

MANEJO DEL AGROECOSISTEMA COCOTERO, CON ÉNFASIS EN EL AMARILLAMIENTO LETAL DEL COCOTERO (*Cocos nucifera* L.)

MANAGEMENT OF THE COCONUT AGROECOSYSTEM WITH AN EMPHASIS ON LETHAL YELLOWING OF COCONUT PALM (*Cocos nucifera* L.)

Ramos-Hernández, E.¹, Torres de la Cruz, M.², Oropeza-Salín, C.⁴, Ortiz-García, C.F.^{3*}, Leshner-Gordillo, J.², Magaña-Alejandro, M.A.²

¹Estudiante del Programa de Ecología y Manejo de Sistemas Tropicales. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco Villahermosa, Tabasco. México. ²División Académica de Ciencias Biológicas. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco. México. ³Colegio de Postgraduados. Campus Tabasco. Cárdenas, Tabasco, México. ⁴Centro de Investigación Científica de Yucatán A.C. Mérida, Yucatán, México.

*Autor de correspondencia: cfortiz@colpos.mx

RESUMEN

La palma de coco (*Cocos nucifera* L.) se distribuye ampliamente en todas las áreas tropicales. Se considera una de veinte plantas cultivadas más importantes en el mundo, y es elemento básico en la economía agrícola de muchos países. México se ha ubicado entre los diez principales países productores de nueces de coco a nivel mundial. Sin embargo, se estima que, a partir de 1979, la superficie de cultivo de coco se redujo en 85% a causa del amarillamiento letal del cocotero (ALC) provocando grandes pérdidas económicas. Esta enfermedad es causada por un fitoplasma del grupo 16SrIV, el cual, tiene como principal vector al insecto *Haplaxius crudus* Van Duzee (Homoptera: Cixiidae). El objetivo fue revisar el desarrollo de estrategias para el manejo del ALC, resaltando que esto se basa en la prevención, utilizando estrategias como: utilización de material resistente, monitoreo plantas con síntomas, erradicación de plantas enfermas, manejo del vector y control de hospederos alternos de fitoplasma.

Palabras claves: Coco, ALC, arvenses, fitoplasma, *Haplaxius crudus*.

ABSTRACT

The coconut palm (*Cocos nucifera* L.) is broadly distributed in all tropical areas. It is considered one of the twenty most important cultivated plants in the world, and is a basic element for the agricultural economy of many countries. México has gained a position among the ten principal producing countries of coconut at the global level. However, it is estimated that since 1979, the surface of coconut cultivation has been reduced in 85 % because of the lethal yellowing in coconut (LYC) provoking great economic losses. This disease is caused by a phytoplasma of the 16SrIV group, which has as principal vector the insect *Haplaxius crudus* Van Duzee (Homoptera: Cixiidae). The objective was to review the development of strategies for management of LYC, highlighting that this is based on the prevention, using strategies such as: utilization of resistant material, monitoring of plants with symptoms, eradication of sick plants, management of the vector, and control of alternate hosts of phytoplasma.

Keywords: Coconut, LYC, weeds, phytoplasma, *Haplaxius crudus*.

Agroproductividad: Vol. 11, Núm. 1, enero. 2018. pp: 80-87.

Recibido: septiembre, 2017. **Aceptado:** diciembre, 2017.

INTRODUCCIÓN

El cocotero, *Cocos nucifera* (Linneaus, 1753), es uno de los cultivos tropicales básicos en la economía agrícola de muchos países (Thieme, 1968; Broschat and Crane, 2000). Considerada una de las veinte plantas cultivadas más importantes en el mundo, se encuentra ampliamente distribuida en todas las áreas tropicales (Zizumbo-Villarreal *et al.*, 2005). Del árbol se pueden aprovechar todas sus partes para la obtención de co-productos. Aunque su principal producto es el fruto, por el uso de su agua y su pulpa en la alimentación humana, también pueden obtenerse diversos productos del tallo, las hojas y las inflorescencias; así mismo, los servicios ambientales y turísticos que presta en algunas zonas. Desde un enfoque económico como medio de subsistencia en comunidades rurales, en ciertas áreas pequeñas de Oceanía, el cocotero cubre todas las necesidades de los habitantes: el agua de coco, como la única fuente de bebida potable, el aceite es usado para cocinar, la pulpa es consumida fresca, la madera es usada para construcción de sus casas, y las hojas son la única fuente de sombra (Maramorosch, 1978). También juega un papel culinario importante en los países tropicales, donde se utiliza la pulpa rallada para hacer muchos platillos (Thieme, 1968). La producción mundial de nueces de coco, superó los 60 819 447 t en el año 2014, a la cual contribuyeron un total de 96 países; esta producción está concentrada en un 30.08%, 24.16% y 18.21% en Indonesia, Filipinas e India, respectivamente. En el mismo año, México se ubicó en el octavo lugar de producción de nueces a nivel mundial con el 1.92%, siendo el segundo productor de importancia en Amé-

rica Latina (FAOSTAT, 2017). La producción de cocotero en México se ha desarrollado en 12 estados, los cuales pueden dividirse en dos zonas: el Golfo y el pacífico de México. La primer zona comprende los estados de Tabasco, Veracruz, Campeche, Yucatán y Quintan Roo) y la segunda, Guerrero, Colima, Oaxaca, Michoacán, Sinaloa, Jalisco y Chiapas, Las plantaciones varían desde pequeñas a grandes extensiones.

El producto más importante obtenido del cocotero es la copra (palabra en malayalam, koppara que significa coco seco). La copra es el mayor beneficio económico para los productores, su extracción consiste en quitar la cáscara, sacar la pulpa blanca de las nueces y secarla con calor, este procesamiento primario es realizado por los productores de cocoteros. Actualmente, existen grandes plantaciones donde se integran todas las actividades, pero antiguamente la copra era recogida por compradores viajeros (CONACOCO, 2014). La copra tiene diversos usos: desde aceite para alimento, higiene personal y cosméticos, así como de utilidad industrial. Históricamente la mayor parte de la producción mundial de las nueces de cocotero se destinaba a la obtención de copra. A principios de 1900, la copra era el principal producto del cocotero y su aceite el principal derivado para exportación en muchos países (Killmann, 2001). La introducción de híbridos, particularmente variedades enanas durante los años sesentas y setentas, ayudo a incrementar considerablemente el rendimiento de copra por hectáreas. La producción mundial de copra en 1965, aumentó a 3.26 millones de toneladas, de las cuales el 44% fue producido por Filipinas. La mayor parte de producción mundial

de la copra era transformada en Europa y América del Norte. El rendimiento de aceite de la copra es de hasta 64%, por lo que el cocotero es una de las materias primas más ricas para la extracción de aceite vegetal, en comparación, el palmiste (46%), el cacahuete (44%) y la soya (*Glycine max*) con 16-18% (Thieme, 1968). La extracción de aceite de la copra es uno de los procesos de fabricación más antiguos a partir de semillas trituradas, y es una de las primeras semillas de oleaginosas que se importaron a Europa. México en el año 2015, ocupó el octavo lugar de producción de copra a nivel mundial, participando con 202,684 t de la producción, de las cuáles, el 99.2% se exportó a Estados Unidos; además, país es considerado unos de principales consumidores de américa latina (SIAP, 2016). Desde el año 2006 hasta el año 2016, México mantuvo un promedio de 209,000 t de copra. El 94.6 % de la producción de copra proviene de las plantaciones de cocotero que se localizan en la zona del océano pacífico en los estados de Guerrero, Colima, Oaxaca, Michoacán, Jalisco y Chiapas; el 5.4%, proviene de las costas de las costas del Golfo de México, donde Tabasco y Veracruz son los principales estados productores (Figura 1). De 2006 a 2015, Tabasco fue el tercer productor de copra a nivel nacional. En Tabasco, México, el cultivo del cocotero inició en 1940 con la siembra intensiva en las dunas y los bordos de playa, convirtiéndose la costa en una de las áreas más colonizadas y económicamente significativas. Este fenómeno se originó cuando el sureste de Asia y Oceanía, fuentes importantes en la producción de copra a nivel mundial, quedaron vedadas para el comercio. En esos días, los elevados precios de la copra y los



Figura 1. Principales estados productores de copra en México. SIAP, 2016.

aceites vegetales indujeron a los propietarios de tierras costeras en Tabasco a plantar cocotero, lo mismo que a los de la parte occidente del estado de Campeche, que también extendieron sus huertas (West *et al.*, 1987).

A pesar de su importancia, la producción de copra enfrenta grandes retos que han logrado desestabilizar su máximo aprovechamiento. La importancia del aceite de coco disminuyó debido a la competencia de otros aceites vegetales, particularmente el aceite extraído de *Elaeis guineensis* (Jacq, 1897). Los precios de copra bajaron y los cocoteros descuidados o asociados con otros cultivos (por ejemplo, pastizales), disminuyeron la importancia del cocotero como cultivo (Killmann, 2001). Además, otro de estos grandes retos, fue la disminución de área cultivada de cocotero. En Tabasco la producción de copra se mantuvo estable desde 1986 hasta el 2004 con un área promedio de 26,694 ha, con una disminución en el área cultivada del 60 % en años más recientes. Esto se debió al bajo rendimiento de las variedades sembradas, la edad avanzada de las plantaciones, la presencia de plagas

fitoplasmas que ha causado mayor impacto en la producción de coco, a nivel mundial, es el 16SrIV. Para este grupo se han reportado cinco subgrupos (A, B, C, D y E), los cuales causan enfermedades a diferentes variedades y con diferente virulencia.

El ALC es causado por el fitoplasma '*Candidatus Phytoplasma palmae*' perteneciente al grupo 16SrIV subgrupo A y es transmitido por la Chicharrita, *Haplaxius crudus* (Van Duzee, 1907) (Howard *et al.*, 1983). El cocotero y otras especies de palmas pueden ser afectados por enfermedades con síntomas parecidos a los que produce el ALC. Estas enfermedades son conocidas como "tipo amarillamiento letal" (LYD, por siglas en inglés), y son provocadas por fitoplasmas relacionados genéticamente (Dollet, 1999). Actualmente, estas enfermedades provocan pérdidas significativas y ponen en riesgo la producción mundial de coco, debido al número de plantas que puede matar, geográficamente los grupos de fitoplasmas que afectan a la palma de cocotero se distribuyen en los principales países productores. Actualmente, a nivel mundial se ha identificado cuatro grupos más de fitoplasma causando enfermedad en cocotero: '*Ca. Phytoplasma oryzae*' [XI], '*Ca. Phytoplasma cynodontis*' [XIV], '*Ca. Phytoplasma palmicola*' [XXII] y '*Ca. Phytoplasma malaysianum*' [XXXII] (Figura 2). Del total de grupo de fitoplasmas afectando al cocotero, al menos, uno de los subgrupos de fitoplasmas ha sido confirmado en seis de los diez países que contribuyen con la mayor producción de nueces a nivel mundial (Indonesia [1], India [3], Sri Lanka [5], Papua Nueva Guinea [7], México [8] y Malasia [10]).

El amarillamiento letal del cocotero en México

El ALC es una de las enfermedades limitantes de mayor importancia en el agroecosistema de cocotero en México. La superficie de cultivo de coco se redujo en un 85% en el año 1979, a causa del ALC (Oropeza *et al.*, 2005). En 1982, el ALC fue diagnosticado en palmas muertas en el extremo noroeste de la Península de Yucatán. Desde entonces, la enfermedad se dispersó a localidades del estado de Yucatán, Campeche (Champotón) y Quintana Roo (Punta Allen). La presencia del ALC en Tabasco se confirmó en 1995 y 1997, en los municipios de Frontera y Cárdenas, respectivamente (Pérez Hernández *et*

y enfermedades, principalmente el Amarillamiento letal del cocotero (ALC). El ALC es uno de los factores sanitario que ha afectado seriamente la producción de copra en muchas partes del mundo, particularmente América Central, el Caribe y África (Arroyo-Serralta *et al.*, 2012).

El Amarillamiento letal del cocotero y tipo amarillamiento letal en cocotero

La enfermedad del ALC, es ocasionada por una bacteria fitopatógena que pertenece al grupo de fitoplasmas. Estas bacterias habitan en los tubos cribosos del floema de las plantas y son diseminadas de una planta a otra a través de un insecto que actúa como vector (Bertaccini *et al.*, 2014) (Perilla-Henao and Casteel, 2016). Uno de los grupos de

Actualmente, la serie de síntomas característicos de la enfermedad están bien descritos y se puede dar seguimiento. McCoy *et al.* (1983), describieron los síntomas del ALC en palmas de coco en producción; además, generaron una escala de severidad de la enfermedad para determinar su grado de avance. El nombre de amarillamiento letal se refiere a la decoloración progresiva de las hojas, de un amarillo claro pasa a amarillo-naranja claro y finalmente pasa a un amarillo-naranja intenso (Maramorosch, 1978). Los síntomas son variables dependiendo de las especies de palmas, variedades y condiciones ambientales (Maramorosch, 1978). El patrón de aparición y la progresión cronológica de los síntomas identifican con precisión la enfermedad (Harrison *et al.*, 2008). La escala de severidad de McCoy *et al.* (1983) se describe en el Cuadro 1 y se visualiza en

Cuadro 1. Escala para determinar el grado de avance del Amarillamiento Letal del Cocotero		
Categoría	Escala numérica	Síntomas
Primaria	0	Sana o incubando al patógeno
	1	Caída de frutos ¹
	2	Una inflorescencia necrótica ¹
	3	Dos o más inflorescencias necróticas ¹
Amarillamiento	4	Amarillamiento solamente en las hojas inferiores
	5	Amarillamiento en las hojas inferiores y hojas medias
	6	Todas las hojas amarillas, la hoja bandera sana
Etapa final	7	Hoja bandera muerta, algunas hojas pueden estar verdes
	8	Hoja bandera muerta, todas las hojas amarillas
	9	Palma muerta (aspecto de poste telefónico)

¹Puede o no tener una hoja amarilla flácida en el centro de la corona. McCoy *et al.*, 1983.

la Figura 4. Esta escala incluye la etapa asintomática o incubación (etapa 0), la cual puede tener una duración de 10 a 12 meses. La caída de frutos de diferentes edades, incluyendo maduros, verdes y brotes de todos los tamaños (etapa 1); la aparición de una inflorescencia necrosada, presencia de áreas necróticas en las puntas de



Figura 4. Escala de severidad de daños por ALC. (1) caída prematura de frutos, (2) una inflorescencia necrótica, (3) más de una inflorescencia necrótica, (4) amarillamiento sólo en hojas inferiores, (5) amarillamiento en hojas inferiores y porción media, (6) todas las hojas amarillas y hojas nuevas en buen estado, (7) hoja nueva muerta, aún con algunas hojas verdes, (8) todas las hojas amarilla.

las inflorescencias abiertas, inflorescencias que al abrirse presentan una necrosis casi total y las que no abren se encuentran necrosadas parcial o totalmente (etapa 2); dos o más inflorescencias necrosadas (etapa 3); amarillamiento en solamente las hojas más bajas (etapa 4); amarillamiento en hojas más bajas e intermedias avanzando hacia la corona (etapa 5), y amarillamiento en todas las hojas, pero aún permanece verde la hoja bandera (etapa 6); las hojas amarillas presentan turgencia, no se notan flácidas como en el caso de algunas enfermedades; las hojas amarillas posteriormente se tornan color café, se secan y quedan colgando, caen rápidamente o son fácilmente arrancadas (etapa 7). La etapa final es la muerte de la yema apical, haciendo que la hoja desplegada más joven (la hoja de la lanza o bandera) se caiga; esto ocurre cuando la mitad de las hojas se tornan amarilla, la hoja nueva que emerge se colapsa y puede quedar colgando en la corona (etapa 8). Finalmente todas las hojas caen quedando el tallo desnudo el cual se le conoce como "poste telefónico" (etapa 9). La secuencia completa de los síntomas desde la caída inicial de frutos a la muerte de la yema por lo general tarda de 3 y 6 meses (Howard, 2001; Dollet, Quaicoe *et al.*, 2009).



Figura 5. Eliminación de palmas enfermas cortada en secciones.

La detección e identificación del fitoplasma es necesaria para un diagnóstico exacto de la enfermedad. Este puede ser dividido en tres fases: a) extracción de ADN total de plantas sintomáticas, b) Amplificación por PCR de ADN específico de fitoplasma y secuenciación del fragmento amplificado, c) caracterización del fragmento amplificado se realiza por medio de enzimas de restricción (RFLP) o con primers específicos, con el cual se puede determinar el grupo y subgrupo al que pertenecen el fitoplasma (Eziashi and Omamor, 2010).

Erradicación de plantas enfermas. - Una vez confirmada la presencia del fitoplasma en palmas enfermas, estas deben ser eliminadas en su totalidad. Esto permitirá reducir la tasa de propagación de la enfermedad. Las plantas que muestran los síntomas de la enfermedad deben ser cortadas con una motosierra (Figura 5). El tallo y las

hojas deben ser cortado en secciones de aproximadamente un metro para facilitar su secado (Eziashi and Omamor, 2010). La erradicación rigurosa cuando se detectan las primeras plantas enfermas, retrasa la propagación de la enfermedad puede ser inmediatamente después de la eliminación, se debe replantar con material resistente. Bonnot *et al.* (2010), sugieren que un control más eficaz de la enfermedad podría lograrse mediante la eliminación de árboles asintomáticos en la proximidad de los sintomáticos. Sin embargo, reconoce que es necesario hacer trabajos de investigación para identificar la distancia óptima para la eliminación de plantas.

Manejo del vector.- El conocimiento acerca de los insectos vectores y hospederos alternos es crucial para limitar el progreso del ALC. El control de *H. crudus* (vector) se ha realizado mediante la aplicación de insecticidas para limitar los brotes de enfermedad (Bertaccini and Duduk, 2009). Sin embargo, el control del ALC a través del manejo del insecto adulto, con aplicación de insecticidas, ha sido errático (Weissling and Broschat, 1999). La efectividad varía de acuerdo a la molécula química utilizada, la capacidad de vuelo de este Cixíido, hábito de alimentación y protección (envés de los folíolos), entre otras causas.

Este método de control se basa en la presencia de adultos y no considera la etapa ninfal. En este sentido, una alternativa es el control del vector en su estado ninfal. *Haplaxius crudus* presenta etapas ninfales activas en la rizósfera de diferentes especies de plantas de la familia de poáceas (Figura 6) (Howard, 2001), algunas ciperáceas y verbenáceas. Cuarenta especies de arvenses han sido reportadas como hospederas de *H. crudus*; de esas, 36 pertenecen a la familia Poacea, tres Cyperaceae y una Verbenaceae (Tsai y Kirsch, 1978).

Por lo anterior, el manejo del ALC debe considerar como blanco a las etapas inmaduras del insecto, las plantas hospederas del fitoplasma y del vector (Mori *et al.*, 2015). A su vez, el manejo de arvenses para reducir estos microhábitats de ninfas se convierte en una estrategia efectiva para reducir la presión del inoculo del fitoplasma

y finalmente los niveles de infestación de la población de vectores (Nicholls, 2008; Landi *et al.*, 2015). Se puede pensar en la eliminación de las especies vegetales hospederas de las etapas ninfales o en el reemplazamiento de estas arvenses por cultivos de cobertera, principalmente, leguminosas como son: *Arachis pintoi*, *Cajanus indicus*, *Canavalia ensiformis*, *Desmodium ovalifolium*, entre otras especies estudiadas y recomendadas por su potencial para control de plagas, enfermedades y fijación de N.

Control de hospederos alternos de fitoplasma.

- Las malezas o arvenses 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 (Wisler and Norris, 2005), ya que el fitoplasma del ALC posee un rango considerable de arvenses. Algunos resultados en plantaciones de cocotero de Jamaica y Mozambique, sugieren que las arvenses pueden servir como fuente de inóculo del fitoplasma. Esto implica que la transmisión de la enfermedad en una plantación de coco no debe producirse sólo de una planta de coco a otro, sino que a partir de un huésped alternativo que puede servir como un reservorio del fitoplasma. Debido a que una especie de arvense puede funcionar de microhábitat para más de una especie de insecto vector, puede llegar a formarse una mezcla de interacciones multitróficas. Así al considerar que muchos insectos vectores tienen la capacidad de transmitir más de un



Figura 6. Presencia de ninfas de *Haplaxius crudus* en el sistema radical de *Panicum laxum*. Ejido Ojoshal, Cárdenas, Tabasco.

fitoplasma. Lo anterior resultaría en que muchos de estos vectores son capaces de llevar a dos o más cepas de fitoplasmas (Halbert *et al.*, 2014).

CONCLUSIONES

En el control de las enfermedades fitoplasmáticas, la principal preocupación es a menudo la prevención más que el tratamiento. Sin embargo, las diferentes estrategias existentes se han

considerado por separado. Entre las principales estrategias para el manejo del ALC, se pueden considerar: el uso de híbridos resistentes y eliminación de plantas enfermas. Sin embargo, es importante integrar las que incluyen el control de los insectos vectores y sus plantas hospederas, además, es identificar y eliminar las arvenses que pueden actuar como hospederas de fitoplasma, actuando como fuentes de inóculo.

LITERATURA CITADA

- Abeyasinghe S., Abeyasinghe P. D., Kanatiwela-de Silva C., Udagama P., Warawichanee K., Aljafar N., Kawicha P., Dickinson M. 2016. Refinement of the taxonomic structure of 16srxi and 16srxiv phytoplasmas of gramineous plants using multilocus sequence typing. *Plant Disease* 100 (10): 2001-2010.
- Arocha-Rosete Y., Konan J. L. K., Diallo A. H., Allou K., Scott J. A. 2014. Identification and molecular characterization of the phytoplasma associated with a lethal yellowing-type disease of coconut in cote d'ivoire. *Canadian Journal of Plant Pathology* 36(2): 141-150.
- Arroyo-Serralta G. A., Zizumbo-Villareal D., Escalante-Erosa F., Peña-Rodríguez L. M. 2012. Cuticular wax composition of coconut palms and their susceptibility to lethal yellowing disease. *Journal of the Mexican Chemical Society* 56 (1): 67-71.
- Baudouin L., Lebrun P., Berger A., Myrie W., Been B., Dollet M. 2008. The panama tall and the maypan hybrid coconut in jamaica: Did genetic contamination cause a loss of resistance to lethal yellowing? *Euphytica* 161(3): 353-360.
- Been, B. 1981. Observations on field-resistance to lethal yellowing in coconut varieties and hybrids in jamaica. *Oléagineux* 36(1): 9-11.
- Bertaccini A., Duduk B. 2009. Phytoplasma and phytoplasma diseases: A review of recent research. *Phytopathologia Mediterranea* 48(3): 355-378.
- Bertaccini A., Duduk B., Paltrinieri S., Contaldo N. 2014. Phytoplasmas and phytoplasma diseases: A severe threat to agriculture. *American Journal of Plant Sciences* 5(12), 1763- 1788.
- Bila J., Mondjana A., Samils B., Hogberg N. 2015. High diversity, expanding populations and purifying selection in phytoplasmas causing coconut lethal yellowing in mozambique. *Plant Pathology* 64(3): 597-604.
- Bonnot F., De Franqueville H., Lourenço E. 2010. Spatial and spatiotemporal pattern analysis of coconut lethal yellowing in mozambique. *Phytopathology* 100(4): 300-312.
- Broschat T. K., Crane J. H. 2000. The coconut palm in florida. University of Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agriculture Sciences, EDIS.
- Dery S. K., Philippe R., Baudouin L., Quaicoe R. N., Nkansah-Poku J., Owusu-Nipah J., Arthur R., Dare D., Yankey N., Dollet M. 2008. Genetic diversity among coconut varieties for susceptibility to cape st paul wilt disease. *Euphytica* 164(1): 1-11.
- Dollet, M. 1999. Agents pathogènes. In: Mariau D.s (ed.). Les maladies des cultures pérennes tropicales. CIRAD. Montpellier, France. pp. 77-111.

- Dollet M., Quaicoe R. N., Pilet F.. 2009. Review of coconut "lethal yellowing" type diseases: Diversity, variability and diagnosis. OCL. Oléagineux corps gras lipides 16(2): 97-101.
- Eziashi E., Omamor I.. 2010. Lethal yellowing disease of the coconut palms (*Cocos nucifera* L.): An overview of the crises. African Journal of Biotechnology 9(54): 9122-9127.
- FAOSTAT. 2017. Cultivos. <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>. (Consultado 3/07/2017).
- Halbert, S. E., Wilson S. W., Bextine B., Youngblood S. B.. 2014. Potential planthopper vectors of palm phytoplasmas in florida with a description of a new species of the genus Omolicna (Hemiptera: Fulgoroidea). Florida Entomologist 97(1): 90-97.
- Harrison N. A., Helmick E. E., Elliott M. L.. 2008. Lethal yellowing-type diseases of palms associated with phytoplasmas newly identified in Florida, USA. Annals of Applied Biology 153(1): 85-94.
- Harrison N. A., Narvaez M., Almeyda H., Cordova I., Carpio M. L., Oropeza C.. 2002. First report of group 16SrIV phytoplasmas infecting coconut palms with leaf yellowing symptoms on the Pacific Coast of Mexico. Plant Pathology 51(6): 808-808.
- Howard F., Norris R., Thomas D.. 1983. Evidence of transmission of palm lethal yellowing agent by a planthopper, *Myndus crudus* (Homoptera, Cixiidae). Tropical Agriculture 60(3): 168-171.
- Howard F. W., Gibblin-Davis R., Moore D., Abad R. 2001. Sap-feeders on palms. Insects on palms. Ed. CABI Publishing, 414.
- Kelly P., Reeder R., Kokoa P., Arocha Y., Nixon T., Fox A.. 2011. First report of a phytoplasma identified in coconut palms (*Cocos nucifera*) with lethal yellowing-like symptoms in Papua New Guinea. New Disease Report 23 (9).
- Killmann, W. 2001. Non-forest tree plantations. FAO Forest Plantations Thematic Papers: Working Paper, FP/6 Fao, Roma.
- Landi L., Riolo P., Murolo S., Romanazzi G., Nardi S., Isidoro N.. 2015. Genetic variability of stolbur phytoplasma in *Hyalesthes obsoletus* (Hemiptera: Cixiidae) and its main host plants in vineyard agroecosystems. Journal of Economic Entomology 108(4): 1506-1515.
- Lebrun P., Baudouin L., Myrie W., Berger A., Dollet M.. 2008. Recent lethal yellowing outbreak: Why is the malayan yellow dwarf coconut no longer resistant in jamaica? Tree Genetics & Genomes 4(1): 125-131.
- Maramorosch K. 1978. Amarelecimento letal do coqueiro: Distribuicao impacto e implica coes mundiais. Fitopatologia Brasileira 3:135-148.
- McCoy R. E., Howard F. W., Tsai J. H., Donselman H. M., Thomas D.L., Basham H.G., Atilano R.A., Eskafi F.M., Britt L., Collins M.E. 1983. Lethal yellowing of palms. IFAS. Gainesville. Bulletin 834.
- Mori N., Pavan F., Maixner M.. 2015. Control of *Hyalesthes obsoletus* nymphs based on chemical weeding and insecticides applied on *Urtica dioica*. VITIS-Journal of Grapevine Research 53: 103.
- Nejat, N., K. Sijam, S. N. A. Abdullah, G. Vadamalai, M. Dickinson. 2009a. First report of a 16SrIV, '*Candidatus* phytoplasma cynodontis' group phytoplasma associated with coconut yellow decline in Malaysia. Plant Pathology 58: 389-389.
- Nejat N., Sijam K., Abdullah S. N. A., Vadamalai G., Dickinson M.. 2009b. Phytoplasmas associated with disease of coconut in Malaysia: Phylogenetic groups and host plant species. Plant Pathology 58(2): 1152-1160.
- Nejat N., Sijam K., Abdullah S. N. A., Vadamalai G., Sidek Z., Dickinson M.. 2010. Development of a taqman real-time pcr for sensitive detection of the novel phytoplasma associated with coconut yellow decline in malaysia. Journal of Plant Pathology 92(3): 769-773.
- Nejat N., Vadamalai G., Davis R. E., Harrison N. A., Sijam K., Dickinson M., Abdullah S. N. A., Zhao Y.. 2013. '*Candidatus* phytoplasma Malaysianum', a novel taxon associated with virescence and phyllody of madagascar periwinkle (*Catharanthus roseus*). International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 63: 540-548.
- Nicholls C. 2008. Bases agroecológicas para diseñar e implementar una estrategia de manejo de hábitat para control biológico de plagas. Agroecología 1: 37-48.
- Ntushelo K., Harrison N. A., Elliott M. L.. 2013. Palm phytoplasmas in the Caribbean basin. Palms 57(2): 93-100.
- Oropeza C., Escamilla J., Mora G., Zizumbo D., Harrison N.. 2005. Coconut lethal yellowing. Status of Coconut Genetic Resources. IPGRI-APO, Serdang, Malaysia: 349-363.
- Pérez-Hernández O., Góngora-Canul C. C., Medina-Lara M. F., Oropeza-Salín C., Escamilla-Bencomo J. A., Mora-Aguilera G.. 2004. Patrón espacio-temporal del amarillamiento letal en cocotero (*Cocos nucifera* L.) en Yucatán, México. Revista Mexicana de Fitopatología 22(2): 231-238.
- Perilla-Henao L. M., Casteel C. L.. 2016. Vector-borne bacterial plant pathogens: Interactions with hemipteran insects and plants. Frontiers in Plant Science 7(1163): 1-15.
- Rosete, Y. A., J. L. Konan-Konan, A. H. Diallo, K. Allou, J. Scott. 2015. Analyses based on the 16s rRNA and seca genes identify a new phytoplasma subgroup associated with a lethal yellowing-type disease of coconut in côte d'ivoire. Phytopathogenic Mollicutes 5: S57-S58.
- SIAP. 2016. Atlas agroalimentario 2016. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo rural, Pesca y Alimentación. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. México. p. 236.
- Thieme J. 1968. La industria del aceite de coco.-l'industrie de l'huile de coco coconut oil processing. FAO, Roma (Italia). 82 p.
- Tsai, J. H., O. H. Kirsch. 1978. Bionomics of *Haplaxius crudus* (Homoptera: Cixiidae). Environmental Entomology 7(2): 305-308.
- Weissling T. J., Broschat T. K.. 1999. Integrated management of palm pests. Proceedings-Florida State Horticultural Society. pp. 247-250.
- West R. C., Psuty N. P., Thom B. G. 1987. Las tierras bajas de Tabasco en el sureste de México. Gobierno del Estado de Tabasco. Instituto de Cultura de Tabasco. México. 326 p.
- Wisler G. C., Norris R. F.. 2005. Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. Weed Science 53(6): 914-917.
- Zizumbo-Villarreal D., Fernández-Barrera M., Torres-Hernández N., Colunga-GarcíaMarín P. 2005. Morphological variation of fruit in mexican populations of *Cocos nucifera* L. (Arecaceae) under *in situ* and *ex situ* conditions. Genetic Resources and Crop Evolution 52(4): 421-434.