto.ca/~monteale/docs/FMontealegre_BSc_thesis.pdf. 292p
- Muñoz, C; Vargas, E. 2005. Manejo de Sigatoka negra (*Mycosphaerella Fijiensis* var. *Difformis Morelet*) en plátano cv. “Curraré” en San Carlos, Zona Norte (en línea). Tecnología en Marcha 18(3):15 Consultado 03 dic. 2009. Disponible en: www.tec.ac.cr/sitios/Vicerrectoria/vie/editorial_tecnologica/Revista_Tecnologia_Marcha.118p
- Negrín, B; Perez, R; Gutierrez, I. 2007. Control de especies de arvenses en plantaciones de guayaba (*Psidium guajava*) mediante el uso de coberturas vivas de leguminosas (en línea). Consultado 24 ago. 2009. Disponible en redalyc.uaemex.mx. 18p.

- Nicholls, C. 2008. Control biológico de insectos. Un enfoque agroecológico. Medellín, CO, Editorial Universidad de Antioquia. 261p.
- Núñez, E. 1998. Plantas medicinales de Puerto Rico (en línea). Consultado 01 set. 2009. Disponible en www.books.google.co.cr. 201p.
- Ocampo, J. 1993. Producción de Banano (*Musa AAA*) en una Finca de la Región Atlántica de Costa Rica. Guácimo. Tesis. Lic. Guápiles, CR, EARTH. 53p.
- Ochoa, R; Aguilar, H; Vargas, C. 1991. Ácaros fitófagos de América Central: Guía ilustrada. Turrialba, CR, CATIE 251p.
- Orellana, C. 2002. Descripción de las plagas del cultivo del banano de 1995 al 2007 en las fincas de Cobigua en el distrito de Entre Ríos, Municipio de Puerto Barrio Izabal (en línea). Guatemala. Tesis de Lic. En ingeniería en agronomía, Universidad de San Carlos de Guatemala. Consultado 3 dic. 2009. Disponible en www.biblioteca.usac.edu.gt. 106p
- Ortega, A. 1998. Resistencia de *Bemisia argentifolii* a insecticidas: implicaciones y estrategias de manejo en México (en línea). Manejo Integrado de Plagas. Consultado 24 ago. 2009. Disponible en orton.catie.ac.cr. 21p.
- Ortiz, R; López, A; Poncher, S; Segura, A. 2001. El cultivo del banano. San José, CR, EUNED. 185p.
- Ostmark, H. 1989. Banano. *In*. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: estado actual y fruto. Zamorano, HN, Escuela Agrícola Panamericana. pp. 445-470.
- Padilla, M; Echeverría, L; Bonilla, N; Mora, F. 2008. Actualidad fitosanitaria. Servicio fitosanitario del estado. (en línea). Consultado 1 oct. 2010. Disponible en http://www.protecnet.go.cr/centro_informacion/boletin/boletin33.pdf. 4p

- Paliwal R; Granados G;Renée H; Violic A.2001. El maíz en los trópicos. Mejoramiento y producción. Dirección de Producción y Protección vegetal de la FAO. (en línea).Consultado 12 dic.2010. Disponible en: <http://books.google.co.cr/books>. 310p
- Perlata, P.2001. Clidemia (Melostomataceae) una nueva cita para la flora Argentina. Instituto de Botánica Darwinion, San Isidro, Buenos Aires, Argentina. 4p.
- Pinese, B; Piper, R. 1994. Bananas: Insect and mite management. Queensland, US, Dep. Of Primary Industries. 67p.
- Pinilla, C; García, G.2002. Manejo integrado de arvenses en plantaciones de banano (Musa AAA). Asociación de bananeros de Colombia, Augura. (en línea). Consultado 03 dic 2010. Disponible en http://musalit.inibap.org/pdf/IN030033_es.pdf. 14p.
- Peralta, P. 2001.Clidemia (melastomataceae) una nueva cita para la flora argentina. Instituto de Botánica Darwinion, Casilla de Correo 22, B1642HYD San Isidro, Buenos Aires, Argentina. p 115-117.
- Ponce, T; Peláez, I; De la Cruz, J. 1979. Estudio biológico del gusano canasta (*Oiketicus kirbyi*) Lands Guiding (Lepidoptera: Pyschidae) en plátano y reconocimiento de sus principales parasitoides. Acta Agronómica 29(1/4): 46-46.
- Ramírez, R; Dominguez, O, Inciarte, E; Burgos, M. 2004. Himenópteros y dípteros parasíticos de *Automeris incarnata* Walker 1865 (Lepidoptera: Saturniidae) defoliador del cultivo plátano (*Musa AAB*, sub-grupo plátano cv. Hartón) en la zona Sur y Este del lago de Maracaibo (en línea). Venezuela, Consultado 03 dic. 2009. Disponible en [www.revfacagronluz.org.ve/PDF/suplemento_2004/Ramirez et al.pdf](http://www.revfacagronluz.org.ve/PDF/suplemento_2004/Ramirez_et_al.pdf). 20p.

- Reunión nacional sobre manejo integrado de nematodos parásitos del plátano, con énfasis en microbiológicos (15, 2002, Cartagena de Indias, CO). 2002 (Memorias). Eds. C. Castrillón; M, Botero; C. Urrea; J. Cardona; L. Zuluaga; H. Morales; G. Alzate. Medellín, CO, AUGURA. 6p.
- Ríos, F; Baca, P. 2006. Control de las plagas y enfermedades de los cultivos. Manual para el estudiante. Primer año de Bachillerato Técnico Escuela Agrícola Panamericana (en línea). Zamorano. HN, INATEC. 65 p. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en www.promipac.org. 100p.
- Rizo, C; Narváez, C. 2001. Uso y producción de Virus de la Poliedrosis Nuclear en Nicaragua. Arvenses en el Fomento de Productos Fitosanitarios No-Sintéticos. Manejo Integrado de Plagas, Turrialba, CR, CATIE. 69p.
- Rivera J.2004. Manejo integrado de arvenses en café con criterios de sostenibilidad. XI Congreso Venezolano de Malezas, Universidad Nacional Experimental del Táchira, San Cristóbal, Venezuela. (en línea). Consultado 02 dic. 2010. Disponible en http://www.oocities.com/biotropico_andino/cap5.pdf. 23p
- Robinson, J.1996. Bananas and Plantains. CAB International. Nelsprut, South África. (en línea). Consultados 08 dic. 2010. Disponible en: <http://bananas.bioiversityinternational.org>.238p
- Rodríguez, A; Agüero, R. 2000. Identificación de malezas trepadoras del banano (musa sp.) en la zona Caribe de Costa Rica. Agronomía Mesoamericana 11(1):123-125.
- Rodríguez, A; Valle, H; Segura, R; Guillén, C; Sandoval, J; Laprade, S. 2009. Evaluación de dos proyectos demostrativos en banano con implementación de buenas prácticas agrícolas en el Caribe costarricense. Proyecto: Colombia Costa Rica y Nicaragua, Reduciendo el escurrimiento de plaguicidas al mar Caribe. San José, Costa Rica, CORBANA. 32p.

- Rodríguez, O. 2009. Análisis en Componentes Principales. (en línea). Consultado 26 oct. 2010. Disponible en <http://www.oldemarrodriguez.com> 10p
- Rojas, S. 1987. Plagas de los cítricos y control de los enemigos naturales (en línea). Chile, INIA. Consultado 3 dic. 2009. Disponible en www.mipcitricos.cl. 44 p
- Romero, R. 2003. The spread, detection and impact of black leaf streak disease and other *Mycosphaerella* species in the 1990s, *In* Jacome L; Lepoivre P; Marin D; Ortiz R; Romero R; Escalant, JV. eds. *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas: present status and outlook. Roma, INIBAP. pp. 21-47.
- Roog, H.2000.Manual: manejo integrado de plagas de cultivos tropicales. Quito, EC, ABYA-YALA. 113p.
- Rosadas, L; Godoy, N. 2003.Manejo de malezas del cultivo de banano (*Musa* AAA) de la Universidad EARTH. Tesis Lic. Agronomía. Costa Rica, Universidad EARTH.68p.
- Ruiz, E; Coronado, J; Myartseva, S.2007. Aspectos sobre el control biológico de plagas en América Latina (en línea). México, Universidad Autónoma de Tamaulipas. Consultado 03 dic. 2009. Disponible en <http://www.avocadosource.com/books> 342p.
- Saunders, J; Coto, D; King, A. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Turrialba, CR, CATIE. 289p. (Serie Técnica).
- Sata 2011. Guía para la protección y nutrición vegetal. (en línea). Consultado 02 ene 2011. Disponible en www.laguiasata.com
- Soto, M.2008 Bananos. Técnicas de producción y manejo poscosecha y comercialización.3ª.ed. San José, Costa Rica. Litografía e imprenta LIL. 674p.

- Soto, M. 1995. Banano cultivo y comercialización. 2 ed. San José, CR, s.n. 674p.
- Stray, P; Cermeli, M. 1989. Parasitoides (Hymenoptera, Aphidiidae), de áfidos en plantas cultivadas de Venezuela. Institute of Entomology, Czechoslovak Academy of Sciences. Maracay, VE, Departamento de Protección Vegetal, Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias. pp. 77-80.
- Trujillo S; Madrigal B.2005. Plantas antimaláricas de Tumaco Costa Pacifica colombiana. Universidad de Antioquia, Medellin, Colombia. 337p(en línea). Consultado 1 oct. 2010. Disponible en www.books.google.co.cr 159p.
- Ugalde, J.2002. Avispas, abejas y hormigas Costa Rica. Santo Domingo de Heredia, , Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio).174p.
- Uquillas, C. 2002. Ciclo de vida del lepidóptero (*Opsiphanes tamarindi*) criado en laboratorio y el consumo de follaje en sus diversos instares (en línea). Consultado 24 ago. 2009. Disponible en www.musalit.inibap.org 10p
- Uquillas, C 2002. Caracterización de *Pyroderces* sp. (Lepidoptera: cosmopterigidae) en banano de Ecuador (en línea). Consultado 02 oct. 2009. Disponible en www.musalit.inibap.org 8p
- Vázquez, L; Fernández, E; Simonetti, J. 2007. Manejo de reservorios de entomofauna por agricultores urbanos en Ciudad de la Habana. Cuba. INISAV 3 p.
- Vega, R; López, A; Poncher, S; Segura, A. 2007. El cultivo del banano. San José, CR, EUNED.200p
- Vid. 2004. Los parásitos de la Vid. Estrategias de protección razonada en línea. 5 ed. MUNDI-PRENSA. Consultado 27 set. 2009. Disponible en <http://books.google.co.cr> 320p.

- Walker, A; Greenberg, S. 1998. Suitability of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) instars for the parasitoid *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae). Environ. Entomol. 18p.
- Waterhouse, D; Norris, K. 1987. *Aspidiotus destructor* Signoret. In *Perspectivas de Control Biológico del Pacífico*. Melbourne, Australia. pp. 62-71.
- Willie, A; Fuentes, G. 1979. Apuntes sobre taxonomía de los insectos. Universidad de Costa Rica. 52 p.
- Zamora, L. 1998. Manual de recomendación para el cultivo de café. Costa Rica, ICAFE. 193 p.
- Zumbado, M. 2006. *Dipteros de Costa Rica y la América tropical* .Santo Domingo de Heredia, Costa Rica, Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio).267p.

9. ANEXOS

Anexo 1. Índice de Shannon y porcentaje de insectos, determinado en las distintas arvenses.

Arvenses	H' total	% total	H' herbívoros	% Herbívoros	H' Benéficos	% Benéficos
<i>Panicum máximum</i>	0,19	1,28	1,96	8,58	0,46	1,34
<i>Acalypha alopecuroides</i>	0,19	1,61	0,56	2,45	0	0,27
<i>Alternanthera sessilis</i>	0,19	2,99	0,17	0,73	0	0,27
<i>Clidemia</i> sp	0,7	4,11	0,14	0,61	0,53	0,8
<i>Commelina diffusa</i>	0,76	4,11	0,08	0,36	1,25	8,29
<i>Cyathula prostrata</i>	0,68	4,11	1,05	4,62	1,94	4,01
<i>Cyclospermum</i> sp	0,49	2,99	0	0,01	0,76	19,25
<i>Cynodon dactylon</i>	0,65	3,43	0,01	0,05	0,63	2,41
<i>Cyperus Rotundus</i>	0,31	2,42	5,22	22,87	1,5	1,07
<i>Cyperus</i> sp	0,19	2,27	0,1	0,44	1,15	1,87
<i>Geophila macropoda</i>	0,86	4,11	0,44	1,91	0,55	0
<i>Diffenbachia tendazzi</i>	0,38	1,87	0,2	0,86	3,07	6,95
<i>Digitaria decumbes</i>	0,44	1,61	1,11	4,86	0,46	0
<i>Digitaria setigera</i>	0,38	4,11	0,48	2,08	0,92	0,8
<i>Drymaria cordata</i>	0,38	1,87	0,78	3,4	0	0,53
<i>Eclipta alba</i>	0	0,81	0	0	0,81	0
<i>Eleusine indica</i>	1,01	3,69	2,58	11,28	3,40,	0,53
<i>Emilia</i> sp	0	0	0	0	3,4	29,41
<i>Ischaemum indicum</i>	0,38	2,79	0,69	3,02	0	0
<i>Kyllinga sesquiflora</i>	0,38	0	0	0	0,68	2,14
<i>Laporteia aestuans</i>	0,79	2,42	0,14	0,62	0	0,27
<i>Macfadyena unguis-cati</i> (L)	0	1,61	0	0	1,35	2,41
<i>Monochaetum floribundum</i>	0,7	3,6	0,63	2,74	0,81	1,07
<i>Odontonema</i> sp	0,63	3,55	0,15	0,67	1,5	1,07
<i>Oplismenus burmannii</i>	0	0	0,65	2,86	1,49	1,6
<i>Panicum laxum</i>	0,57	3,49	0,05	0,5	0	0
<i>Panicum molle</i>	0,19	3,15	0,11	0,49	0	0,27
<i>Panicum trichoides</i>	0,3	3,92	0,27	1,18	0	0,27
<i>Paspalum</i> sp	0,60	2,68	0,53	2,31	1,5	1,07
<i>Phyllanthus caroliniensis</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Phyllanthus niruri</i>	0	0	0,65	2,86	0	0
<i>Pilea</i> sp	0,12	4,11	0,33	1,43	0,5	0,27
<i>Pilea</i> sp (1)	0,3	2,27	0,25	1,11	0,5	0,27
<i>Pueraria phaseoloides</i> Bentham	0,60	3,15	0,65	2,86	0	0,27
<i>Scleria melaleuca</i>	0,30	2,09	0,59	2,57	0,86	1,6
<i>Spathiphyllum friedrichsthali</i>	0,60	2,68	0,85	3,72	1,4	1,6
<i>Spermacoce assurgens</i>	0,60	4,11	0,5	2,19	0,57	5,08
<i>Spermacoce laevis</i>	0,49	2,56	0,72	3,15	0	1,34
<i>Wedelia</i> sp	0,80	4,11	0,15	0,67	1,5	1,6

Anexo 2. Análisis de componentes principales, realizado con el fin de determinar si hay influencia de los elementos del suelo en la presencia de arvenses.

Los componentes principales son la reducción o disminución del número de variables, es decir cuando se tienen muchas variables, el objetivo es reducirlas perdiendo la menor cantidad de información.

Cuando se crea un componente principal se está combinando linealmente las variables originales, para dar origen a una nueva variable que sería el componente principal. Por otra parte los Eigenectores son valores, los cuales dan origen a la correlación de cada componente principal.

Por otro lado, los datos de la varianza explicada, son muy importantes, ya que por medio de ellos se puede saber cuántos componentes principales se van a utilizar en el análisis estadístico; no existe una regla definida sobre el número de componentes principales, que se deben utilizar en función de las variables y de la proporción de varianza acumulada.

En este caso se utilizaron los primeros 4 componentes principales ya que en ellos se explica el 75% de la varianza total.

Anexo 3. Diferentes variables en el análisis estadístico.

Componentes principales	Proporción de la varianza (%)
CP1	28
CP2	21
CP3	16
CP4	10
CP5	6
CP6	4
CP7	3
CP8	2
CP9	2

Los eigenvectores necesarios para obtener los componentes principales se presentan en el anexo 4.

Anexo 4. Eigenvectors determinados a partir del análisis de componentes principales.

Variables	CP 1	CP 2	CP 3	CP 4
pH	0.3224	-0.3054	-0.2010	0.1575
Al	-0.3202	0.1190	0.3989	-0.0692
Ac	-0.3230	0.1285	0.3925	-0.0740
Ca	-0.0251	0.4557	-0.3080	0.1645
Mg	-0.0176	0.4545	-0.2705	0.0886
K	0.0379	-0.2965	-0.0008	0.5096
P	-0.2306	0.0347	0.0848	0.5610
Fe	0.0256	0.4077	0.2977	0.1599
Cu	0.3125	0.0841	0.3017	0.1416
Zn	0.3065	0.1087	0.0428	0.3505
Mn	0.0159	0.3307	-0.4014	-0.0589
MO	0.2386	0.2154	0.2368	0.2326
Arena	-0.4056	-0.0887	-0.1801	0.1906
Arcilla	0.3508	0.1538	0.0975	-0.3039
Limo	0.3102	0.0005	0.1739	-0.0244

Anexo 5. Análisis de las correlaciones obtenidas para CP1 y CP2.

Las variables del suelo asociadas, positivamente, con CP1 fueron: arc (arcilla), pH, Cu, Li (limo) y Zn, cuyos coeficientes de correlación lineal de Pearson son: 0,72; 0,66; 0,64; 0,64 y 0,63. Por otro lado, las que más se asociaron negativamente fueron: ar (arena), ac (acidez) y Al, cuyos coeficientes de correlación son: -0,83; -0,66, y -0,66.

Con respecto a CP2, entre las variables del suelo que más se correlacionaron, en forma positiva están: Ca, Mg, Fe y Mn, cuyos coeficientes de correlación se presentan respectivamente: 0,80; 0,80; 0,71 y 0,58. Las que se correlacionaron negativamente con más fuerza con CP2 fueron: pH y K, con coeficientes de 0, 53 y 0,52

Anexo 6. Correlación obtenida para CP1 y CP2.

Variables	CP1	CP2
pH	0,6669	-0,5384
Al	-0,6624	0,2097
Ac	-0,668	0,2266
Ca	-0,0519	0,8033
Mg	-0,0365	0,8012
K	0,0785	-0,5227
P	-0,477	0,061
Fe	0,0531	0,7188
Cu	0,6464	0,1483
Zn	0,634	0,1916
Mn	0,033	0,5831
Mo	0,4934	0,3798
Arena	-0,8388	-0,1563
Arcilla	0,7256	0,2711
Limo	0,6417	0,0009

Anexo 7. Análisis de las correlaciones obtenidas para CP1 y CP2.

Las variables del suelo asociadas, positivamente, con CP3 fueron: Al, ac (acidez), cuyos coeficientes de correlación lineal de Pearson son: 0,62 y 0,61. Por otro lado, la que se asocia más negativamente es: Mn, cuyo coeficiente de correlación es de -0,63.

En CP4, las variables del suelo que más se correlacionaron, en forma positiva, fueron: K y P, cuyos coeficientes de correlación es de: 0,63 y 0,70. No se presentaron correlaciones negativas significativas.

Anexo 8. Correlación obtenida para CP3 Y CP4.

Variables	CP3	CP4
PH	-0,3155	0,1973
Al	0,6263	-0,0866
Ac	0,6161	-0,0926
Ca	-0,4834	0,206
Mg	-0,4247	0,111
K	-0,0013	0,6381
P	0,1333	0,7024
Fe	0,4674	0,2002
Cu	0,47373	0,1773
Zn	0,0672	0,4389
Mn	-0,6301	-0,0737
Mo	0,3717	0,2913
Arena	-0,2827	0,2387
Arcilla	0,1531	-0,3805
Limo	0,273	-0,0305