

**Boletín  
Técnico  
No. 9**

Segunda edición

# Anillo Rojo - Hoja corta



Boletín Técnico N° 9 - 2ª edición

# Anillo Rojo – Hoja corta

Convenio SAC – SENA (Convenio 00072)



## **LIBRO BOLETÍN TÉCNICO No. 9 Segunda edición**

### **Anillo Rojo - Hoja corta**

© Publicación del Centro de Investigación en Palma de Aceite - Cenipalma  
Cofinanciada por la SAC y el Sena

### **Textos**

Dumar Motta Valencia - Investigador Asistente Cenipalma

Rosa Cecilia Aldana de la Torre - Investigadora Asistente Cenipalma

Pedro Nel Franco Bautista - Investigador Asociado Cenipalma

Nubia Rairán Cortés - Jefe Sanidad C. I. Tequendama

Hugo Calvache Guerrero - Subdirector Técnico Cenipalma<sup>1</sup>

Juan Carlos Salamanca Ochoa - Investigador Asistente Cenipalma<sup>2</sup>

### **Coordinación editorial**

Oficina de Comunicaciones del CCS - Fedepalma - Cenipalma

Patricia Bozzi Ángel

### **Corrección de textos**

Adriana Sáenz Aponte

### **Diseño y diagramación**

Sergio Serrano Mantilla

### **Impresión**

Editorial Ápice

Cenipalma

Calle 21 No. 42C - 47

PBX: 208 86 60 Fax: 368 11 52

E-mail: bogota@cenipalma.org

Bogotá D.C. - Colombia

Primera edición: Abril de 1995

Segunda edición: Diciembre de 2004

ISBN: 958 - 97168 - 9 - X

---

1. Hasta diciembre de 2003

2. Hasta abril de 2004

## Presentación

Cenipalma ha revisado y ampliado este boletín para actualizar al personal técnico encargado de la vigilancia fitosanitaria del cultivo de la palma de aceite sobre las herramientas para el control de la enfermedad Anillo Rojo – Hoja corta; de igual modo para facilitar a los operarios la detección y el manejo de palmas enfermas en el campo y, en el laboratorio, el tratamiento de muestras para la extracción e identificación del agente causal de la enfermedad.

Cenipalma se complace al entregar a los palmicultores, a través de este nuevo boletín, sus recientes avances en la investigación de esta enfermedad con el propósito de ofrecer una mejor herramienta de trabajo, la cual sumada a una amplia y participativa campaña de adopción tecnológica permita disminuir el impacto económico de la enfermedad en la agroindustria palmera del país.

PEDRO LEÓN GÓMEZ CUERVO  
Director Ejecutivo

# Contenido

<b>Presentación</b> .....	5
<b>Introducción</b> .....	7
<b>Importancia económica</b> .....	7
<b>¿Cómo se identifica la enfermedad?</b> .....	8
Síntomas externos .....	8
Síntomas internos .....	10
<b>Agente causal de la enfermedad</b> .....	12
Características del nematodo .....	12
Sobrevivencia del nematodo .....	13
Distribución del nematodo en palmas enfermas .....	13
<b>Diseminación del nematodo</b> .....	14
Especies de insectos portadoras del nematodo .....	14
<b>Manejo</b> .....	16
¿Cómo manejar la enfermedad? .....	16
<b>Captura de <i>R. palmarum</i> como estrategia de control</b> .....	19
Atrayentes .....	19
Tipo de trampa .....	19
Sitio para localizar las trampas .....	20
Distribución de las trampas en el cultivo .....	20
<b>Técnicas de campo y laboratorio para el análisis de muestras</b> .....	21
¿Cómo tomar muestras en palmas enfermas para diagnosticar la presencia de <i>B. cocophilus</i> ? .....	21
Colección de insectos en campo para diagnóstico de la presencia del nematodo <i>B. cocophilus</i> .....	22
Procedimientos de laboratorio para la extracción y cuantificación de nematodos procedentes de muestras de campo .....	22
<b>Bibliografía</b> .....	27

## Introducción

Anillo Rojo – Hoja corta es una de las enfermedades de mayor importancia económica en palma de aceite y cocotero en América Tropical (Griffith 1987, Chinchilla 1992). En Colombia se registró por primera vez en 1962, presentándose algunos casos en cultivos de palma adulta localizados en la Costa Atlántica (Zona Norte), los cuales presentaron un Anillo Rojo en el estípite (Sánchez 1965). En 1988 la enfermedad se presentó en los Llanos Orientales (Zona Oriental) y en el Magdalena Medio (Zona Central) y llegó a convertirse en el principal factor de mortalidad del cultivo de la Zona Oriental (Fedepalma 1988). La enfermedad es causada por el nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Coob 1919, Goodey 1960, Bajuard 1989) (Tylenchida: Aphelenchoididae), el cual se instala en las inflorescencias y tejidos cercanos al meristemo (Escobar 1987, Griffith 1987, Griffith 1988). Este nematodo es diseminado principalmente por *Rhynchophorus palmarum* L. (Griffith 1968). Sin embargo, existen otros insectos de la familia Curculionidae asociados al cultivo, los cuales también contribuyen a su diseminación (Calvache *et al.* 1994).

En la Zona Oriental, el problema es aún más grave ya que los adultos de *R. palmarum* (vector del Anillo Rojo) son atraídos por la fermentación de los tejidos jóvenes de las palmas enfermas con Pudrición de Cogollo (PC), dentro de las cuales se alimentan y destruyen el tejido meristemático hasta ocasionar su muerte. Dada la importancia de la enfermedad, en 1995 Cenipalma publicó un boletín técnico cuyos objetivos fueron dar a conocer la enfermedad, su agente causal y propuestas para su manejo. Esta publicación fue muy útil para las primeras jornadas de erradicación de palmas enfermas y manejo preventivo. Sin embargo, en los últimos años la enfermedad ha tenido un resurgimiento inusitado, lo que sumado al olvido de las prácticas de manejo ya establecidas y a la rotación del personal de las plantaciones, hace necesario retomar y actualizar los conocimientos sobre el manejo de la enfermedad.

## Importancia económica

En las Zonas Norte y Oriental se reportó la mayor incidencia de la enfermedad entre los años 1990 y 2003. En dicho período se registraron pérdidas acumuladas equivalentes a 18 y 450 hectáreas respectivamente, lo cual representa una tasa promedio de 0,1 y 4,2 casos de Anillo Rojo por hectárea por año para cada zona.

Según Ávila *et al.* (1997), al hacer un seguimiento entre 1992 y 1997 a un área de 29.500 hectáreas en la Zona Oriental, pudo contabilizarse la erradicación de 419,5 hectáreas por causa de la enfermedad, equivalentes al 1,42% del área cultivada en la zona en dicho período.

Sólo para ilustrar la importancia de la enfermedad, se registró en una plantación de la Zona Oriental que del total de palmas muertas entre 1992 y 2004, el 75% de ellas murieron por causa de esta enfermedad.

## ¿Cómo se identifica la enfermedad?

La enfermedad Anillo Rojo – Hoja corta presenta gran variedad de síntomas según la edad del cultivo y la severidad o el tiempo de infección que tenga la palma enferma. Así mismo, presenta variaciones en la expresión de los síntomas de acuerdo con las condiciones ambientales y de manejo del cultivo. Sin embargo, siempre presenta 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.

### Síntomas externos

La expresión de síntomas externos de Anillo Rojo – Hoja corta 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, tales como el acortamiento de las hojas provocado por la deficiencia de boro o por la Pudrición de Cogollo (Cuthbert 1993).

En los primeros estados de la enfermedad la palma afectada presenta una ligera clorosis de las hojas jóvenes y eventualmente algunos de sus folíolos presentan una «banda blanca» (Acosta 1987, López 1986). Posteriormente, se presenta un ligero acortamiento de la hoja uno, el cual continúa en la medida en que la palma emite nuevas hojas. Las hojas jóvenes 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 (Escobar 1987) (Figura 1).

Las palmas en este estado conservan un número adecuado de racimos con frutos de color y tamaño normales.

A medida que avanza la enfermedad se hace evidente el acortamiento de las hojas en los niveles 1, 9 y 17. Dicho acortamiento puede variar entre 20 y 30% de su tamaño normal, además sus folíolos son delgados y la distancia entre ellos es ligeramente más corta que lo normal (Figura 2).



Una hoja con banda blanca.



Palma con acortamiento de hojas jóvenes.

**Figura 1**



Una palma con síntomas de la enfermedad (agrupamiento de hojas jóvenes).



Hoja con acortamiento de distancia entre folíolos.

## Figura 2

En etapas intermedias la apariencia de los racimos es normal, pero se observa una ligera pérdida de brillo en los frutos (Calvache *et al.* 1995ab, López 1986, Acosta 1988). El acortamiento de hojas como síntoma de la enfermedad también ha sido descrito en Surinam, Brasil y Venezuela (Malagutti 1983, Van Hoof y Seinhorst 1962, Schuiling y Dinther 1981).

En estado avanzado de la enfermedad las flechas y hojas en todos los niveles foliares son cada vez más cortas (40 a 60% de la longitud de las normales) (Figura 3). Los folíolos muestran deformaciones y diferentes grados de necrosis, suberización del raquis, los cuales pueden eventualmente formar muñones.



Palma con síntomas avanzados de la enfermedad, hojas en forma de muñones.

## Figura 3

En algunas ocasiones, el nivel inferior conserva hojas largas secas o en muy mal estado, las cuales se quiebran cerca al estípote y cuelgan de la corona de la palma. En esta etapa avanzada las palmas generalmente son improductivas por aborto de sus inflorescencias, pero algunas pueden presentar racimos podridos o con frutos pequeños y sin brillo (Acosta 1988, López 1986, Chinchilla 1992, Calvache *et al.* 1995) (Figura 4).

### Síntomas internos

La presencia y desarrollo de síntomas internos en el estípote no están relacionados con el sitio de entrada del nematodo ni directamente asociado con el desarrollo de síntomas externos de la enfermedad (Calvache *et al.* 1995).

Los síntomas iniciales más fáciles de observar son unos pequeños puntos de color salmón claro y de apariencia aceitosa, los cuales se hallan en la base del peciolo de las hojas más próximas a los racimos (López 1986, Calvache *et al.* 1995). Con el avance de la enfermedad dichos puntos forman manchas clara-



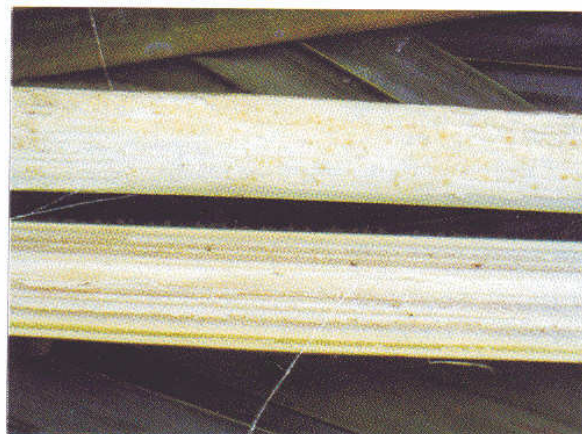
Palma con síntomas avanzados de la enfermedad, hojas quebradas.

**Figura 4**

mente definidas que evolucionan hasta formar áreas de tejido necrótico que eventualmente pueden extenderse a lo largo del raquis de dichas hojas. (Calvache *et al.* 1995) (Figura 5).



Corte transversal de una hoja.



Corte longitudinal del ráquis de la hoja.

**Figura 5. Puntos color salmón como síntomas iniciales del Anillo Rojo**

En algunas ocasiones, especialmente en palma joven de la Zona Oriental, se presenta una pudrición seca e inodora que compromete todas las flechas y eventualmente los folíolos lucen completamente suberizados (Escobar 1983, Calvache *et al.* 1995a) (Figura 6).



Bases de flechas podridas.



Flechas y hojas nuevas suberizadas.

### Figura 6

A nivel de las inflorescencias en formación, en los primeros estados de la enfermedad se observan normales, pero algunas pueden presentar un ligero cambio de color en la base de las espatas que puede ser crema o salmón; al avanzar la enfermedad dicha condición evoluciona hasta formar un tejido suberizado en los bordes de las espatas y, finalmente, en palmas avanzadas dichas inflorescencias se presentan completamente dañadas (Calvache *et al.* 1995a).



Estípites de palma con tejido necrosado en forma de anillos.

### Figura 7

En la zona de crecimiento los síntomas iniciales se caracterizan por la aparición de puntos de color salmón claro, entre 10 y 20 centímetros por debajo del meristemo, los cuales aumentan en número e intensidad de color a medida que avanza la enfermedad, estado en el cual se observan una serie de puntos dispersos de color salmón en el estípite e incluso un delgado anillo de color marrón (Calvache *et al.* 1995a).

En estados avanzados de la enfermedad, el tejido del estípite presenta necrosis y

ya es posible observar uno o más anillos concéntricos o pequeñas manchas necróticas sin un patrón de distribución definido (Chinchilla 1987, López 1986, Calvache *et al.* 1995a) (Figura 7). Con frecuencia se presenta pudrición húmeda de los tejidos al interior del anillo marrón (Calvache *et al.* 1995a) (Figura 8).



Estípites con tejido podrido y húmedo en el centro del anillo.

## Figura 8

## Agente causal de la enfermedad

La enfermedad Anillo Rojo – Hoja corta es causada por el nematodo *B. cocophilus* de la familia Aphelenchidae (Gerber y Giblin Davis 1990, Cuthbert 1991).

## Características del nematodo

Este nematodo se caracteriza por ser muy delgado y largo; tanto los machos como las hembras pueden medir hasta un milímetro (Figura 9). Es de tipo gregario, posee movimiento rápido pero delicado y se considera como parásito obligado. Tiene cabeza redonda, un poco más delgada que el cuerpo; su boca es una «aguja» o estilete que mide aproximadamente 15 micras de largo y las glándulas del esófago son pequeñas y angostas. La cola de los estados juveniles termina en una punta estrecha; las hembras la mantienen extendida y los machos la enroscan hacia el vientre (Griffith 1968).

Nematodo *B. cocophilus*.

## Figura 9

El ciclo de vida es de nueve a diez días, siendo éste el más corto registrado para un nematodo fitoparásito. Pasa por el estado de huevo, cuatro estados juveniles y adulto, siendo infectivo sólo el tercer estado juvenil (Griffith 1968, Schuiling y Dinther 1981).

### Sobrevivencia del nematodo

El nematodo se multiplica y cumple todo su ciclo biológico dentro de la palma de aceite, coco u otras especies de palmas nativas y cabe destacar que no se multiplica dentro de los insectos diseminadores, pero sobrevive a su metamorfosis (Griffith 1968).

Los estados juveniles son muy susceptibles a la deshidratación, sin embargo soportan temperaturas entre 4 y 6°C, que sólo los inmoviliza, además toleran un rango de pH entre 2,7 y 8,1 (Griffith 1968).

La forma más persistente del nematodo es el tercer estado juvenil y como tal sobrevive por más de tres meses en porciones grandes de tejido en descomposición, tiempo en el cual puede ser adquirido por adultos o larvas de los insectos vectores (Calvahe *et al.* 1995a).

### Distribución del nematodo en palmas enfermas

Antes de aparecer los primeros síntomas externos de la enfermedad los nematodos ya se encuentran en las inflorescencias en formación y en aquellas ubicadas en los niveles foliares 1, 9 y 17. En estas palmas la mayor concentración de nematodos se detecta en las espatas de los primordios florales y posteriormente en la base de las flechas (Calvache *et al.* 1994, 1995ab, Mora *et al.* 1994).

Cuando aparecen los síntomas internos de la enfermedad (manchas color salmón), los nematodos se concentran en la base de las flechas cerca al meristemo y en menor proporción en la base de las axilas de hojas jóvenes, en el pedúnculo de las inflorescencias y dentro del pecíolo y raquis de hojas viejas que presentan manchas de color salmón y apariencia aceitosa (Guevara y Nieto 1995). Mientras tanto, la

población de nematodos en el estípite es significativamente baja, pero ocasionalmente se pueden detectar en la periferia del anillo marrón o en las raíces (Calvache *et al.* 1995a).

## Diseminación del nematodo

La diseminación del nematodo *B. cocophilus* sólo ocurre a través de insectos (Griffith 1968) y los puntos de entrada preferidos por el nematodo son los cortes de hojas y heridas en la palma ocasionadas durante la cosecha o la poda (Calvache *et al.* 1995a). El principal insecto diseminador del nematodo es *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae); no obstante, otras especies de curculionidos como *Metamasius hemipterus* L., *Dynamis borassi* L. y *Limnobaris calandriiformis* Champion se han registrado como portadores del nematodo (Mora *et al.* 1994, Hagley 1964), pero no se ha evidenciado su papel como vectores (Calvache *et al.* 1995ab). De otra parte, las pruebas realizadas para verificar si hay diseminación a través del agua o suelo han sido negativas.

## Especies de insectos portadoras del nematodo

### *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae)

Esta especie es considerada como el principal, y para muchos, como el único vector del nematodo *B. cocophilus* (Griffith 1987, Chinchilla 1988, 1992); sin embargo, los trabajos de Cenipalma y los registros de algunas plantaciones de la Zona Oriental no han mostrado correlación alguna entre la población capturada de *R. palmarum* y la incidencia de la enfermedad (Mora *et al.* 1994). Por su parte, en Centroamérica (Chinchilla 1992), se considera que aunque no parece existir mayor duda sobre el papel de este picudo en la diseminación de la enfermedad, no necesariamente existe relación entre el nivel de su población y la incidencia de la enfermedad (Figura 10).

Este insecto se ha registrado en todas las zonas productoras de palma en Colombia y los porcentajes de la población portadora varían de una zona a otra. El insecto adquiere los nematodos durante su estado larval mientras se desarrolla en tejidos contaminados (Escobar 1987, Calvache *et al.* 1995a) y luego, cuando llegan a su estado adulto son atraídos por el tejido expuesto en las heridas o cortes de hojas y si el adulto del



Estado adulto.



Estado de larva.

**Figura 10. *R. palmarum***

insecto esta contaminado puede inocular e infectar la palma al alimentarse u ovipositar en los tejidos expuestos (Hagley 1963, Blair 1970, Griffith 1978, Schuiling y Dinther 1981, Chinchilla 1992).

Además de ser el principal diseminador de nematodos causantes de Anillo Rojo – Hoja corta, *R. palmarum* es considerado una plaga directa del cultivo por su asociación con la enfermedad Pudrición de Cogollo, ya que los tejidos fermentados por la enfermedad atraen a los adultos, los cuales se alimentan, ovipositan y reproducen, en tal número que llegan a ocasionar la muerte de la palma, situación que también se ha reportado en coco (Griffith 1978, 1987, Chinchilla 1988, Acosta 1991, Sánchez - Potes 1987).

### ***Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera: Curculionidae)**

Otra especie de insecto relacionada con la enfermedad es *M. hemipterus* (Figura 11), especie que está ampliamente distribuida en las zonas palmeras del país; en la Zona Oriental su población es hasta cinco y seis veces mayor que la de *R. palmarum* (Mora *et al.* 1994, Calvache *et al.* 1994). *M. hemipterus* también llega a la palma atraído por los fermentos del tejido expuesto. Los estados de larva y pupa se desarrollan en las bases peciolares adheridas a la palma o en los raquis de las hojas dispuestas en las «paleras». La mayor concentración de adultos se presenta entre las 24 y 72 horas después del corte de las hojas de la cosecha o la poda, aunque pueden permanecer sobre ellos hasta 14 ó 16 días después (Calvache *et al.* 1994).



Adulto del *M. hemipterus* en la base de una hoja podada.

**Figura 11**

### ***Dynamis borassi* L. (Coleoptera: Curculionidae)**

Es una especie muy parecida a *R. palmarum*, se ha registrado en la Zona Oriental y Occidental (Tumaco) pero sólo se ha reportado como portadora de *B. cocophilus* en Tumaco; sus poblaciones en esta zona son tan altas como las de *R. palmarum* (Calvache *et al.* 1995a).

### ***Limnobaris calandriiformis* Champion (Coleoptera: Curculionidae)**

Esta especie se encuentra ampliamente distribuida en la palma de aceite en Colombia. También llega a las heridas inmediatamente después del corte de las hojas. Se ha encontrado como portadora únicamente en Tumaco (Zona Occidental) (Calvache *et al.* 1995a).

## Manejo

### ¿Cómo manejar la enfermedad?

Las prácticas de manejo para prevenir el incremento de la incidencia y la formación de focos de la enfermedad consisten en:

- Inspecciones de campo periódicas para detectar en forma oportuna las palmas enfermas mediante diagnóstico de síntomas externos iniciales.
- Erradicación oportuna de palmas enfermas.
- Manejo de desechos de poda y cosecha o prácticas agronómicas.
- Monitoreo de poblaciones de los insectos diseminadores.

### Inspecciones para detección de palmas enfermas

Es necesario hacer una inspección mensual del estado fitosanitario de la plantación mediante la observación detallada de todas las palmas de cada lote del cultivo con el fin de localizar aquellas con los síntomas característicos de la enfermedad Anillo Rojo - Hoja corta (Rochat 1990, Morales y Chinchilla 1990, Oeshlschlaer *et al.* 1992).

Para comprobar que se trata de la enfermedad es necesario verificar la presencia de *B. cocophilus*, lo cual se logra mediante el análisis en laboratorio de tejidos de las palmas que manifiesten los síntomas típicos de la enfermedad.

***Para el manejo de la enfermedad Anillo Rojo - Hoja corta es fundamental tener en cuenta que se trata de una enfermedad de carácter letal.***

***No hay producto químico ni biológico que cure la enfermedad; su manejo debe ser preventivo y no curativo.***

***Por otra parte, la aplicación de nematicidas no elimina totalmente la población de nematodos dentro de ella y por consiguiente no controla la enfermedad.***

***Aparentemente hay una recuperación inicial de las palmas enfermas, pero luego decaen y continúa el problema con todos los riesgos que implica dejar palmas enfermas en el lote como fuente de infección para las palmas sanas (Mora et al. 1995).***

## Erradicación de palmas enfermas

En el proceso evolutivo de la enfermedad, una palma enferma dentro de un lote puede constituirse en el inicio de un foco de Anillo Rojo – Hoja corta. No debe olvidarse que hay insectos muy eficientes como diseminadores del nematodo y que éste soporta condiciones difíciles, tanto en el insecto como en los tejidos de la palma. Adicionalmente, el corte rutinario de hojas se suma al conjunto de factores que facilitan la dispersión rápida de la enfermedad en una plantación. Por tanto, deben tomarse medidas drásticas como la erradicación de las palmas con síntomas iniciales de la enfermedad y que previamente se les haya diagnosticado la presencia del nemátodo. A continuación se presentan tres alternativas para erradicar las palmas.

### Erradicación con palín

Consiste en cortar el sistema radical en contorno lo más cerca al bulbo de la palma hasta provocar su caída, se cortan todas las hojas y se amontonan junto al estípote (Figura 12). Este método ofrece una menor exposición de tejido a la acción de los insectos y por consiguiente un menor riesgo de diseminación de los nematodos, sin embargo, debe complementarse con la aspersión periódica de un insecticida sugerido por un agrónomo.

### Erradicación con motosierra

Consiste en hacer un corte con motosierra lo más próximo a su base, con el fin de acelerar la descomposición del pequeño tronco remanente y reducir el riesgo de que se reproduzcan allí los insectos diseminadores (Figura 13). Al igual que en el caso anterior, las hojas y desechos de la erradicación se amontonan junto al estípote y se asperjan con el insecticida.

### Erradicación con herbicidas

Consiste en aplicar un herbicida sistémico mediante la inyección del producto al estípote (Figura 14). Para evitar la reproducción de los insectos diseminadores del nematodo mientras estén frescos los tejidos de la palma erradicada,



Cortando el anclaje de la palma.



Hojas amontonadas cerca del estípote.

## Figura 12. Erradicación de palmas desde la raíz



Erradicación de palmas con motosierra.

## Figura 13

se debe aplicar un volumen de 20 cc de un insecticida sistémico como el monocrotopos, por lo menos dos días antes de aplicar el herbicida.

Cuando se aplique el insecticida o el herbicida se debe tener el cuidado de que los orificios se hagan sobre tejido funcional para que la aplicación sea eficaz, esto se puede verificar observando que el tejido que se saca al hacer el orificio esté sano, es decir, de color crema.



Erradicación de palmas mediante aplicación de herbicidas.

**Figura 14**

### **Monitoreo de insectos diseminadores**

Otra de las prácticas para el control del Anillo Rojo – Hoja corta es el seguimiento de la dinámica poblacional de los insectos diseminadores para ver si son portadores del nematodo *B. cocophilus*; esto se logra mediante la captura de adultos en trampas y la verificación del carácter portador del nematodo se hace en el laboratorio.

*Sin importar el método que se use para erradicar la palma enferma, lo fundamental es evitar que los trozos de tejido del estípote u otra parte de la palma queden expuestos a los insectos diseminadores.*

*Por ello es necesario aplicar un insecticida en dichos tejidos, en el área del cogollo y en los desechos de la palma erradicada por lo menos cada tres días hasta verificar que no son atractivos para estos insectos.*

*También es recomendable asperjar todo el material erradicado con un fungicida protectante con base en Carboxin más Thiram antes de la aspersión con el insecticida para disminuir el riesgo de que en dichos tejidos se establezcan hongos como *Thielaviopsis* sp.; especialmente en aquellas zonas de alta influencia de Pudrición del Cogollo (PC).*

## Captura de *R. palmarum* como estrategia de control

La utilización de trampas como un sistema de control es una técnica para disminuir poblaciones de diseminadores pero nunca para eliminarlas. Para una eficiente captura de *R. palmarum* se debe tener el cuidado de usar el atrayente y la trampa adecuada, la ubicación correcta de la trampa en el sitio y su distribución en el área de la plantación (Rochat 1990, Morales y Chinchilla 1990, Oeshlschlaer *et al.* 1992, Calvache *et al.* 1995a).

### Atrayentes

El atrayente más efectivo para *R. palmarum* son trozos de caña de azúcar mezclados con una solución de melaza y agua en una proporción de 1:1:3, ó 1:1:2 (Calvache *et al.* 1995a) por ejemplo:

**1 kilogramo de trozos de estípite: 1 litro de melaza: 3 litros de agua**

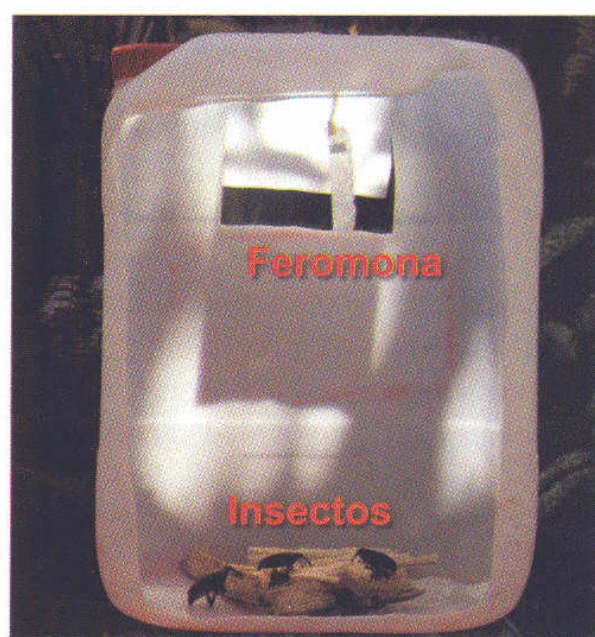
Esta proporción garantiza la fermentación de los tejidos vegetales y la atracción de insectos durante 15 días en promedio. Para incrementar el número de insectos capturados se utiliza la feromona de agregación sintética que atrae *R. palmarum* y eleva las capturas entre cinco y siete veces.

### Tipo de trampa

La trampa como tal es el complemento del atrayente en la captura del insecto y, por lo tanto, su diseño conduce a lograr la mayor captura de insectos al menor costo y con el



Proporciones de la altura para diseño de ventanas.



Trampa con insectos y la feromona en su interior.

**Figura 15. Trampas para captura de *R. palmarum***

menor deterioro ambiental. La trampa más efectiva por el número de insectos capturados ha sido la de tipo cerrado con dos aberturas supero - laterales (8 x 12 cm), tal como se muestra en la figura 15. Este tipo de trampa no requiere de la adición de insecticidas ya que una vez ingresa el *R. palmarum* en su interior, no puede fugarse.

## Sitio para localizar las trampas

La mayor captura de insectos ocurre en las trampas ubicadas en el suelo y debajo de las paleras (Figura 16) ya que allí están más protegidas y el efecto atrayente es mayor, especialmente en zonas donde la temperatura ambiental es alta y la humedad relativa baja.

## Distribución de las trampas en el cultivo

Los resultados experimentales obtenidos por Cenipalma con dichas trampas, sugieren colocar una trampa cada 400 metros; al aumentar el número de trampas por superficie se disminuye la eficiencia por trampa. Otro sitio sugerido para colocar las trampas es en las franjas de vegetación nativa que bordean los lotes (Ramírez *et al.* 2000).

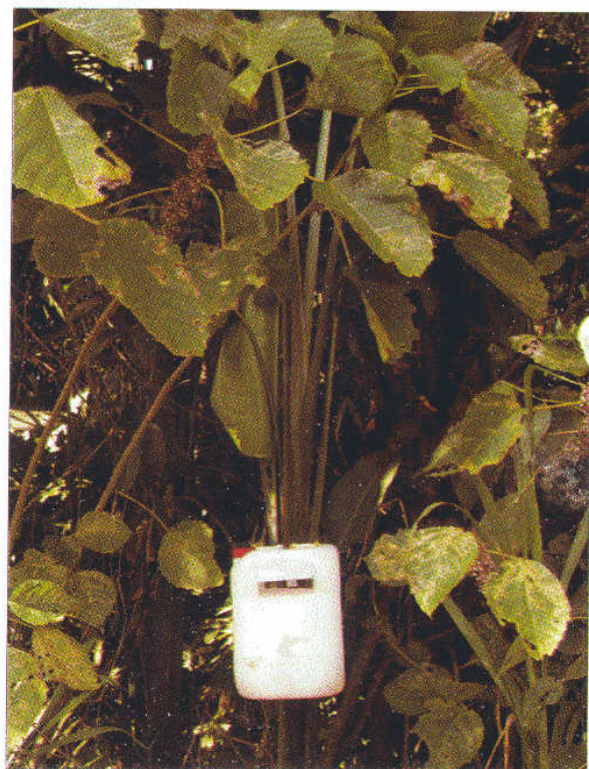
Para localizar las trampas en los lotes, la mejor recomendación es situarlas en la periferia de la plantación, de tal manera que atraiga hacia dichos sitios los insectos que frecuentan los lotes de la plantación y que, a su vez, se convierta en una barrera que impida el ingreso de los que se encuentren en la vegetación nativa colindante o en cultivos aledaños (Chávez 1994).

En estas circunstancias, es recomendable distribuir las trampas a lo largo de las vías periféricas para agilizar la colección, el registro de la población capturada y la renovación del atrayente (Figura 17).



Trampa colocada bajo palera o arrume de hojas.

**Figura 16**



Trampa colocada en la periferia de un lote.

**Figura 17**

En grandes extensiones de cultivo, además de los linderos, se deben preferir las zonas de bosque protectores de quebradas y ríos internos en lugar de las vías internas entre lotes o dentro de dichos lotes.

En los dos casos las trampas deben colocarse de tal manera que los insectos sean atraídos por ellas y para eso es importante saber que los insectos vuelan en el sentido contrario a la dirección del viento (Calvache *et al.* 1995a).

## **Técnicas de campo y laboratorio para el análisis de muestras**

### **¿Cómo tomar muestras en palmas enfermas para diagnosticar la presencia de *B. cocophilus*?**

Si se trata de palmas con síntomas iniciales de la enfermedad, tome las muestras de la parte de la palma donde existe la mayor concentración, es decir, en las espatas de los primordios florales, la base de las flechas o incluso en la base de las inflorescencias de los niveles 1, 9 y 17. Si se trata de palmas con síntomas avanzados, tome la muestra en la base de las flechas cerca al meristemo; una menor proporción de nematodos se encuentran en la base de las axilas de hojas jóvenes, en el pedúnculo de las inflorescencias y dentro del pecíolo y raquis de hojas viejas con manchas de color salmón y apariencia aceitosa.

Para tomar muestras de la base de las flechas y cerca al meristemo apical en una palma sospechosa sin erradicar, proceda de la siguiente forma:

- Ubíquese en el nivel superior del dosel de la palma a muestrear.
- Con el palín remueva entre 4 y 6 hojas localizadas inmediatamente debajo de las flechas.
- A la altura de las hojas removidas y con la ayuda del palín haga un corte transversal en el estípite y remueva las flechas.
- De la base de las flechas removidas tome una muestra de más o menos 500 gramos de tejido, deposítela en una bolsa plástica, identifíquela con la fecha, número de lote, línea, palma, sitio muestreado en la palma y colóquela dentro de un recipiente de icopor.
- Tome una muestra de tejido próxima al meristemo con el mismo peso e identifíquela de igual forma que en el paso anterior.
- Perfíle el corte hecho en el estípite hasta lograr una superficie lisa e inclinada 45° con el eje del estípite para evitar la acumulación de agua en los cortes, luego

asperje con una mezcla de fungicida e insecticida el tejido expuesto. Finalmente desinfecte las herramientas con hipoclorito.

- Lleve las muestras al laboratorio y analícelas en lo posible el mismo día, siguiendo para ello el procedimiento descrito a continuación.
- Cuando la palma se ha erradicado y se quiere confirmar la presencia *B. cocophilus*, además de las muestras anteriores se aconseja incluir muestras de los demás sitios de concentración del nematodo.

## **Colección de insectos en campo para diagnóstico de la presencia del nematodo *B. cocophilus***

Para asegurar la calidad de los resultados de la evaluación en el laboratorio proceda de la siguiente forma:

- Utilice trampas sin insecticidas según la distribución ya referida.
- Extraiga en recipientes limpios individuales los insectos capturados e identifíquelos indicando fecha, sitio de captura y numeración de la trampa.

***No colecciona ni envíe  
insectos muertos ni  
provenientes de trampas  
con insecticidas.***

- Traslade las muestras al laboratorio para ser analizadas dentro de las 24 horas posteriores a su captura; si los insectos van a permanecer más tiempo en los recipientes plásticos, coloque adentro trozos de caña o palma para que se alimenten y manténgalos en un sitio fresco y ventilado.

## **Procedimientos de laboratorio para la extracción y cuantificación de nematodos procedentes de muestras de campo**

### **¿Cómo realizar la extracción de nematodos de tejido vegetal?**

Hay dos métodos para extraer nematodos del tejido de palmas sospechosas:

#### **Método del lavado (Calvache *et al.* 1995a)**

- Tome cada una de las muestras tanto de flechas como de inflorescencias o meristemo y lávelas con agua destilada sobre un recipiente plástico.
- Recoja con cuidado la suspensión del recipiente, puesto que allí se encuentran los nematodos.
- Pase cuidadosamente dicha suspensión por tamices Oostembrik de 100, 200 y

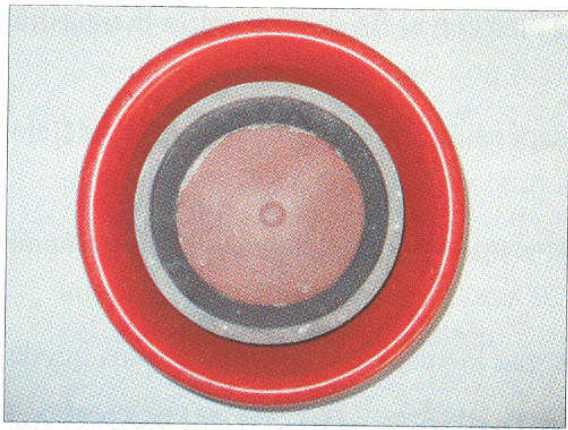
400 mesh colocados en orden uno sobre el otro con el fin de concentrar la muestra de nematodos.

- Si no se tienen los tamices, vierta la suspensión en un vaso plástico y déjela decantar.
- Cada hora retire un poco de agua de la parte superior de la suspensión y la restante déjela reposar nuevamente.
- Repita el paso anterior varias veces hasta que la suspensión de nematodos quede reducida a 10 ml.
- Agite en forma manual dicha suspensión y deposítela en una caja de Petri de 4 cm de diámetro.
- Observe la suspensión al estereomicroscopio con mínimo 40 aumentos. Ilumine el campo de observación por la cara inferior.
- Identifique y cuantifique los nematodos *B. cocophilus* y calcule su concentración como se indica más adelante.

### **Método del picado**

Además del lavado que se hace para colectar los nematodos superficiales, las muestras se pican finamente para extraer los nematodos situados dentro del tejido, para ello proceda de la siguiente manera:

- Pese 200 gramos de tejido de cada una de las muestras y píquelos finamente teniendo cuidado de no mezclar las muestras.
- Dentro de un plato de decantación coloque un tamiz construido con tubo de PVC tal como se ve en la figura 18.
- Coloque el tejido picado sobre un tamiz y márkelos con la información de cada uno de ellos.
- Agregue agua destilada en los platos de decantación de modo que sólo se humedezca la picadura y de ese modo lograr la separación de los nematodos endoparásitos (Figura 19).
- Deje los platos de decantación y los tamices sobre un estante en un sitio ventilado y fresco durante 18 a 24 horas.
- Transcurrido este tiempo levante el tamiz del plato y con la ayuda de un atomizador y agua destilada lave sobre el plato de decantación la base externa del tamiz.
- Recoja con cuidado la suspensión del plato y viértala en un vaso plástico de decantación (vaso desechable).



Plato de concentración de nematodos.

**Figura 18**



Plato de concentración de nematodos con tejido vegetal en proceso.

**Figura 19**

- Cada hora retire un poco de agua de la parte superior de la suspensión y la restante déjela reposar nuevamente.
- Repita el paso anterior varias veces hasta que la suspensión de nematodos quede reducida a 10 ml.
- Agite en forma manual dicha suspensión y deposítela en una caja de Petri de 4 cm de diámetro.
- Observe la suspensión al estereomicroscopio con mínimo 40 aumentos. Ilumine el campo de observación por la cara inferior.
- Identifique y cuantifique los nematodos *B. cocophilus* y calcule su concentración como se indica más adelante.

Esta técnica es la más apropiada cuando no se encuentran nematodos en la parte externa de los tejidos de flechas e inflorescencias, lo cual ocurre en la Zona Norte del país.

### **¿Cómo realizar la extracción de nematodos de *R. palmarum*?**

Para verificar la presencia del nematodo *B. cocophilus* en insectos capturados en las trampas respectivas proceda en el laboratorio siguiendo los mismos pasos descritos para la identificación y cuantificación de nematodos extraídos de tejido vegetal; sin embargo, para su extracción proceda de la siguiente forma:

- Verifique que los insectos a evaluar estén vivos y procedan de trampas que no hallan tenido insecticida entre sus componentes.
- Sacrifique cada insecto haciendo presión con un objeto contundente hasta provocar rompimiento de sus tejidos y la salida de hemolínfa.

- Ponga el insecto muerto sobre un tamiz hecho con un vaso desechable de 4 onzas recubierto con un pedazo de papel absorbente.
- Use un vaso desechable de igual tamaño como recipiente de decantación y ponga dentro de él el tamiz con el insecto muerto (Figura 20).
- Marque el recipiente de decantación con la información de cada muestra de insectos.
- Agregue agua destilada en los vasos de decantación de modo que sólo se humedezca el insecto y de ese modo lograr la separación de los nematodos.



Vaso desechable acondicionado como decantador de nematodos presentes en el insecto capturado en campo.

**Figura 20**

- Deje los tamices sobre un estante en un sitio ventilado y fresco durante 18 a 24 horas.
- Transcurrido este tiempo levante el tamiz del vaso de decantación y con la ayuda de un atomizador y agua destilada lave sobre el vaso de decantación la base externa del tamiz.
- Agite en forma manual dicha suspensión y deposítela en una caja de Petri de 4 cm de diámetro.
- Deje reposar las muestras por 10 minutos.
- Observe la suspensión al estereomicroscopio con mínimo 40 aumentos. Iluminar el campo de observación por la cara inferior.
- Identifique y cuantifique los nematodos *B. cocophilus* y calcule la población de nematodos por insecto como se indicó anteriormente.

### ¿Cómo identificar y cuantificar nematodos presentes en *R. palmarum* o tejido de palmas enfermas?

Para identificar el nematodo disponga de los siguientes materiales:

- Estereomicroscopio con aumento mínimo de 40X, provisto de una fuente de luz para iluminar el campo desde la cara inferior.
- Cajas de Petri.
- Clave para clasificación de nematodos.

Ya identificados los nematodos, para cuantificar su población en una muestra, proceda de la siguiente manera:

- Homogenice la suspensión de 10 ml mediante agitación manual hasta lograr una distribución uniforme de los nematodos y extraiga una muestra de 1 ml.
- Deposítela en una caja de Petri cuadrículada de 4 cm de diámetro.
- Observe la suspensión bajo el estereomicroscopio, cuente los nematodos cuadrícula por cuadrícula.
- Repita los pasos anteriores tres veces y haga un promedio de los tres conteos.
- Calcule la población total de nematodos mediante una regla de tres. Por ejemplo:

Volumen de muestra	10 ml
Alícuota	1 ml
Nematodos contados en la alícuota	50

$$\text{No. Nematodos} = \frac{\text{Volumen muestra} \times \text{Nematodos contados}}{\text{Alícuota}}$$

$$\text{Total nematodos en la muestra} = \frac{10 \text{ ml} \times 50 \text{ nematodos}}{1 \text{ ml}} = 500 \text{ nematodos}$$

## Bibliografía

- Acosta, A. 1991. Pudrición de Cogollo en palma de aceite: observaciones y manejo. *Palmas*, 12 (2): 49 - 54.
- \_\_\_\_\_. 1988. Avances y resultados en el control de Anillo Rojo. Palmas Oleaginosas del Magdalena. Padelma. Mimeografiado. 28p.
- \_\_\_\_\_. 1987. Técnicas de muestreo y reconocimiento de *Rhadinaphelenchus cocophilus* en palma de aceite. Palmeras de la Costa, Fedepalma. Primer Foro sobre Anillo Rojo en Palma de aceite. Santa Marta, 18p.
- Ávila, M.; Amézquita, M.; Calvo, F.; Cabrera, H.; Gómez, H. 1997. Manejo del Anillo Rojo – Hoja corta en plantaciones de los Llanos Orientales de Colombia. *En: Conferencia Internacional «Avances agronómicos de palma de aceite»*, Cartagena, Septiembre 1 - 2, 1997. Memorias Isopa – Cenipalma. p. 172 - 187.
- Blair, G. 1970. Studies on red ring disease of the coconut palm. *Oleagineux*, 25: 19 – 22.
- Calvache, H.; Guevara, LA.; Albañil, F. 1995a. Anillo Rojo – Hoja corta en palma de aceite. Fedepalma. *Boletín técnico* No. 9, 31 p.
- \_\_\_\_\_; Mora, T.; Guevara, L. 1995b. Anillo Rojo – Hoja corta en palma de aceite. Tecnología disponible en Colombia. *En: XI Conferencia Internacional sobre Palma de Aceite*. Barranquilla, junio 7 – 9, 1995. *Palmas*, 16 (Especial): 211 - 218.
- \_\_\_\_\_; Mejía, A.; Hernández, M.; Muñoz, J. 1994. Acción de *Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera:Curculionidae) en la diseminación del Anillo Rojo – Hoja corta. *Palmas* 15 (4): 17 – 22.
- Chávez, CA. 1994. Densidad y distribución de trampas para la captura de *Rhynchophorus palmarum*, bajo las condiciones del Casanare. Tesis ingeniero agrónomo. Universidad Nacional de Colombia, Seccional Palmira. 86 p.
- Chinchilla, CM. 1992. El síndrome de Anillo Rojo hoja pequeña en palma aceitera y cocotero. *Palmas*, 13 (1): 33 – 155.
- \_\_\_\_\_. 1990. The red ring - little leaf syndrome in oil palm and coconut palm. *ASD - Technical bulletin*, No. 1, January 1991, 17 p.
- \_\_\_\_\_. 1988. Enfermedades de la palma aceitera. ASD Costa Rica. Mimeografiado. 20p.
- \_\_\_\_\_. 1987. Cuatro enfermedades de palma aceitera potencialmente destructivas en Centroamérica. United Fruit Company. Palm Research Program. *Boletín Técnico* 1 (3): 53 - 62, San José de Costa Rica.

- Cuthbert, J. 1993. *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb) y la palma de aceite en los Llanos Orientales de Colombia. *Palmas* 14 (2): 23 - 44.
- \_\_\_\_\_. 1991. *Rhadinaphelenchus cocophilus* and oil palm in Colombia: A report on little leaf and red ring disease in the Colombian llanos. 39p.
- Escobar. 1983. Reconocimiento e identificación de *Rhadinaphelenchus cocophilus* en plantaciones de palma africana en Shushunfindi, provincia de Napo, Ecuador. Fedepalma. Primer Foro sobre Anillo Rojo en palma aceitera. Santa Marta. 27p.
- \_\_\_\_\_. 1987. *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Goodey, 1960) agente causal del Anillo Rojo sintomatología y control. Universidad de Guayaquil. Ecuador. Mimeografiado. 15p.
- Fedepalma. 1988. Anillo Rojo en palma de aceite. *Boletín técnico* No. 4. Bogotá, 24p.
- Gerber, K.; Giblin Davis, RM. 1990. Association of the red ring nematode and other nematode species with the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum*. *Journal of nematology* 22 (2): 143 - 149.
- Griffith, R. 1988. Observaciones sobre Anillo Rojo y Marchitez Sorpresiva en palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 9 (2): 11 - 17.
- \_\_\_\_\_. 1987. Red ring disease of coconut palm. *Plant disease* 71: 193-196.
- \_\_\_\_\_. 1978. Epidemiology of the red ring disease of the coconut palm (*Cocos nucifera*) in Trinidad and Tobago. *Journal of the Agricultural Society of Trinidad and Tobago*, 78: 246-258.
- \_\_\_\_\_. 1968. A method of controlling red ring disease of coconuts. *Journal of the Agricultural Society of Trinidad and Tobago*, 67: 827-845.
- Griffith, R. 1968. The mechanism of transmission of the red ring nematode. *Journal of the Agricultural Society of Trinidad and Tobago*, 3: 149 - 159.
- Guevara, L.; Nieto, L. 1995. Nematodos asociados con palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) afectadas con Pudrición de Cogollo. *Palmas*, 20 (1):93 - 99.
- Hagley, EA. 1964. Role of insects as vectors of Red Ring disease. *Nature*, 20 (1): 905 - 906.
- \_\_\_\_\_. 1963. The Role of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum*, as vector of Red Ring Disease of coconuts. I. Results of preliminary investigations. *Journal of Economic Entomology*, 56 (3): 375 - 380.
- López, G. 1986. Informe de visita a plantaciones de palma africana en la Costa Atlántica de Colombia. Fedepalma. Mimeografiado, 9p.

- Malagutti, G. 1983. Pudrición de cogollo de la palma de aceite africana (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Venezuela. *Agronomía Tropical* (Venezuela), 3: 13 - 31.
- Mora, S.; Calvache, H.; Guerrero, J. 1995. Control químico del nematodo *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb) Goodey en palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq). *Palmas*, 16 (2): 9 - 15.
- Mora, S.; Calvache, H. 1994. Evaluación del control químico de *Rhadinaphelenchus cocophilus*, agente causal del Anillo Rojo – Hoja corta. XX Congreso Nacional de la Asociación Colombiana de Fitopatología. Santafé de Bogotá. Resúmenes.
- Mora, S.; Calvache, H.; Ávila, M. 1994. Diseminación de *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb) Goodey, Agente causal del Anillo Rojo – Hoja corta de la palma de aceite. *Palmas*, 15 (1): 15 - 27.
- Morales, J.; Chinchilla, C. 1990. Picudo de la palma y enfermedad del Anillo Rojo - hoja pequeña en una plantación comercial en Costa Rica. *Turrialba*, 40 (4): 478 - 485.
- Oehlschlager, CA.; Chinchilla, CM.; González, M. 1992. Management of the American palm weevil (*Rhynchophorus palmarum*) and the red ring disease in oil palm and pheromone based trapping. *ASD - Oil Palm Paper*, 5: 15 - 23.
- Ramírez, F.; Calvache, H.; Mora, S. 2000. Comportamiento de las poblaciones de *Rhynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* (L.) en una plantación de palma de aceite. *Palmas*, 21 (1): 9 - 18.
- Rochat D. 1990. *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera, Curculionidae): Nuevos datos sobre el comportamiento del insecto y su control por trampeo olfativo. Perspectivas. *Palmas*, 11 (1): 69 - 79.
- Sánchez - Potes, A. 1965. El Anillo Rojo de la palma africana y del cocotero en Colombia. En: Enfermedades de las plantas oleaginosas en Colombia. *Informes técnicos Instituto de Fomento Algodonero*: 9-11.
- \_\_\_\_\_. 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.
- Schuiling, M.; Dinther, J. 1981. Red ring disease in the Paricatuba oil palm estate, Para, Brazil. *Zeitschrift fur Angewandte Entomologie*, 91: 154-169.
- Van Hoof, HA.; Seinhorst, J. W. 1962. *Rhadinaphelenchus cocophilus* associated with the little leaf of coconut and oil palm. *Tijdschrift over Plankenziekien* (Holanda), 68: 251 - 256.

## Colección Boletines Técnicos Fedepalma - Cenipalma

- No. 1** Reconozca usted la Marchitez Sorpresiva. 1ª edición. Enero 1986
- No. 2** El gusano canasta. *Oiketicus Kirbyi* Guild. Enero 1987
- No. 2A** Importancia de la adecuada capacidad de almacenamiento de aceite de palma. 1ª edición. 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 edición. 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 edición. Septiembre 1990
- No. 8** Mancha Anular de la palma africana. Febrero 1991
- No. 9** Anillo Rojo hoja corta en palma de aceite. 1ª edición: Abril 1995.  
2ª edición: 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 muestreo foliar y de suelos en cultivos de palma de aceite. 1ª edición: Mayo 1998. 2ª edición: Diciembre 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 anormales de palma de aceite en viveros. 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

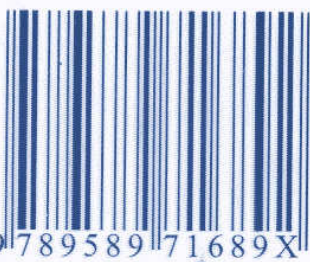
## ¿Qué es Cenipalma?

El Centro de Investigación en Palma de Aceite – Cenipalma, fue creado por la Federación Nacional de Cultivadores de Palma de Aceite – Fedepalma, inició actividades en enero de 1991 y de él son miembros los afiliados de la Federación. Tienen como objetivo primordial, buscar, de manera sostenible y con enfoque prospectivo, la mayor eficiencia productiva de la Agroindustria de la Palma de Aceite, en los ámbitos nacional e internacional, atendiendo las necesidades y demandas de los productores en forma equitativa.

Los principios que rigen la política de investigación de Cenipalma son: la eficiencia, la equidad, la sostenibilidad, el pragmatismo, el contenido social y económico, la integralidad, la interdisciplinariedad, la apertura, la concertación, la gremialidad y la cooperación.

Estos principios van acompañados de condicionantes para la estructura institucional del Centro como los siguientes: desarrollar investigación y transferencia productivas; mantener una dimensión adecuada de la institución; participar en esquemas virtuales de investigación; ser flexible y dinámico; conservar una estructura plana y descentralizada; institucionalizar la planificación, el seguimiento y la evaluación; interiorizar el concepto de proyecto como unidad de gestión técnica y administrativa; y practicar la concertación.

ISBN:958-97168-9-X



9 789589 71689 X

Cenipalma Calle 21 No. 42C - 47. PBX 208 86 60 Fax: 368 11 52  
E-mail: bogota@cenipalma.org - Bogotá D.C. - Colombia