

BIOLOGÍA, HÁBITOS Y MANEJO DE
Rhynchophorus palmarum L.
(Coleoptera: Curculionidae)



BIOLOGÍA, HÁBITOS Y MANEJO DE
Rhynchophorus palmarum L.
(Coleoptera: Curculionidae)

BOLETÍN TÉCNICO No. 23

BIOLOGÍA, HÁBITOS Y MANEJO DE
Rhynchophorus palmarum L. (Coleoptera: Curculionidae)

© Publicación del Centro de Investigación en Palma de Aceite - Cenipalma
Cofinanciado por Fedepalma - Fondo de Fomento Palmero.

Textos

Rosa Cecilia Aldana de la Torre, Asistente de investigación, Sanidad-Entomología, Cenipalma

Jorge Alberto Aldana de la Torre, Biólogo Jefe Sanidad vegetal, Aceites Manuelita S.A.

Oscar Mauricio Moya, Auxiliar de investigación, Sanidad-Entomología, Cenipalma

Foto portada

Adulto de *Rhynchophorus palmarum*, de Jorge Alberto Aldana de la Torre

Coordinación editorial

Tatiana Pretelt, Patricia Bozzi

Revisión

Edwin Navia, Asistente de investigación, Cenipalma

Franz Betancourt, Ingeniero Agrónomo

Gerardo Martínez, Investigador Cenipalma.

Diseño y diagramación

ÁREA 51 Publicidad y Comunicación Ltda.

Impresión

Javegraph Ltda.

Cenipalma

Calle 20 A No. 43 A-50, piso 4.

PBX: (57.1) 2086300 Fax: (57-1) 3681152

www.cenipalma.org

Junio 2010

Bogotá D. C. - Colombia 2010

ISBN:

Contenido

Presentación	5
Introducción	6
Importancia económica	7
Daño	8
Distribución	13
Descripción morfológica	14
Adulto	14
Huevos	15
Larvas	15
Pupa	16
Biología y comportamiento	17
Ecología química	19
Factores de mortalidad natural	20
Detección	22
Alternativas de manejo	23
Captura de adultos	23
Eliminación de sitios de reproducción	27
Medidas alternativas de protección	32
Otras alternativas de control	35
Nemátodos entomoparásitos	35
Registros	36
Anexo 1. Guía para la elaboración de trampas	39
Recomendaciones	42
Agradecimientos	45
Bibliografía	45

Presentación

Rhynchophorus palmarum es una plaga de gran importancia económica en el cultivo de la palma de aceite por ser el principal vector de la enfermedad Anillo Rojo – Hoja corta (AR) y por el daño directo que ocasiona en palmas afectadas por la Pudrición del Cogollo (PC) que pueden causar la muerte de la palma.

Las poblaciones altas de este insecto se convierten en una limitante para el desarrollo de las nuevas siembras o áreas de renovación, dado que *R. palmarum* no solo aprovecha las palmas enfermas con la PC y en proceso de descomposición para su reproducción, sino que ocasiona daño directo en inflorescencias masculinas y andrógenas de materiales híbridos (OxG).

En el proceso infectivo o epidémico de las enfermedades AR y PC, una palma enferma dentro de un lote se constituye en un foco de diseminación de la enfermedad o de reproducción de *R. palmarum*. Por lo tanto, deben tomarse medidas drásticas que prevengan un incremento exagerado de sus poblaciones.

Con este boletín, se presentan herramientas para el manejo de este picudo que ha venido ocasionando pérdidas económicas incalculables para el sector palmicultor, especialmente en Tumaco y el Magdalena medio. En este boletín, se presenta una amplia revisión sobre la biología, comportamiento y estrategias de manejo disponibles.

Esta población es financiada por el Fondo de Fomento Palmero

JOSÉ IGNACIO SANZ SCOVINO
Director Ejecutivo

Introducción

El picudo *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) es un insecto de importancia económica en el cultivo de la palma de aceite y el cocotero en América Latina y el Caribe (Hagley, 1963). En Colombia este insecto está ampliamente distribuido y se constituye en un problema fitosanitario de importancia por el daño causado en la palma de aceite *Elaeis guineensis* Jacq., y en híbridos interespecíficos (*EoxEg* (OxG)). El daño puede ser directo o indirecto y en ambos casos ocasiona la muerte de las palmas.



Rhynchophorus palmarum

El daño directo lo causan las larvas que se alimentan en las bases peciolares (Griffith, 1968 a), en la zona del cogollo de palmas afectadas por Pudrición del cogollo (PC) e incluso ocasionan daño en las inflorescencias andrógenas de híbridos interespecíficos OxG. En zonas con alta incidencia de la PC, las poblaciones de *R. palmarum* se incrementan excesivamente debido a la atracción que se genera por los tejidos en fermentación que son atractivos para los adultos y porque se convierten en sitios óptimos para su reproducción. Esta situación se ha convertido en una limitante para el cultivo, sobre todo para las siembras nuevas, de renovación de *E. guineensis* o híbridos Alto oléico.

El daño indirecto es ocasionado al ser el vector principal del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Coob, 1919; Goodey, 1960; Bajaguard, 1989) (Tylenchida: Aphelenchoididae) (Griffith 1968a, 1968b), causante de la enfermedad Anillo rojo - Hoja corta (AR) (Hagley, 1965a; 1965b; Sánchez, 1967), registrada oficialmente en Colombia desde 1986 (Fedepalma, 1988).

Según (Motta *et al.*, 2008), para el manejo del Anillo rojo se han generado estrategias que han permitido reducir el número de casos en zonas de alta incidencia cuando éstas se implementan de manera oportuna y correcta.

En las zonas donde se presentan estas dos enfermedades, el problema es aún más grave y es necesario implementar otras alternativas de manejo de *R. palmarum*.

Este boletín brinda información básica sobre la importancia económica de *R. palmarum*, su biología y hábitos y cómo este conocimiento básico ha sido una herramienta fundamental para el desarrollo de alternativas de manejo tanto del insecto como de las enfermedades asociadas con el mismo.

Importancia económica

Desde 1726 se reportó la infestación de larvas del picudo de las palmas *R. palmarum* en palmas de coco (Blandford, 1893 citado por Hagley, 1965a) y desde 1921 se postuló como posible vector de la enfermedad Anillo rojo- Hoja corta (AR) (Ashby, 1921 citado por Hagley *et al.*, 1963), y desde entonces se ha constituido en una de las principales plagas en las plantaciones comerciales de coco, *Cocos nucifera* L. y palma de aceite *Elaeis guineensis* Jacq. en América Latina y el Caribe (Posada, 1988; Esser y Meredith, 1987; Griffith, 1987; Morin *et al.*, 1986; Hagley, 1965b; Hagley, 1963).

R. palmarum es considerado como el principal y para muchos el único vector del nematodo *B. cocophilus*, causante del Anillo rojo (Griffith, 1987; Rochat, 1987; Chinchilla, 1988; Genty, 1988). En Colombia, además de ser el vector de esta enfermedad, este insecto se destaca por ser una plaga directa del cultivo en todas las zonas palmicultoras debido a su relación con la enfermedad conocida como Pudrición del cogollo (PC) de la palma de aceite (Acosta, 1991; Aldana, 2005).

En los Llanos orientales durante los años 90, alrededor de 90.000 palmas fueron erradicadas a causa de la enfermedad AR, las cuales representan unas 500 hectáreas. La incidencia de esta enfermedad se incrementó de 0,5% en 1990 a 8% en 2002 (Gómez *et al.*, 2004). El cálculo de las pérdidas asociadas a costos fijos (tierra, establecimiento y costos administrativos) ocasionados por la enfermedad en esta zona entre 1990 y 2004 fue de aproximadamente ocho millones de dólares (Mosquera, 2005). En esta misma zona se ha calculado que este insecto, como plaga directa, puede ocasionar la pérdida del 35% de las palmas atacadas, incrementando el costo de producción de una tonelada de aceite desde 0,9 hasta 13,5 dólares (Mosquera, 2006). En la zona de Tumaco

el impacto económico ocasionado por este insecto es incalculable, debido a que no fue manejado correctamente y sus poblaciones han alcanzado valores alarmantes que han contribuido a hacer más grave la situación de la PC.

Daño

Este picudo se presenta como importante vector de nematodos causantes del AR, principalmente en las zonas Norte y Oriental. Esta enfermedad tiene gran variedad de síntomas según la edad del cultivo y la severidad o el tiempo de infección que tenga la palma enferma. Así mismo, se presentan variaciones en la expresión de los síntomas de acuerdo con las condiciones ambientales y de manejo del cultivo; sin embargo, se conservan algunos síntomas característicos, tanto en la parte externa como en la interna, los cuales pueden ser usados como base para el diagnóstico de la enfermedad en el campo (Motta *et al.*, 2008).

La expresión de síntomas externos del AR en palma de aceite varía de acuerdo con el avance de la enfermedad. Algunos de estos síntomas se confunden con otras condiciones fisiológicas de la palma como el acortamiento de las hojas provocado por la deficiencia de boro o por la PC; esta condición hace necesaria la diferenciación de los síntomas típicos según el avance de la enfermedad.

En los primeros estados de la enfermedad, la palma afectada presenta una ligera clorosis de las hojas jóvenes. Posteriormente, se presenta un ligero acortamiento



Figura 1. Palma joven y adulta afectada por Anillo rojo – Hoja corta, con síntomas de acortamiento de hoja y clorosis (Fotos: J. C. Salamanca y R. Ospitia).

de estas hojas, el cual se hace evidente en la medida en que avanza la enfermedad.

Las hojas se observan agrupadas y más erguidas de lo normal, casi paralelas a las flechas, razón por la cual se le da el nombre de cogollo cerrado o apiñado. Los foliolos se tornan delgados y la distancia entre ellos es ligeramente más corta de lo normal (Fig.1) (Motta *et al.*, 2008).



Figura 2. Daño *R. palmarum* en bases peciolares (Foto: R. Aldana).



Figura 3. Formación de anillo en el estípote de palma enferma con Anillo rojo- Hoja corta (Foto: R. Aldana).

El desarrollo de síntomas internos inicialmente se manifiesta en pequeños puntos de color salmón claro y de apariencia aceitosa en la base del peciolo de las hojas más próximas a los racimos. Con el avance de la enfermedad dichos puntos forman manchas claramente definidas, las cuales evolucionan hasta formar áreas de tejido necrótico que eventualmente pueden extenderse a lo largo del raquis de dichas hojas (Fig. 2).

En casos avanzados se presentan puntos de color salmón claro, los cuales aumentan en número e intensidad del color a medida que avanza la enfermedad, estado en el cual se observa una serie de puntos dispersos de color salmón en el estípote e incluso un delgado anillo de color marrón (Motta *et al.*, 2008) (Fig.3).

El porcentaje de insectos *R. palmarum* portadores varía de una subregión a otra e incluso entre lotes de una misma plantación (Aldana, 2004). El nemátodo se puede encontrar en todos los estados de desarrollo de *R. palmarum*, de manera interna o externa.



Figura 4. Lote de palma de aceite severamente afectado por la Pudrición del cogollo (Foto: R. Aldana).



Figura 5. Palma afectada por la enfermedad Pudrición del cogollo (Foto: J. P. Tovar).

El insecto puede adquirirlo en estado adulto cuando llega a palmas contaminadas o durante su estado de larva, mientras se desarrolla en tejidos contaminados (Calvache *et al.*, 1995a, b); al alcanzar el estado adulto, estos insectos son atraídos a tejidos expuestos en las heridas o cortes de hojas o palmas con la PC, y si el adulto está contaminado puede inocular la palma al alimentarse u ovispositar en estos tejidos (Griffith, 1968a).



Figura 6. Altas poblaciones de *Rhynchophorus palmarum* en palmas podadas (Foto: O. Moya).

R. palmarum por su asociación con la PC, también es considerado una plaga directa del cultivo (Fig. 4).

Los adultos de este insecto son atraídos por la fermentación de los tejidos de las palmas enfermas con PC y en casos avanzados, cuando ya hay colapso de flecha y pudrición de los tejidos más jóvenes, las palmas se convierten en un sustrato para el desarrollo de larvas de *R. palmarum* (Fig. 5).

Así mismo, los cortes generados por labores agronómicas como la poda y la cosecha, situación que se hace crítica en zonas de renovación y donde se tienen poblaciones muy altas del insecto, dado que éste, además de alimentarse se reproduce, ocasionando daños importantes (Fig. 6).

Estos insectos se alimentan de los tejidos de la palma y se reproducen en ellas cuando han quedado abandonadas por estar afectadas por PC o cuando se encuentran en proceso de descomposición por cualquier otro motivo. Las hembras depositan sus huevos en los sitios donde se han producido heridas o cuando se presenta la pudrición de las flechas más jóvenes en las palmas afectadas por PC y cuando las larvas emergen, y durante su desarrollo, se alimentan del tejido blando del cogollo y las bases peciolares, lo que impide que la palma pueda producir nuevos tejidos sanos, nuevas emisiones de hojas y por consiguiente, su recuperación (Fig. 7) (Griffith, 1987; Chichilla, 1988; Acosta, 1991; Sánchez, 1987).

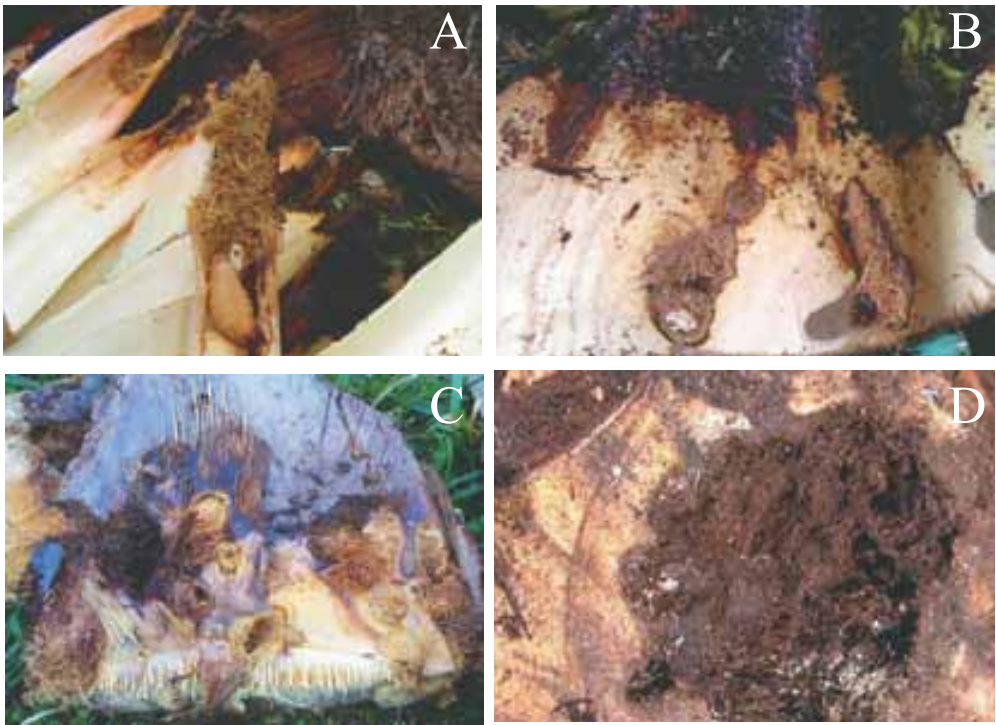


Figura 7. Ataque de *Rhynchophorus palmarum* en una palma en un estado muy avanzado de la Pudrición del cogollo. A. Daño en cogollo. B. Daño en bases peciolares C. y D. Daño en estípite (Fotos: J. P. Tovar y R. Aldana).

En estados muy avanzados de PC y donde se han descuidado las palmas enfermas se convierten en sustrato para el desarrollo de numerosos problemas que facilitan el desarrollo de pudriciones por patógenos (hongos o bacterias) (Sánchez *et al.*, 1993), la reproducción de *R. palmarum*, que impiden que la palma se recupere o incluso causar la muerte de la palma por ataques de las larvas que causan daños al meristemo (Fig. 8).



Figura 8. Palmas jóvenes afectadas por PC, y muertas por el ataque de *Rhynchophorus palmarum* (Fotos: R. Aldana).

Según Fenwick (1967) y Hagley (1965a), en cocotero, una población de 30 larvas es suficiente para causar la muerte de una planta adulta. En plantas jóvenes, es posible que un número menor tenga el mismo efecto. En palma de aceite, tres larvas son suficientes para matar una palma de seis meses de sembrada en sitio definitivo (Calvache, comunicación personal, 2005).

En cultivos de renovación y en zonas con más de cinco individuos de *R. palmarum* capturados por mes se debe tener especial cuidado, porque aunque las palmas estén sanas, cualquier corte (poda o cosecha) aumenta su vulnerabilidad al ataque del insecto, en especial en zonas con más de 10% de alta incidencia de PC.

Bajo las condiciones actuales de Tumaco, *R. Palmarum* se constituye en un limitante para las siembras nuevas o de renovación, dado que este insecto no sólo está aprovechando las palmas erradicadas en proceso de descomposición para su reproducción, sino palmas con PC o el daño ocasionado por *Strategus aloeus*. Además, se ha detectado que está ocasionando daño en inflorescencias andrógenas de palmas jóvenes de híbridos interespecíficos (OxG) (Fig. 9) (Cenipalma, 2008).



Figura 9. Inflorescencias andrógenas del híbrido interespecífico (OxG) atacadas por *Rhynchophorus palmarum* (Fotos: R. Aldana y O. Moya).

Distribución

R. palmarum es una especie de distribución neotropical, con un amplio rango geográfico que se extiende desde el sureste de California y Texas hasta Argentina, Paraguay, Uruguay y Bolivia (Wattanapongsiri, 1966).

En Colombia se presenta en todas las zonas cultivadas de palma de aceite. Además, se encuentra en zonas selváticas. El rango altitudinal también es extenso, encontrándose desde el nivel del mar hasta los 1.200 msnm (Jaffé y Sánchez, 1992). Lo anterior, implica una alta capacidad de movilidad y adaptación a diversos medios para sobrevivir (Sánchez y Cerda, 1993).

Descripción morfológica



Figura 10. Adulto de *Rhynchophorus palmarum* (Foto: J. Aldana).



Figura 11. Dimorfismo sexual de adultos de *Rhynchophorus palmarum*. A. Macho, con un penacho en la parte superior de la proboscis (pico) B. Hembra. Proboscis lisa (Fotos: R. Aldana).



Figura 12. Adulto de *Rhynchophorus palmarum* antes de salir del capullo (Foto: R. Aldana).

Este insecto pertenece al orden Coleoptera, familia Curculionidae, tribu Rhynchophorini. El género está constituido por diez especies, de las cuales sólo tres están presentes en el neotrópico: *R. cruentatus*, *R. richeri*, y *R. palmarum* (Wattanapongsiri, 1966). Se conoce como gualpa, casangá o gusano de los cogollos.

Adulto

Son picudos de color negro, con el cuerpo en forma de bote. Miden entre 4 y 5 cm de longitud aproximadamente y 1,4 cm de ancho. La cabeza es pequeña y redondeada con un característico y largo *rostrum* curvado ventralmente (pico) (Mexzon *et al.*, 1994; Sánchez *et al.*, 1993) (Fig. 10).

Presentan dimorfismo sexual; los machos tienen un notable penacho de pelos en la parte dorsal hacia el centro del *rostrum* o pico. Las hembras tienen el *rostrum* curvo y liso (Fig. 11).

Los adultos tardan 30 a 45 días para emerger de la pupa (Sánchez *et al.*, 1993), permanecen dentro del capullo entre 7 y 11 días antes de salir (Hagley, 1965a) (Fig. 12).

Huevos

Son de color blanco crema, ovoides y de un tamaño promedio de 2,5 x 1 mm. Son colocados en posición vertical, a una profundidad de 1 a 2 mm y protegidos con un tapón de una sustancia cerosa de color amarillo cremoso. Tienen un periodo de incubación de 2 a 4 días (Hagley, 1965a; Sánchez *et al.*, 1993) (Fig. 13).

Las hembras apareadas en el laboratorio y mantenidas en pareja presentan un periodo de oviposición hasta de 43 días (Sánchez *et al.*, 1993). Una hembra puede ovipositar 12 huevos inmediatamente después de la primera cópula y hasta 63 huevos en un día (González y Camino, 1974). Pueden colocar entre 697 (Sánchez *et al.*, 1993) y 924 huevos por hembra en todo su ciclo (González y Camino, 1974).



Figura 13. Huevos de *Rhynchophorus palmarum* (Foto: R. Aldana).

Larvas

Son apodas, es decir que no tiene patas. Cuando emergen del huevo pueden medir 3,4 mm de longitud. El cuerpo es ligeramente curvado ventralmente (Fig. 14). Su color es blanco cremoso (Mexzon *et al.*, 1994; Sánchez *et al.*, 1993; González y Camino, 1974).



Figura 14. Larvas de primeros instares de *Rhynchophorus palmarum* (Fotos: R. Aldana)

Las larvas pasan por nueve a diez instares que tienen una duración de 42 a 62 días (Hagley, 1965a) (Tabla 1). En sus últimos instares pueden alcanzar una longitud de 5 a 6 cm. (Fig. 15).



Figura 15. Últimos instares larvales de *Rhynchophorus palmarum* (Foto: R. Aldana)

Durante este período es frecuente el encuentro entre larvas con el subsecuente canibalismo. En el último instar larval, que puede durar entre 4 y 17 días, toman una coloración amarillo más oscuro, y antes de empujar

migran a la periferia del estípite o bases peciolares para tejer un capullo con fibras vegetales, el cual tapa los extremos con los tejidos fibrosos (Sánchez *et al.* ,1993).

Tabla 1. Duración en días de los diferentes instares larvales de *Rhynchophorus palmarum* (tomado de Hagley, 1965a)

Instares larvales	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Promedio	2	3	3	3	3	6	8	12	10	9	
Rango	1-5	1-7	1-8	2-17	2-12	1-18	4-24	5-24	2-17	3-14	*7

*Observado sólo en un individuo.

Pupa

Una vez formado el capullo que protege la pupa inicia la metamorfosis, es decir el cambio de estado de larva a pupa y de pupa a adulto dentro del capullo (Hagley, 1965a; Sánchez *et al.*, 1993) (Fig. 16). El capullo mide aproximadamente 7 a 9 cm de longitud y 3 a 4 cm de diámetro. La pupa es de color café. Cuando es perturbada hace movimientos ondulatorios continuos con el abdomen.

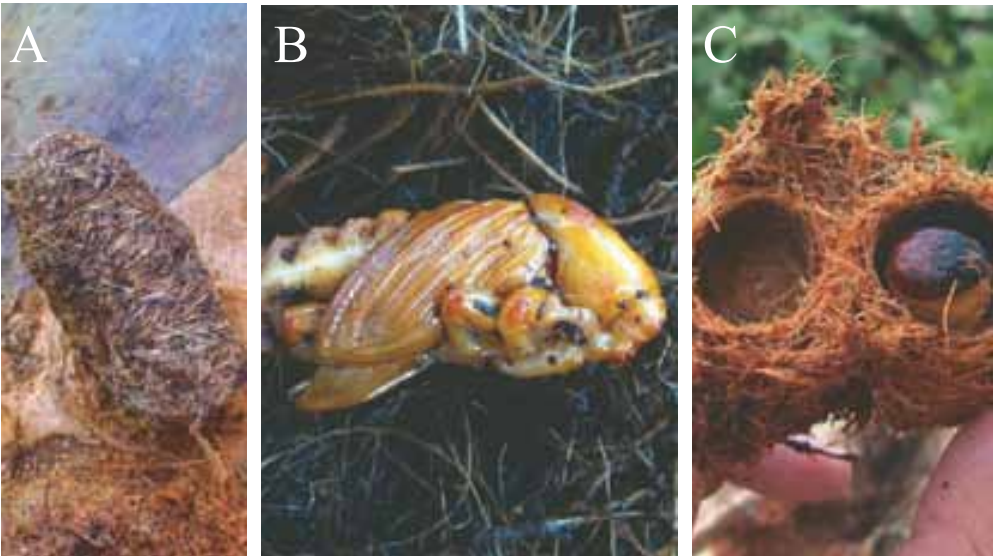


FIGURA 16. Pupa de *Rhynchophorus palmarum*. A. Capullo que protege la pupa. B. pupa. C. Pupa en capullo (Fotos: R. Aldana y O. Moya).

Biología y comportamiento

El ciclo de vida de este insecto puede variar dependiendo de la fuente de alimento. En estudios realizados por Hagley 1965a y Sánchez *et al.*, 1993, la duración del ciclo de vida en laboratorio fue de 119 a 231 días (Tabla 2).

Tabla 2. Ciclo de vida de *Rhynchophorus palmarum* bajo condiciones de laboratorio (Tomado de Genty *et al.* 1978)

Estado	Duración (días)
Huevo	2-3
Larva	42 - 62
Pupa	30 - 45
Adulto	90

R. palmarum cumple todo su ciclo biológico dentro de la planta colonizada. Su duración va a depender del tipo de sustrato colonizado (Hagley 1965a; Genty *et al.*, 1978; Restrepo *et al.*, 1982; Zagatti *et al.*, 1993) (Tabla 3). Como adulto explota variadas fuentes alimenticias, especialmente frutales.

Tabla 3. Duración en días de los estados de desarrollo de *Rhynchophorus palmarum* dependiendo del sustrato colonizado (Tomado de Mexzon *et al.*, 1994)

Sustrato de alimentación	Estado larva	Estado pupa	Referencia
Estípite de cocotero	52	27	Hagley, 1965a
Estado natural en palma de aceite	60	24	Genty <i>et al.</i> , 1978
Caña de azúcar	120	29	Restrepo <i>et al.</i> , 1982
Medio semisintético	87	27	Zagatti <i>et al.</i> , 1993
Caña de azúcar	83	30	Zagatti <i>et al.</i> , 1993
Palmito de palma de aceite	60,5	16	Mexzon <i>et al.</i> , 1994.

* Modificado de Zagatti *et al.* (1993)

Se han registrado 31 especies de plantas hospederas de *R. palmarum*, pertenecientes a 12 familias, donde predomina la familia Palmaceae con 19 especies, *Acromia aculeata*, *A. Intiomescens*, *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis*, *Bactris gasipae*, *Mauritia flexuosa*, *M. mexicana*, *Phoenix dactilifera*, *P. canariensis*, *Jessenia bataua*, *Euterpe* sp., *Roystonea oleracea*, *R. regia*, *Astrocaryum* sp., *Attalea* sp., *Oenocarpus* sp., *Orbignya* sp., *Maximiliana maripa* y *Livistona* sp. Otras plantas hospederas son *Carica papaya* (papaya) y *Ja-*

racatia dodecaphylla de la familia Caricaceae; *Sacharum officinarum* (caña de azúcar), *Gynerium sacharoides* y *Guadua latifolia* de la familia Gramineae; *Musa paradisiaca* (plátano) y *Phenakospermum guyannense* de la familia Musaceae; *Ananas comosus* (piña) Bromeliaceae; *Theobroma cacao* (cacao) Sterculiaceae; *Mangifera indica* (mango) Anacardiaceae; *Annona reticulata* (anón) Annonaceae; *persea americana* (aguacate) Lauraceae; *Citrus* sp. (naranja) Rutaceae; *Psidium* sp. y *Artocarpus artilis* (árbol del pan) Moraceae (Esser y Meredith, 1987; Griffith, 1987; Jaffé y Sánchez, 1992).

Por la lista anterior *R. palmarum* podría considerarse un insecto polífago. Sin embargo, con excepción de las palmas, el único cultivo donde se presenta como insecto plaga, es en caña de azúcar (Arango y Rizo, 1977; Restrepo *et al.*, 1982). En las otras especies vegetales (mango, guayaba, naranja, cacao, etc.), ocasionalmente se alimentan de frutos maduros, pero estas no son consideradas hospederas reales (Sánchez y Cerda, 1993). No obstante, estas plantas son fuentes de alimento alternos para los adultos que pueden ser de utilidad al momento de implementar medidas de control.

Este picudo tiene un ritmo circadiano de alimentación y cópula (Camino *et al.*, 1998). Sobre la dinámica diaria del insecto se conoce que existe un pico de actividad de vuelo matutino y uno vespertino. Los adultos son más activos entre las 7-11 a.m. y 5-7 p.m. (Hagley, 1965a; Jaffé y Sánchez, 1992; Sánchez *et al.*, 1993; Rochat, 1987). Durante las horas de mayor intensidad calórica (12 m a 4 p.m.) no es común observar individuos volando. Además, se presenta una marcada disminución de actividad durante los días lluviosos (Hernández *et al.*, 1992; Wattanapongsiri, 1966; Hagley, 1965a). Ambos sexos alcanzan una velocidad de vuelo en el campo de 6,01 m/seg (Hagley, 1965a). No obstante, dada las altas poblaciones (más de 300 individuos por trampa/semana) que se presentan en la zona de Tumaco, los insectos se observan a cualquier hora del día.

La alimentación comienza de 12 a 24 horas después de la emergencia (Hagley, 1965b) y a las 11:00 p.m. se presenta la mayor actividad de alimentación (Rochat, 1987).



Figura 17. Adultos de *Rhynchophorus palmarum* copulando (Foto: R. Aldana)

La actividad sexual alcanza su máximo valor entre 4 y 6 p.m. (Rochat *et al.*, 1991a).

Estos insectos tienen el potencial de copular durante toda su vida, que puede ser de dos a tres meses (Hagley, 1965a; Sánchez *et al.*, 1993) (Fig. 17).

Ecología química

Con base en el comportamiento quimiotrópico de *R. palmarum*, las investigaciones para el monitoreo y control de este insecto se orientaron al estudio de la comunicación química y mecanismos de orientación. En este sentido Hagley (1965b) y Rochat y colaboradores (1991a, 1991b), registraron que los machos eran fuertemente atraídos por acetato de isoamilo. Un estudio morfológico de las antenas indicó que las estructuras receptoras de aromas son sensillas tricoideas ubicadas en el escape y en los segmentos del pedicelo (Rochat *et al.*, 1991a, 1991b).

En experimentos de campo se demostró que la atracción a trampas con tejidos vegetales aumentaba cuando se usaban conjuntamente con machos de *R. palmarum*, pero que machos y hembras no eran capaces de atraer por sí solos (Moura *et al.*, 1989; Rochat *et al.*, 1991a). Esto se interpretó como la liberación de una feromona de agregación por los machos.

Pruebas de laboratorio realizadas mostraron que machos vírgenes eran altamente atractivos para ambos sexos. Así mismo, se registró la obtención, identificación y resultados de bioensayos realizados con el volátil identificado como 2(E)-6-metil-2-hepten-4-ol, (2 METHYL 5 HEPTEN 4OL), señalando que este compuesto es el responsable de la agregación y le asigna el nombre de *rhynchophorol* (Rochat *et al.*, 1991b).

Con los anteriores trabajos se postuló que los machos no liberaban la feromona en ausencia de tejidos de las plantas hospedadoras (Rochat *et al.*, 1991a) y se planteó la hipótesis de un sinergismo entre la feromona de agregación y los tejidos de las plantas hospederas. Oehlschlager y colaboradores (1993a, 1993b) confirmaron la identificación de la feromona de agregación y su acción orientadora hacia las fuentes de aroma. Se determinó que las trampas son eficientes sólo si se usan en combinación con tejidos vegetales de plantas hospederas, porque evitan el escape de los individuos que llegan a la fuente de aroma (Oehlschlager *et al.*, 1992).

La hipótesis de que los volátiles generados por las hospedadoras tienen una importante función en la colonización y en el efecto sinérgico con la feromona de agregación, está bien respaldada en experimentos de campo y laboratorio (Cerdeza *et al.*, 1994; Jaffé y Sánchez, 1992; Jaffé *et al.*, 1993). También se ha determinado que el acetato de etilo es el principal componente de los volátiles generados por los tejidos vegetales, que este químico puede actuar como señal para inducir la liberación de feromona por los machos y que tiene un determinante efecto sinérgico, para la captura de adultos, cuando se usa en la combinación *rhynchophorol* y la caña de azúcar (Cerdeza *et al.*, 1994; Jaffé *et al.*, 1993).

Esta feromona fue la base para desarrollar un sistema de manejo integrado de *R. palmarum* como vector del agente responsable de causar la enfermedad del Anillo rojo en palma de aceite y cocotero (Chinchilla y Oeschlager, 1992; Chinchilla *et al.*, 1996, Chinchilla y Oehlschlager, 1992; Oeschlager *et al.*, 1992; Oeschlager *et al.*, 2000).

Factores de mortalidad natural

En Colombia se han registrado dos enemigos naturales de *R. palmarum*, depredadores de la familia Histeridae y un parasitoide no identificado del orden Díptera, perteneciente a la familia Tachinidae.



Figura 18A. Larva de Histeridae depredando una pupa de *Rhynchophorus palmarum*



Figura 18B. Adulto depredando larva de *Rhinostomus barbirostris* Fabricius (Foto: R. Aldana)



Figura 19. Adulto de Histeridae (Foto: R. Aldana).

- *Histeridae*.

Se han observado con frecuencia varias especies de esta familia, entre ellas *Hololepta*, atacando la pupa de *R. palmarum* (Ramírez 1998). Este depredador es capaz de atravesar los capullos de las pupas y sin importar el estado en que se encuentre la consumen total o parcialmente. Así mismo, los adultos atacan larvas de varias especies de insectos entre ellas las de *R. palmarum* (Fig. 18 y 19).

- *Tachinidae*.

En Colombia se ha registrado en dos ocasiones la presencia de un parasitoide de pupas en los Llanos orientales (Ramírez, 1998) y en Tumaco (Fig. 20).

En Brasil se registró a *Billaea menezesi* (Guimaraes), (Diptera: Tachinidae), formalmente *Paratheresia menezesi* (Townsend), con un promedio de 18 pupas por cada capullo de *R. palmarum* parasitado (Moura *et al.*, 1993) y *Billaea rhynchophorae* (Blanchard) con parasitismo natural entre el 40 y 50% (Moura *et al.*, 2006). No obstante no se tiene la metodología para su reproducción masiva, situación que se presenta como una oportunidad para implementar prácticas para preservar su efecto benéfico en el control de *R. palmarum* en las plantaciones de palma.



Figura 20 Pupas de Tachinidae encontradas en una pupa de *Rhynchophorus palmarum* (Foto: R. Aldana).

La acción de este parasitoide consiste en larvipositar en, sobre o cerca de las cámaras pupales del hospedero, en este caso *R. palmarum*, para luego penetrarlo y alimentarse de sus órganos internos; generalmente empupan dentro del hospedero (Moura *et al.*, 1993).

Aunque no se ha detectado la acción de entomopatógeno de manera importante, no se debe descartar su existencia. En una plantación del sur del Meta se registró infección natural de *Metarrhizium anisopliae* sobre algunos adultos de *R. palmarum* (Ramírez, 1988).

Detección

El ciclo de vida de este insecto puede variar dependiendo de la fuente de alimento. En estudios realizados por Hagley 1965a y Sánchez y colaboradores, 1993, la duración del ciclo de vida en laboratorio fue de 119 a 231 días (Tabla 2). Palmas con PC muestran que una vez ha ocurrido el daño inicial de *Phytophthora palmivora*, el agente responsable de iniciar las lesiones asociadas con PC y se presenta la infección secundaria asociada a numerosos microorganismos oportunistas (Sarria *et al.*, 2008), la palma enferma se vuelve susceptible al ataque del insecto, por la fermentación de sus tejidos. De este modo, en la medida que avanza la severidad de la enfermedad, es más atractiva para el insecto y donde aproximadamente 50% o más de las palmas enfermas son colonizadas por el insecto (Fig. 21).



Figura 21. Larva de *Rhynchophorus palmarum* en flechas de palmas afectadas por PC (Foto: J. P. Tovar).



Figura 22. Adultos de *Rhynchophorus palmarum* en palmas afectadas por Pudrición del cogollo en estado de cráter (Fotos: O. Moya y R. Aldana).



Figura 23. Pupas y larvas de *Rhynchophorus palmarum* en bases peciolares y hojas de palmas afectadas por estados muy avanzados de la Pudrición del cogollo (Fotos: R. Aldana y O. Moya).

En las palmas con PC muy avanzada, es frecuente observar adultos en la zona del cráter. Este es un estado de la enfermedad en el cual la falta de una intervención oportuna a las palmas enfermas ha permitido la colonización por diferentes especies de microorganismos y de insectos, entre ellos *R. palmarum*, que por sus hábitos alimenticios, contribuye a impedir las nuevas emisiones de hojas en la palma enferma y a su muerte, cuando afecta la zona meristemática (Fig. 22). Esta situación muestra claramente la importancia de la detección temprana de los síntomas de PC y la necesidad de tomar medidas para el control directo del insecto en esas palmas, para evitar la pérdida de palmas o malas recuperaciones de la enfermedad.

También se puede detectar su presencia en las bases peciolares, donde se ob-

servan residuos de tejido vegetal con apariencia de cisco o capullos (Fig. 23). Esta es la situación que se está observando en palmas abandonadas, muchas de ellas como resultado de estados avanzados de PC, pero también de otras que han llegado a esta condición por motivos diferentes, por ejemplo, una mala erradicación para renovación.

Cuando se presenta una enfermedad letal en el cultivo como AR, PC, Marchitez letal o Marchitez sorpresiva, la eliminación de las palmas o su manejo, en el caso de PC juegan un papel importante, dado que un manejo incorrecto crea las condiciones que favorecen el desarrollo de altas poblaciones de *R. palmarum*. Si no se actúa sobre el insecto, las posibilidades de nuevas emisiones sanas en palmas enfermas con la PC, se ven afectadas por el daño directo del insecto.

Alternativas de manejo

La situación de altas poblaciones de *R. palmarum*, no es solo el resultado de PC, sino el resultado de un pésimo manejo de las poblaciones del insecto, de la eliminación no adecuada de palmas enfermas por cualquiera de la enfermedades letales del cultivo o lotes renovados.

Para este insecto como vector del agente causal del Anillo rojo- Hoja corta y como plaga directa se realizan prácticas de manejo dirigidas a disminuir sus poblaciones y la incidencia de la enfermedad. Estas prácticas están basadas en la captura de adultos utilizando trampas con atrayentes y la eliminación de palmas enfermas para evitar su reproducción o la diseminación del agente causal de AR (Motta *et al.*, 2008). No obstante, en el caso de las palmas afectadas por PC, estas medidas no son suficientes y se requiere reforzar el manejo mediante la protección directa de las palmas enfermas con insecticidas para prevenir el daño directo.

Captura de adultos

Una alternativa de control que se ha desarrollado es el uso de trampas con la finalidad de atraer y capturar adultos y de este modo disminuir sus poblaciones pero nunca para eliminarlas (Griffith, 1970; 1987; Barreto, 1986; Posada, 1988; Arango y Rizo, 1977; Genty, 1988; Vera y Orellana, 1986, 1988; Villanueva y González, 1988; Moura *et al.*, 1990).

Para la captura de *R. palmarum* se debe usar una trampa adecuada, que consta

de un recipiente plástico y como atrayentes la feromona sintética de agregación Rhynchophorol y tejidos vegetales de plantas hospederas. Estos deben sustituirse periódicamente en función del tiempo que duren activos en campo. La eficiencia del trapeo dependerá de la ubicación de las trampas en el sitio y su distribución en el área de la plantación, la densidad de trapeo, el mantenimiento de las trampas y el entrenamiento del personal encargado.

Los trabajos realizados por Cenipalma han mostrado que el diseño de la trampa tiene un efecto significativo en la captura de adultos de este insecto. Desde los años 90 se han venido realizando evaluaciones de diferentes tipos de trampas tendientes a mejorar su eficiencia (Cenipalma, 2000; Cenipalma 2004, Moya y Aldana, 2009a).

- Recipiente de la trampa

Su diseño conduce a lograr la mayor captura de insectos al menor costo y con el menor deterioro ambiental. La trampa más efectiva en las evaluaciones realizadas por Cenipalma ha sido la de tipo cerrada con capacidad de 20 litros (Cenipalma, 2000; Cenipalma 2004). A un recipiente plástico se le hacen dos ventanas laterales en la parte superior de 8 cm de ancho por 12 cm de longitud (Fig. 24a). El área cortada de las ventanas se conserva como cubierta para que no entre agua al recipiente y para que interfiera con la salida de los insectos que estén adentro. Esta ventana debe quedar semi abierta en forma de techo (Fig. 24b).

En la base del recipiente se adhiere una lona sintética, desde la base del reci-



Figura 24a. Trampa para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* (Foto: R. Aldana).

Figura 24b. Ventana de la trampa en forma de cubierta.

piente hasta el borde las ventanas laterales. De este modo, se incrementa la eficiencia en las capturas al facilitar la entrada de los insectos a la trampa (Moya y Aldana, 2009a). Esto debido a que no todos los insectos entran volando directamente a la trampa; algunos aterrizan en el suelo y buscan la fuente de atracción e ingresan a la trampa caminando (Fig. 24) (Ver Anexo 1).

- *Atrayentes*

Los machos cuando detectan el olor a fermento, liberan la feromona de agregación que atrae tanto hembras como machos, respondiendo al instinto de alimentación y reproducción. Bajo este mismo principio se utiliza la feromona sintética de agregación y los cebos vegetales en las trampas logrando que los insectos migren hacia la fuente de atracción. De este modo los insectos caen en la trampa.

- *Cebo vegetal*

En zonas de alta infestación de *R. palmarum* se utilizan 100 g de caña de azúcar picada en trozos y 250 cc de una solución de agua-melaza en proporción 2:1, con por lo menos tres días de fermentación que se colocan en una botella plástica de 600 ml o dispensador que tiene orificios en la parte superior que permite la salida de los aromas. Este se cuelga dentro del recipiente y se cambia cada dos semanas (Cartagena *et al.*, en revisión) (Fig. 25).

El uso del dispensador se está validando en zonas de baja infestación, donde se utilizan 500 g de caña de azúcar y 1.000 cc de solución agua-melaza con las especificaciones anteriores.



Figura 25. Detalle de la trampa para la captura de *Rhynchophorus palmarum*. A. Dispensador del cebo vegetal. B. Vista interna de la trampa con la ubicación del atrayente (Fotos: O. Moya).

- Feromona sintética de agregación

Conocida con el nombre de Rhynchoforol, atrae tanto hembras como machos de *R. palmarum*. La feromona se cuelga dentro del recipiente plástico de modo que quede paralela a las ventanas laterales. Esta se cambia cada tres meses (Fig. 26).



Figura 26. Ubicación de la feromona sintética de agregación de *Rhynchophorus palmarum* al interior de la trampa (Foto: R. Aldana).

- Localización de las trampas

Las trampas se ponen en el suelo, en las franjas de vegetación, bordes de los lotes abandonados o con PC y linderos de las plantaciones. También se pueden instalar debajo de las paleras (Fig. 27). Se debe evitar que queden expuestas al sol. Si en el cultivo hay semovientes, éstas se pueden asegurar y proteger para evitar que sean disturbadas o destruidas.

En lotes afectados por PC la estrategia de colocar las trampas cada 100 m ha permitido lograr la captura de un mayor número de adultos (Moya y Aldana, 2009b). Al colocar las trampas en los linderos o bordes de lotes, se busca hacer un efecto de barrera, de modo que los insectos del exterior de los lotes llegan a la zona de trampas y se quedan en ellas, reduciéndose el número de individuos que entren a los lotes y por otro lado actúan atrayendo a los que están dentro del lote (Fig. 28). Ávila (2008) demostró que la ubicación de trampas con feromonas en el borde de los lotes reduce los casos de AR en palma de aceite.



Figura 27. Colocación de trampas. A. Trampa colocada bajo la palera o arrume de hojas. B. Trampa colocada en la periferia de un lote (Fotos: R. Aldana)

El trampeo de insectos no sólo permite conocer la fluctuación de las poblaciones de *R. palmarum* en lotes de palma de aceite afectados o no por PC o AR, sino cuantificar el porcentaje de insectos portadores de nematodos causante de la enfermedad AR o zonas problema dentro de una plantación. Información relevante para implementar o mejorar las medidas de control de manera oportuna.

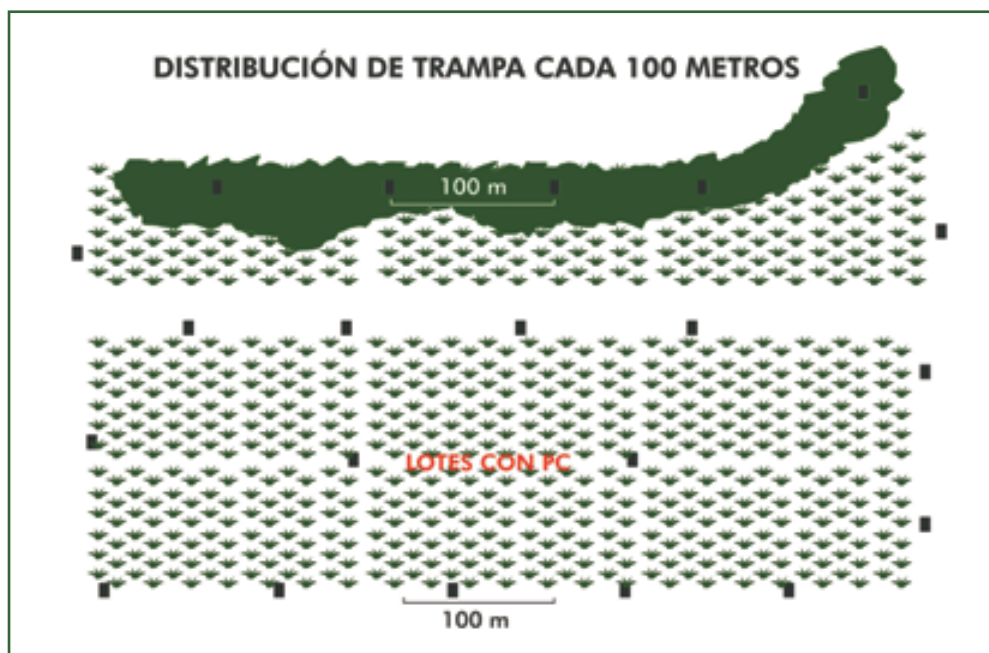


Figura 28. Distribución adecuadas de trampas para la captura de *R. palmarum* en una plantación de palma de aceite.

Los registros de la literatura consideran como poblaciones altas alrededor de 30 individuos de *R. palmarum* por trampa mes en zonas con AR y como poblaciones bajas menos de 5 individuos por trampa mes (Alpizar *et al.* 2002; Oehlschlager *et al.* 2002) Teniendo en cuenta que el insecto está ampliamente distribuido y que se presenta como plaga directa en áreas afectadas por PC y como vector de AR se propone un insecto por trampa mes como bajo, y entre 2 y 5 individuos por trampa al mes como señal de alerta.

Eliminación de sitios de reproducción

En el proceso infectivo o epidémico de las enfermedades AR y PC, una palma enferma dentro de un lote se constituye en un foco de diseminación de la enfermedad o de reproducción de *R. palmarum*. El manejo de PC se debe hacer

en estados tempranos de desarrollo de la enfermedad (Martínez *et al.*, 2008; Torres *et al.*, 2008). Un mal manejo de PC y de los insectos que colonizan estas palmas se vuelven un problema entomológico para las vecinas.

La situación del AR es diferente, allí si se conserva el nematodo en los tejidos de la palma enferma y siguen siendo fuente de inóculo para los insectos.

En el caso de AR el corte rutinario de hojas y las palmas enfermas con PC son un factor que facilita la dispersión rápida de la enfermedad en una plantación, por tanto deben tomarse medidas drásticas como la erradicación de las palmas enfermas y con síntomas iniciales de esta enfermedad. No se puede olvidar que *R. palmarum* es vector de AR y plaga directa, lo que empeora la problemática de PC (Fig. 29).

El insecto tiene la capacidad de reproducirse en los estípites por más de un año después de la tumba o la aplicación de glifosato.



Figura 29. Sitios de reproducción de *Rhynchophorus palmarum*, en estípites en descomposición o en bases peciolares (Fotos: R. Aldana).

- Erradicación mecánica

Para evitar la reproducción de *R. palmarum* es necesario destruir (picar) las palmas afectadas por alguna de las enfermedades letales conocidas, las palmas muertas por el insecto y lotes o plantaciones abandonadas o en proceso de renovación con la ayuda de una excavadora. La parte terminal del cucharón de la excavadora se modifica, de tal forma que quede como una cuchilla (Fig. 30), con la cual se pica la palma en trozos delgados de menos de 15 cm. de espesor (Fig. 31) que se esparcen de forma homogénea dentro del lote (Fig. 32). De esta forma no solo se evita la reproducción de *R. palmarum*, sino de *Strategus aloeus*.



Figura 30. Modificaciones de la pala de la excavadora para la destrucción de estípites de palmas (Palmeras Salamanca y Araki; foto de R. Aldana).



Figura 31. Picado de estípites de palma con excavadora en trozos delgados (Palmeras Salamanca y Araki; foto de O. Moya y R. Aldana).



Figura 32. Distribución de los trozos de estípites picados con la excavadora (Palmeras Salamanca; foto de R. Aldana).

En caso de no ser posible el picado de este material se sugiere aplicar una solución de insecticida de 500 cc que contenga como ingrediente activo Fipronil (1,0 cc producto / litro de agua) o Imidacloprid (2,0 cc producto / litro de agua) y adicionar un coadyuvante directamente en la zona de la corona de las palmas abandonadas o inyectadas con glifosato (Cenipalma, 2008).

Cuando se realiza la erradicación mecánica de las palmas y se cortan trozos muy gruesos y/o se dejan en montones (Fig. 33) se da lugar a la reproducción de una generación de *R. palmarum* y *Strategus aloeus* (Fig. 34).



Figura 33. Erradicación mecánica de palmas. A. Se dejan trozos de estípite amontonados. B Se dejan estípites amontonados (Fotos de R. Aldana).



Figura 34. Reproducción de *Rhynchophorus palmarum* y *Strategus aloeus* en trozos de palmas (Foto de O. Moya).

- Erradicación química

Uno de los pasos en el manejo de *R. palmarum*, es la erradicación de palmas enfermas o de renovación. La aplicación de 100 cc del herbicida sistémico Metanoarsonato monosódico (MSMA), mediante la inyección del producto al estípite evita la colonización de este insecto (Cenipalma, 2008). No obstante se están realizando evaluaciones con otros herbicidas para que la eliminación de palmas enfermas presenten características eficientes y económicas para la eliminación de palmas.

En la Zona Oriental el efecto de este herbicida se manifiesta inicialmente por el secamiento foliar después de una semana de su aplicación (Fig. 35). Internamente, después de dos meses se observa el rápido deterioro de la zona de la corona y la parte alta del estípite (Fig. 36 y 37). Sin embargo, en otras zonas del país el deterioro de las palmas puede tardar más de seis meses, posible-

mente por efectos ambientales. Aunque el deterioro de las palmas es más lento no se ha evidenciado la presencia de *R. palmarum* cuando se aplica la dosis sugerida.

Para la aplicación del herbicida con un taladro, motosierra o punzón (Fig. 38), se hacen dos orificios en el estípite de modo que queden sobre tejido funcional para que la aplicación sea eficaz. Si el tejido que sale del orificio es funcional, este tiene una coloración de color crema.



Figura 35. Palmas erradicadas con Metanoarsonato monosódico (MSMA) dos meses después de la aplicación. A. Secamiento externo del follaje. B. Deterioro de la zona del cogollo. C. Deterioro de la parte alta del estípite (Fotos: R. Aldana).



Figura 36. Cogollo y estípite de palmas erradicadas con Metanoarsonato monosódico (MSMA) tres meses después de la aplicación. A. Deterioro de la zona del cogollo. B. Deterioro de la parte alta del estípite (Fotos: R. Aldana).



Figura 37. Cogollo y estípite de palmas erradicadas con Metanoarsonato monosódico (MSMA) cuatro meses después de la aplicación. A. Deterioro de la zona del cogollo. B. Deterioro de la parte alta del estípite (Fotos: R. Aldana).



Figura 38. Equipos y métodos para la aplicación de productos (herbicidas e insecticidas) para la eliminación de palmas y control de insectos (Fotos de R. Aldana).

Medidas alternativas de protección

- Protección de siembras nuevas

R. palmarum puede ocasionar daño severo a los nuevos cultivos de *E. guineensis* e híbridos interespecíficos(OxG), una vez se inicien las labores de mantenimiento como la poda sanitaria y la cosecha (Fig. 39 y 40).

Estas labores del cultivo dejan expuesto tejido vegetal atractivo para los adultos de *R. palmarum*. Por esta razón de manera preventiva se deben proteger los cortes



Figura. 39. Daño en bases peciolares de la palma (Foto: O. Moya).



Fig. 40. Detalle del daño ocasionado por larvas de *Rhynchophorus palmarum* en las bases peciolares (Fotos: O. Moya).

mediante la aplicación de una solución 500 cc de una solución que contenga Fipronil (1,0 cc producto/l de agua), Imidacloprid (2,0 cc producto/l de agua) o Carbaril (2 g producto/l de agua) y un coadyuvante que impidan el daño de este insecto.

- *Protección de palmas afectadas por PC*

Es en una herramienta complementaria para evitar el ataque del insecto a las palmas en las cuales se encuentran estados avanzados de PC. La aplicación de 500 cc de una solución que contenga Fipronil (1,0 cc producto/litro de agua), Imidacloprid (2,0 cc producto/litro de agua) o Carbaryl (2 g producto/litro de agua) y un coadyuvante en la zona del cogollo de las palmas enfermas previene el ataque del insecto. Bajo las condiciones de Tumaco, este producto persiste en campo alrededor de 60 días (Yépez, 2008). El número y la frecuencia de las aplicaciones dependerán de los niveles de población de *R. palmarum* y el grado de recuperación que muestre la palma. El manejo de palmas afectadas por la PC se está realizando no sólo con insecticida sino también aplicaciones de fungicidas y bactericidas después de retirar el tejido afectado (Martínez *et al.*, 2008; Torres *et al.*, 2008), es parte fundamental del manejo de la enfermedad de la palma. En la actualidad hay varios métodos de aplicación de insecticidas utilizando recipientes plásticos de desecho o una bomba de espalda.

Bomba de espalda modificada. Para las aplicaciones en palma adulta, se puede utilizar una bomba de espalda de 20 litros a la cual se le hace una adaptación. Esta adaptación consiste en colocar una manguera de aproximadamente 10 m de longitud entre el aguilón y el tanque. Finalmente, el extremo donde está el aguilón se sujeta a una vara o tubo liviano para realizar las aplicaciones (Palmeras del Meta) (Fig. 41).



Figura 41. Bomba de espalda modificada para la aplicación de insecticidas al cogollo. A. Manguera unida a la lanza. B. Aguilón y portaboquillas unido al extremo de la manguera. C. Aplicación dirigida a la zona del cogollo. (Palmeras del Meta; fotos de R. Aldana).

-Recipiente y polea. Este método diseñado en la Zona Central por Palmas Monterrey S. A. consiste en utilizar un recipiente plástico de desecho de 1000 cc de capacidad y un tubo de aluminio de 25 cm de longitud al cual se sueldan dos varillas de 10 cm de longitud. La primera atraviesa el recipiente plástico en la parte superior (boca), a la varilla superior se le adhiere una argolla por donde pasa una cuerda de longitud variable, la cual sujeta la parte inferior del recipiente (Fig. 42).



Figura 42. Método de aplicación de insecticida con un recipiente plástico de desecho (Palmeras Monterrey S.A, fotos de R. Aldana).

El tubo de aluminio se une a una antena, posteriormente se adiciona el producto en el recipiente y se eleva la antena dirigiéndola a la zona del cogollo, finalmente se hala la cuerda para que el recipiente gire 180° y se aplica el producto (Fig. 42 y 43) (Palmeras Monterrey, Palmeras San Antonio).



Figura 43. Método de aplicación de insecticida con un recipiente plástico de desecho (Palmeras San Antonio; fotos de R. Aldana).

Recipiente de desecho. Para aplicaciones en palma joven, se utiliza un recipiente plástico de desecho de 1.000 cc de capacidad. Este se sujeta a una vara de bambú o tubo de aluminio. Se adiciona el producto, se dirige a la zona del cogollo y se hace la aplicación (Aceites Manuelita S.A., Palmar el Borrego) (Fig. 44).



Figura 44. Recipiente plástico para la aplicación de insecticidas a palmas afectadas por estados avanzados de PC (Aceite Manuelita S.A.) (Foto de Rosa Aldana).

Otras alternativas de control

Nemátodos entomoparásitos

El incremento de las poblaciones de *R. palmarum*, es favorecido por los hábitos crípticos de sus estados larvales, ya que el crecimiento dentro de galerías formadas en los cogollos los protege de posibles enemigos naturales. Este comportamiento es una de las principales barreras físicas para el éxito de controladores biológicos tipo bacterias y hongos, ya que estos organismos no presentan estructuras o comportamientos de búsqueda adecuados para colonizar hospederos dentro del estípite. El comportamiento emboscador de los nematodos, permite alta capacidad de búsqueda y localización del hospedero, atributos que hacen de estos enemigos naturales (Gaugler y Campbell, 1991) una alternativa para tener en cuenta para el control de plagas de Palma de aceite. Los nematodos entomoparásitos que han demostrado mejores resultados en el control biológico de plagas pertenecen a las familias Steinernematidae y

Heterorhabditidae (Sáenz *et al.*, 2005). Para *R. palmarum* las pruebas de patogenicidad realizadas en laboratorio con *Steinernema* spp muestran que los juveniles infectivos (JI) tienen la capacidad de penetración y reflejan la habilidad de producir enfermedad en las larvas de primeros instares (Cenipalma 2006). No obstante, es necesario evaluar la supervivencia y persistencia del nematodo en palmas con PC y la aplicación por inyección en las bases peciolares afectadas por el insecto, metodologías utilizadas con *Rhynchophorus ferrugineus* (Shamseldean y Atwa, 2004, Monzer y El-Rahman, 2003).

Registros

El manejo integrado de *R. palmarum* involucra la prevención, la cuantificación/observación y la intervención. Para ello, es fundamental el conocimiento detallado de la biología y hábitos que permitan generar propuestas de manejo preventivo de estos insectos.

En este boletín se presentan aspectos de la biología y hábitos de *R. palmarum* y estrategias eficientes para su manejo. No obstante, es necesario complementarla con el seguimiento a sus poblaciones. De este modo, no sólo se conocerá el número de individuos capturados, sino el comportamiento de la dinámica espacial y temporal de las poblaciones de *R. palmarum*, útil para evaluar las estrategias de manejo aplicadas y mejorar las alternativas de manejo con base en la información disponible.

En este sentido Cenipalma, en un grupo interdisciplinario que involucra los Proyectos Sanidad Vegetal, Entomología y Agricultura de Precisión, y la participación de los técnicos de las zonas palmicultoras del país, aprovecha los Sistemas de Información Geográfica (SIG) y los conceptos de análisis espacial y temporal de poblaciones para la integración, análisis e interpretación de los fenómenos fitosanitarios. Esto ayudará en la comprensión de las dimensiones y evolución de esta y otras plagas y enfermedades en el marco de un monitoreo fitosanitario. Para su desarrollo se requiere información georeferenciada y por supuesto los registros periódicos de cada plantación que incluye el lote, identificación de la trampa, número de individuos capturados, diferenciación del género (hembra o macho), número de casos de AR, palmas atacadas por *R. palmarum* e insectos portadores (Tablas 4 a 8)

Tabla 4. Formato de registro de la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*.

Lote	Fecha de lectura	No. trampa	Hembra	Machos	Total insectos capturados

Tabla 5. Formato registro de casos de Anillo rojo

Lote	Línea (palma)	Fecha de detección	Fecha de erradicación

Tabla 6. Formato registro de palmas con la Pudrición del cogollo atacadas por *Rhynchophorus palmarum*

Lote	Fecha de detección	No palmas atacadas	Fecha de erradicación	Observaciones

Tabla 7. Formato evaluación de individuos de *Rhynchophorus palmarum* portadores de nematodos causantes de Anillo rojo

Lote	No. trampa	Total insectos capturados	Insectos positivos	Porcentaje de portadores

Tabla 8. Formato resumen del registro de Anillo rojo y *Rhynchophorus palmarum*

[illegible]

Anexo 1

Guía para la elaboración de trampas para la captura de *Rhynchophorus palmarum*

La trampa está conformada por un recipiente plástico de 20 l, un cebo vegetal y la feromona de agregación, que sirven como atrayente para la captura del insecto. De esta manera, se garantiza la recolección de mayor número de individuos a un menor costo y menos deterioro ambiental.

1. Para elaborar las trampas utilice recipientes plásticos de desecho de 20 litros (no se deben utilizar recipientes pequeños).

2. Con un marcador, dibuje en el tercio superior del recipiente plástico, dos ventanas laterales de 12 cm de ancho por 8 cm de largo. Las ventanas deben quedar una opuesta a la otra.



3. Con un cuchillo o cautín haga el corte de las ventanas. El área cortada de las ventanas se deja como cubierta para que no entre agua al recipiente y no permita la salida de los insectos que estén adentro. Una vez realizada la ventana, trace una línea horizontal con el cuchillo en la parte superior de la misma sin perforarla, esto facilita mantenerla semiabierta.



4. Adhiera en la parte inferior del recipiente plástico, un trozo de costal (lona vacía de fertilizantes), la lona debe cubrir desde la base hasta el borde inferior del mismo. Para ello, previamente haga un orificio debajo de la ventana de la trampa. Luego, asegure con un alambre la lona al recipiente.

Con esto se busca facilitar la entrada de los insectos que aterrizan en el suelo y buscan la fuente de atracción e ingresan a la trampa caminando.



5. Realice agujeros en la parte superior de una botella plástica de 600 ml con la ayuda de un cautín. Utilice un pedazo de alambre para asegurarlo a la trampa.

6. Luego, adicione 100 g de caña picada en trozos en la botella y agregue 250 cc de una solución de agua-melaza en proporción 2:1, con al menos 3 días de fermentación.



7. Introduzca la botella con el atrayente vegetal y la feromona de agregación en el recipiente plástico.



8. Cuelgue los atrayentes (feromona y cebo vegetal) dentro del recipiente de manera que queden paralelos a las ventanas laterales. Cambie el cebo vegetal cada dos semanas y la feromona sintética de agregación cada tres meses.



9. La posición de las ventanas debe ser verificada regularmente con el fin de mantenerlas semiabiertas.



10. Para evitar el hurto de las trampas en campo, se sugiere cortar la manija que se encuentra en la parte superior del recipiente plástico, de modo que no queden agujeros al retirar la manija.



11. Los colores rojo, azul o amarillo, son recomendables para localizar fácilmente las trampas en el campo

No olvide las recomendaciones de Cenipalma

**Para hacer más eficiente el trampeo de
*Rhynchophorus palmarum***

Esto es lo que NO debe hacer

**Los siguientes ejemplos son trampas ineficientes
en la captura de *Rhynchophorus palmarum* y están
causando efecto inverso al deseado.**

1. No utilice palmas erradicadas como trampas.



2. No utilice palmas en pie como trampas y menos si tiene alguna de las enfermedades letales conocidas. Estas se convierten en sitios de reproducción del insecto.



3. Las trampas abiertas permiten el escape de los insectos atraídos a la fuente.



4. Las ventanas demasiado grandes en las trampas permite la entrada y salida de los insectos, lo que hace poco eficiente el trampeo de *Rhchophorus palmarum*.



5. Trampas con demasiados orificios permiten mayor difusión de los atra-yentes.

Trampas con orificios pequeños confunden a los insectos al dificultar su entrada a la trampa, dado que no encuentra el orificio de entrada.

Las trampas con orificios grandes los dejan escapar fácilmente.



6. Trampas muy pequeñas, con ventanas demasiado abiertas son ineficientes en la captura de *Rhynchophorus palmarum*.



7. Trampas muy pequeñas, con ven-tanas demasiado abiertas y coloca-ción incorrecta de la lona son poco eficientes en la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*.



Agradecimientos

A Fedepalma, entidad administradora del Fondo de Fomento Palmero por la financiación de las actividades de investigación y transferencia de tecnología. A las plantaciones de las cuatro zonas palmeras que han contribuido al desarrollo de la investigación en el conocimiento y búsqueda de alternativas de manejo de *R. palmarum* y en especial a las plantaciones Aceites Manuelita S.A., Palmeras del Meta, Palmas del Casanare, Palmar del Oriente, Palmeras San Antonio, Palmeras del Meta, Inversiones La Mejorana, Oleaginosas San Marcos, Santa Elena y Los Araguatos (Zona Oriental), Central Manigua, Oleaginosas Salamanca, Araki, Santafé, Santa Elena (Zona Occidental), Palmas Monterrey, Bucarelia, Oleaginosas las Brisas (Zona Central). A Eloina Mesa, Martha Ligia Guevara, Gerardo Martínez, Edwin Navia y Franz Betancourt por sus valiosos aportes a este documento.

El registro fotográfico hace parte de la colección del Proyecto Manejo Integrado de Plagas de Cenipalma. Se agradece a los investigadores que cedieron fotografías para este manuscrito.

Bibliografía

Acosta, G. A. 1991. Pudrición del cogollo en palma de aceite: observaciones y manejo. *Palmas* (Colombia), 12 (2): 49 - 54.

Aldana, R. C. 2005. Medidas para prevenir el Ataque de *Rhynchophorus palmarum* L. a palmas afectadas por Pudrición del cogollo. Hoja divulgativa Sena – Cenipalma. 2p.

Aldana, R. C. 004. Evaluación de insectos diseminadores de nematodos causantes de anillo rojo Reunión anual de investigadores. Presentación en power point.

Alpizar, F.; Fallas, M.; Oehlschlager, A.; González, L.; Chinchilla, C.; Bulgarelli, J. 2002. Pheromone mass trapping of the West Indian sugarcane weevil and the American palm weevil (Coleoptera: Curculionidae) in Palmito palm. *Florida Entomologist* 85(3): 426-471.

Griffith, R. 1987. Red ring disease of coconut palm. *Plant Dis.* 71(2): 193-196.

Griffith, R. 1970. Control of red ring disease in coconut. Crop. *Bul. Minis. Agric. Trinidad and Tobago* 17: 1-3.

Griffith, R. 1968 b. The relationship between the red ring nematode and the palm weevil. *J. Agric. Soc. Trinidad and Tobago* 68(3): 342-356.

Griffith, R. 1968a. The mechanism of transmission of the red ring nematode. *J. Agric. Soc. Trinidad and Tobago*, 3: 149 - 159.

Hagley, E. 1965b. Tests of attractants for the palm weevil. *J. Chem. Ecol.* 58(5): 1002-1003.

Hagley, E. 1965a. On the life history and habits of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 58(1): 22-28.

Hagley E. 1963. The role of the palm weevil as a vector of red ring disease of coconuts. *Journal of Economic Entomology* 56, 375-380.

Hernández, J. V.; Cerda, H.; Jaffe, K.; Sanchez, P. 1992. Localización hospedera, actividad diaria y optimización de la captura del picudo del cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae), mediante trampas inocuas. *Agron. Trop.* 42 (3-4).

Jaffé, K.; Sánchez, P. 1992. Informe final, Proyecto para el Estudio Etológico de *R. palmarum*. Universidad Simón Bolívar-Fonaiap, Caracas. 138p.

Jaffé, K.; Sánchez, P.; Cerda, H.; Hernández, J.; Jaffé, R.; Urdaneta, N.; Guerra, G.; Martínez, R.; Miras, B. 1993. Chemical ecology of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): Attraction to host plant and to a male produced aggregation pheromone. *J. Chem. Ecol.*, 19: 1703-1720.

Martínez, G.; Arias, N.; Sarria, G.; Torres, G.; Aldana, R. C.; Martínez, L. C.; Moya, O.; Burgos, C. 2008. Prácticas de manejo de la Pudrición del cogollo (PC) de la palma de aceite. Folleto. 12p.

Mexzón, R.; Chinchilla, C.; Castrillo, G.; Salamanca, D. 1994. Biología y hábitos de *Rhynchophorus palmarum* L. asociado a la palma aceitera en Costa Rica. *ASD Oil Palm Papers* 8: 14-21

Monzer A. E.; El-Rahman R. A. 2003. Effect on *Heterorhabditis indica* of substances occurring in decomposing palm tissues infested by *Rhynchophorus ferrugineus*. *Nematology* 5 (5):647-652

Morin J.; Lucchiani F.; De Araujo, J.; Ferreira, J.; Fraga, L. 1986. Control de *Rhynchophorus palmarum* mediante trampas construidas por pedazos de palma. *Oleagineux* (Francia) 41(2): 6163.

Mosquera, M. 2006. Impacto económico del ataque de *Rhynchophorus palmarum* a palmas afectadas por Pudrición del cogollo en la Zona Oriental. Informe de actividades.

Mosquera, .M. 2005. Impacto de las enfermedades en la palma de aceite. *En: Seminario Avances de investigación en la Zona Oriental.*

Motta, D.; Aldana, R. C.; Franco, P. N.; Rairán, N.; Calvache, H.; Salamanca, J. C. 2008. Anillo rojo – Hoja corta. *Boletín técnico* 9. Tercera edición. Cenipalma. 29 p.

Moura J. I.; Toma R.; Sgrillo R.; Delabie J. 2006. Natural efficiency of parasitism by *Billaea rhynchophorae* (Blanchard) (Diptera: Tachinidae) for the control of *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae) *Neotropical Entomology* 35 (2): 3

Moura J. I.; Mariau, D.; Delabie, J.H.C. 1993. Efficacy of *Paratheresia menezesi* for natural biological control of *Rhynchophorus palmarum*. *Oleagineux* (Francia) 48, 219–223.

Moura J.; Resende, M.; Ferreira, M. Santana, D. 1990. Tactics for integrated control of *Rhynchophorus palmarum*. Ceplac, Brasilia (BR) (in Portuguese).

Moura, J.; Vilela, E.; Sgrillo, R.; Aguilar, M.; Resende, M. 1989. A behavioral olfactory study of *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae), in the fld. *An. Soc. Entomol. Bras.* 18(2): 267-274.

Moya, O, Aldana, R. 2009a. Evaluación de trampas para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en Tumaco (Nariño). Memorias XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Medellín, p.181

Moya, O, Aldana, R. 2009b. Densidad optima de trampas para la captura de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en lotes afectados por la Pudrición del Cogollo. Memorias XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Medellín, p.181.

Oehlschlager, C.; Chinchilla, C.; Castillo, G.; González, L. 2002. Control of red ring disease by mass trapping of *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *The Florida Entomologist*. 85(3): 507-513

Oehlschlager, C.; Chinchilla, C.; Gonzalez, L. 2000. Control of red ring disease by mass trapping of *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *The Florida Entomologist*. 85(3): 507-513.

Oehlschlager, C.; Mcdonalds, R.; Chinchilla, C.; Patschke, S. 1995. Influence of a pheromone-based mass trapping system on the distribution of *Rhynchophorus palmarum* in oil palm. *Environmental Entomology* 24(5):1005-1012.

Oehlschlager, C.; Chinchilla, C.; González, M. 1993a. Optimization of a pheromone-based trap for the American Palm Weevil, *Rhynchophorus palmarum*. Porim, International Oil Palm Conference. Kuala Lumpur. MY. 1963. A645-A660.

Oehlschlager, C.; Chinchilla, C.; González, M.; Jiron, L.; Mexzon, R.; Morgan, B. 1993b. Development of a pheromone-based trapping system for *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *J. Econ. Entomol.* 86(5): 1381 -1392.

Oehlschlager, C.; Chinchilla, C.; González, M. 1992. Management of the American palm weevil (*Rhynchophorus palmarum*) and the red ring disease in oil palm y pheromone based trapping. *ASD - Oil Palm Paper* 5: 15 - 23.

Posada, F. 1988. Manejo de vectores insectiles del anillo rojo en palma africana. VI Seminario sobre problemas fitosanitarios de la palma africana.

Ramírez F. 1998. Reconocimiento de enemigos naturales y estudio de la fluctuación poblacional de *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (Coleoptera: Curculionidae) Acacias (Meta). Trabajo de grado para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Bogotá 84 p

Restrepo, L. G.; Rivera, F. Raigosa, J. 1982. Ciclo de vida, hábitos y morfometría de *Metamasius hemipterus* Oliver. y *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en caña de azúcar (*Sacharum officinarum* L.). *Acta Agron.* 32 (1/4): 33-44.

Rochat, D. 1987. Etude de la communication chimique chez un Coleoptere: Curculionidae. Disertación de maestría. Universite Paris VI. Institut National Agronomique. 30p.

Rochat, D.; González, A.; Marian, D.; Villanueva, A.; Zagatti, P. 1991a. Evidence for male produced aggregation pheromone in American palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). *J. Chem. Ecol.* 17(6): 1221-1230.

Rochat, D.; Malosse, C.; Lettere, M.; Ducrot, P.; Zagatti, P.; Renou, M.; Descoins, C. 1991b. Male-produced aggregation pheromone of the American palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae): Collection, identification, electrophysiological activity and laboratory bioassay. *J. Chem. Ecol.* 17(11): 2127-2141.

Sáenz, A.; Benítez, E.; De Haro, E. 2005. Patogenicidad y signos en larvas del barrenador de raíces de palma de aceite, *Sagalassa valida*, por nematodos entomopatógenos. *Ceniavances* 127. p. 1-4.

Sánchez, A. 1987. El anillo rojo del cocotero y la palma aceitera en Colombia. Biología, hábitos, hospedantes, alternativas y vectores de su agente causal *Rhadinaphelenchus cocophilus*. *En*: Foro sobre Anillo rojo. Santa Marta, Fedepalma. 33p.

Sánchez, A.; Cerda, H. 1993. El complejo *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) - *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) (Tylenchida: Aphelenchoididae), en palmeras. *Bol. Entomol. Venez.* 8(1): 1-18.

Sánchez, A.; Jaffé, K. 1993. Monitoring and integrated control of *Rhynchophorus palmarum* on oil palm. *Boletín técnico Serie B. Fonaiap*, Caracas, Venezuela.

Sánchez, P.; Jaffé, K.; Hernández, J. V.; Cerda, H. 1993. Biología y Comportamiento del Picudo del Cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). *Bol. Entomol. Venez.* 8(1): 83- 93.

Sarria, G.; Torres, G.; Aya, H.; Ariza, J.; Rodriguez, J.; Velez, D.; Varon, F.; Martínez, G. 2008. *Phytophthora* sp. es el responsable de las lesiones iniciales de la Pudrición del Cogollo (PC) de palma de aceite en Colombia. *Palmas* 29 (Edición especial): 31-41.

Shamseldean, M. M., Atwa, A. A. 2004. Virulence of Egyptian steinernematid nematodes used against the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* (Oliv.). *Egyptian Journal of Biological Pest Control.* 14 (1): 135-140.

- Torres, G.; Sarria, G.; Salcedo S.; Varón, F.; Aya, H.; Ariza, J.; Morales, L.; Martínez, G. 2008. Opciones de manejo de la Pudrición del cogollo (PC) de la palma de aceite en áreas de baja incidencia de la enfermedad. *Palmas* 29(3):63-72.
- Vera, D.; Orellana, F. 1988. Combate de la gualpa *Rhynchophorus palmarum* L. en plantaciones de cocotero y palma africana mediante la captura con trampa del insecto adulto. Inst. Nac. Inves. Agrop. Ecuador. *Bol. Tec.* 198. 12p.
- Vera, D.; Orellana, F. 1986. Evaluación de atrayentes vegetales y un sistema de trampa para la captura de adultos de gualpa ó *Rhynchophorus palmarum* L. Insecto plaga de la palma africana y cocotero. Inst. Nac. Inves. Agrop. Ecuador. *Bol. Tec.* 68. 10p.
- Villanueva, A.; González, A. 1988. Importancia económica del anillo rojo en Palmeras de la Costa S.A. y medidas de control practicadas. VI. Seminario sobre problemas fitopatológicos de la palma africana. IICA. BID. Prociandino (Colombia 15-41.
- Wattanapongsiri, A. 1966. A revision of the genera *Rhynchophorus* and *Dynamis*. Depart. Agric. Sc. *Bul. Bangkok* (Thailand). 1: 185p.
- Yepez, E. 2008. Evaluación de moléculas químicas como método de control de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en lotes afectados por la pudrición del cogollo de la palma de aceite, en el municipio de Tumaco, departamento de Nariño. Trabajo de grado para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Nariño. Pasto. 41p.
- Zagatti, P.; Rochat, D.; Berthier, A.; Nadarajan, L. 1993. Continuous rearing of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* in the laboratory. *Oleagineux* (Francia). 48 (5):213-217.

Colección Boletines Técnicos
Fedepalma - Cenipalma

- No. 1 Reconozca usted la Marchitez Sorpresiva. 1ª ed. enero 1986
- No.2 El gusano canasta. Oiketicus Kirbyi Guia. Enero 1987
- No.2A Importancia de la adecuada capacidad de almacenamiento de aceite de palma. 1a ed. abril 1987
- No. 3 Material plantable de la palma africana de aceite. Mayo 1987
- No. 4 Anillo rojo en palma africana. Diciembre 1988
- No. 5 Guía de los usos del aceite de palma. Mayo 1989
- No. 6 Importancia de una adecuada capacidad de almacenamiento de aceite de palma. 2a ed. febrero 1989
- No.7 Certificados de depósito y bonos de prenda para el aceite de palma africana. Septiembre 1989
- No. 7A Reconozca usted la Marchitez Sorpresiva. 2a ed. septiembre 1990
- No.8 Mancha Anular de la palma africana. Febrero 1991
- No.9 Anillo rojo - Hoja corta en palma de aceite.
1a ed. abril 1995 - 2a ed. diciembre 2004
- No. 10 Manejo de efluentes de plantas extractoras. Marzo 1996
1. Arranque, operación y mantenimiento de lagunas de estabilización.
- No. 11 Manejo de efluentes de plantas extractoras. Marzo 1997
2. Diseño de lagunas de estabilización.
- No. 12 Guía general para el muestro foliar y de suelos en cultivos de palma de aceite. 1a ed. mayo 1998 - 2a ed. octubre 2002.

- No. 13 Diagnóstico y manejo preventivo de las enfermedades virales de la palma de aceite en la Zona Occidental de Colombia. 2001
- No. 14 Selección y descarte en plantas de vivero. Mayo 2002
- No.15 Biología, hábitos y manejo de *Cyparissius* (Castnia) *daedalus* Cramer. Barrenador gigante de la palma. Septiembre 2002
- No.16 Manejo de *Leptopharsa gibbicularina* Froeschner, insecto inductor de la Pestalotiopsis. Septiembre 2002
- No. 17 Referenciación competitiva para la agroindustria de la palma de aceite en Colombia. Estudios de cosecha y control de pérdidas en la Zona Central. Mayo 2005
- No. 18 Mejores prácticas de cosecha. Mayo 2006
- No. 19 Mejores prácticas en plantas de beneficio. Febrero 2007
- No. 20 Selección de palmas de aceite élite para donación. Marzo 2007
- No. 21 Biología, hábitos y manejo de *Sagalassa valida* Walker. Barrenador de raíces de palma. Diciembre 2006.
- No.22 Marchitez letal en palma de aceite. Diciembre 2007
- No. 23 Biología, Hábitos y manejo de *Rhynchophorus palmarum* L. junio 2010

Cenipalma. Calle 20A No. 43A - 50 piso 4
PBX: 2086300 FAX: 2444711
Bogotá D.C -Colombia.

www.fedepalma.org - www.cenipalma.org