



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRICOLAS

CAMPUS TABASCO

POSTGRADO EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

IMPORTANCIA DE LAS ARVENSES EN LA DISPERSIÓN DEL AMARILLAMIENTO LETAL DEL COCOTERO

NELBA TERAN VILLANUEVA

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

H. CÁRDENAS, TABASCO, MÉXICO

2014

La presente tesis titulada “Importancia de las arvenses en la dispersión del amarillamiento letal del cocotero” realizada por la alumna Nelba Teran Villanueva bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS
PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

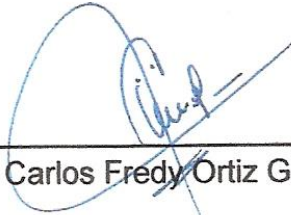
CONSEJO PARTICULAR

Consejera:



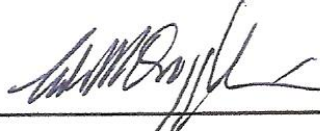
Dra. Eustolia García López

Asesor:



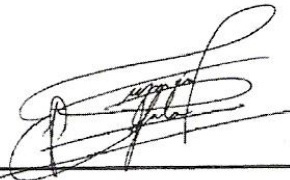
Dr. Carlos Fredy Ortiz García

Asesor:



Dr. Carlos M. Oropeza Salim

Asesor:



Dr. Remigio A. Guzmán Plazola

H. Cárdenas, Tabasco, 30 de Junio de 2014.

La presente tesis titulada **“Importancia de las arvenses en la dispersión del amarillamiento letal del cocotero”** fue dirigida por la Dra. Eustolia García López Profesora Investigadora del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Este estudio fue financiado por el Proyecto CB- 2009129717 denominado “Estudios sobre los mecanismos de defensa del cocotero a fitoplasma del Amarillamiento Letal”

IMPORTANCIA DE LAS ARVENSES EN LA DISPERSIÓN DEL AMARILLAMIENTO LETAL DEL COCOTERO

Nelba Teran Villanueva

Colegio de Postgraduados, 2014

RESUMEN

El cocotero (*Cocos nucifera*) uno de los cultivos tropicales de mayor importancia económica por su contribución sustancial a la seguridad alimentaria, se ha visto afectado por la enfermedad conocida como amarillamiento letal del cocotero (ALC), una de las más devastadores y que se ha localizado en todas las regiones productoras de México. El objetivo de la presente investigación fue analizar el papel que juegan las arvenses en la dispersión del ALC; para ello se realizó un registro de la flora asociada a la plantación, identificándose taxonómicamente las especies de plantas (arvenses); se hicieron análisis moleculares para detectar la presencia del fitoplasma de dicha enfermedad en las arvenses en ocho sitios dentro de la plantación. Posteriormente se realizó un análisis de componentes principales para conocer la similaridad ecológica de los sitios. Para la determinación molecular de la presencia de fitoplasma se consideraron las siguientes especies: *Digitaria abyssinica*, *Digitaria insularis*, *Conyza canadensis*, *Eustachys petraea*, *Emilia sonchifolia*, *Tridax procumbens*, por ser las más frecuentes dentro de la plantación, *Vernonia cinerea*, *Portulaca pilosa*, *Sida acuta* y *Panicum laxum*; de ellas se colectaron muestras completas para la extracción de ADN que fueron analizadas mediante la técnica molecular de PCR en tiempo real usando primers generales (P1/P7) y específicos (LY16sr/LY16sf) para *Candidatus Phytoplasma palmae*. La composición de la flora asociada a la plantación resultó en 93 especies

correspondientes a 34 familias y 75 géneros. El análisis de componentes principales destacó de manera general, la disimilaridad de cuatro sitios (1, 2, 4 y 8), que resaltan la heterogeneidad florística de la comunidad de arvenses en la plantación de estudio, además de un grupo homogéneo formado por los otros cuatro. Los análisis de PCR en tiempo real revelaron a las arvenses: *D. abyssinica*, *D. insularis*, *E. petraea* y *P. pilosa*, como posibles reservorios de fitoplasma.

Palabras claves. Fitoplasma, PCR en tiempo real, flora asociada, ALC, *Myndus crudus*

IMPORTANCE OF THE WEEDS IN THE DISPERSION OF COCONUT LETHAL YELLOWING

Nelba Teran Villanueva

Colegio de Postgraduados, 2014

ABSTRACT

The coconut (*Cocos nucifera* L.), one of the tropical crops of major economic importance for their substantial contribution to food security, has been affected by the disease known as lethal yellowing (CLY), one of the most devastating and which has been located in all producing regions of México. The aim of this research was to analyze the role of weeds in the dispersion of the CLY; for this a record of the flora associated with planting and the taxonomical identification of plants species (weeds) was performed; Molecular analyzes were carried out to detect the presence of phytoplasma disease on weeds at eight sites within the plantation. Subsequently, a principal component analysis was performed to determine the ecological similarity of the sites. For the molecular identification of the presence of phytoplasma, the following species were considered: *Digitaria abyssinica*, *Digitaria insularis*, *Conyza canadensis*, *Eustachys petraea* and *Tridax procumbens*, which was being the most common in the plantation, the remaining five were selected for having been reported or have close relatives reported as reservoirs of phytoplasma, in this case were *Emilia sonchifolia*, *Vernonia cinerea*, *Portulaca pilosa*, *Sida acuta* and *Panicum laxum*; DNA extract of samples were analyzed by molecular technique real-time PCR using general primers (P1/P7) and specific (LY16sr/LY16sf) for *Candidatus* Phytoplasma palmae. The composition of the flora associated with planting resulted in 93 species corresponding to

34 families and 75 genera. The principal component analysis emphasized, in general, the dissimilarity of four sites (1, 2, 4 and 8), highlighting the floristic diversity of weed community in planting study, as well as a homogeneous group formed by the other four. The real-time PCR analysis revealed the weed: *D. abyssinica*, *D. insularis*, *E. petraea* and *P. pilosa* as potential reservoirs of phytoplasma.

Key words: Phytoplasma, real-time PCR, associated flora, ALC, *Myndus crudus*

DEDICATORIA

A DIOS porque sin él nada somos

A mi esposo José por su amor, comprensión y apoyo en todo momento

A mis papas Héctor Terán y Ma. Gisela Villanueva por ser mi guía y mi fortaleza en todo el trayecto de mi vida

A mis hermanos Nayma y Fulvio por su apoyo y amor

A mi abuela Aurea Enríquez por su extraordinaria enseñanza de vida y apoyo incondicional

AGRADECIMIENTO

Al Consejo Nacional del Ciencia y Tecnología CONACYT por la beca otorgada durante los dos años de mi formación académica.

Al COLEGIO DE POSTGRADUADOS CAMPUS TABASCO por abrirme las puertas para continuar con crecimiento profesional.

A la línea prioritaria de investigación Dos (LPI-2) agro ecosistemas sustentables por su apoyo.

A mi consejo particular por su acertada orientación durante el desarrollo de la tesis.

Al DR. Juan Javier Ortiz por su asesoría y apoyo en la identificación taxonómica de especies.

A la MC. María Narváez por su contribución a este trabajo.

A la Ing. Ana María Collí por su participación y contribución en los análisis de laboratorio.

A la Dra. María Goreti por su participación en el análisis molecular de las arvenses.

A mi amiga Ana María Peña por su amistad y apoyo en los momentos difíciles.

A mis tíos Mayra, Carmelo, Antonio por su apoyo económico para la terminación de la tesis.

A Gerardo y Patricia García, Gabriela de la Cruz, Gamaliel Rodríguez, Lorena Aguilar y Eder Ramos por su apoyo en la realización de los trabajos de campo

Al señor Demetrio por su colaboración en los trabajos de campo durante la realización de las mismas

CONTENIDO

RESUMEN	iv
ABSTRACT	vi
DEDICATORIA.....	viii
AGRADECIMIENTO.....	ix
CONTENIDO.....	x
LISTA DE CUADROS	xii
LISTA DE FIGURAS	xiii
I. INTRODUCCION	1
II. OBJETIVOS	2
General.....	2
Particulares	2
III. HIPOTESIS	3
IV. REVISION DE LITERATURA	4
4.1. El coco origen e importancia.....	4
4.2. Clasificación taxonómica del coco	5
4.3. Morfología del cocotero	6
4.4. Amarillamiento letal del cocotero	7
4.4.1 Síntomas del ALC.....	7
4.5. Fitoplasmas	8
4.6. Taxonomía del fitoplasma del ALC.....	10
4.7. <i>Myndus crudus</i> vector del agente causal.....	11
4.8. Especies hospederas de <i>M. Crudus</i>	12
4.9. Arvenses reservorios de fitoplasmas	12
V. MATERIALES Y METODOS.....	14
5.1. Identificación taxonómica de especies asociadas	15
5.2. Detección molecular de arvenses posibles reservorios.....	15

5.3. Similaridad ecológica de arvenses	17
5.3.1 Análisis de datos de similaridad ecológica.....	17
VI. RESULTADOS Y DISCUSION	19
6.1. Identificación taxonómica.....	19
6.2. Detección molecular de <i>Candidatus</i> Phytoplasma palmae mediante PCR en tiempo real	20
6.3. Descripción taxonómica de especies posibles reservorios de fitoplasma	21
6.3.1. <i>Digitaria abyssinica</i>	21
6.3.2 <i>Digitaria Insularis</i>	22
6.3.3 <i>Eustachys petraea</i>	24
6.3.4 <i>Portulaca pilosa</i>	25
6.4. Similaridad ecológica entre las comunidades de arvenses.....	26
VII. CONCLUSION	54
VIII. LITERATURA CITADA	55
IX. ANEXO	60

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Especies posibles reservorios del fitoplasma de ALC analizados por PCR ent tiempo real.21

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Producción mundial de copra por país, 2011 (Fuente: Elaboración propia Según estadísticas de FAO, 2011).....	5
Figura 2. Secuencia de síntomas visuales del ALC. Fotos: Ortiz C.F. y Teran N.	9
Figura 3. Ninfa de <i>Myndus crudus</i> . Izquierda, hembra adulto Derecha,	11
Figura 4. Ubicación geográfica del ejido Ojoshal Cárdenas, en la costa de Tabasco.	14
Figura 5. Familias y géneros botánicos mejor representados en la flora asociada a la plantación de cocotero.....	20
Figura 6. <i>Digitaria abyssinica</i> . Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia y vaina papilo-pilosa	22
Figura 7. <i>Digitaria insularis</i> . Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia.	23
Figura 8. <i>Eustachys petraea</i> . Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia.....	24
Figura 9. Flor de <i>Portulaca pilosa</i> mostrando pelos blanquecinos en nudos.	25
Figura 10. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de junio. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2, y 3. (73.1 % de la varianza total).	27
Figura 11. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de julio. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (72.20% de la varianza total).	29
Figura 12. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de agosto. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (69.46% de la varianza total).	31
Figura 13. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de septiembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (73.58% de la varianza total).	33
Figura 14. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de octubre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (31.32 % de la varianza total).	35
Figura 15. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de noviembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (37.94% de la varianza total).	38
Figura 16. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de diciembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (32.13 % de la varianza total).	41
Figura 17. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de enero. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (33.71% de la varianza total).	43
Figura 18. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de febrero. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (55.17% de la varianza total).	46

Figura 19. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de marzo. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3 (55.17% de la varianza total). 48

Figura 20. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de abril. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (72.93 % de la varianza total). 49

Figura 21. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de mayo. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3 (72% de la varianza total). 51

I. INTRODUCCION

El coco (*Cocos nucifera*) es uno de los cultivos tropicales de mayor importancia económica por su contribución sustancial a la seguridad alimentaria (Oropeza *et al.*, 2010). En México los principales estados productores de este cultivo son: Chiapas, Colima, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Tabasco, Veracruz, (SIAP, 2013). Este cultivo se ha visto afectado por enfermedades tales como: el anillo rojo-picudo, pudrición de cogollo y el amarillamiento letal del cocotero (ALC).

El ALC es una de las enfermedades más importantes que afectan al cultivo de coco y fue la causa de la devastación generalizada del cocotero en Jamaica durante las décadas de los setenta (Been, 1991). En México en las regiones del golfo y el Mar Caribe, y en Centroamérica, ha traído consigo severas pérdidas económicas para los cientos de miles de personas que dependen directa e indirectamente de este cultivo (Arellano y Oropeza, 1995; Oropeza *et al.*, 2005).

En México el ALC se detectó por primera vez en Cozumel, en el año de 1977, 20 años después había ocasionado la pérdida de 650 mil palmeras establecidas en los estados de Quintana Roo, Yucatán, Campeche y Tabasco (Córdova *et al.*, 2000). Actualmente dicha enfermedad se encuentra presente en todos los estados del Golfo de México. El ALC es causada por un fitoplasma (Plavsic-Banjac *et al.*, 1972; McCoy *et al.*, 1983) y es transmitida de una palma enferma a una sana por la chicharrita pálida *Myndus crudus* la cual pasa gran parte de su vida en la zona de las raíces de pastos que funcionan como hospederos de estos organismos en etapa adulta, vuelan hacia las palmas y se ubica en el envés de los foliolos para alimentarse de la savia. (Howard *et al.*, 1984).

Investigaciones recientes han demostrado que especies de plantas, cuyo aspecto es normal, tales como: *Vernonia cinerea*, *Emilia fosbergii*, *Synedrella nodiflora* (Brown *et al.*, 2008 a y b), asociadas al cultivo de coco en Jamaica actúan como reservorios alternos del fitoplasma del grupo (16Sr IV) del ALC. Debido a la importancia del cultivo, a la agresividad de la enfermedad y al desconocimiento de especies de arvenses que pueden actuar como reservorio naturales alternos del fitoplasma causante del ALC, se planteó la presente investigación para la determinación de la importancia de las arvenses en la dispersión del ALC.

II. OBJETIVOS

General

Identificar las especies de plantas asociadas al cocotero y analizar su papel en la dispersión del amarillamiento letal del cocotero.

Particulares

- Identificar taxonómicamente las especies de plantas asociadas al cocotero en una zona donde se ha detectado amarillamiento letal en la costa de Tabasco, México.
- Determinar molecularmente la presencia del fitoplasma de ALC en las arvenses

III. HIPOTESIS

Algunas de las arvenses asociadas al cultivo del cocotero en Tabasco son reservorios de *Candidatus Phytoplasma palmae* agente causal del Amarillamiento Letal.

IV. REVISION DE LITERATURA

4.1. El coco origen e importancia

El coco (*Cocos nucifera L.*) es una planta tropical perteneciente a la familia Arecaceae introducida a México durante la conquista española. Según Zizumbo-Villarreal (1996) “los registros históricos indican que las primeras introducciones a la costa atlántica fue alrededor de 1549 a través de los puertos de Veracruz y Campeche, cuya procedencia era el Cabo verde (África Occidental) y las islas del Caribe, la introducción a la costa Oeste fue a través de los puertos de Colima y Acapulco, los frutos procedían de Panamá alrededor de 1539, de la isla Salomón en 1569 y de las Filipinas en 1571”

El cocotero es el cultivo tropical de mayor importancia económica, por su contribución sustancial a la seguridad alimentaria, a una mejor nutrición, por la generación de empleo, por ser fuente de ingresos y el más representativo de las zonas costeras (Oropeza *et al.*, 2010). A nivel mundial se cultiva en 92 países con una superficie de aproximadamente 11.8 millones de hectáreas, con una producción aproximada de 53, 487,847 millones de toneladas. Los principales países productores son: Indonesia, Filipinas e India. México ocupa el noveno lugar (Figura 1). En México los principales estados productores de este cultivo son Chiapas, Colima, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Tabasco, Veracruz. De acuerdo con datos del SIAP (2013), para el año agrícola 2012 a nivel nacional se tuvo una superficie sembrada de 104,041.84 ha. y una superficie cosechada de 102,670.00 ha. con un valor de producción de 968,129.99 miles de pesos. El estado de Tabasco tuvo una superficie sembrada de 11,337.50 ha, con una superficie cosechada de 19, 890.00 y una

producción de 109,779.04 ton, con un valor de producción de 217,718.79 miles de pesos.

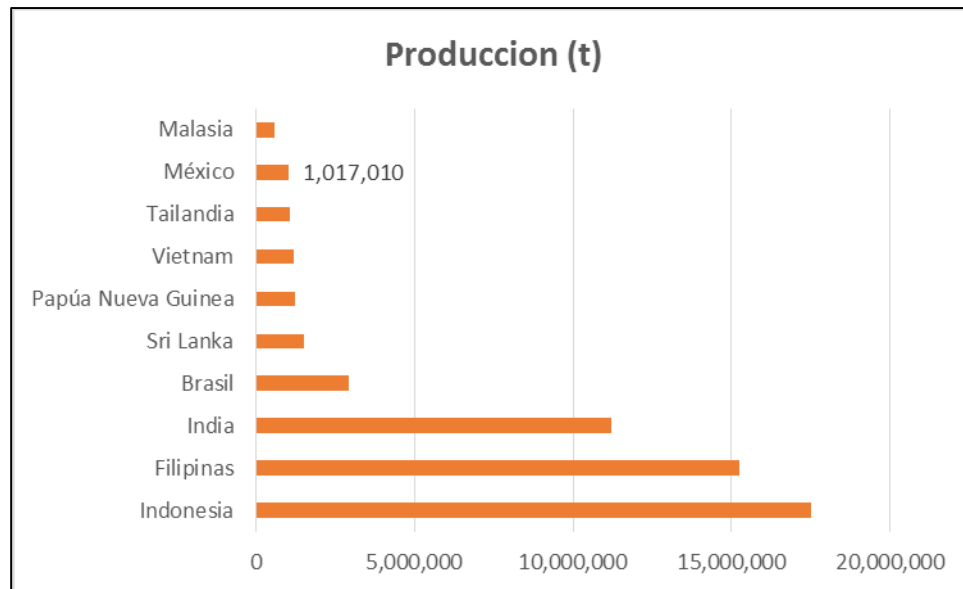


Figura 1. Producción mundial de copra por país, 2011 (Fuente: Elaboración propia Según estadísticas de FAO, 2011).

4.2. Clasificación taxonómica del coco

De acuerdo con la USDA, ARS, la clasificación taxonómica de *Cocos nucifera* establecida por Lineo en 1753 es la siguiente:

Familia: Arecaceae

Subfamilia: Arecoideae

Tribu: Cocoseae

Subtribu: Attaleinae

Género: *Cocos*

Especie: *Cocos nucifera* L.

4.3. Morfología del cocotero

El cocotero es un árbol grande que posee una organización típica de las monocotiledóneas, con miles de raíces delgadas y largas, la mayoría de estas se dirigen hacia abajo en busca de agua de la capa freática; pueden alcanzar una profundidad de 4 a 5 m. las radículas, cuya función es la absorción mineral se sitúan en una zona superficial. El estípote es de aspecto casi liso, de color grisáceo, puede alcanzar hasta 20m de altura, dependiendo de las variedades cultivadas. Posee una estructura arborescente, no tiene cambium que produzca tejido secundario, pero si tiene un gran número de haces liberoleñosos primarios rodeados de tejidos fibrosos e inmersos en un parénquima de células pequeñas. La hoja está formada, por un peciolo, un raquis y numerosos folíolos insertos sobre este último (Fremond *et al.*, 1981).

Es una planta monoica; antes de su floración, la inflorescencia se presenta en forma de bráctea oblonga (espata) que encierra el espádice y las flores. Las flores masculinas miden alrededor de 8 mm de largo; constan de tres sépalos, tres pétalos y seis estambres en dos verticilos. Las flores femeninas son de forma globulosas rodeadas de brácteas. Miden aproximadamente 25 mm de diámetro; constan de tres sépalos redondos, cóncavos e imbricados, tres pétalos parecidos pero más pequeños, un estilo corto con tres estigmas, tres óvulos, pero normalmente solo uno es fértil. Cada flor femenina está acompañada generalmente por dos flores masculinas fértiles, llamadas flores masculinas acompañantes o axilares. (Fremond *et al.*, 1981).

Según Batugal (1991 citado por Oropeza *et al.*, 2010) las tres limitaciones importantes para la producción sostenible del cocotero son la falta de variedades de

alto rendimiento, la baja productividad de las plantas productoras y el bajo rendimiento ocasionados por las constantes amenazas de plagas y enfermedades tales como el complejo anillo rojo- picudo, pudrición de cogollo (Ortiz *et al.*, 2009) y el amarillamiento letal del cocotero; esta última la más devastadora.

4.4. Amarillamiento letal del cocotero

El ALC es una enfermedad que ataca a varias especies de la familia Arecaceae, los daños ocasionados al cocotero son considerados como los más graves; ha sido la causa de la muerte de millones de cocoteros en las regiones del Caribe, el Golfo de México y Centroamérica. Lo que ha traído consigo graves pérdidas para los cientos de miles de personas que dependen directa e indirectamente de este cultivo (Arellano y Oropeza, 1995; Oropeza *et al.*, 2005).

En México el ALC se detectó por primera vez en Cozumel, en el año de 1977, y 20 años después había ocasionado pérdidas que representaron la muerte de 650 mil palmeras. Este impacto abarcó los estados de Quintana Roo, Yucatán, Campeche y Tabasco (Córdova *et al.*, 2000). Actualmente el ALC se encuentra en todos los estados productores de cocotero del Golfo de México. El agente causal es un fitoplasma, que pertenece a la clase Mollicutes (Plavsic-Banjac *et al.*, 1972; McCoy *et al.*, 1983) y es transmitido de una palma enferma a una palma sana por la chicharrita pálida *Myndus crudus* (Howard *et al.*, 1984).

4.4.1 Síntomas del ALC

Una vez que el fitoplasma es transmitido al cocotero a través de su vector, este se multiplica y es transportado sistemáticamente a toda la planta, usando la continuidad del sistema vascular de la misma (Christensen *et al.*, 2004). El primer síntoma que

presenta una palma de coco afectado por el ALC es la caída prematura de la mayoría de los frutos, independientemente de su estado de desarrollo, cuyo cáliz muestran un color pardo a negro con apariencia húmeda (Harrison y Elliott, 2009). El siguiente síntoma observado es el necrosamiento apical de las inflorescencias nuevas, mostrándose cuando la inflorescencia emerge de la espata. La primera inflorescencia afectada usualmente muestra necrosis parcial, pero conforme la enfermedad progresa, en las inflorescencias la necrosis apical cubre mayor superficie, posteriormente se observa el amarillamiento progresivo de las hojas, que inicia en las más viejas, extendiéndose a las medias, finalmente a las más jóvenes (Oropeza *et al.*, 2010). Las hojas se tornan de color marrón, se desecan y mueren, permaneciendo colgadas por algunos días. Finalmente el estípote toma el aspecto de un poste telefónico (Figura 2.) (Harrison y Elliott, 2009).

Según McCoy *et al.* (1983), entre la adquisición del patógeno y la aparición del primer síntoma, hay un periodo de incubación de un lapso de siete a 15 meses. Entre el primer síntoma hasta la muerte de la planta transcurren de tres a seis meses. Estos síntomas son variables entre variedades de cocotero y entre otros géneros de palmas que son afectadas por el ALC.

4.5. Fitoplasmas

Los fitoplasmas son bacterias carentes de pared celular, descubierta en floemas de plantas enfermas con síntomas de amarillamientos en 1967 por Yoji y colaboradores (Doi *et al.*, 1967). Se encuentran principalmente en los elementos del floema, que representan un ambiente rico en nutrientes, los que toman indiscriminadamente (Christensen *et al.*, 2004). Las Plantas infectadas presentan síntomas que causan

profundas alteraciones en el equilibrio normal de reguladores de crecimiento. Estos incluyen virescencia / filodia, flores estériles, proliferación de yemas axilares (escoba de bruja), entrenudos anormales, alargamiento generalizado y retraso del crecimiento (Bertaccini y Duduk, 2009).



Figura 2. Secuencia de síntomas visuales del ALC. Fotos: Ortiz C.F. y Teran N.

El genoma de los fitoplasmas es muy pequeños y varía entre 530 y 1350 Kb (Cristensen *et al.*, 2005), con niveles extremadamente bajos de los nucleótidos Guanina y Citocina (Lee *et al.*, 2000) y extensión de 200 a 800 μm . Estos son organismos polimórficos limitados al floema de su huésped, para ser transmitido de una

planta a otra requieren de un vector, y son responsables de causar enfermedades en cientos de plantas en todo el mundo. Afectan plantas económicamente importantes como hortalizas, frutales, árboles maderables, flores de corte (Lee *et al.*, 2000), incluyendo varias especies de plantas asociadas a los cultivos. Esta amplitud en el rango de hospederos depende del rango de alimentación de los insectos vectores (Marcone *et al.*, 2000; Seemüller *et al.*, 1998). Los fitoplasmas tienen una biología única, que las distingue de bacterias fitopatógenas, debido a que requieren de diversos hospedantes para su replicación, sobrevivencia y dispersión; estos son capaces de multiplicarse en organismos de los Reino Plantae y Animalia (insectos vectores) (Seemüller *et al.*, 2002).

4.6. Taxonomía del fitoplasma del ALC

Investigaciones filogenéticas de fitoplasmas llevaron a la propuesta del nombre provisional “*Candidatus Phytoplasma palmae*” para denotar al fitoplasma asociado con la enfermedad del amarillamiento letal del cocotero (Harrison y Elliott, 2009).

Dominio: Bacteria

Filum: Tenericutes

Clase: Mollicutes

Orden: Acholeplasmatales

Familia: Acholeplasmataceae

Género: *Candidatus Phytoplasma*

Candidatus Phytoplasma palmae

4.7. *Myndus crudus* vector del agente causal

Myndus crudus es un Homóptero que se distribuye en casi todos los países de América, se reproduce y pasa gran parte de su vida en la zona de las raíces de sus plantas hospederas; “se encuentran en el suelo, a menudo debajo de pequeñas acumulaciones de hojas u otra materia orgánica a una profundidad de 3 cms.” (Howard y Gallo 2006). Este insecto tiene un ciclo de vida paurometábolo, pasando por las etapas de huevo (11 días), ninfa (41 días) y adulto (50 días). Durante la etapa de ninfa el insecto es subterráneo y permanece en las raíces de los pastos. Como adulto se alimenta chupando la savia de algunas plantas, entre las que destacan el cocotero, la palma real y algún otro tipo de palmeras (Mangandi y Padilla 2005). En sus estadíos de vida preimaginales lo hacen principalmente en raíces de especies como *Cynodon dactylon* (L.) Pers. *Paspalum notatum* Flugge, *Stenotaphrum secundatum* Walt. (Reinert 1980). Las ninfas de *M. crudus* son blancas con terguitos de color gris claro, los adultos miden de 4.2 a 5.2 mm de longitud la hembra tiende a ser ligeramente más larga que el macho y con una apariencia más robusta y de color marrón claro, el abdomen del macho tiende a ser de color verdoso, las alas anteriores de ambos sexos son hialinas con venas de color marrón claro (Kramer, 1979).



Figura 3. Ninfa de *Myndus crudus*.I zquierda, hembra adulto Derecha,

4.8. Especies hospederas de *M. Crudus*

Entre las especies hospederas que favorecen el desarrollo de la ninfas de *M. crudus* se citan los siguientes: *Andropogon bicornis* L., *Axonopus compressus* (Sw.) P. Beauv., *Brachiaria mutica* (Forssk.) Stapf., *Cenchrus echinatus* L., *Chloris inflata* Link., *Chloris petraea* Sw., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Cynodon plectostachyus* (L.) Pers., *Digitaria decumbens* Stent., *Echinochloa colonum* (L.) Link., *Leptochloa filiformis* (Lam.) Beauv., *Panicum fasciculatum* Sw., *Panicum máximum* Jacq., *Paspalum notatum* Flugge., *Paspalum paniculatum* L., *Setaria geniculata* (Lam.) Beauv. (Villanueva-Barradas, 1993). *Stenotaphrum secundatum* (Walt.) Kuntze. (Howard *et al.*, 2001); *Cyperus rotundus*, *Carludovica palmata* Ruiz & Pav., *Pandanus utilis* Bory., (Howard y Gallo 2006). En plantaciones de coco en Tabasco *Panicum laxum* es la especie más importante para el desarrollo de ninfas de *M. crudus* (Com pers. Dr. Jean-Francois JULIA 2007).

4.9. Arvenses reservorios de fitoplasmas

Las arvenses o malezas juegan un papel muy importante en la incidencia y dispersión de enfermedades, ya que actúan como reservorios alternos para los agentes patógenos (Bacterias, virus, fitoplasmas entre otros) y sus vectores (Capinera, 2005; Wisler and Norris, 2005).

Estudios recientes han demostrado que las arvenses asociados a diferentes cultivos actúan como reservorios de fitoplasmas en distintos patosistemas agrícolas. Credi *et al.* (2006), reportan como reservorio de fitoplasma del Stolbur de la vid a *Amaranthus retroflexus* L., *Silene alba* (Miller), *Chenopodium álbum* L., *Artemisia vulgaris* L., *Cirsium arvense* L., *Picris echioides* L., *Sonchus oleraceus* L., *Taraxacum*

officinale Wigg., *Calystegia sepium* (L) R.Br., *Mentha arvensis* L., *Medicago sativa* L., *Malva sylvestris* L., *Plantago lanceolata* L., *Setaria viridis* (L.) Beauv., *Potentilla reptans* L., *Salix alba* L., *Datura stramonium* L. *Ulmus campestris* L, *Convolvulus arvensis* L y *Urtica dioica* L., en Italia.

Meneguizzi *et al.* (2008) reportaron a las especies *Conyza bonariensis*(L.) Cronq. y *Artemisia annua* L., como reservorios del fitoplasma del subgrupo 16Sr VII-B. Las especies de *Helianthus annuus* L., y *Convolvulus arvensis* L., fueron reportadas como reservorios del fitoplasma causante de la punta morada de la papa en Coahuila y Nuevo León (Almeyda-León *et al.*, 2008).

Marzachi *et al.* (2009), reportaron a *Sida cordifolia*, *Sida rhombifolia* y *Mitracarpus scabra* como reservorios del fitoplasma causante de la virescencia del algodón en Malí. Ajayakumar *et al.* (2007) reportaron a *Portulaca grandiflora*, especie ornamental como un nuevo hospedero de *Candidatus* Phytoplasma asociado con la enfermedad, de la hoja pequeña. Especies asintomáticas de las familias Asteraceae: *Emilia fosbergii*, *Synedrella nodiflora* y *Vernonia cinerea* han sido identificadas como reservorios del fitoplasma del grupo 16SrIV, asociadas al cultivo de coco, en Jamaica. (Brown *et al.*, 2008 a y b).

V. MATERIALES Y METODOS

5.1. Localización del sitio de estudio

El estudio se realizó en una plantación de cocotero de ocho años de edad localizada en el Ejido Ojoshal, municipio de Cárdenas, Tabasco México, en las latitudes $18^{\circ}14'57''$ N y $94^{\circ}00' 18''$ W a 5 msnm. El clima es cálido húmedo Am (f)(i')gw'', con temperatura promedio anual de 25.6 a 27 °C y porcentaje de lluvia invernal mayor a 10.2 %, con presencia de canícula (García, 1973). La fisiografía de la zona es una serie de bordos de playa y dunas de arenas de forma cóncavo-convexa, de material suelto a base de arenas, principalmente del Cuaternario reciente. El suelo es arenoso háplico con textura gruesa, arenosos y profundos de mediana fertilidad (Palma, *et al.*, 2007).

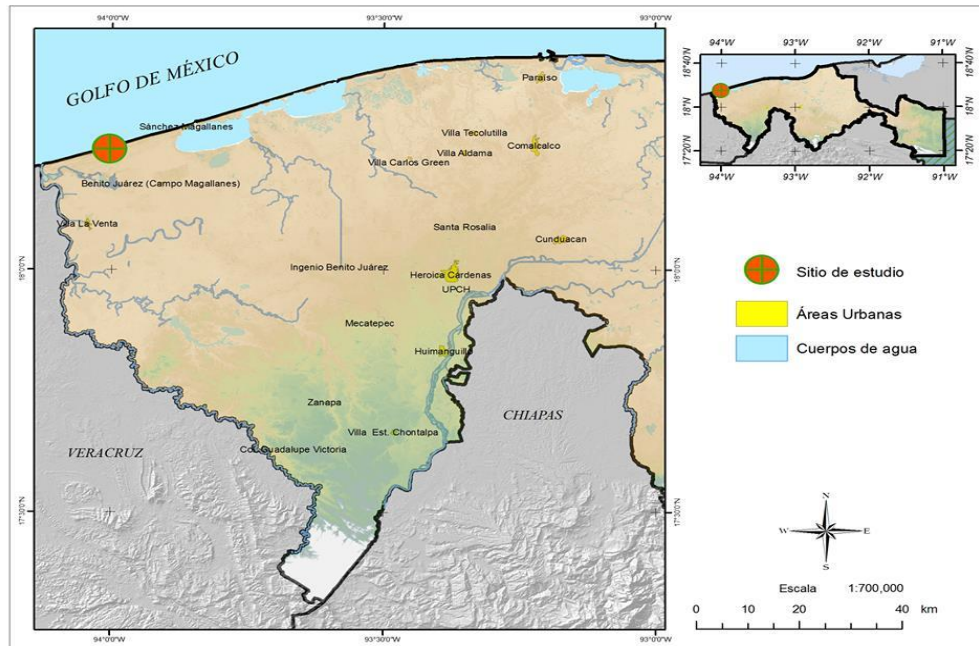


Figura 4. Ubicación geográfica del ejido Ojoshal Cárdenas, en la costa de Tabasco.

5.1. Identificación taxonómica de especies asociadas

Para identificar las arvenses asociadas al cocotero se llevó a cabo un levantamiento florístico general, durante el periodo de junio del 2012 a mayo del 2013, en una plantación de cocotero donde se han realizado evaluaciones previas de ALC. Las arvenses fueron fotografiadas, colectadas, herborizadas y llevadas al Herbario CSAT del Campus Tabasco-CP para su identificación taxonómica, la cual se realizó mediante el uso del microscopio estereoscópico para la observación de las estructuras microscópicas de las especies, así como el uso de claves dicotómicas específicas y revisión de descripciones taxonómicas para los diferentes *taxa* pertenecientes, sobre todo, a las siguientes colecciones: Flora de Veracruz (Gómez-Pompa *et al.*, 1985, 1986), Flora del Bajío y de regiones adyacentes (Rzedowski y Rzedowski, 1991-1998), Flora Mesoamericana (Davidse y Pohl, 1994), Flora Fanerogámica del Valle de México (Rzedowski y Rzedowski, 1985-1990), así como la comparación de ejemplares del Herbario CSAT. Todos los especímenes de la familia POACEAE fueron llevados e identificados en el Herbario UADY de la universidad Autónoma de Yucatán, con base en claves dicotómicas específicas para esta familia (Davidse y Pohl, 1994), y con la asesoría del Dr. Juan Javier Ortiz.

5.2. Detección molecular de arvenses posibles reservorios

Para la detección de arvenses reservorios naturales o alternos del *Candidatus* Phytoplasma palmae se seleccionaron diez especies de las que se colectaron ejemplares completos. Cinco de ellas correspondieron a las especies más frecuentes dentro de la plantación (*Digitaria abyssinica*, *Digitaria Insularis*, *Conyza canadensis*,

Eustachys petraea y *Tridax procumbens*). Las cinco restantes fueron seleccionadas por haber sido reportadas como reservorios de fitoplasma o por tener parientes cercanos reportados previamente; en este caso se tuvo a *Vernonia cinerea*, reportada como reservorio del fitoplasma del grupo 16Sr IV del ALC, en Jamaica y *Emilia sonchifolia*, ya que otra especie de este género se reportó como reservorio del fitoplasma del grupo 16Sr IV del ALC (Brown *et al.*, 2008 a, b). Parientes cercanos a *Sida acuta* y *Portulaca pilosa* también fueron reportados como reservorio del fitoplasma causantes de la virescencia del algodón en Malí (Marzachi *et al.*, 2009) y como nuevo hospedero de *Candidatus* Phytoplasma asociado con la enfermedad de la hoja pequeña en ornamentales (Ajakumar *et al.*, 2007) respectivamente. Finalmente se consideró a *Panicum laxum* por tener antecedentes de proporcionar un hábitat adecuado para el desarrollo de ninfas de *M. crudus* (Com. pers. Dr. Jean- Francois JULIA, 2007).

Las muestras colectadas se conservaron de forma individual en bolsas Ziploc, etiquetadas y depositadas en una nevera con hielo para, posteriormente ser enviados al laboratorio de Biotecnología del Centro de Investigación Científica de Yucatán para su análisis molecular.

La extracción de ADN se realizó mediante el método de extracción reportado por Dellaporta *et al.*, (2005) modificado por Echeverría *et al.* (2005). La determinación de la presencia o ausencia del fitoplasma del ALC en tejidos de hojas, tallos y raíces se efectuó mediante la técnica molecular de PCR en tiempo real (Galletto *et al.*, 2005.) usando primer generales P1/P7 así como primer específicos LY16sr/LY16sf para *Candidatus* Phytoplasma palmae, considerando como positivo muestras con ciclo umbral (Ct) menor a 29, criterios establecidos en función de los Cts de los controles

negativos de ALC empleados para la técnica de PCR en tiempo real, en el laboratorio de Biotecnología del Centro de Investigación Científica de Yucatán.

5.3. Similitud ecológica de arvenses

Para el estudio de la similitud de las comunidades de arvenses asociadas a la presencia de la enfermedad del amarillamiento letal del cocotero se seleccionaron ocho puntos de muestreo (sitios) permanentes dentro de la plantación. Cada punto de muestreo correspondía a una palma, siete de ellos se ubicaron en focos de infección de ALC más o menos recientes, el último (testigo) se ubicó en un área de la plantación donde no se había registrado la presencia de alguna palma enferma con ALC; en cada sitio mensualmente se muestrearon las arvenses, empleando el método del cuadrante (Zita sf, modificado para esta investigación), que consistió en colocar un cuadrado metálico de 60 x 60 cm sobre la vegetación en cada punto cardinal alrededor de cada punto de muestreo a partir de la planta central en un radio de cuatro metros.

Los parámetros registrados fueron número de especies y porcentaje de cobertura de cada especie.

5.3.1 Análisis de datos de similitud ecológica

Los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de componentes principales utilizando el paquete estadístico SAS. Se generaron los valores propios y proporción de la varianza explicada por cada componente; la matriz de vectores propios de la matriz de transformación calculada vía matriz de correlación; la matriz de correlación entre las variables originales y los componentes principales; la representación gráfica de los tres

primeros componentes principales se realizó mediante un gráfico de tipo tridimensional XYZ usando el programa Statistica versión 7

VI. RESULTADOS Y DISCUSION

6.1. Identificación taxonómica

La flora asociada a la plantación de cocotero en general estuvo compuesta por 93 especies que corresponden a 75 géneros y 34 familias (Anexo 1); las familias botánicas mejor representadas fueron: Asteraceae con 15 especies, Fabaceae (14), Poaceae (13), Euphorbiaceae (9) y Cyperaceae (5). En la investigación realizada por Poot (1986) en el litoral del Estado de Tabasco las familias con mayor número de especies vegetales asociadas a estas plantaciones fueron, en ese orden: Poaceae, Fabaceae y Asteraceae; Euphorbiaceae ocupó el sexto lugar, siendo superada por Solanaceae y Rubiaceae; Cyperaceae se ubicó en el octavo sitio, antecediéndole Malvaceae. En el mismo trabajo se menciona que en diez familias se concentra el 60% de las especies identificadas, en tanto que nuestros resultados indican que más de la mitad de ellas corresponden a cuatro familias botánicas que Villaseñor (2012) reporta como las más importantes en cuanto a riqueza de especies y alta proporción de arvenses entre las que se encuentran Poaceae, Asteraceae y Fabaceae que son citadas a su vez por Villaseñor y Espinosa(2004), como las familias que reportan el mayor número de especies introducidas y ahora naturalizadas en México.

En cuanto a los géneros, los mejor representados fueron: *Desmodium* (6), *Euphorbia* (5) y *Cyperus* (4), respectivamente (Figura 5), estos resultados concuerdan con lo reportado por en Poot (1986), quien reporta a *Solanum*, *Cyperus*, *Paspalum* y *Euphorbia* (Anexo 1).

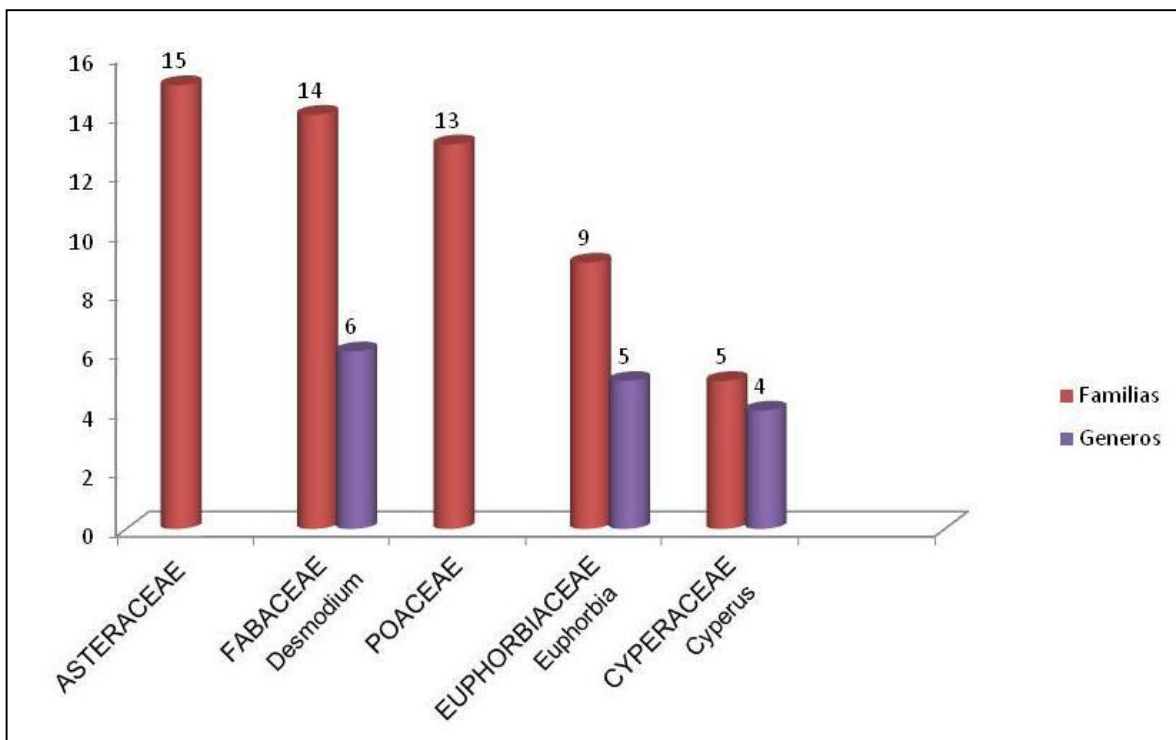


Figura 5. Familias y géneros botánicos mejor representados en la flora asociada a la plantación de cocotero.

Con base en el listado y registro de la flora asociada a la plantación de cocotero estudiada, se procedió a seleccionar las especies que pueden estar actuando como reservorios del fitoplasma del ALC.

6.2. Detección molecular de *Candidatus Phytoplasma palmae* mediante PCR en tiempo real

Los resultados de los análisis moleculares de PCR en tiempo real, realizados a las diez especies que tuvieron ciclos umbrales menores a 29, revelan a las arvenses: *D. abyssinica*, *D. insularis*, *E. petraea* y *P. pilosa*, pertenecientes las tres primeras a la familia Poaceae y la última a Portulacaceae, como posibles reservorios de fitoplasma del ALC.

Los muestras analizadas en el 2012 mostraron que *D. abyssinica* manifestó la presencia de fitoplasma en tejido de hoja y raíz, *D. Insularis* en hoja, *P. pilosa* en raíz, y *E. petraea* resultó negativo a la presencia de fitoplasma. Para el año 2013 en *D. abyssinica* se detectó fitoplasma solo en hojas, *D. insularis* resultó negativo al igual que *P. pilosa*, *E. petraea* manifestó la presencia de fitoplasma en hoja (Cuadro 1). Esta última especie también es reportada como hospedero de *M. crudus* en su estadio de ninfa (Howard *et al.*, 2001) lo cual indica que es una especie importante en el ciclo de vida de la enfermedad.

Cuadro 1. Especies posibles reservorios de *Candidatus* Phytoplasma palmae analizados por PCR entiendo real.

Especie	2012		2013	
	Hoja	Raíz	Hoja	Raíz
<i>Digitaria abyssinica</i>	+	+	+	-
<i>Digitaria insularis</i>	+	-	-	-
<i>Eustachys petraea</i>	-	-	+	-
<i>Portulaca pilosa</i>	-	+	-	-

+ Presencia del fitoplasma
- Ausencia del fitoplasma

6.3. Descripción taxonómica de especies posibles reservorios de fitoplasma

6.3.1. *Digitaria abyssinica*

Perenne, con tallos largamente decumbentes, enraizando ramas erecta 20-40 cm, ramificando libremente desde la base; entrenudos y nudos glabros. Vainas papilosos-pilosas; lígulas 1-2mm; laminas 4-9 cm x 3-11 mm, linear lanceoladas, papilosos-pilosa. Inflorescencia 5-10 cm; racimos 6-12, 2-9 cm, solitarias o

subopuestas; raquis de los racimos 0.3-0.4 mm de ancho, triquetro, escabroso. Espiguillas 1.9-2.1 mm, pareadas, elípticas glabras o pilosas; gluma inferior 0.3-0.7 mm, ovado-deltaide, 1-nervia; gluma superior 1.6-1.8 mm, más corta que la lema inferior, tan larga como la lema superior o ligeramente más corta que ella, 3-6 nervia; lema inferior tan larga como la espiguilla y escasamente más larga que el flósculo superior, 7-nervia, glabra o ciliada; lema superior 1.7-1.9 mm, gris; anteras 1-1.1 mm.(Davidse y Pohl, 1994).



Figura 6. *Digitaria abyssinica*. Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia y vaina papilo-pilosa

6.3.2. *Digitaria Insularis*

Perennes cespitosas tallos de 80 a 130 cm, erectos ramificados desde los nudos inferiores y medios; bases hinchadas, con brácteas lanosas; entrenudos y nudos glabros. Vainas en su mayoría papilosas-pilosas; lígula 4-6 mm; láminas 20-50 cmx 10-

20 mm, lineares escábridas. Inflorescencia 20-35 racimos numerosos, 10-15 cm, solitarias; raquis de los racimos 0.4-0.7 mm, de ancho; triquetro escabroso. Espiguillas 4.2-4.6 mm, pareadas, lanceoladas, caudadas densamente cubiertas con tricomas hasta 6mm, morenos o blanquecinos extendiéndose hasta 5mm del ápice de la espiguilla; gluma inferior de 0.6 mm, triangular a ovada, enervia, membranácea; gluma superior 3.5-4.5 mm, aguda 3-5-nervia, ciliada, lema inferior tan larga como la espiguilla, acuminada 7-nervia, cubierta por tricomas sedosos; lema superior 3.2-3.6 mm, acuminada, pardo oscuro; anteras de 1-1.2 mm. (Davidse y Pohl, 1994).



Figura 7. *Digitaria insularis*. Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia.

6.3.3. *Eustachys petraea*

Perennes, la base con estolones robustos cortos. Tallos 30-100 cm x 2-3 mm, comprimidos glabros. Hojas principalmente basales, glaucas; Vainas basales traslapándose ampliamente; lígula 0.2 mm; láminas 6-15 cm x 4-7 mm, aplanadas o plegadas, glabras pero escabrosas sobre los márgenes y la nervadura media, fuertemente carinadas, ápice obtuso, apiculado. Espigas 3-8, 4-9 cm en el verticilo. Espiguillas 1.6-2 mm, gluma inferior 0.9-1.3 mm, lanceoladas, la quilla escabrosa, curvada; gluma superior 1.1-1.5 mm, oblonga 2-lobada, la arista 0.3-0.5 mm, lema fértil 1.6-2.0 mm, oblonga, 2-lobada, la arista 0.3-0.5 mm; lema fértil 1.6-2.0 mm, el callo y las nervaduras breviciliadas; pálea 1.6-2 mm; anteras 0.6 mm, amarillas; flósculo rudimentario contraído en la base formando una raquilla gruesa, carnosa blanquecina. (Davidse y Pohl, 1994).



Figura 8. *Eustachys petraea*. Izquierda aspecto general de la planta. Derecha inflorescencia.

6.3.4. *Portulaca pilosa*

Herbácea anual o perenne con raíces fibrosas, tallos postrados erectos o suberectos, muy ramificados, suculentos de 5-20 cm de largo, con pelos blanquecinos en los nudos y en la inflorescencia. Hojas alternas, las involucrales en número de 6-10 cilíndricas lineares o estrechamente oblongo-lanceoladas con margen entero y el ápice agudo u obtuso; son carnosas glabras y con fascículos de pelos axilares blanquecinos de 3-7 mm de longitud. Flores 5-12 mm de diámetro; pétalos de color rosa oscuro a morado, obovadas, 3-5 (-7) × 1,5-3 mm; estambres 5-12 (-37); estigmas 3-5 (-6). Las cápsulas ovoides, 1.5 a 4.3 mm de diámetro. Las semillas de color negro o de plomo, orbiculado 0.5-0.6 mm de diámetro (Standley y Steyeramak 1946).



Figura 9. Flor de *Portulaca pilosa* mostrando pelos blanquecinos en nudos.

6.4. Similaridad ecológica entre las comunidades de arvenses

Para hacer los análisis de componentes principales se utilizaron los porcentajes de cobertura de cada uno de los meses, dado que la composición florística asociada a la plantación de cocotero es muy variable a lo largo del año.

Los resultados indican que 86% de la variabilidad en la cobertura vegetal durante el mes de junio del 2012 está dada por cuatro componentes los cuales representan del uno al cuatro, respectivamente 32, 24.2, 16.9, 12.6 % de la variabilidad total.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *Desmodium tortuosum* ($r=0.91$, $P=0.003$), *Emilia sonchifolia* ($r=0.85$, $P=0.01$), *Eragrostis ciliaris*, *Mikania* sp., *Paulinia pinnata*, y *Phasheolus lunatus* ($r=0.91$, $P=0.003$ en los cuatro casos), el componente principal dos está altamente correlacionado con las arvenses *Cyperus odoratus*, *Erechtites hieracifolia*, *Hamelia patens*, *Mollugo verticillata* ($r=-0.91$, $P=0.003$ en los cuatro casos) y *Digitaria abyssinica* ($r=0.91$, $P=0.002$). Es interesante resaltar que la mayor parte de las especies incluidas en el primer componente se distribuyen ampliamente como malezas ruderales, con excepción de *P. pinnata* y *P. lunatus*, que si se han encontrado formando parte de las comunidades vegetales nativas de la zona.

La representación gráfica tridimensional de los primeros tres componentes se muestra en la figura 10, donde se hace evidente que las comunidades vegetales de los sitios 2, 3 y 8 son las más disimilares, mientras que las de los sitios 5, 6 y 7 son similares entre sí, los sitios 1 y 4 también resultaron similares entre sí. La comunidad

del sitio 2 se diferenci3 de las otras por contener un alto grado de cobertura de las especies *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *Mikania* sp., *P. pinnata*, *P. lunatus*, niveles intermedios de *C. odoratus*, *D. abyssinica*, *E. hieracifolia*, *H. patens* y *M. verticillata*. La comunidad vegetal del sitio 3 se diferenci3 por contener niveles intermedios a altos de las especies *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *Mikania* sp., *P. pinnata*, *P. lunatus*, y niveles bajos de *C. odoratus*, *D. abyssinica*, *E. hieracifolia*, *H. patens* y *M. verticillata*. La comunidad 8 se diferenci3 por contener niveles intermedios a altos de *C. odoratus*, *D. abyssinica*, *E. hieracifolia*, *H. patens* y *M. verticillata*, y niveles bajos de *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *Mikania* sp., *P. pinnata*, y *P. lunatus*. El resto de las comunidades tendi3 a conservar cobertura intermedia de las especies mencionadas.

Se detect3 la presencia de *D. abyssinica*, una de las especies reportadas en esta investigaci3n como posible reservorio de fitoplasma de ALC, en los sitios 2, 3, y 8.

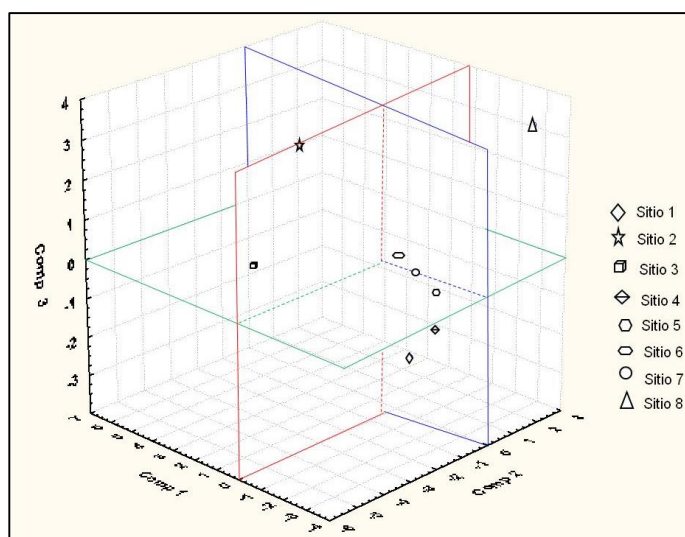


Figura 10. Similaridad ecol3gica de la flora asociada al cocotero durante el mes de junio. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2, y 3. (73.1 % de la varianza total).

El análisis de componentes principales correspondiente al mes de julio del 2012 indicó que 85% de la variabilidad de la cobertura vegetal estuvo representada por cuatro que representan, respectivamente los siguientes porcentajes: 26 24.3 21.9% y 12.9 %.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *Panicum laxum* ($r=0.83$, $P=0.02$). El segundo componente está altamente correlacionado con la cobertura de *Croton trinitatis*, *D. tortuosum*, *Eclipta alba*, *E. sonchifolia* ($r=0.80$, $P=0.02$ en los cuatro casos) y *M. verticillata* ($r=0.77$, $P=0.04$). El tercer con *C. odoratus*, *Mikania* sp., *Paspalum conjugatum* ($r=0.81$, $P=0.02$) y *Passiflora coriacea* ($r=0.84$, $P=0.01$). Una de las características de la especie que está definiendo el primer componente, *P. laxum*, es la de comportarse como una maleza en lugares abiertos y húmedos como potreros, bordes de ríos y pantanos, condición más o menos común, en esta temporada del año para el sitio 7, otras especies comunes de estos ambientes son *E. alba* y *C. odoratus*

La representación gráfica tridimensional de los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional se muestra en la Figura 11, donde se puede observar que las comunidades vegetales de los sitios 1,3 y 6 son las más disimilares, mientras que las de los 2, 4 y 7 son similares entre sí. Las comunidades de los sitios 5 y 8 tuvieron similitudes intermedias con las del sitio 6 y la de los sitios 2, 4 y 7. La comunidad del sitio 1 se diferenció de las demás por contener una amplia cobertura de las especies *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. alba*, *E. sonchifolia* y *M. verticillata*, intermedia de *C. odoratus*, *Mikania* sp., *P. conjugatum* y *P. coriacea*, e intermedias a bajas de *P.*

laxum. La vegetación del sitio 3 se diferenció del resto por contener grandes coberturas de *C. odoratus*, *Mikania* sp., *P. conjugatum* y *P. coriacea*, niveles medios a altos de *P. laxum*, y medios de *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. alba*, *E. sonchifolia* y *M. verticillata*. La comunidad vegetal del sitio 6 se diferenció por contener baja cobertura de *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. alba*, *E. sonchifolia* y *M. verticillata*, intermedios a bajos de las otras especies. El resto de las comunidades tendió a conservar una cobertura intermedia de las especies mencionadas.

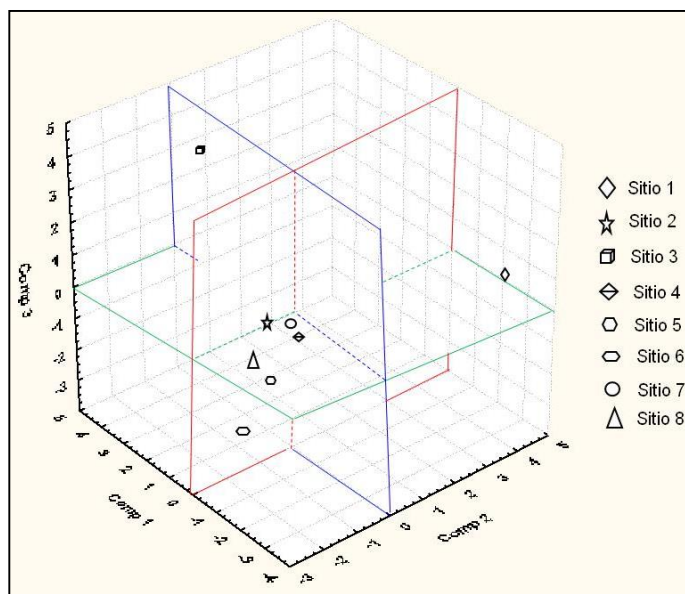


Figura11. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de julio. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (72.20% de la varianza total).

El análisis de componentes para el mes de agosto indica que el 84.7% de la variabilidad de la cobertura vegetal está representada por cuatro componentes, con las siguientes proporciones de varianza: 29, 21.5, 18.9 y 15.2 %. El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *Cyperus iria* ($r=0.91$, $P=0.004$), *D. abyssinica* ($r=0.96$, $P=0.005$), *D. insularis* ($r=0.91$, $P=0.004$), *Dioscorea* sp. ($r=0.94$, $P=0.001$), *Portulaca pilosa* ($r=0.84$, $P=0.01$), *Richardia scabra*,

Senna tora, y *Turnera ulmifolia* ($r=0.91$, $P=0.004$ en los tres casos). El componente principal dos estuvo altamente correlacionado con las arvenses *Desmodium orbiculare* ($r=0.79$, $P=0.03$), *D. tortuosum* ($r=0.82$, $P=0.02$), *E. ciliaris*, *Euphorbia heterophylla* y *M. verticillata*, ($r=0.83$, $P=0.01$ en los tres casos), El componente principal tres tuvo una alta correlación con *Euphorbia hirta*, *E. petraea* y *Vernonia cinerea* ($r=0.83$, $P=0.01$). Al menos tres de las especies que definen el primer componente tienden a desarrollarse en ambientes húmedos que se presentan típicamente en esa temporada del año, sobre todo en el sitio 7.

En la representación gráfica tridimensional de los primeros tres componentes principales (Figura 12) se observa que las comunidades vegetales de los sitios 2, 4 y 8 son las más disimilares, las 6 y 7 son similares entre sí, las 5 y 1 tuvieron similitudes intermedias con las dos anteriores, y con la 4, en la 3 hubo similitud intermedia con el sitio 5 y 2. La comunidad del sitio 2 fue diferente de las demás por la amplia cobertura de *E. hirta*, *E. petraea* y *V. cinerea*, cobertura intermedia a alta de *C. iria*, *D. abyssinica*, *D. insularis*, *Dioscorea* sp., *P. pilosa*, *R. scabra*, *S. tora*, *T. ulmifolia* y coberturas intermedias de *Desmodium orbiculare*, *Desmodium tortuosum*, *Eragrostis ciliaris*, *Euphorbia heterophylla* y *Mollugo verticillata*. La vegetación del sitio 4 se diferenció del resto por tener niveles intermedios de cobertura de *C. iria*, *D. abyssinica*, *D. insularis*, *Dioscorea* sp., *P. pilosa*, *R. scabra*, *S. tora*, *T. ulmifolia*, niveles intermedios a bajos de *D. orbiculare*, *D. tortuosum*, *E. ciliaris*, *E. heterophylla* y *M. verticillata* y bajos de *E. hirta*, *E. petraea* y *V. cinerea*. La comunidad vegetal del sitio 8 se diferenció por contener un alto grado de *D. orbiculare*, *D. tortuosum*, *E. ciliaris*, *E. heterophylla* y *M. verticillata*, niveles intermedios de cobertura de *E. hirta*, *E. petraea* y *V. cinerea* y

niveles bajos de *C. iria*, *D. abyssinica*, *D. insularis*, *Dioscorea* sp. *P. pilosa*, *R. scabra*, *S. tora*, *T. ulmifolia*. El resto de las comunidades tendió a conservar una cobertura intermedia de todas las especies mencionadas en éste párrafo.

En este mes en los sitios 2, 4 y 8 se muestra la relevancia de las especies reportadas como portadoras del fitoplasma de ALC, *D. abyssinica*, *D. insularis*, *E. petraea* y *P. pilosa*

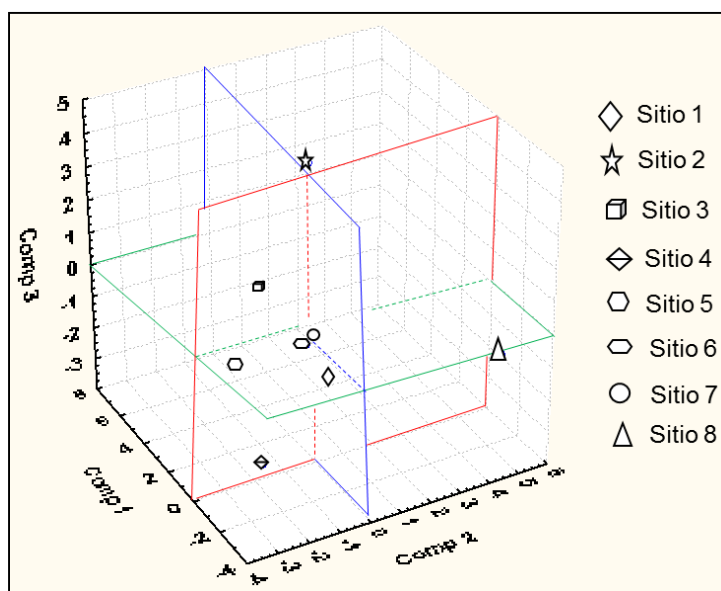


Figura 12. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de agosto. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3. (69.46% de la varianza total).

Para el mes de septiembre del 2012 el análisis de componentes principales resultó en que 86% de la variabilidad en la cobertura vegetal está representada por cuatro componentes, distribuyéndose de la siguiente manera: 30.6, 25.5, 17.3 y 12.6 % respectivamente.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *Croton lobatus*, *C. ligularis* ($r=0.95, P=0.001$), *E. thymifolia* ($r=0.87$,

$P=0.009$), y *P. pilosa* ($r=0.96, P=0.004$). El componente principal dos estuvo altamente correlacionado con las arvenses *E. petraea* ($r=0.95, P=0.001$) y *M. verticillata* ($r=0.96, P=0.0006$). Las dos primeras especies que conforman el componente principal uno y las dos del segundo corresponden a aquéllas que se desarrollan en zonas tropicales que sufren inundación temporal o permanente, en tanto que el rango de distribución de *E. thymifolia* y *M. verticillata* es mucho más amplio, llegando a localizarse en condiciones más secas, hasta sabanoides.

La representación gráfica tridimensional los tres primeros componentes se muestra en la Figura 13. Las comunidades vegetales de los sitios 2 y 4 son las más disimilares, en tanto que las de los sitios 1, 3, 7 y 8, por un lado y las 5 y 6 por otro, resultaron ser similares. La comunidad del sitio 2 se diferenció de las demás por contener niveles altos de *C. lobatus*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, y *P. pilosa*, niveles intermedios de *E. petraea* y *M. verticillata*. La correspondiente al sitio 4 se diferenció del resto por tener una alta cobertura de *E. petraea* y *M. verticillata* y niveles intermedios de *C. lobatus*, *C. ligularis*, *E. thymifolia* y *P. pilosa*. En este mes se muestra la relevancia de las especies posible reservorio del fitoplasma: *E. petraea* y *P. pilosa* en los sitios 2 y 4.

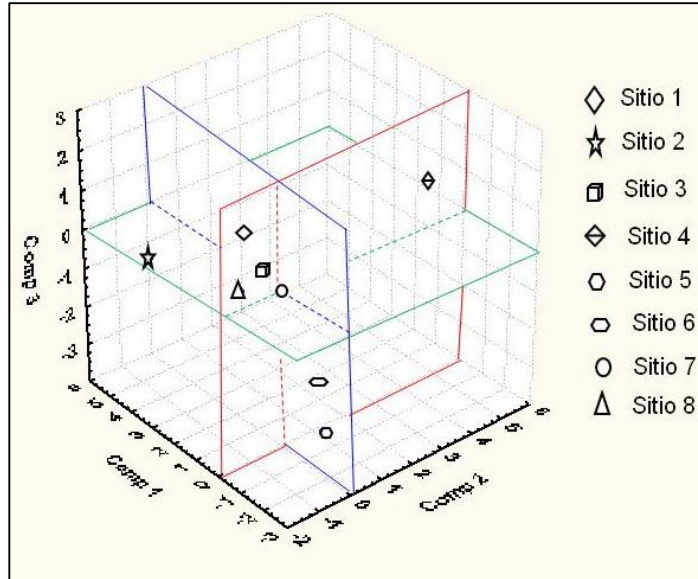


Figura 13. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de septiembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3. (73.58% de la varianza total).

El análisis de componentes principales de la cobertura vegetal del mes de octubre indicó que el 56.9% de la variabilidad esta representada por siete componentes. El primero de ellos representa el 14.3% de variabilidad total, el segundo abarca 8.7%, el tercero 8.3 % , el cuarto 7.1 % , el quinto el 6.7%, el sexto 6.0% y el septimo el 5.6%.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *E. sonchifolia* ($r=0.70$, $P=<0.0001$), *E. hypericifolia*, *R. scabra* ($r=0.86$, $P=<0.0001$ en ambos casos), *Ludwigia decurrens* ($r=0.93$, $P=<0.0001$), *P. pilosa* ($r=0.93$, $P=<0.0001$). El componente principal dos está altamente correlacionada con las arvenses *Bursera simaruba* ($r=0.42$, $P=0.02$), *D. procumbens* ($r=0.40$, $P=0.03$), *D.abyssinica* ($r=0.60$, $P=0.0007$), *E. sonchifolia* ($r=0.43$, $P= 0.01$), *E. heterophylla* ($r=0.67$, $P=<0.0001$), *E. hirta* ($r=0.74$, $P=<0.001$), *L. hexandra* ($r=0.74$, $P=<0.001$). El

componente principal tres tuvo una alta correlación *Bursera simaruba* ($-0.67 < 0.001$), *D. procumbens* ($-0.59 < 0.0009$), *E. heterophylla* ($-0.61 < 0.0005$), *Euphorbia hirta* ($r=0.50$, $P=0.005$) *L. hexandra* ($r=0.51$, $P= 0.005$) *M. arboreus* ($r=0.45$, $P=0.01$). Aunque las especies que predominan en los dos primeros componentes principales se comportan como arvenses, todas, con excepción de *E. petraea* y *D. abyssinica*, corresponden más bien a especies nativas del continente americano, varias de ellas muestran preferencias por sitios con anegamientos.

Al representar los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional (Figura 14) es evidente que las comunidades vegetales de los sitios 1 y 4 son las más disimilares; las comunidades de los sitios 2 y 3, sitios 5 y 6, así como los sitios 7 y 8 resultaron similares. La comunidad del sitio 1 se diferenció de las demás por contener un alto grado de cobertura de las especies *D. abyssinica*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *R. scabra*, *L. decurrens*, *P. pilosa*, coberturas intermedias a alta de *B. simaruba*, *D. procumbens*, *E. heterophylla*, *E. hirta*, *L. hexandra*, *M. arboreus*, coberturas intermedias de *B. simaruba*, *D. procumbens*, *D. abyssinica*, *E. sonchifolia*, *E. heterophylla*, *E. hirta*, *L. hexandra*. La comunidad del sitio 4 se diferenció del resto por contener niveles intermedios a bajo de *D. abyssinica*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *R. scabra*, *L. decurrens*, *P. pilosa*, *B. simaruba*, *D. procumbens*, *E. heterophylla*, *E. hirta*, *L. hexandra* y *M. arboreus*.

En este mes, de las especies que se presumen como reservorios del fitoplasma de ALC se registró la presencia de *D. abyssinica* y *P. pilosa*.

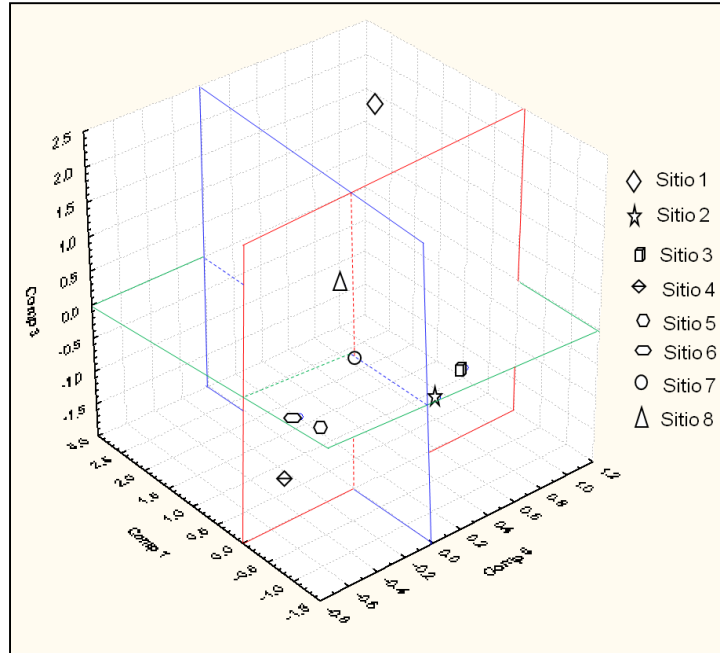


Figura 14. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de octubre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3. (31.32 % de la varianza total).

Durante el mes de Noviembre del 2012 los resultados del análisis de componentes principales indican que el 65.8 % de la variabilidad en cobertura vegetal esta representada por siete componentes. El primero de ellos representa el 15.6 % de variabilidad total, el segundo abarca 12 %, el tercero 10 %, el cuarto 8.5 %, el quinto 8.0 %, el sexto 5 % y el septimo el 5 %.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *B. laevis* ($r=0.71$, $P<0.001$), *D. incanum* ($r=0.63$, $P=0.0003$), *D. procumbens* ($r=0.72$, $P<0.0001$), *D. tortuosum* ($r=0.55$, $P=0.002$), *E. sonchifolia* ($r=0.67$, $P<0.0001$), *E. hypericifolia* ($r=0.57$, $P=0.001$), *M. arboreus* ($r=0.40$, $P=0.03$), *Mikania sp* ($r=0.48$, $P=0.008$), *R. scabra* ($r=0.74$, $P<0.0001$). El componente principal dos está altamente correlacionada con las arvenses *B. laevis* ($r=-0.50$, $P=0.005$), *D. incanum* ($r=0.39$, $P=0.03$), *D. abyssinica* ($r=0.39$, $P=0.03$), *E. heterophylla* ($r=-0.68$,

$P < 0.0001$), *E. hirta* ($r=0.37, P=0.05$), *E. hypericifolia* ($r=0.43, P=0.02$), *E. petraea* ($r=0.63, P=0.0003$), *M. arboreus* ($r=-0.58, P=0.001$), *Mikania sp* ($r=-0.63, P=0.003$). El componente principal tres tuvo una alta correlación con *B. odorata* ($r=0.73, P < 0.001$), *C. ligularis* ($r=0.66, P < 0.0001$), *D. abyssinica* ($r=-0.42, P=0.02$), *E. heterophylla* ($r=-0.46, P=0.01$). En este mes la cobertura vegetal en general fue más diversa, estando mejor representada por especies nativas de América tropical, con excepción de *E. sonchifolia* y *D. abyssinica*, aunque aún es común la presencia de elementos indicadores de condiciones de encharcamiento.

Al representar los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional (Figura 15) es evidente que las comunidades de vegetales de los sitios 1, 2, 6 y 8 son las más disimilares mientras que los sitios 3, 4, 5 y 7 resultaron similares entre sí. El sitio 1 se diferenció de los demás por contener niveles altos de coberturas de las especies *B. laevis*, *D. incanum*, *D. procumbens*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *Mikania sp*, *R. scabra*, niveles intermedios de *B. odorata*, *C. ligularis*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla*, niveles intermedios a bajos de *B. laevis*, *D. incanum*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla*, *E. hirta*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *M. arboreus*, *Mikania sp*. El sitio 2 se diferenció por contener niveles altos de *B. laevis*, *D. incanum*, *D. abyssinica*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *M. arboreus*, *Mikania sp*. niveles intermedios *B. laevis*, *D. incanum*, *D. procumbens*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *Mikania sp*, *R. scabra* y niveles bajos de *B. odorata*, *C. ligularis*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla*. El sitio 6 se diferenció por presentar niveles altos de cobertura de las especies vegetales *B. odorata*, *C. ligularis*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla* niveles intermedios a bajos de *B. laevis*, *D. incanum*, *D. abyssinica*, *E.*

heterophylla, *E. hirta*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *M. arboreus*, *Mikania sp* y niveles bajos *B. laevis*, *D. incanum*, *D. procumbens*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *Mikania sp.*, *R. scabra*. Finalmente el sitio 8 se diferenció del resto por contener niveles intermedios de *B. laevis*, *D. incanum*, *D. procumbens*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *Mikania sp.* *R. scabra*, niveles intermedios a bajos de *B. odorata*, *C. ligularis*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla* y niveles bajos de *B. laevis*, *D. incanum*, *D. abyssinica*, *E. heterophylla*, *E. hirta*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *M. arboreus*, *Mikania sp.* El resto de comunidades tendió conservar cobertura intermedia de las especies mencionadas

Para este mes se muestra la presencia de dos especies posibles reservorios que se ubican en la familia Poaceae: *D. abyssinica* y *E. petraea* lo que resalta la importancia de esta familia en la posible dispersión de la enfermedad ya que *E. petraea* además de actuar como posible reservorio del agente causal de la enfermedad sirve al vector como hospedante (Villanueva- Barradas, 1993).

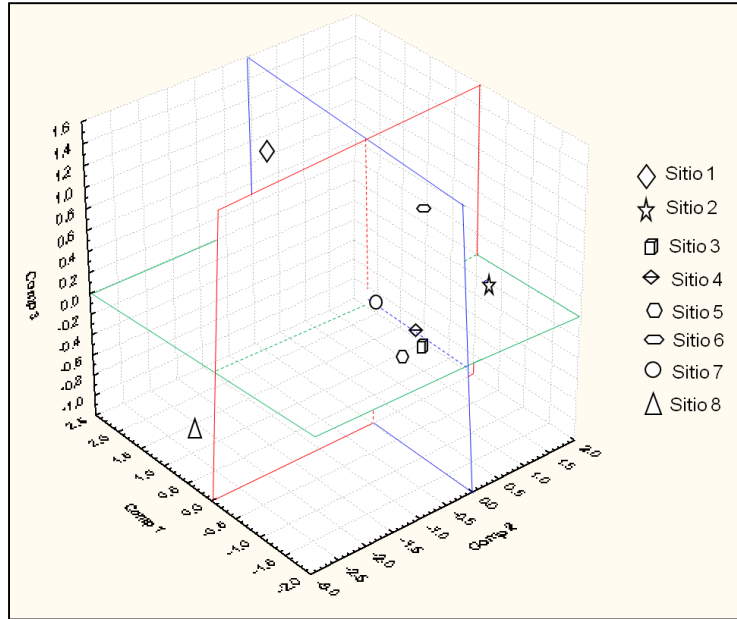


Figura 15. Similitud ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de noviembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3. (37.94% de la varianza total).

Durante el mes de diciembre del 2012 los resultados del análisis de componentes principales indican que el 60.13% de la variabilidad en cobertura vegetal esta representada por siete componentes. El primero de ellos representa el 12.5 % de variabilidad total, el segundo abarca 10 %, el tercero 9.5 %, el cuarto 8.7 %, el quinto 6.9 %, el sexto 6.4 % y el séptimo el 5.8%.

El componente principal uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de las especies *B. laevis* ($r=0.46$, $P=0.01$), *B. simaruba* ($r= 0.41$, $P= 0.02$), *D. incanum* ($r=0.82$, $P=<0.0001$), *E. sonchifolia* ($r=0.79$, $P =<0.0001$), *E. hypericifolia* ($r=0.72$, $P=<0.0001$), *M. verticillata* ($r=0.45$, $P=0.01$), *S. americanum* ($r=0.55$, $P=0.002$).

El componente principal dos está altamente correlacionado con las arvenses *B. odorata* ($r=-0.72$, $P=<0.0001$), *B. simaruba* ($r=0.50$, $P=0.005$), *C. ligularis* ($r=0.85$, $P=<0.0001$), *M. verticillata* ($r= 0.46$, $P=0.01$), *P. ruderale* ($r=0.73$, $P=< 0.001$). El componente principal tres tuvo una alta correlación con *B. laevis* ($r=-0.35$, $P=0.06$), *C. diffusa* ($r=0.62$, $P=0.0003$), *C. canadensis* ($r=-0.44$, $P=0.01$), *E. thymifolia* ($r=-0.54$, $P=0.002$), *E. heterophylla* ($r=0.49$, $P=0.006$), *Randia aculeata* ($r=-0.39$, $P=0.03$). Siguiendo el patrón del mes anterior, la cobertura vegetal está muy diversificada, siguen estando mejor representadas y en esta fecha se incrementa el número de especies nativas, los pocos elementos introducidos que se detectan ya están naturalizados en la región, por lo que es común encontrarlos formando parte del paisaje.

Al representar los primeros tres componentes principales en una grafica tridimensional (Figura 16) se hace evidente que las comunidades vegetales de los 8 sitios resultaron disimilares entre sí. El sitio 1 contiene niveles de coberturas altas de las especies *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum*, niveles intermedios de *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*, niveles bajos de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. ruderale*. El sitio 2 mostró niveles intermedios de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. ruderale*, niveles bajos *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum* y niveles muy bajos de *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*. El sitio 3 contiene niveles altos de *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum*, niveles intermedias de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. ruderale* e intermedias a altas de *B. laevis*,

Commelina diffusa, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*. El sitio 4 contiene niveles altos de *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*, niveles intermedios a altos de *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum* y niveles bajos de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. rudelare*. EL sitio 5 contiene niveles intermedios a altos de *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*, niveles niveles intermedios de *B. odorata*, *B. simaruba* *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. rudelare*, niveles bajos de *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum*. El sitio 6 presentó niveles altos de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. rudelare*, niveles intermedios del *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata* y niveles bajos *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum*. El sitio 8 presento niveles intermedios de *B. laevis*, *B. simaruba*, *D. incanum*, *E. sonchifolia*, *E. hypericifolia*, *M. verticillata*, *S. americanum* y niveles bajos de *B. odorata*, *B. simaruba*, *C. ligularis*, *M. verticillata*, *P. rudelare*, *B. laevis*, *C. diffusa*, *C. canadensis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *R. aculeata*.

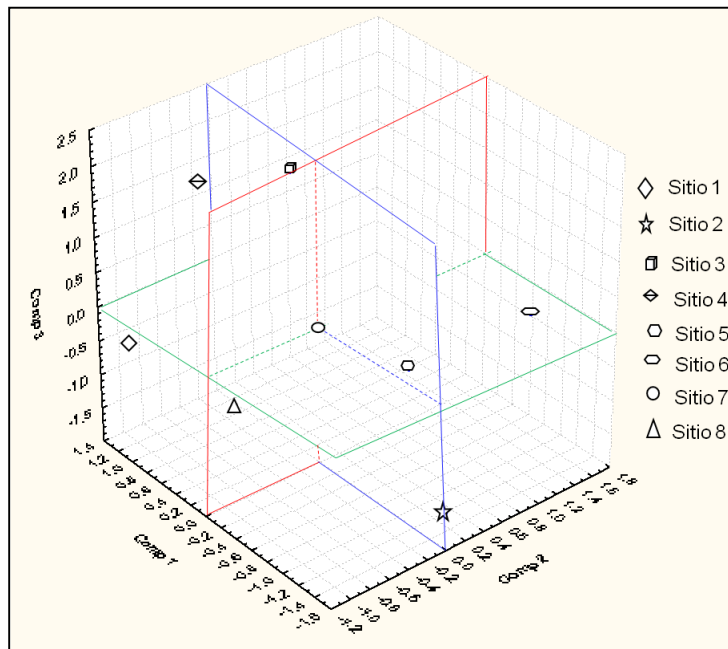


Figura 16. Similitud ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de diciembre. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (32.13 % de la varianza total).

Los resultados del análisis de componentes principales indican que el 58 % de la variabilidad en cobertura vegetal durante el mes de enero del 2013 puede esta representada por siete componentes. El primero de ellos representa el 14% de variabilidad total, el segundo abarca 11 %, el tercero 7.6 %, el cuarto el 6.6 %, el quinto el 6.3 %, el sexto 6.1%, el séptimo 5.4%.

El componente principal número uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *B. laevis* ($r=0.45$, $P=0.01$), *C. trinitatis* ($r=0.77$, $P=<0.0001$), *D. incanum* ($r=0.54$, $P=0.002$), *D. tortuosum* ($r=0.80$, $P=<0.0001$), *E. sonchifolia* ($r=0.7$, $P=<0.0001$), *E. thymifolia* ($r=0.58$, $P=0.001$), *E. hypericifolia* ($r=0.46$, $P=0.01$), *M. arboreus* ($r=0.46$, $P=0.01$), *P. conjugatum* ($r=0.77$, $P=<0.0001$), *R. aculeata* ($r=0.66$, $P=0.001$), *S. tora*, *S. acuta* ($r=0.41$, $P=0.02$ en ambos casos). El segundo componente esta altamente

correlacionado con la cobertura de *C. trinitatis*($r=-0.37$, $P=0.05$), *D. tortuosum*($r=-0.41$, $P=0.02$), *E. sonchifolia* ($r=-0.39$, $P=0.03$), *E. ciliaris*, *E. thymifolia* ($r=0.71$, $P=<.0001$ en ambos casos) *E. hypericifolia* ($r=-0.38$, $P=0.04$), *P. conjugatum* ($r=-0.37$, $P=0.05$), *R. aculeata* ($r=0.69$, $P= <0.0001$), *S. tora*, *S. acuta* ($r=0.88$, $P=<0.0001$) en ambos casos). El tercer componente tuvo una alta correlación con la abundancia de *B. odorata*, *E. petraea* ($0.69 <0.0001$ en ambos casos), *D. incanum* ($r=-0.44$, $P=0.01$), *E. hirta* ($r=0.52$, $P=0.004$), *Gnapalium americanum* ($r=-0.43$, 0.02). El comportamiento de la cobertura vegetal en este mes es muy variable y, en esa variabilidad están mejor representadas las especies nativas, siendo escasos los elementos introducidos de otras regiones.

Al representar los primeros tres componentes principales en una grafica tridimensional (Figura 17) se hace evidente que las comunidades vegetales de los sitios 1,2,4,7 y 8 fueron las mas disimilares mientras que los sitios 3, 5 y 6 resultaron similares entre sí. El sitio 1 se diferenció de las demas por contener niveles altos de cobertura de *B. laevis*, *C. trinitatis*, *D. incanum*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. thymifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta*, niveles intermedios de *B. odorata*, *E. petraea*, *D. incanum*, *E. hirta*, *G. americanum* y niveles bajos de *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *E. thymifolia*, *E. hypericifolia*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta*. El sitio 2 se diferenció por contener niveles intermedios de *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *E. thymifolia*, *E. hypericifolia*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta*, niveles intermedios a bajos de *B. laevis*, *C. trinitatis*, *D. incanum*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. thymifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta* y niveles muy bajos de *B. odorata*, *E. petraea*, *D. incanum*, *E. hirta* y *G. americanum*. El

sitio 4 se diferencio del resto por contener niveles altos de *B. odorata*, *E. petraea*, *D. incanum*, *E. hirta*, *G. americanum*, niveles intermedios a bajos de *C. trinitatis*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. ciliaris*, *E. thymifolia* *E. hypericifolia*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta*, niveles bajos de *B. laevis*, *C. trinitatis*, *D. incanum*, *D. tortuosum*, *E. sonchifolia*, *E. thymifolia*, *E. hypericifolia*, *M. arboreus*, *P. conjugatum*, *R. aculeata*, *S. tora*, *S. acuta*. El sitio7 no tuvo presencia de las especies mencionadas en este parrafo; los demas sitios tuvieron niveles intermedios de las especies antes descritas.

En este mes se refleja en la variabilidad florística de los sitios la presencia de una sola especie posible reservorio del ALC, *E. petraea*, que corresponde a una de las que permanece por periodos más largos en la plantación, lo que enfatiza su importancia tanto como posible reservorio del agente causal, así como hospedero del vector.(Villanueva –Barradas, 1993).

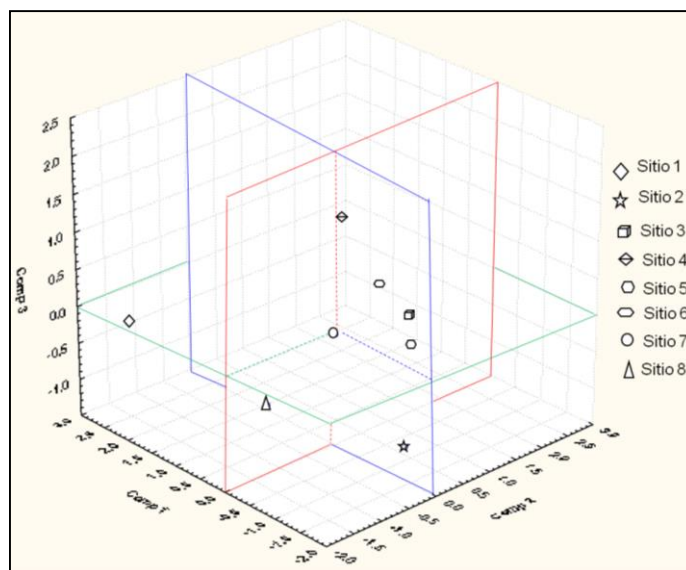


Figura 17. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de enero. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3. (33.71% de la varianza total).

Los resultados del análisis de componentes principales indican que el 81% de la variabilidad en cobertura vegetal durante el mes de febrero del 2013 puede estar representada por seis componentes. El primero de ellos representa el 19.7% de variabilidad total, el segundo abarca 18.6 %, el tercero 16.7 %, el cuarto el 11.2 %, el quinto el 9.4%, el sexto 5.2%.

El componente principal número uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *B. laevis* ($r=0.89$, $P<0.0001$), *C. canadensis* ($r=0.84$, $P=0.0002$), *Croton trinitatis* ($r=0.82$, $P=0.0003$), *R. scabra* ($r=0.89$, $P<0.0001$), *T. ulmifolia* ($r=0.93$, $P<0.0001$). El segundo componente esta altamente correlacionado con la cobertura de *C. diffusa* ($r=-0.62$, $P=0.01$), *C. ligularis*, *E. thymifolia* ($r=-0.77$, $P=0.001$ ambos casos), *E. heterophylla*, *E. hypericifolia* ($r=-0.62$, $P=0.01$), *E. petraea* ($r=0.64$, $P=0.01$), *G. americanum*, *P. pilosa* ($r=-0.77$, $P=0.001$ en ambos casos). El tercer componente esta correlacionado con *C. diffusa* ($r= 0.62$, $P=0.01$), *C. ligularis*, *E. thymifolia* ($r=0.59$, $P=0.02$ en ambos casos), *E. heterophylla*, *E. hypericifolia* ($r=0.66$, $P=0.009$), *E. petraea* ($r=0.52$, $P=0.05$), *G. americanum*, *P. pilosa* ($r=0.59$, $P=0.02$). En la cobertura vegetal de este mes se empieza a notar un tendencia hacia la disminución de la diversidad. También se comienzan a diferenciar elementos que se desarrollan mejor en condiciones más secas, aunque siguen predominando las especies originarias de la región.

Al representar los primeros tres componentes principales en una grafica tridimensional (Figura 18) se hace evidente que las comunidades de los sitios 1,2,4 y 8 fueron las mas disimilares mientras que los sitios 3 y 7 resultaron similares entre sí, los sitios 5 y 6 presentaron similitudes intermedias con los sitios 3,7 y 8. El sitio 1 se

diferenció de las demas por contener niveles altos de *B. laevis*, *C. canadensis*, *C. trinitatis*, *Ri. scabra*, *T. ulmifolia*, niveles intermedios de *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa* y niveles muy bajos de *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa*. El sitio 2 se diferenció del resto por contener niveles altos de *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa*, niveles intermedios de *B. laevis*, *C. canadensis*, *C. trinitatis*, *R. scabra*, *T. ulmifolia* y niveles bajos de *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa*. El sitio 4 se diferenció del resto por contener niveles altos de *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa*, y niveles de intermedios a bajos de *B. laevis*, *C. canadensis*, *C. trinitatis*, *R. scabra*, *T. ulmifolia* y el sitio 8 se diferenció por contener niveles intermedios a bajos de las especies *B. laevis*, *C. canadensis*, *C. trinitatis*, *R. scabra*, *T. ulmifolia*, *C. diffusa*, *C. ligularis*, *E. thymifolia*, *E. heterophylla*, *E. hypericifolia*, *E. petraea*, *G. americanum*, *P. pilosa*. Los demas sitios presentaron niveles intermedios de las especies descritos en este parrafo. En este mes se hace evidente que la presencia de las especies *E. petraeae* y *P. pilosa*, posibles reservorios del fitoplasma y hospedero del vector en el caso de *E. petraea* (Villanueva- Barradas, 1993) y sirven de referencia en la descripción de la similaridad ecologica.

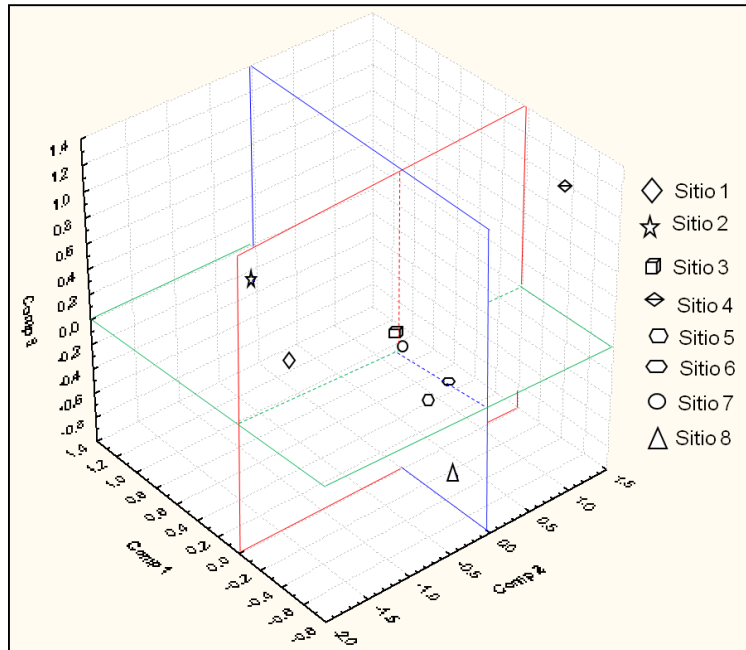


Figura 18. Similitud ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de febrero. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3 (55.17% de la varianza total).

Los resultados del análisis de componentes principales indican que el 89.5 % de la variabilidad en cobertura vegetal durante el mes de marzo del 2013 puede estar representada por cuatro componentes. El primero de ellos representa el 34.6 % de variabilidad total, el segundo abarca 22 %, el tercero 19.8 %, el cuarto el 13%.

El componente principal número uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *C. canadensis* ($r=0.91$, $P=0.004$), *D. incanum* ($r=0.83$, $P=0.01$). El segundo componente está altamente correlacionado con la cobertura de *Ambrosia artemisifolia*, *E. sonchifolia* ($r=0.87$, $P=0.01$ en ambos casos). El tercer componente está correlacionado con *E. hieracifolia*, *E. thymifolia* ($r=-0.94$, $P=0.001$), *A. arvensis* ($r=0.98$, $P<0.0001$). La cobertura vegetal para este mes sigue la tendencia hacia la disminución de la diversidad, y la dominancia de algunas especies ubicadas en las familias que reportan los mayores número de arvenses en México: Asteraceae,

Euphorbiaceae y Fabaceae. Van ampliando su área de distribución especies que tienen mayor tolerancia a condiciones de sequía.

Al representar los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional (Figura 19) se hace evidente que las comunidades vegetales de los sitios 1, 2, 4 y 8 son las más disimilares entre sí, mientras que los sitios 3, 5, 6 y 7 fueron similares entre sí. El sitio 1 se diferenció de los demás por contener niveles altos de *A. artemisifolia*, *E. sonchifolia*, niveles intermedios a altos de *E. hieracifolia*, *E. thymifolia*, *A. arvensis* y niveles intermedios a bajos de *C. canadensis*, *D. incanum*. El sitio 2 se diferenció del resto por contener niveles intermedios a altos de *C. canadensis*, *D. incanum*, intermedios a bajo de *A. artemisifolia*, *E. sonchifolia* y niveles muy bajos de *E. hieracifolia*, *E. thymifolia*, *A. arvensis*. El sitio 4 presentó niveles muy altos de *C. canadensis*, *D. incanum*, niveles altos de *E. hieracifolia*, *E. thymifolia*, *A. arvensis* y niveles intermedios a bajos de *A. artemisifolia*, *E. sonchifolia*. El sitio 8 se diferenció por contener niveles intermedios de *A. artemisifolia*, *E. sonchifolia*, *E. hieracifolia*, *E. thymifolia*, *A. arvensis* y niveles bajos de *C. canadensis*, *D. incanum*. Los demás sitios presentaron similitudes intermedias de las especies descritas en este párrafo.

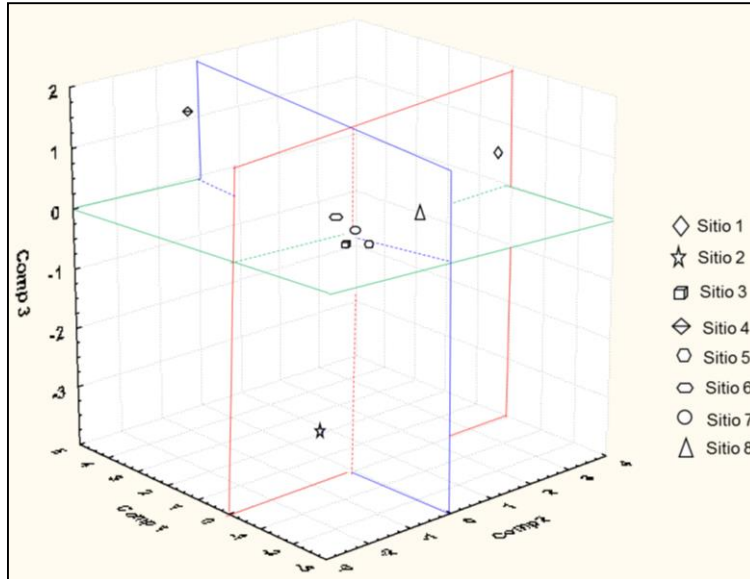


Figura 19. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de marzo. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3 (55.17% de la varianza total).

Los resultados del análisis de componentes principales indican que el 84.8 % de la variabilidad en cobertura vegetal durante el mes de abril del 2013 puede estar representada por cuatro componentes. El primero de ellos representa el 31% de variabilidad total, el segundo abarca 21.2 %, el tercero 20.6 %, el cuarto el 11.8 %.

El componente principal número uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *D. incanum* ($r=0.92$, $P=0.002$). El segundo componente está altamente correlacionado con la cobertura de *H. patens*, *M. repens* ($r=-0.76$, $P=0.04$ en ambos casos) y *P. ruderale* ($r=0.76$, $P=0.04$). El tercer componente está correlacionado con *E. sonchifolia* ($r=-0.85$, $P=0.01$) y *M. arboreus* ($r=-0.96$, $P=0.0003$). La cobertura vegetal para este mes está dominada sólo por algunas especies que se desarrollan mejor en condiciones de sequía. La especie dominante en el primer componente es nativa, al igual que las del segundo, con excepción de *M. repens* y, en el tercer componente tenemos una nativa y otra introducida.

Al representar los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional (Figura 20) se hace evidente que las comunidades de los sitios 1, 2, 6 y 7 fueron disimilares mientras que los sitios 3 y 4 resultaron similares entre sí. El sitio 1 se diferenció de las demás por contener niveles intermedios a altos de *D. incanum* y niveles muy bajos de *E. sonchifolia*, *M. arboreus*. El sitio 2 se diferenció por contener niveles intermedios a altos de *D. incanum*, *E. sonchifolia* y *M. arboreus*. El sitio 6 se diferenció por tener niveles altos de *H. patens*, *M. repens* y *P. ruderales*, niveles intermedios a altos de *E. sonchifolia*, *M. arboreus* y niveles muy bajos de *D. incanum*. El sitio 8 se diferenció del resto por contener niveles intermedios de *D. incanum* y niveles bajos de *E. sonchifolia*, *M. arboreus*. El resto de las comunidades tendió a conservar una cobertura intermedia de todas las especies mencionadas en este párrafo.

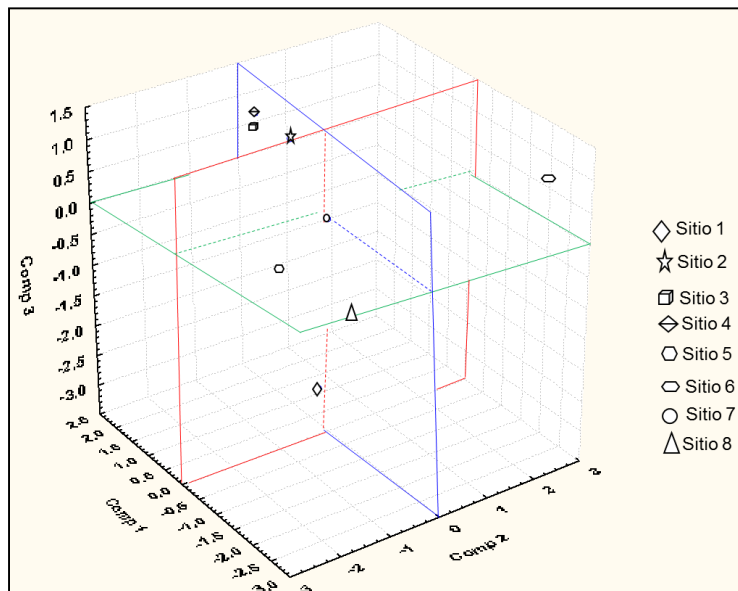


Figura 20. Similaridad ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de abril. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1, 2 y 3 (72.93 % de la varianza total).

Los resultados del análisis de componentes principales indican que el 87.9 % de la variabilidad en cobertura vegetal durante el mes de mayo del 2013 puede estar representada por cuatro componentes. El primero de ellos representa el 34% de variabilidad total, el segundo abarca 21.7 %, el tercero 16.3 %, el cuarto el 15.8 %.

El componente principal número uno está estrechamente correlacionado con la cobertura de *B. laevis*, *E. thymifolia*, *E. hyssopifolia*, *P. pilosa* ($r=0.94$, $P=0.001$), *D. incanum* ($r= 0.92$, $P=0.0025$). El segundo componente está altamente correlacionado con la cobertura de *M. arboreus* ($r= 0.95$, $P=0.001$). El tercer componente está correlacionado con *B. odorata* ($r=0.77$, $P=0.04$). En este mes todas las especies que están definiendo la cobertura vegetal de los tres primeros componentes principales son nativas, aunque hay representantes de varias familias botánicas; conforme avanza la sequía dicha cobertura va quedando definida por plantas que soportan altas temperaturas, radiación solar intensa y en general, condiciones de sequía.

Al representar los primeros tres componentes principales en una gráfica tridimensional (Figura 21) se hace evidente que las comunidades vegetales de los sitios 1, 2 y 6 fueron las más disimilares mientras que las comunidades de los sitios 3 y 4 resultaron similares entre sí, al igual que comunidades de los sitios 5, 7 y 8 resultaron similares entre sí. El sitio 1 se diferenció de los demás por contener niveles muy altos de coberturas de *M. arboreus*, niveles intermedios de *B. odorata* y niveles bajos de *B. laevis*, *E. thymifolia*, *E. hyssopifolia*, *P. pilosa*, *D. incanum*. El sitio 2 se diferenció del resto por contener niveles muy altos de *B. laevis*, *E. thymifolia*, *E. hyssopifolia*, *P. pilosa*, *D. incanum*, niveles intermedios a altos de *M. arboreus*, *B. odorata*. El sitio 6 se

diferenció del resto por contener niveles muy alto *B. odorata* y niveles bajos de *B. laevis*, *E. thymifolia*, *E. hyssopifolia*, *P. pilosa*, *D. incanum* y *M. arboreus*.

El resto de las comunidades tendió a presentar similitudes intermedias de las especies antes descritas. En este mes solo se tiene la presencia de *P. pilosa*.

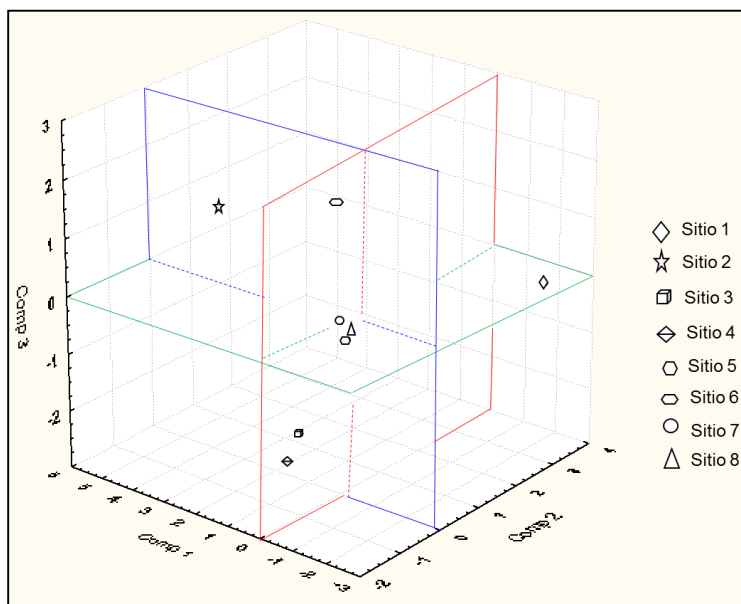


Figura 21. Similitud ecológica de la flora asociada al cocotero durante el mes de mayo. Los ejes cartesianos representan los componentes principales 1,2 y 3 (72% de la varianza total).

En el análisis mensual realizado de la similitud ecológica entre las comunidades de arvenses de los ocho sitios muestreados, se destaca de manera general, la disimilitud de cuatro sitios, que refleja la captura de la heterogeneidad florística de las arvenses en la plantación estudio en los sitios 1, 2, 4 y 8 además de un grupo homogéneo formado por los otros sitios. Asimismo podemos ver que en los sitios heterogéneo están presentes durante todo el año las especies posibles portadoras de ALC, *D. abyssinica* y *E. petraea* a diferencias de las especies *D. insularis*, que se presenta de septiembre a marzo o el caso de *P. pilosa* sólo registrada en el mes de

diciembre. En este contexto podemos entender la importancia que podrían estar jugando las arvenses *D. abyssinica* y *E. petraea* para la prevalencia del ALC dentro de las plantaciones de cocotero de Tabasco y su dispersión regional. Sin embargo, en caso de *V. cinerea*, que se presenta durante 10 meses del año se mantuvo negativa en ambos muestreos. Esta arvense fue reportada por Brown *et al.* (2008b) como reservorio del fitoplasma del ALC grupo 16Sr-IV en Jamaica. Sin embargo, no reporta el subgrupo al que corresponde dicho fitoplasma. Es muy posible que en este caso *V. cinerea* sea reservorio específico del fitoplasma del subgrupo 16SrIV-E reportadas en especies de malezas tales como *Stachytarpheta jamaicensis*, *Macroptilium lathyroides* y *Cleome rutidosperma* asociados al cultivo de coco en Jamaica (Brown and McLaughlin, 2011), o bien al subgrupo de fitoplasma del subgrupo 16SrIV-A que es patógeno típico de las plantas de *Phoenix dactylifera* y detectado en plantas asintomáticas de *Sabal mexicanus* y sintomáticas de *Pseudotrinx sargentii* en México (Vázquez-Euán *et al.*, 2011) y en cocotero sitomáticos del océano Pacífico, a diferencias del subgrupo 16SrIV-C reportado para el ALC en cocotero del Golfo de México (Oropeza *et al.*, 2010). En el caso de *E. sonchifolia* presente de manera similar a *V. cinerea* igualmente resultó negativa. Esto era de esperarse ya que la especie reportada por Brown *et al.*, (2008a) como portadora del Fitoplasma se trataba de *Emilia fosbergii*. Sin embargo, dada la permanencia y su parentesco a ésta arvense fue que se decidió incluirla en el grupo de arvenses estudiada. Estos resultados se suman a los reportados por Brown *et al.* (2008 a y b) para entender como las arvenses pueden estar interactuando con otros componentes arraigo y dispersión del ALC.

En este estudio se pone en evidencia que las arvenses, con permanencia anual, *D. abyssinica* y *E. petraea* o temporal en las plantaciones de cocotero como *D. insularis* y *P. pilosa* pueden ser reservorio del ALC y estar contribuyendo en la prevalencia del ALC por largo periodos una vez establecida dicha enfermedad.

VII. CONCLUSION

La flora asociada al cultivo de cocotero se distribuyó en 93 especies que corresponden a 75 géneros y 34 familias, las familias botánicas y géneros mejor representadas fueron: Asteraceae, Fabaceae, Poaceae, Euphorbiaceae y Cyperaceae; *Desmodium*, *Euphorbia* y *Cyperus* respectivamente.

Dentro de las 10 especies analizadas por PCR en tiempo real, cuatro de ellas: *D. abyssinica*, *D. Insularis*, *E. petrea* y *P pilosa* manifestaron presencia de fitoplasma por lo que son consideradas como posibles reservorios de *Candidatus* Phytoplasma *Palmae* en Tabasco México.

VIII. LITERATURA CITADA

- Ajayakumar, P. V., A. Samad, A.K. Shasany, M.K. Gupta, M. Alam, S. Rastogi. 2007. First record of a *Candidatus* phytoplasma associated with little leaf disease of *Portulaca grandiflora*. Australian Plant. Disease Notes. 67-69
- Almeyda-León I, H., JA. Sánchez-Salas., J.A. Garzón-Tiznado. 2008. Vectores causantes de la punta morada de la papa en Coahuila y Nuevo León. Agricultura Técnica en México 34(2): 141-150.
- Arrellano, J. and C. Oropeza.1995. Lethal Yellowing. In: Lethal Yellowing: research and practical aspects. C. Oropeza, F. W. Howard and G. R. Ashburner (Eds.). Kluwer Academic Publisher. The Netherlands.1-15.
- Been, B.O. 1991. Observations on field resistance to lethal yellowing in coconut varieties and hybrids in Jamaica. Olèagineux. 36:9-11.
- Bertaccini, A and B.Duduk.2009. Phytoplasma and phytoplasma diseases: a review of recent research.Phytopathologia mediterranea, 48: 355–378.
- Blaha, G., G.Hall., J.S.Worokka., E. Concibido., C.F. Ortiz.1994. Phytophthora isolates from coconut plantations in Indonesia and Ivory Coast: characterization and identification by morphology and isozyme analysis. Mycological Researche. 98: 1379-1389.
- Brown, S.E., B.O Been y W.A.McLaughlin. 2008a. First report of the lethal yellowing group phytoplasmas in the weeds *Emilia fosbergii* and *Synedrella nodiflora* in Jamaica. New Disease Reports 57:770.
- Brown, S.E., B.O Been y W.A.McLaughlin.2008b. The presence of the lethal yellowing group (16SrII) phytoplasmas in the weed *Vernonia cinerea*. New Disease Note 92:1132.
- Brown, S.E., W.A.Mc Laughlin. 2011. Identification of lethal yellowing group (16 SrIV) of phytoplasmas in the weeds *Stachytarpheta jamaicensis*, *Macroptilium lathyroides* and *Cleome rutidosperma* in Jamaica. Phytopath. Mollicutes. 1:27-34.doi: 10.5958/j.2249-4669.
- Capinera, J.L. 2005. Relationships between Insect Pests and Weeds: An Evolutionary Perspective. Weed Science 53:892-901.
- Córdova, I., J. Piña y C. Oropeza. 2000. El amarillamiento letal. En: C. F. Ortiz G. y Córdova I, Oropeza C, Almeyda H, y Harrison NA. 2000. First report of a Phytoplasma associated leaf yellowing syndrome of palma jipi plants in southern México. Plant Disease 84:807.

- Christensen, N.M., M. Nicolaisen, M. Hansen, A. Schulz. 2004. Distribution of Phytoplasmas in Infected Plants as Revealed by Real-Time PCR Bioimaging. 1 *Molecular Plant-Microbe Interactions* 7(11): 1175–1184.
- Christensen, N.M., K.B. Axelen, M. Nicolaisen and A. Schulz. 2005. Phytoplasmas and their interactions with host. *TRENDS in Plant Science* 10(11): 525-535.
- Credi, R., F Terlizzi, L. Milanesi, R. Bondavalli, G. Cavallin, A. Montermini, D. Dradi. 2006. Wild host plants of stolbur phytoplasma and its vector *Hyalothreshobsoletus*, at sites of grapevine bois noir occurrence in Emilia-Romagna, Italy: Extended abstracts 15th Meeting ICVG, Stellenbosch, South Africa, 3-7 April 182-182.
- Davidse, G., R.W. Pohl. 1994. Poaceae: Flora Davidse, G.; M. Sousa., A. Chater. 1996. Fl. Mesoamer. Universidad Nacional Autónoma México D.F. 6 288-371.
- Doi, Y., T. Michiaki., Y. Kiyoshi and A. Hidefumi. 1967. Mycoplasma-or PLT group like microorganism found in the phloem elements of plants infected with mulberry dwarf, potato witches' broom, aster yellows, or paulownia witches 'broom. *Ann Phytopathology.Soc.Jpn.* 33, 259-266.
- Echeverría, I., L Sánchez, C Hernández, R Rivera, O Moreno. 2005. A simple and efficient method for isolation of DNA in high Mucilaginous plant tissues. *Molecular Biotechnology* 31: 129-135.
- Fremont, Y., R. Ziller, M. de Nucè de Lamothe. 1981. El cocotero, técnicas agrícolas y producciones tropicales. Ed. Blume, Barcelona 1969. Pp 15-31.
- FAO. 2011. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponible en www.fao.org. Visitada el 31 de octubre del 2013.
- Galetto L., D. Bosco, Marzachi .2005. Universal and group-specific real-time PCR diagnosis of flavescence dorée (16S r-v), bois noir (16Sr-XII) and apple proliferation (16Sr-X) phytoplasma from field-collected plant hosts and insect vectors. *Annals of Applied Biology*, 147:191-201.
- García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Universidad Nacional Autónoma de México. México. 246 p.
- Gómez-Pompa, A., N.P. Moreno, L. Nevling, M. Nee, V. Sosa, B. Ludlow, L. Cabrera-Rodríguez. 1985. Flora de Veracruz. Fascículo 47 Turneraceae. Instituto Nacional de investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa Veracruz México. 49p.

- Gómez-Pompa, A., N.P. Moreno, L. Nevling, M. Nee, V. Sosa, B. Ludlow, L. Cabrera-Rodríguez. 1986. Flora de Veracruz. Fascículo 51 Portulaceae. Instituto Nacional de investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa Veracruz México. 46p.
- Harrison, N.A., M.L. Elliott. 2009. Lethal yellowing (LY) of palm. Florida, EEUU. Universidad de Florida 9 p. disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu./pdffiles/PP/PP14600.pdf>. Visitada el 25 de octubre del 2013.
- Howard, F.W., D.S. Williams., R.C. Norris. 1984. Insect transmission of lethal yellowing to young palms. International Journal of Entomology 26: 331-338.
- Howard, F.W., S. Gallo. 2006. El Cixiido Americano de las palmas, *Myndus crudus* Van Duzee (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoroidea: Cixiidae). Universidad de Florida. 9 p. disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu./pdffiles/IN/IN70700.pdf>. Visitada el 25 de octubre del 2013.
- Kramer, J.P. 1979. Taxonomic Study of the Planthopper Genus *Myndus* in the Americas (Homoptera: Fulgoroidea: Cixiidae). Transactions of the American Entomological Society, 105(3):301-389.
- Lee, I.M., R.E. Davis, R.E. Gundersen. 2000. Phytoplasma: Phytopathogenic Mollicutes. Annual Review Microbiology, 54:221-155.
- Mangandi, S. JA., A.C. Padilla. 2005. Evaluación de la situación actual de las variedades resistentes a la enfermedad del Amarillamiento Letal del Cocotero (ALC) en Atlantida y Colon Honduras. Tesis de licenciatura. Zamorano, Honduras 55p.
- Marcone, C., I.M. Lee., R.E. Davis., A. Ragozzino., E. Seemüller. 2000. Classification of aster yellows-group phytoplasmas based on combined analyses of rRNA and gene sequences. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 50:1703-1713.
- Marzachi, C., A. Coulibaly., N. Coulibaly., A. Sangarè., M. Diarra., T De Gregorio and D Bosco. 2009. Cotton virescence phytoplasma and its weed reservoir in Mali. Journal of Plant Pathology 91(3), 717-721.
- Meneguzzi, N.G., L.E. Torres, E. Galdeano, F. A. Guzmán, S.F. Nome, L. R. Conci. 2008. Molecular characterization of a phytoplasma of the ash yellows group (16 Sr VII-B) occurring in *Artemisia annua* and *Conyza bonariensis* weeds. Agriscientia XXV (1): 7-15.
- McCoy, R.E., F.W. Howard., J.H. Tsai., H.M. Donselman., D.L. Thomas., H.G. Basham., R.A. Atilano., F.M. Eskafi., L. Britt. And M.B. Collins. 1983. Lethal yellowing of

- palms. Agricultural Experiment Station Bulletin No. 834. University of Florida, Florida, USA.
- Oropeza, C., E. Carillo, V. Hoher, J.L. Verdeil. 2005. Coconut micropropagation In: Batugal P, Rao R, Oliver J, editors. Coconut Genetic Resources. International Plant Genetic Resources Institute-Regional Office for Asia, the Pacific and Oceania Serdang, Selangor DE, Malaysia pp 334-345.
- Oropeza C, D. Zizumbo, L. Saenz, M. Narvaez, I. Cordova, N. Harrison, M. Roca, W. Myrie, M. Dollet, J. Dzido, R. Castillo y C. Ortiz. 2010. Interacciones planta-patogeno-vector-ambiente en el amarillamiento letal del cocotero. *Palmas* 31, 388-402.
- Ortíz, C.F., C. Oropeza, I. Córdoba, M. Narváez, L. Sáenz y N. Harrison. 2009. Otras enfermedades comunes del cocotero en América latina y el Caribe in: Plan de contingencia ante un brote de amarillamiento letal del cocotero (ALC) en un país de la región de la OIRSA. C. Oropeza, M. Narvaez P.E. Echegoyen, R. Rodas (Eds) Publicación del Organismos Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria- OIRSA.133-149.
- Palma-López, D.,J. Cisneros, E. Moreno, J. Rincón-Ramírez. 2007. Suelos de Tabasco: su uso y manejo sustentable. Colegio de Postgraduados-ISPROTAB-FUPROTAB. Villahermosa, Tabasco, México. 195 pp.
- Plavsic-Banjac, B.P., K. Hunt., Marasmorosh. 1972. Mycoplasma-like bodies associated with yellowing disease of coconut palms. *Phytopathology* 62:298–299.
- Reinert, J.A. 1980. Phenology and density of *Haplaxius crudus* (Homoptera: Cixxiidae) on three southern Turfgrasses. *Environmental Entomology* 9: 13-15.
- Renard, J.L. 1992. Introduction to coconut *Phytophthora* diseases. Coconut *Phytophthora* Workshop-Manado, Indonesia, pp 9-20.
- Rzedowski J, G C Rzedowski (1985-1990) Flora Fanerogámica del Valle de México. Volumen II y III Instituto de ecología A.C Centro Regional del Bajío Patzcuaro Michoacan Mexico
- Rzedowski J, G C Rzedowski (1991-1998)Flora del Bajío y de regiones Adyacentes. Fascículos 1-180. Instituto de ecología A.C Centro Regional del Bajío Patzcuaro Michoacan Mexico.
- SIAP 2013. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Disponible en www.siap.gob.mx. Visitada el 15 de mayo del 2013.
- Standley, P.C., J. A. Steyermaek.1946. Portulacaceae. In: Flora of Guatemala, Fieldana Bot. 24(4):207-214.

- Seemüller, E., C. Marcone, U. Lauer, A. Ragozzino, M. Göschl. 1998. Current status of molecular classification of the phytoplasmas. *Journal of Plant Pathology* 80(1), 3-26.
- Seemüller, E., M. Garnier, B. Schneider. 2002. Mycoplasmas of plants and insects. In: S. Razin and R. Herrmann eds. *Molecular Biology and Pathology of Mycoplasmas*. London: Kluwer Academic/Plenum Publishers. 91-116.
- USDA, ARS, National Genetic Resources Program. Germplasm Resources Information Network (GRIN) [Base de Datos en Línea]. National Germplasm Resources Laboratory, Beltsville, Maryland. URL: <http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/html/index.pl> (31 Octubre 2013).
- Vázquez-Euan, R., N. Harrison, M. Narvaez, C. Oropeza. 2011. Occurrence of a 16SrIV Group Phytoplasma not Previously Associated with Palm Species in Yucatan, Mexico. *Plant Disease*. 95 (3): 256-262
- Villanueva-Barradas, J. 1993. Descripción biológica y métodos de captura de *Myndus crudus* Van Duzze; Homoptera: Cixiidae. In: *Amarillamiento Letal del Cocotero*, Manuel Fco. Cano A. (Ed). Memoria centro de capacitación Laguna del Pino Barberenea, Santa Rosa, Guatemala. S.p.
- Villaseñor J.L., F.J Espinoza-García. 2004. The alien flowering plants of México. *Biodiversity Research. Diversity Distrib.* 10: 113-123.
- Wisler, G. C., R.F Norris. 2005. Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. *Weed Science* 53:914-917.
- Zizumbo-Villareal, D. 1996. History of coconut (*Cocos nucifera* L.) in México: 1539-1810. *Genetic Resources and Crop Evolution* 43: 505-515.
- Zurita, P. G. Biología y ecología de la maleza. Disponible en www.asomecima.org. Visitada el 5 de junio del 2014.

IX. ANEXO

Anexo 1. Listado de la flora asociada al cultivo de coco en el ejido Ojoshal, Cárdenas Tabasco

FAMILIA		GÉNERO		ESPECIE	
No.	Nombre	No.	Nombre	No.	Nombre
1	AMARANTHACEAE	1	<i>Achyranthes</i>	1	<i>A. aspera</i> L.
		2	<i>Gomphrena</i>	2	<i>G. dispersa</i> Standl.
		3	<i>Iresine</i>	3	<i>I. celosia</i> L.
2	APIACEAE	4	<i>Apium</i>	4	<i>A. leptophyllum</i> Pers. F. Muell.
3	APOCYNACEAE	5	<i>Thevetia</i>	5	<i>T. ahouai</i> A. DC.
4	ASTERACEAE	6	<i>Ambrosia</i>	6	<i>A. artemisiifolia</i> L.
		7	<i>Bidens</i>	7	<i>B. odorata</i> Cav.
		8	<i>Conyza</i>	8	<i>C. apurensis</i> Kunth.
			<i>Conyza</i>	9	<i>C. canadensis</i> (L.) Cronquist.
		9	<i>Eclipta</i>	10	<i>E. alba</i> Hassk.
		10	<i>Emilia</i>	11	<i>E. sonchifolia</i> (L.) Cronquist.
		11	<i>Erechtites</i>	12	<i>E. hieraciifolius</i> Raf. ex DC
		12	<i>Eupatorium</i>	13	<i>E. odoratum</i> L.
		13	<i>Gnaphalium</i>	14	<i>G. americanum</i> Mill
		14	<i>Mikania</i> sp.	15	
		15	<i>Porophyllum</i>	16	<i>P. ruderales</i> (Jacq.) Cass
		16	<i>Tridax</i>	17	<i>T. procumbens</i> L.
		17	<i>Verbesina</i>	18	<i>V. persicifolia</i> DC.
		18	<i>Vernonia</i>	19	<i>V. cinerea</i> (L.) Less.
		19	<i>Wedelia</i>	20	<i>W. trilobata</i> (L.) Hitchc.
5	ASCLEPIADACEAE	20	<i>Asclepias</i>	21	<i>A. curassavica</i> L.
6	BURSERACEAE	21	<i>Bursera</i>	22	<i>B. simaruba</i> Sarg.
7	COMMELINACEAE	22	<i>Commelina</i>	23	<i>C. diffusa</i> Burm.
8	CUCURBITACEAE	23	<i>Momordica</i>	24	<i>M. charantia</i> L.
9	CYPERACEAE	24	<i>Cyperus</i>	25	<i>C. iria</i> L.
			<i>Cyperus</i>	26	<i>C. ligularis</i> L.
			<i>Cyperus</i>	27	<i>C. odoratus</i> L.
			<i>Cyperus</i>	28	<i>C. polystachyos</i> Rootb.
		25	<i>Scleria</i>	29	<i>S. macrophylla</i> J. Presl & C Presl.
10	DIOSCOREACEAE	26	<i>Dioscorea</i> sp.	30	
11	EUPHORBIACEAE	27	<i>Acalypha</i>	31	<i>A. arvensis</i> Peopp
		28	<i>Croton</i>	32	<i>C. lobatus</i> L.
			<i>Croton</i>	33	<i>C. trinitatis</i> Millsp.
		29	<i>Euphorbia</i>	34	<i>E. heterophylla</i> L.
			<i>Euphorbia</i>	35	<i>E. hirta</i> L.
			<i>Euphorbia</i>	36	<i>E. hypericifolia</i> L.
			<i>Euphorbia</i>	37	<i>E. hyssopifolia</i> L.
			<i>Euphorbia</i>	38	<i>E. thymifolia</i> L.
		30	<i>Phyllanthus</i> sp.	39	
12	FABACEAE	31	<i>Chamaecrista</i>	40	<i>C. aeschynomene</i> (DC). Greene.
		32	<i>Crotalaria</i>	41	<i>C. pumila</i> Ortega.
		33	<i>Dalbergia</i>	42	<i>D. brownei</i> (Jacq.) Schinz.
		34	<i>Desmodium</i>	43	<i>D. barbatum</i> (L) Benth.
			<i>Desmodium</i>	44	<i>D. incanum</i> Dc.
			<i>Desmodium</i>	45	<i>D. orbiculare</i> Schltldl.
	<i>Desmodium</i>	46	<i>D. procumbens</i> (Mill.) Hitchc.		

			<i>Desmodium sp.</i>	47	
			<i>Desmodium</i>	48	<i>D. tortuosum</i> (Sw.) DC.
		35	<i>Indigofera</i>	49	<i>I. miniata</i> Ortega.
		36	<i>Inga</i>	50	<i>I. laurina</i> (Sw.) Willd.
		37	<i>Phaseolus</i>	51	<i>P. atropurpureus</i> DC.
			<i>Phaseolus</i>	52	<i>P. lunatus</i> L.
		38	<i>Senna</i>	53	<i>S. tora</i> (L.) Roxb.
13	LAMIACEAE	39	<i>Hyptis</i>	54	<i>H. mutabilis</i> Briq.
14	LYTHRACEA	40	<i>Cuphea</i>	55	<i>C. carthagenensis</i> J.F. Macbr.
15	MALVACEAE	41	<i>Malvaviscus</i>	56	<i>M. arboreus</i> Cav.
		42	<i>Sida</i>	57	<i>S. acuta</i> Burm.f.
16	MOLLUGINACEAE	43	<i>Mollugo</i>	58	<i>M. verticillata</i> L.
17	NYCTAGINACEAE	44	<i>Boerhavia</i>	59	<i>B. diffusa</i> L.
18	ONAGRACEA	45	<i>Ludwigia</i>	60	<i>L. decurrens</i> Walter.
			<i>Ludwigia</i>	61	<i>L. octovalvis</i> (Jacq.) PHRaven
19	PASSIFLORACEAE	46	<i>Passiflora</i>	62	<i>P. coriacea</i> Juss.
20	PHYTOLACCACEAE	47	<i>Rivina</i>	63	<i>R. humilis</i> L.
21	POACEAE	48	<i>Cenchrus</i>	64	<i>C. brownii</i> Roem. & Schult
		49	<i>Dactyloctenium</i>	65	<i>D. aegyptium</i> (L.) Willd.
		50	<i>Digitaria</i>	66	<i>D. abyssinica</i> Stapf.
			<i>Digitaria</i>	67	<i>D. bicornis</i> (Lam.) Roem.&Schult.
			<i>Digitaria</i>	68	<i>D.insularis</i> (L.) Fedde.
		51	<i>Eleusine</i>	69	<i>E. indica</i> (L.) Gaerth.
		52	<i>Eragrostis</i>	70	<i>E. ciliaris</i> var. <i>ciliaris</i> (L.) Link.
		53	<i>Eustachys</i>	71	<i>E. petraea</i> (Sw.) Desv.
		54	<i>Leersia</i>	72	<i>L. hexandra</i> Sw.
		55	<i>Melinis</i>	73	<i>M. repens</i> (Willd.) Zizka.
		56	<i>Panicum</i>	74	<i>P. laxum</i> Sw.
		57	<i>Paspalum</i>	75	<i>P. conjugatum</i> P.J. Berguis.
		58	<i>Urochloa</i>	76	<i>U. maxima</i> (Jacq.) R.D.Webster.
22	PIPERACEAE	59	<i>Piper</i>	77	<i>P. tuberculatum</i> Jacq.
23	POLYGONACEAE	60	<i>Coccoloba</i>	78	<i>C. uvifera</i> L.
24	PORTULACACEAE	61	<i>Portulaca</i>	79	<i>P. pilosa</i> L.
25	RHAMNACEAE	62	<i>Colubrina</i>	80	<i>C. heteroneura</i> Standl.
26	RUBIACEAE	63	<i>Borreria</i>	81	<i>B. laevis</i> Griseb.
		64	<i>Hamelia</i>	82	<i>H. patens</i> Jacq.
		65	<i>Randia</i>	83	<i>R. aculeata</i> L.
		66	<i>Richardia</i>	84	<i>R. scabra</i> L.
27	SAPINDACEAE	67	<i>Paullinia</i>	85	<i>P. pinnata</i> L.
28	SOLANACEAE	68	<i>Solanum</i>	86	<i>S. americanum</i> Mill.
29	STERCULIACEAE	69	<i>Melochia</i>	87	<i>S. pyramidata</i> L.
		70	<i>Waltheria</i>	88	<i>W. indica</i> L.
30	TILIACEAE	71	<i>Corchuros</i>	89	<i>C. hirtus</i> L.
31	TURNERACEAE	72	<i>Turnera</i>	90	<i>T. ulmifolia</i> L.
32	CECROPIACEAE	73	<i>Cecropia</i>	91	<i>C. obtusifolia</i> Bertol.
33	VERBENACEAE	74	<i>Lantana</i>	92	<i>L. cámara</i> L.
34	VITACEAE	75	<i>Vitis</i>	93	<i>V. tiliifolia</i> Humb. & Bonpl.ex Schult