



**Corpoica**

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria

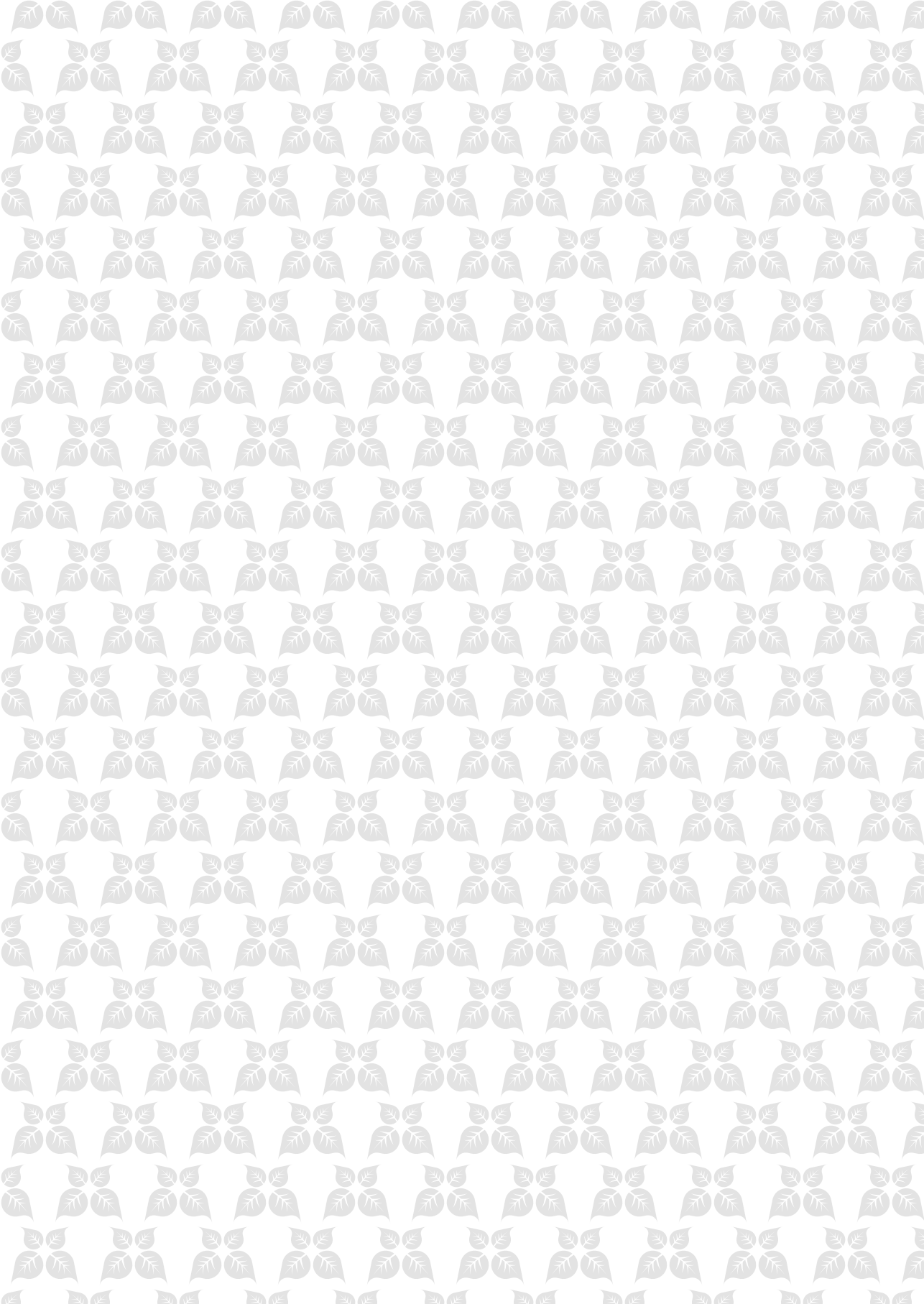
[www.corpoica.org.co](http://www.corpoica.org.co)




## **Manual de cría del picudo negro de las palmas, *Rhynchophorus palmarum***











**Manual de cría del picudo  
negro de las palmas,  
*Rhynchophorus palmarum***

**Bernhard Leo Lohr**

**Mosquera, Colombia 2016**

Lohr, Bernhard Leo

Manual de cría del picudo negro de las palmas, *Rhynchophorus palmarum*. / Bernhard Leo Lohr.  
-- Mosquera (Colombia) : Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), 2016.

62 páginas : ilustraciones

Incluye referencias bibliográficas

ISBN (e): 978-958-740-228-5

1. *Rhynchophorus palmarum* 2. Cocos nucifera 3. Control de plagas 4. Larvas.

**Palabras clave normalizadas según Tesauro Multilingüe de Agricultura Agrovoc**

Catalogación en la publicación – Biblioteca Agropecuaria de Colombia

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria  
Corpoica  
Centro de Investigación Palmira, diagonal a la intersección de la  
carrera 36A con calle 23, Palmira, Valle del Cauca. Código postal:  
763533, Colombia

Esta publicación es resultado del proyecto 740, Desarrollo de alter-  
nativas para el control biológico del picudo negro, *Rhynchophorus*  
*palmarum*, insecto plaga de cocotero, palma de aceite y chontaduro,  
de la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.

Preparación editorial  
Editorial Corpoica  
editorial.corpoica@corpoica.org.co  
Editora: Liliana Gaona García  
Corrección de estilo: Edwin Daniel Algarra Suárez  
Diseño: Oficina Asesora de Comunicaciones, Identidad y Relaciones  
Corporativas, Corpoica  
Diagramación: Studio Swamp s.a.s.

Citación sugerida: Lohr BL. 2016. Manual de cría del picudo negro  
de las palmas, *Rhynchophorus palmarum*. Mosquera, Colombia:  
[Corpoica] Corporación Colombiana de Investigación Científica.

Cláusula de responsabilidad: Corpoica no es responsable de  
las opiniones e información recogidas en el presente texto. Los  
autores asumen de manera exclusiva y plena toda responsabilidad  
sobre su contenido, ya sea este propio o de terceros, declarando en  
este último supuesto que cuentan con la debida autorización de  
terceros para su publicación; igualmente, declaran que no existe  
conflicto de interés alguno en relación con los resultados de la  
investigación propiedad de tales terceros. En consecuencia, los  
autores serán responsables civil, administrativa o penalmente,  
frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros relativa  
a los derechos de autor u otros derechos que se hubieran vulnerado  
como resultado de su contribución.

Línea de atención al cliente: 018000121515  
atencionalcliente@corpoica.org.co  
www.corpoica.org.co



[https://co.creativecommons.org/?page\\_id=13](https://co.creativecommons.org/?page_id=13)

# Contenido

<b>Agradecimientos</b>	<b>13</b>
<b>Presentación</b>	<b>15</b>
<b>Introducción</b>	<b>17</b>
<b>Capítulo I</b>	
<b>Biología de <i>Rhynchophorus palmarum</i></b>	<b>19</b>
Huevos	19
Larvas	22
Pupas	23
Adultos	25
Cómo distinguir machos y hembras	25
<b>Capítulo II</b>	
<b>Cría de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en laboratorio</b>	<b>27</b>
Recolección de adultos para iniciar la cría	27
Producción de huevos	28
Recolección de huevos	29
Eficiencia de producción de huevos	32
<b>Capítulo III</b>	
<b>Dietas</b>	<b>35</b>
Cría de larvas en dieta artificial	35
Desarrollo de dietas artificiales para la cría de <i>R. palmarum</i>	36

<b>Capítulo IV</b>	
<b>Proceso de cría</b>	<b>41</b>
Estados larvales	41
Formación de capullos	46
Emergencia de adultos	47
Uso de estados inmaduros para experimentación	49
Uso de larvas criadas en dieta para experimentación en palmas	49
<b>Conclusiones</b>	<b>53</b>
<b>El autor</b>	<b>55</b>
<b>Referencias</b>	<b>57</b>



## Lista de figuras

<b>Figura 1</b>	Huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> recién puesto	19
<b>Figura 2</b>	Huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en posición natural dentro de un hueco abierto por la hembra en un pedazo de caña de azúcar. Nótese el desarrollo del huevo (1) y el tapón que sella el orificio (2)	20
<b>Figura 3</b>	Corte transversal de un pecíolo de palma con perforaciones de alimentación (1) y oviposición con tapón (2) de <i>Rhynchophorus palmarum</i> . Nótese también el orificio con el tapón perforado (3) en un acto aparente de canibalismo de huevo por una hembra	20
<b>Figura 4</b>	Huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> a los dos días de postura con indicios claros de desarrollo (área traslúcida al extremo izquierdo)	21
<b>Figura 5</b>	Huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> con crecimiento negro en la superficie	21
<b>Figura 6</b>	Huevo de tres días de postura con las mandíbulas de la larva visibles (derecha)	22
<b>Figura 7</b>	Larva recién nacida de <i>Rhynchophorus palmarum</i>	23
<b>Figura 8</b>	Pupario de <i>Rhynchophorus palmarum</i> extraído de una palma	24
<b>Figura 9</b>	Capullo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en la superficie superior de una hoja de palma africana	24
<b>Figura 10</b>	Vista parcial de adultos de <i>Rhynchophorus palmarum</i>	25

<b>Figura 11</b>	Último segmento abdominal de <i>Rhynchophorus palmarum</i> vista lateral izquierda	<b>26</b>
<b>Figura 12</b>	Último segmento abdominal de <i>Rhynchophorus palmarum</i> , vista inferior	<b>26</b>
<b>Figura 13</b>	Último segmento abdominal de <i>Rhynchophorus palmarum</i> , vista dorsal	<b>26</b>
<b>Figura 14</b>	Trampa de feromona con caña de azúcar como cebo alimenticio, con una captura considerable de picudos de un día	<b>28</b>
<b>Figura 15</b>	Hembras de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en caja de cría, con rodajas de manzana	<b>29</b>
<b>Figura 16</b>	Huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en caja de cría, puesto encima de la piel de una rodaja de manzana	<b>30</b>
<b>Figura 17</b>	Recolección de huevos de <i>Rhynchophorus palmarum</i>	<b>31</b>
<b>Figura 18</b>	Huevos de <i>Rhynchophorus palmarum</i> recogidos de la caja de oviposición	<b>32</b>
<b>Figura 19</b>	Oviposición de <i>Rhynchophorus palmarum</i> en cautiverio	<b>33</b>
<b>Figura 20</b>	Porcentaje de eclosión de huevo de <i>Rhynchophorus palmarum</i> puestos en cautiverio	<b>33</b>
<b>Figura 21</b>	Apertura de hueco en la dieta para la inserción de una larva recién eclosionada	<b>41</b>
<b>Figura 22</b>	Introducción de una larva de primer estado en la dieta. Nótese el cuerpo crecido de la larva en relación con la cápsula cefálica; esta larva se debe haber comido una o dos otras larvas inmediatamente después de eclosionar	<b>42</b>

<b>Figura 23</b>	Recipiente con dieta listo para recibir larvas neonatas de <i>Rhynchophorus palmarum</i>	<b>43</b>
<b>Figura 24</b>	Recipiente con >60 larvas neonatas y microjaulas conformadas por pitillos de gran diámetro	<b>44</b>
<b>Figura 25</b>	Recipiente de 8 cm, con dieta de larva de <i>Rhynchophorus palmarum</i> de dos semanas de edad y alrededor de 3 g de peso	<b>45</b>
<b>Figura 26</b>	Recipiente de 15 cm, con dieta y larva de <i>Rhynchophorus palmarum</i> de cuatro semanas de edad y alrededor de 7 g de peso	<b>46</b>
<b>Figura 27</b>	Trozo de caña de azúcar con larva de <i>Rhynchophorus palmarum</i> . Nótese la parafina usada para sellar la caña y el aserrín producido por la larva en el orificio de inserción de la misma	<b>47</b>
<b>Figura 28</b>	Peso (en gramos) de larvas de <i>Rhynchophorus palmarum</i> criadas en dieta artificial y en caña de azúcar	<b>49</b>
<b>Figura 29</b>	Larva de <i>Rhynchophorus palmarum</i> procedente de dieta artificial después de transferida a pecíolo de palma de coco	<b>50</b>
<b>Figura 30</b>	Pecíolos de palma africana con larvas de <i>Rhynchophorus palmarum</i> , procedentes de la cría en dieta artificial	<b>51</b>
<b>Figura 31</b>	Aserrín producido por larvas de <i>Rhynchophorus palmarum</i> transferidas de dieta artificial a pecíolo de palma africana	<b>51</b>



## Lista de tablas

<b>Tabla 1</b>	Cuatro dietas artificiales para la cría de <i>R. palmarum</i> (cantidades para un litro de agua)	<b>36</b>
<b>Tabla 2</b>	Crecimiento de larvas de <i>R. palmarum</i> en dietas con suministro variable de vitaminas del complejo B	<b>38</b>
<b>Tabla 3</b>	Crecimiento del peso y de la cápsula cefálica de larvas de <i>R. palmarum</i> criadas en dieta artificial, con diferentes concentraciones de sal de Wesson	<b>39</b>





## Agradecimientos

Los trabajos presentados en este manual se llevaron a cabo en el Centro Internacional de Agricultura Tropical, ubicado en Palmira, bajo el convenio CIAT/Corpoica 2014, y financiado con recursos del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural de Colombia. Les agradezco a Alexander Brand Medina y Jackeline Gaviria por su apoyo y dedicación en las labores de campo e invernadero, y a Rodrigo Zúñiga por las fotos de las características sexuales de los adultos del picudo negro.





## Presentación

El presente manual de cría del picudo negro fue compilado bajo el convenio CIAT/Corpoica 2014, con la intención de facilitar el establecimiento de un proyecto de control biológico del picudo con moscas parasíticas del género *Billaea*. Estas moscas están ampliamente distribuidas en el estado de Bahía, Brasil, y con su introducción en Colombia se espera reducir la enfermedad del anillo rojo en las palmas de coco y aceite. Esta enfermedad es causada por el nematodo *Bursaphelenchus cocophilus*, transmitido a las palmas por el picudo negro. Para asegurar la importación del enemigo natural del picudo sin contratiempos y libre de riesgos, es necesario conducir un amplio programa de investigación biológica y ecológica en el lugar de origen. Este manual servirá como referencia para asegurar una producción continua y abundante de larvas de la plaga para realizar la investigación.

La información presentada en este documento es el resultado de las observaciones y experimentos exploratorios llevados a cabo en un periodo de tiempo de más de dos años. Debido a que la experimentación no fue un objetivo principal del proyecto en curso, no se contó con el financiamiento, espacio o mano de obra necesarios para realizar experimentos rigurosos; sin embargo, las observaciones proveen suficiente detalle para que cualquier persona pueda instalar y mantener una colonia viable de *Rhynchophorus palmarum*.

También es obvio que hay muchas actividades particulares que requieren mejoramiento, en particular, la producción de huevos, que sufre de varios problemas. La recolección de 500 huevos al día consume la mitad de un día laboral de una persona. Además, la tasa de eclosión en el presente sistema es muy insatisfactoria (<50 %, comparado con >80 % en condiciones naturales). Otro punto crítico es la sobrevivencia de larvas de primer estado en la dieta, que debe ser posible mejorar sustancialmente para recortar así el número de huevos necesarios para mantener una cría eficiente. El aprovechamiento



de dieta por las larvas también es muy bajo: para producir una gualpa de 9 g de peso a las cinco semanas, es necesario ofrecer 230 g de dieta, lo que resulta en un costo bastante elevado de la cría; sin embargo, se espera que esta información sirva de base para mejorar los procesos en un proyecto dedicado al tema.

La intención de este manual, aparte del manejo de la cría, es ofrecer soluciones para problemas metodológicos en la investigación de los enemigos naturales: su biología y ecología, así como para facilitar estudios de impacto después de la introducción a Colombia. Los problemas para estos estudios están relacionados con la inaccesibilidad de la corona de las palmas, donde la mayoría de los procesos a ser estudiados acontecen. Esto requiere el desarrollo de alternativas que permitan este tipo de estudios, sin comprometer la calidad de los resultados y sin tener que destruir las palmas.

## Introducción

El picudo americano de las palmas (PAP), *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae), es el insecto más dañino del cultivo de la palma de coco en muchas partes de América Latina y el Caribe (Lepesme 1947). Además de la palma de coco, ataca un gran número de palmas ornamentales cultivadas y silvestres. Fuera de ser plaga primaria, también es el vector más importante del nemátodo agente causal de anillo rojo (AR), *Bursaphelenchus cocophilus* Cobb. (Hagley 1963; Griffith 1968). Entre los dos (PAP y AR), han causado la muerte de cientos de miles de palmas, lo que genera grandes pérdidas económicas y, en consecuencia, afecta el bienestar de miles de agricultores en toda América Latina.

La situación es especialmente grave en plantaciones de coco, en la costa del Pacífico colombiano. La muerte de plantaciones enteras de palma de aceite por la pudrición de cogollo y la explotación de palmito (cosechado tanto de *Euterpe oleracea* Mart. como de *Bactris gasipaes* Kunth) han facilitado la multiplicación masiva de PAP en los restos de las palmas muertas y cosechadas. Eso ha causado un incremento en la incidencia de PAP y AR de tal forma que plantaciones de palma de coco han desaparecido en cuencas de los ríos Tumaco, Guapi y Timbiquí.

El problema de PAP y AR no se limita a palma de coco. La palma de aceite, *Elaeis guineensis* Jacq., también es afectada y hay razones para implicar al picudo en la transmisión mecánica de material infeccioso de pudrición de cogollo (PC), ya que es bastante móvil y atraído por palmas que están afectadas por procesos de descomposición y de la fermentación asociada. La PC es el mayor problema de la palma de aceite en Tumaco y hasta la fecha ha causado la eliminación y el abandono de casi 80.000 ha de palmas de aceite en Colombia.



Los problemas fitosanitarios del cultivo de coco y de la palma de aceite podrían aumentar, debido a la reciente presencia del picudo rojo de las palmas de Asia, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier). Esta plaga fue accidentalmente introducida a Curaçao en diciembre de 2008; en 2009 se reportó también en Aruba (Kairo et al. 2010), mientras que en 2010 se reportó en California y en 2013, en el estado de Quintana Roo (México), de donde se erradicó exitosamente (EPPO 2012). Al igual que su congénere americano, este picudo es polífago, probablemente de mayor seriedad como plaga primaria, ya que ha hecho estragos en el cultivo de dátil en el Mediano Oriente (Abraham et al. 1998) y causado la muerte de miles de palmas ornamentales en el Mediterráneo, después de su primera aparición en España (Barranco et al. 1995).

El propósito de este trabajo es proveer una guía práctica para la cría y multiplicación de *R. palmarum* en condiciones de laboratorio.

# Biología de *Rhynchophorus palmarum*

## Huevos

Los huevos son de forma cilíndrica, con los dos extremos redondeados. Miden 1,2 mm de largo y 0,3 mm de ancho; su color varía desde crema a blanco. Nótese en la figura 1 la masa color marrón usada por la hembra para sellar el orificio de oviposición hecho en la planta.



Foto: Bernhard Leo Lohr

Figura 1. Huevo de *Rhynchophorus palmarum* recién puesto.



En el campo, los huevos son insertados en un orificio abierto por la hembra con las mandíbulas en el tejido verde de una palma (figura 2). Posteriormente, el hueco es sellado con una masa esponjosa fácilmente visible (figura 3) y que tiene la función de prevenir que el huevo se seque o sea atacado por hormigas u otros depredadores generalistas. En cautiverio, los huevos son colocados en la superficie del recipiente de confinamiento de las hembras.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 2.** Huevo de *Rhynchophorus palmarum* en posición natural dentro de un hueco abierto por la hembra en un pedazo de caña de azúcar. Nótese el desarrollo del huevo (1) y el tapón que sella el orificio (2).

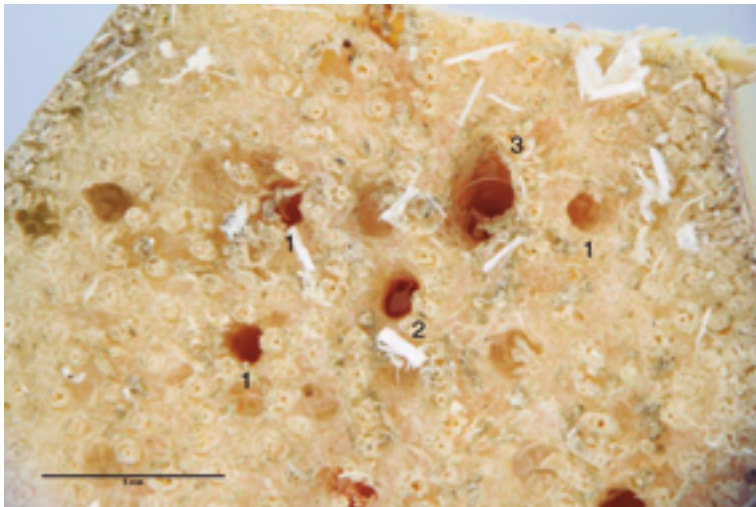


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 3.** Corte transversal de un peciolo de palma con perforaciones de alimentación (1) y oviposición con tapón (2) de *Rhynchophorus palmarum*. Nótese también el orificio con el tapón perforado (3) en un acto aparente de canibalismo de huevo por una hembra.

Al desarrollarse, el huevo cambia de aspecto y la yema se concentra, dejando uno o los dos extremos transparentes (figura 4). En general, los huevos que no pasan por este cambio no producen larvas. Por otra parte, huevos que desarrollan manchas negras (figura 5), en cualquier parte del interior, habitualmente tampoco son viables, aunque a veces producen larvas que llevan manchas en la piel que se pierden con las mudas subsecuentes.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 4.** Huevo de *Rhynchophorus palmarum* a los dos días de postura con indicios claros de desarrollo (área traslúcida al extremo izquierdo).



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 5.** Huevo de *Rhynchophorus palmarum* con crecimiento negro en la superficie.



La duración del estado de huevo, a 25 °C, es de aproximadamente tres días, y, en huevos próximos a eclosionar, frecuentemente se pueden distinguir las mandíbulas de las larvas (figura 6). El porcentaje de eclosión es relativamente bajo: huevos puestos en cautiverio generalmente no sobrepasan una tasa de eclosión del 50%, debido al movimiento continuo de las hembras que pasan por encima de los huevos, causando lesiones, o a la manipulación por parte del operador de la cría al removerlos, que puede tener efectos sobre su desarrollo normal. Una observación muy importante es que los huevos no se pueden desinfectar con hipoclorito de sodio, porque el sodio los disuelve completamente; así mismo, registramos que agua de la cañería con alto contenido de cloro causa daño al corion, resultando en una pérdida de humedad y posterior muerte de los huevos.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 6.** Huevo de tres días de postura con las mandíbulas de la larva visibles (derecha).

## Larvas

Las larvas recién emergidas miden 1,5 mm de largo y 0,3 mm de ancho (figura 7); son muy activas y las mandíbulas están en movimiento constante; no se pueden dejar en el mismo recipiente con otros huevos o larvas por mucho tiempo, porque son caníbales y muy agresivas: en menos de una hora pueden devorar a varios de sus compañeros y al término de una o dos horas pueden duplicar o triplicar su masa corporal.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 7.** Larva recién nacida de *Rhynchophorus palmarum*.

El ciclo larval puede variar considerablemente entre larvas individuales; igualmente, depende de la temperatura y de la calidad de la alimentación. Estudios previos mostraron que el picudo puede ser criado en trozos del estípite de palma de coco y de aceite, caña de azúcar, piña y plátano. La duración del ciclo en estos sustratos puede durar entre dos y más de tres meses.

## **Pupas**

Al final del estado larval, la larva forma un pupario (también llamado capullo) de fibras presentes en el sustrato en donde se alimenta. Estas fibras son arregladas en forma circular y producen un capullo robusto y denso que mide de 8 a 10 cm (figura 8). Este capullo se encuentra normalmente cerca de la superficie de la planta hospedera para facilitar la emergencia del adulto. En muchos casos, es fácilmente visible en la superficie de la planta (figura 9) y se han visto capullos sueltos en las axilas foliares de las palmas, especialmente en palma de aceite.



**Figura 8.** Pupalio de *Rhynchophorus palmarum* extraído de una palma.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 9.** Capullo de *Rhynchophorus palmarum* en la superficie superior de una hoja de palma africana.

El estado de prepupa dura generalmente de 3 a 5 días y el estado de pupa, entre 18 y 21 días. No es aconsejable perturbar o mover los capullos durante el estado de prepupa, porque las larvas se pueden salir del capullo y morir.

## Adultos

Después de emerger de la pupa, los adultos se quedan varios días en el capullo antes de salir. Son de color negro opaco y miden, de acuerdo a la calidad y cantidad de comida disponible para la larva, entre 38 y casi 60 mm.

### Cómo distinguir machos y hembras

Los adultos de *R. palmarum* presentan dimorfismo sexual y son fácilmente distinguibles para una persona entrenada. Las diferencias más importantes entre los sexos son cetas en forma de cepillo (el “bigote”) que se presentan en la superficie del pico del macho (figura 10a). Sin embargo, solamente se puede determinar el sexo de un ejemplar, con resultados confiables, al verificar esta característica en picudos grandes, ya que los machos que miden menos de 40 mm generalmente no muestran el “bigote”.

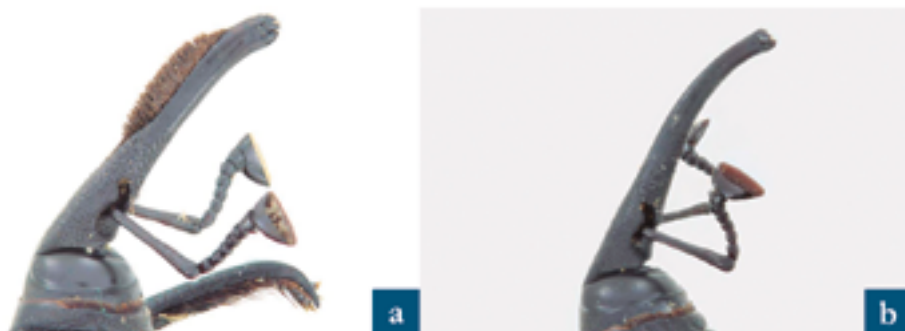


Foto: Rodrigo Zúñiga, CIAT

**Figura 10.** Vista parcial de adultos de *Rhynchophorus palmarum*. a. Macho, nótase pubescencia en la superficie de la proboscis; b. Hembra, nótase proboscis más fina y curva que la del macho.



Otra diferencia notable se encuentra en el tamaño y la forma del pico, ya que el de la hembra es fino y curvo hacia abajo, mientras que el del macho es más robusto y casi recto (figuras 10a y 10b). La forma del último segmento abdominal, visto desde la parte inferior, también sirve para distinguir los sexos: las hembras tienen el borde del segmento cóncavo (figuras 12a y 12b). Las últimas características raramente son visibles en picudos vivos: el ovipositor de la hembra y el edeago del macho (figuras 11a, 11b, 12a, 12b, 13a y 13b).

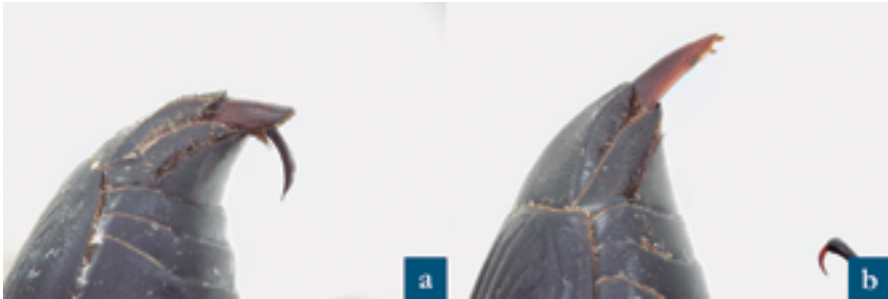


Foto: Rodrigo Zúñiga, CIAT

**Figura 11.** Último segmento abdominal de *Rhynchophorus palmarum*, vista lateral izquierda. a. Macho con el edeago expuesto; b. Hembra con el ovipositor expuesto.

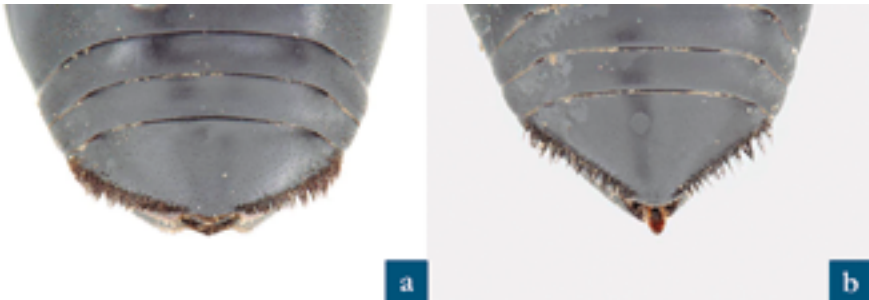


Foto: Rodrigo Zúñiga, CIAT

**Figura 12.** Último segmento abdominal de *Rhynchophorus palmarum*, vista inferior. a. Macho con el edeago expuesto; b. Hembra con el ovipositor expuesto.



Foto: Rodrigo Zúñiga, CIAT

**Figura 13.** Último segmento abdominal de *Rhynchophorus palmarum*, vista dorsal. a. Macho con el edeago expuesto; b. Hembra con el ovipositor expuesto.

# Cría de *Rhynchophorus palmarum* en laboratorio

## Recolección de adultos para iniciar la cría

La manera más sencilla de recolectar picudos es con trampas de feromona de agregación (Löhr y Parra 2014). El picudo de la palma también ataca a la caña de azúcar y, por eso, alrededor de estas plantaciones, siempre hay una población elevada. Poner trampas cebadas con feromona, estacas de caña de azúcar y 0,3 ml de acetato de etilo es suficiente para capturar la cantidad necesaria de picudos (figura 14): con cuatro trampas en el CIAT, por ejemplo, se pueden capturar más de mil picudos en un día. En áreas donde el picudo no es tan frecuente, capturas en el orden de tres a cinco picudos por semana es más común; es decir, empezar una cría en estas condiciones requiere algo de paciencia y un número más grande de trampas.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 14.** Trampa de feromona con caña de azúcar como cebo alimenticio, con una captura considerable de picudos de un día.

## Producción de huevos

Después de la captura, se separan los picudos machos de las hembras y se eliminan los primeros. Las hembras se colocan en cajas transparentes (30 x 20 x 15 cm), 20 hembras por caja, con una perforación circular (10 cm) y con una malla en la tapa para ofrecer ventilación. Para la alimentación y la estimulación de la oviposición se colocan tajadas finas (2 a 3 mm) de manzana sin piel (figura 15). En los primeros tres o cuatro días las hembras no ponen muchos huevos, pero después de este período de adaptación se pueden esperar aproximadamente 50 huevos/día por cada caja. La caja debe ser robusta y hay que vigilar continuamente la malla de ventilación, porque los picudos son muy inquietos y buscan salir del confinamiento abriendo huecos en ella, aún si esta es metálica.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 15.** Hembras de *Rhynchophorus palmarum* en caja de cría, con rodajas de manzana.

## Recolección de huevos

Los huevos son colocados en la superficie de las cajas, entre los restos de la manzana (figura 16). Si la cría se hace a pequeña escala, lo más sencillo es recoger los huevos con un pincel fino, uno por uno. En caso de realizar producción a gran escala, se sugiere el siguiente método:

1. Se sacan los adultos y se colocan en un recipiente aparte.
2. En el recipiente, se lavan los adultos con agua corriente del grifo; el agua se echa en la caja de oviposición, con los residuos de la manzana. Este procedimiento remueve los huevos que a veces quedan adheridos al cuerpo de los adultos.

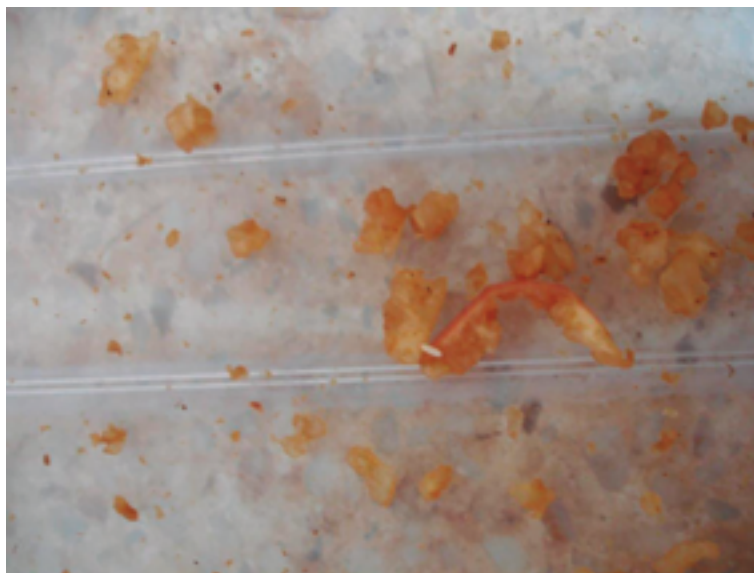


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 16.** Huevo de *Rhynchophorus palmarum* en caja de cría, puesto encima de la piel de una rodaja de manzana.

3. El líquido se decanta con cuidado en un recipiente de plástico transparente para evitar pérdida de huevos. Como los residuos de manzana son menos densos que los huevos, al decantar se pueden separar.
4. Se agrega agua tres o cuatro veces más, pues con la dilución se ven mucho mejor los huevos.
5. Revolviendo cuidadosamente la mezcla de agua, huevos y residuos de manzana, se retira la manzana hasta dejar solamente los huevos en el fondo del recipiente (figura 17a y 17b).
6. Estos se pueden verter en un cernidor para remover el resto de agua, para después depositarlos en papel filtro. Ahí se pueden separar con pincel y contar con facilidad.

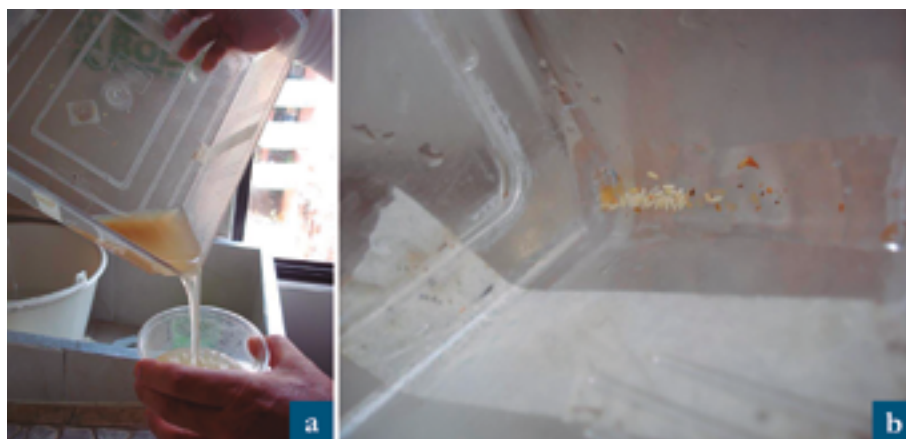


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 17.** Recolección de huevos de *Rhynchophorus palmarum*. a. Proceso de decantado de una suspensión de huevos para separarlos de los restos de manzana; b. Huevos en una esquina de la caja de cría después de separarlos de los restos de manzana.

La viabilidad de los huevos no está afectada por este proceso de lavado; sin embargo, un alto contenido de cloro en el agua aparentemente puede dañar el corion, y la siguiente pérdida de humedad mata a los huevos. Tampoco se pueden desinfectar los huevos con el método de lavado en solución de hipoclorito de sodio, ya que los huevos simplemente se disuelven. No obstante, el método de lavado con agua apropiada es útil, pues reduce el tiempo de recolección a 5 o 6 minutos por caja, con respecto a los 10 a 20 minutos con pincel. Para evitar que el cloro dañe los huevos, estos se pueden enjuagar después de la separación de los residuos con agua desionizada.

Los huevos se colocan en papel toalla húmedo, en cajas Petri para la incubación (figura 18). A una temperatura de 25 °C, los huevos empiezan a eclosionar a los tres días.

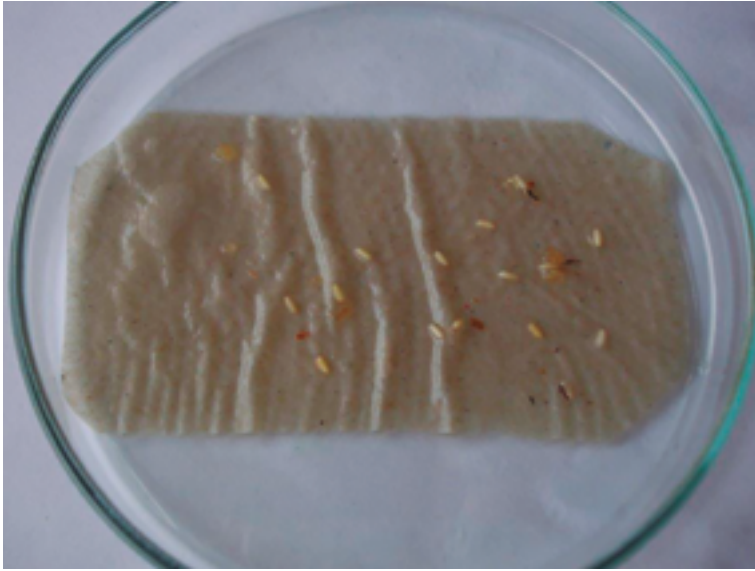
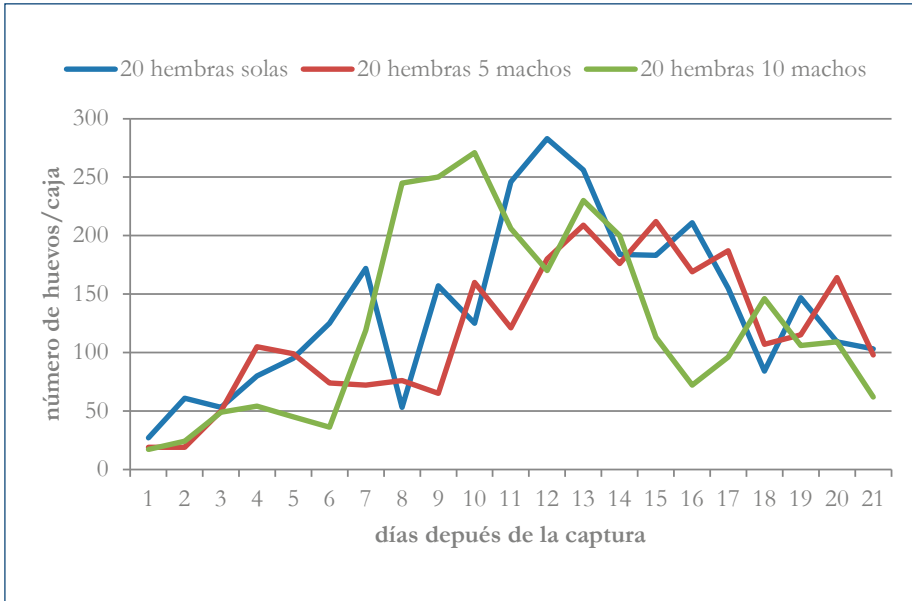


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 18.** Huevos de *Rhynchophorus palmarum* recogidos de la caja de oviposición. Nótese los restos de material esponjoso usado por las hembras para sellar el lugar de postura.

## Eficiencia de producción de huevos

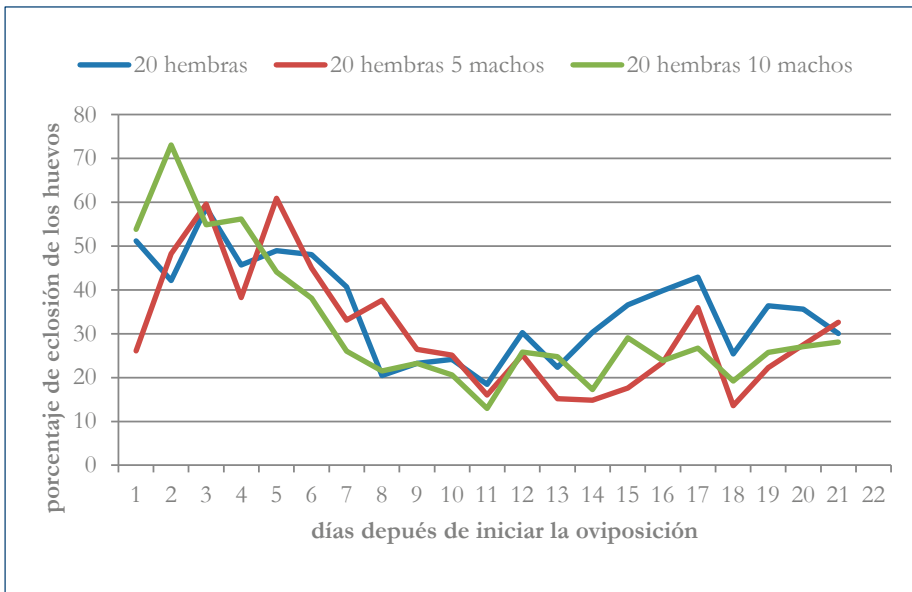
La oviposición de hembras recién capturadas generalmente comienza entre el tercer o cuarto día. Como las trampas colectan machos y hembras por igual, en las trampas hay amplia oportunidad para la cópula. No se sabe mucho sobre la frecuencia de cópula de *R. palmarum*, pero nuestra experiencia indica que la oviposición es muy baja si se mantienen igual número de machos y hembras, porque los machos están montados en las hembras casi continuamente y no permiten la oviposición. En un pequeño experimento con 20 hembras solas, 20 hembras con cinco machos y 20 hembras con diez machos, no se vio afectado el número total de huevos puestos ni la tasa de eclosión. En condiciones de laboratorio con hembras capturadas en trampas, la oviposición comienza baja, aumenta durante una semana, se reduce significativamente y aumenta otra vez a un segundo pico más alto que el primero (figura 19).



Fuente: Elaboración propia

**Figura 19.** Oviposición de *Rhynchophorus palmarum* en cautiverio.

En tres semanas de observación, no hubo una reducción en la tasa de eclosión, aun sin presencia de machos (figura 20).



Fuente: Elaboración propia

**Figura 20.** Porcentaje de eclosión de huevo de *Rhynchophorus palmarum* puestos en cautiverio.



La viabilidad de los huevos en general pareció poco satisfactoria: al inicio de los trabajos eclosionaron entre 20 y 35 % de los huevos, aunque la apariencia de estos era completamente normal y solamente una pequeña proporción tenía defectos visibles. Aparte de la fertilización de los huevos, el manejo de los mismos podría también tener influencia sobre el porcentaje de eclosión y se investigaron diferentes métodos de manejo de los huevos después de la recolección.

Los huevos puestos de forma más natural, en pedazos de pecíolos de palma de coco cortados y colocados en la caja de ovoposición, tenían una fertilidad superior: en 15 fechas fueron colectados 134 huevos en pecíolo. De estos, 110 eclosionaron, es decir, el 82 %. De los 24 que no lograron eclosionar, solo dos mostraron un crecimiento negro parecido a lo que se observó con frecuencia en las cajas de ovoposición. Los demás no tenían ningún indicio de daño. Otra observación sorprendente es que existe un porcentaje apreciable de depredación (canibalismo) de los huevos. De un total de 160 posturas que se podían identificar sin duda, en 26 casos (12,5 %) se pudo observar que el tapón por encima de la postura había sido abierto o empujado hacia adentro, y del huevo solamente sobraba el corion.



# Dietas

## Cría de larvas en dieta artificial

La cría de estos insectos en dieta artificial ofrece varias ventajas sobre la cría en estacas de caña o en la planta hospedera. Probablemente la ventaja más grande es la disponibilidad continua de una dieta artificial, así como la posibilidad de evitar enfermedades en la cría y el control absoluto de las condiciones de cría. A eso se suma el crecimiento más uniforme y rápido de las larvas.

Sin embargo, la cría de barrenadores en dieta tiene una gran diferencia a la cría de comedores de follaje: los barrenadores hacen uso de la dieta como alimento y de sustrato en el que viven; mientras que comedores de follaje generalmente usan toda la dieta ofrecida solamente para su alimentación. Por eso, la tasa de conversión de dieta en peso del insecto es mucho menor con barrenadores, porque se mezcla la dieta sin usar con los excrementos y se forma una masa revuelta donde se desperdicia un porcentaje considerable de la dieta original.



## Desarrollo de dietas artificiales para la cría de *R. palmarum*

En un intento por acumular experiencia con la cría in vitro y para determinar dietas artificiales apropiadas para la cría del picudo, se hicieron varios ensayos exploratorios con dietas desarrolladas para especies relacionadas. Tanto la dieta de Martín y Cabello (2006), usada para la cría de *Rhynchophorus ferrugineus*, como tres de las dietas desarrolladas para *Rhynchophorus cruentatus* por Weissling y Giblin-Davis (1995) fueron ensayadas (tabla 1). Las cuatro dietas permitieron el desarrollo normal de las larvas pequeñas.

**Tabla 1.** Cuatro dietas artificiales para la cría de *R. palmarum* (cantidades para un litro de agua)

Agar, vitaminas y preservativos: (lo mismo para todas las dietas)
20 g de agar
5 g de ácido ascórbico
1,5 g de nipagina
0,5 de tetracyclina
2,5 g de complejo de vitamina B (puede ser eliminado sin consecuencias en la producción de larvas)
1,0 g de biotina (1/2 cápsula)
2,5 g de ácido sórbico
15 g de sal de Wesson (puede ser eliminado sin consecuencias en la producción de larvas)
Ingredientes sólidos
Dieta 1 (modificada de Martín y Cabello 2006)
45 g de germen de trigo
45 g de harina de maíz amarillo
45 g de levadura
150 g de coco ralado
Dieta 14a (modificada de Weissling y Giblin-Davis 1995)
160 g de piña enlatada
25 g de levadura
50 g de azúcar
30 g de melaza
25 g de germen de trigo

<b>Dieta 14b</b> (modificada de Weissling y Giblin-Davis 1995)
100 g de piña en latada
25 g de levadura
50 g de azúcar
30 g de melaza
25 g de caseína
<b>Dieta 15a</b> (modificada de Weissling y Giblin-Davis 1995)
25 g de levadura
60 g de azúcar
30 g de molasa
50 g de harina de maíz amarillo
100 g de avena

Fuente: Elaboración propia

Las dietas se preparan en lotes de 1 L de agua. El agua de la llave se vierte en una olla de tamaño apropiado y se agregan los ingredientes sólidos con excepción del agar, las vitaminas, la sal de Wesson y los preservativos. Cuando comienza a hervir la mezcla, se agrega el agar y se deja hervir por tres minutos. Después, se remueve la olla de la estufa y, revolviendo con una pala de cocina, se espera a que se reduzca la temperatura hasta alcanzar los 65 °C, para agregar las vitaminas y los preservativos. Después de mezclar bien todo, se saca la mezcla en una fuente y se deja enfriar. Todas las dietas con los ingredientes listados resultan en una masa sólida de consistencia parecida a natilla y fácil de cortar en porciones con cuchillo.

La consistencia de la dieta es de suma importancia. Observamos que un cambio de agar, aun de la misma marca, a un lote diferente puede tener graves consecuencias para la consistencia de la dieta y causar mortalidad elevada, especialmente de larvas recién nacidas. Por eso, es muy importante hacer pruebas cuando se cambia el agar.

Todos los sólidos se mezclan con el agua y se ponen a hervir. Cuando el agua empieza a hervir se le agrega el agar, se dejar hervir por tres minutos y se retira la olla de la estufa. Se revuelve la mezcla hasta que la temperatura haya bajado a 65 °C y se agregan las vitaminas, el antibiótico y los preservativos, revolviendo fuertemente la mezcla. Inmediatamente después se puede distribuir la mezcla en los recipientes.



Eso se hace con la dosis recomendada en 1 L de agua. Si la masa no queda firme y sin líquido visible hay que aumentar la cantidad de agar hasta que el resultado sea aceptable. La gran ventaja con agar es que el proceso es reversible, es decir, una dieta malograda se puede volver a calentar y se puede mezclar con otra dieta que tiene una cantidad adicional de agar para corregir el defecto de la primera.

Las dietas son muy costosas, principalmente por las vitaminas del complejo B y el agar. Otra complicación es la dificultad de conseguir la mezcla de sales llamada sal de Wesson. Con el objetivo de reducir el costo de las dietas, se hicieron otros ensayos exploratorios, reduciendo la concentración de vitaminas del complejo B y de sales a 50 %, 25 % y 10 % de lo recetado, así como sin ningún complemento vitamínico del complejo B/sal de Wesson. Se puede constatar que el crecimiento larval no fue impedido de ninguna manera: tanto la medida de la cápsula cefálica como el peso de las larvas a las dos y cinco semanas no fueron afectadas por la reducción en vitamina (tabla 2). Lo mismo se puede constatar de la sal de Wesson (tabla 3). También, parece que el desarrollo de la pupa no fue afectado y los primeros adultos empezaron a emerger sin problemas aparentes. Con machos y hembras de la dieta sin vitamina B, se comprobó que estos producen huevos fértiles.

**Tabla 2.** Crecimiento de larvas de *R. palmarum* en dietas con suministro variable de vitaminas del complejo B\*

% de vitamina B	2 semanas		5 semanas	
	cápsula cefálica	peso (mg)	cápsula cefálica	peso (mg)
100	3,6 ± 1,02	3,6 ± 1,02	3,6 ± 1,02	3,6 ± 1,02
50	4,4 ± 1,51	4,4 ± 1,51	4,4 ± 1,51	4,4 ± 1,51
25	4,8 ± 1,4	4,8 ± 1,4	4,8 ± 1,4	4,8 ± 1,4
10	4,5 ± 1,51	4,5 ± 1,51	4,5 ± 1,51	4,5 ± 1,51
0	4,5 ± 1,37	4,5 ± 1,37	4,5 ± 1,37	4,5 ± 1,37

\*Según dieta de Martín y Cabello (2006).

Fuente: Elaboración propia

**Tabla 3.** Crecimiento del peso y de la cápsula cefálica de larvas de *R. palmarum* criadas en dieta artificial, con diferentes concentraciones de sal de Wesson\*

Edad de la larva	Concentración de sal de Wesson				
	17g/l	17g/l	17g/l	17g/l	17g/l
Peso					
7 días	0,17±0,1	0,17±0,1	0,17±0,1	0,17±0,1	0,17±0,1
21 días	5,38±1,42	5,38±1,42	5,38±1,42	5,38±1,42	5,38±1,42
35 días	8,03±1,16	8,03±1,16	8,03±1,16	8,03±1,16	8,03±1,16
Ancho de la cápsula cefálica					
7 días	1,28±0,27	1,28±0,27	1,28±0,27	1,28±0,27	1,28±0,27
21 días	3,93±0,58	3,93±0,58	3,93±0,58	3,93±0,58	3,93±0,58
35 días	4,45±0,31	4,45±0,31	4,45±0,31	4,45±0,31	4,45±0,31

\*Según dieta de Martín y Cabello (2006).

Fuente: Elaboración propia

Aunque la reducción de la cantidad de sal de Wesson no tuvo efecto aparente en el desarrollo de las larvas, hubo un efecto sobre las pupas: ninguna de las pupas del tratamiento sin sal emergió como adulto. Este fenómeno requiere más investigación, sobre todo si hay que criar los picudos hasta adulto por falta de disponibilidad de hembras a colectar en trampas de feromona.

Una dieta producida fácil y económicamente será esencial para desarrollar un programa de cría de enemigos naturales para el control biológico de la plaga. La disponibilidad fácil de picudos en la sede del CIAT, rodeada de caña de azúcar con abundancia de estos coleópteros (en un solo día se pueden capturar >2.000 picudos, con solo cuatro trampas), es un caso muy particular y no se repite en los lugares donde existen los enemigos naturales y donde eventualmente hay que iniciar crías de estos.



# Proceso de cría

## Estados larvales

En los primeros intentos de cría en dieta, se cortaron cubos de 10 a 15 g de esta y se colocaron en recipientes plásticos transparentes de un volumen de aproximadamente 150 ml. En el centro de la superficie superior de la dieta se abrió un hueco pequeño con la punta desechable de una micropipeta (figura 21) y se introdujo una larva neonata (figura 22).



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 21.** Apertura de hueco en la dieta para la inserción de una larva recién eclosionada.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 22.** Introducción de una larva de primer estado en la dieta. Nótese el cuerpo crecido de la larva en relación con la cápsula cefálica; esta larva se debe haber comido una o dos larvas inmediatamente después de eclosionar.

En la dieta 1, las larvas de cinco días ya medían >10 mm, el crecimiento en la dieta 14a y 14b fue algo más lento, pero la actividad de las larvas llevó a los cubos a derretirse y varias larvas aparentemente se ahogaron durante la ecdisis en la dieta licuefactada. Los cubos de las otras dietas sufrieron por disecación y, en general, a los cinco días ya había que renovar la dieta. Otro problema fue que las larvas se caían de los cubos y no conseguían insertarse nuevamente en la dieta y morían. Por eso, el método de cubos se abandonó y se cambió por la dieta todavía caliente, vertida directamente en los recipientes (figura 21). Al mismo tiempo, se aumentó la cantidad a 25 g, resultando en una copa pequeña con la dieta en una masa sólida con superficie lisa. Aunque inicialmente no se tomaron datos de crecimiento y sobrevivencia, parece que la tasa de crecimiento en dieta es superior al crecimiento en palmas o en caña de azúcar.

También, se observó que tanto en la dieta 14a y 14b la consistencia de la dieta se deterioraba considerablemente con la actividad alimenticia de las larvas. Este efecto llegaba a tal punto que las larvas se ahogaban en la dieta licuefactada durante la ecdisis y se decidió solamente usar la dieta propuesta por Martín y Cabello (2006) en trabajos posteriores.

Debido al alto grado de canibalismo y el gran desperdicio de dieta en caso de la muerte de la larva a los pocos días de edad, se cambió el sistema de cría de larvas neonatas a microjaulas. En este proceso las larvas recién nacidas se introducen con pincel en un hueco abierto en la dieta con la punta desechable de una micropipeta (figuras 21 y 22). Después de introducir la larva, se encierra dentro del pitillo (figura 23). Las microjaulas consistían en pitillos de diámetro grande (5 mm, aproximadamente), cortados a una longitud apropiada para caber dentro de un recipiente con 10 cm de diámetro. De esta forma se pueden confinar hasta 100 larvas en un recipiente (figura 24) y se pueden mantener por una semana.

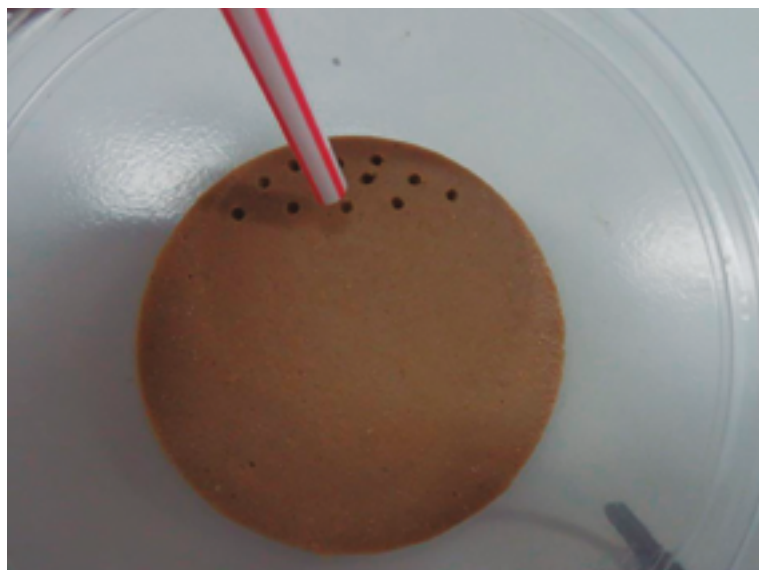


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 23.** Recipiente con dieta listo para recibir larvas neonatas de *Rhynchophorus palmarum*. Nótese los agujeros para insertar las larvas y el pitillo que servirá como microjaula.

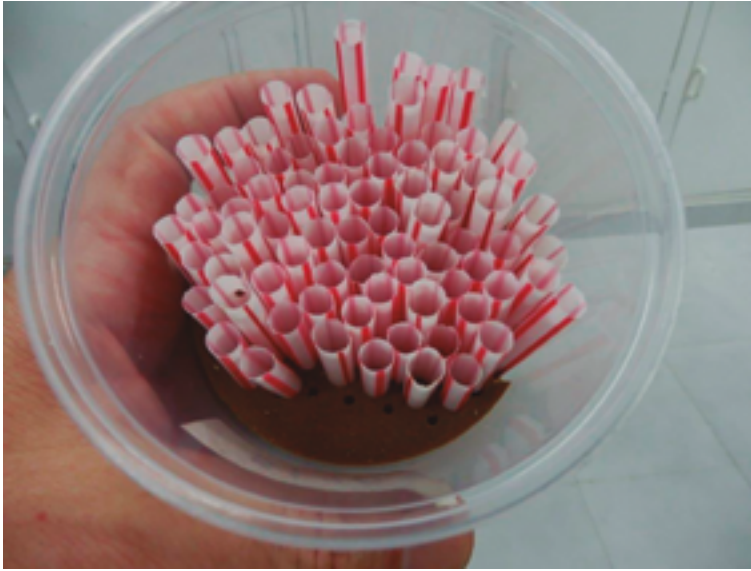


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 24.** Recipiente con >60 larvas neonatas y microjaulas conformadas por pitillos de gran diámetro.

La inserción de las larvas neonatas en la dieta requiere mucho cuidado por su tamaño reducido. El exceso de humedad o la condensación de agua ahogan las larvas. También se recomienda colocar el pitillo inmediatamente después de insertar la larva, para evitar que esta se introduzca hasta el fondo del hueco y, al colocar el pitillo, la dieta aplaste la larva.

Dos centímetros de dieta en el pitillo proveen comida suficiente para una semana. Al término de este tiempo, el tamaño de las larvas ha aumentado tanto, que ya no caben en el pitillo y se salen. En ese momento, otra vez se presenta el problema de canibalismo, y hay que transferir las larvas a un recipiente individual con 5 cm de diámetro y 25 g de dieta (figura 25).

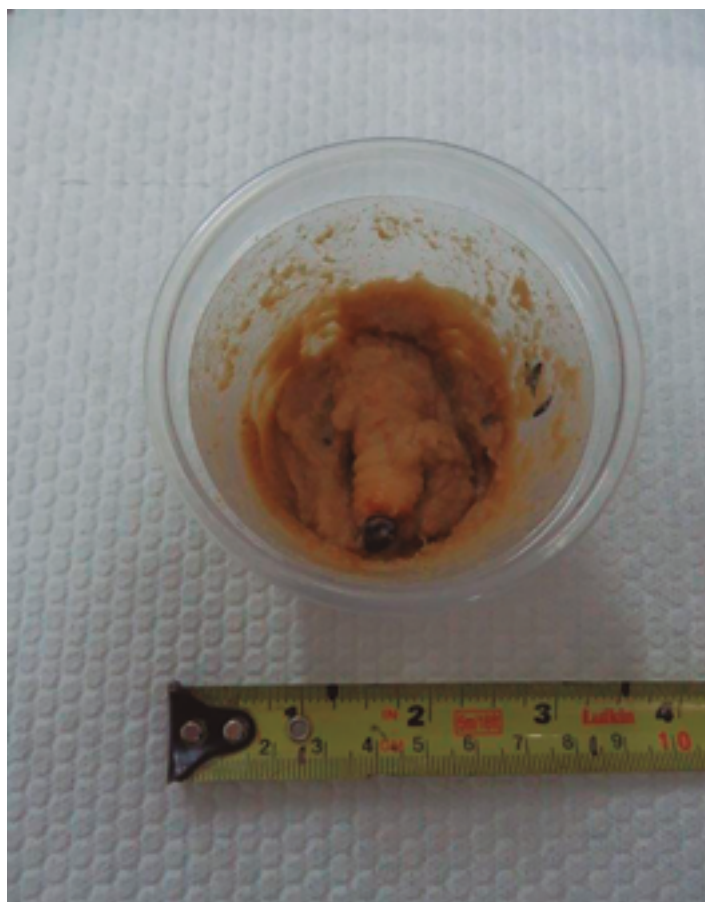


Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 25.** Recipiente de 8 cm, con dieta de larva de *Rhynchophorus palmarum* de dos semanas de edad y alrededor de 3 g de peso.

En los pitillos, las larvas alcanzan un peso de aproximadamente 200 mg, que aumenta en la primera semana en recipiente pequeño, con 20 g de dieta, a 1,5 g a 2 g. Con una adición de 25 g de dieta, las larvas se pueden mantener otra semana en los recipientes pequeños, alcanzando un peso de 4,5 a 5,5 g. En este estado ya son tan grandes que hay que transferirlas a un recipiente de 15 cm de diámetro con 100 g de dieta (figura 26), y la dieta se complementa a la semana con la misma cantidad. A las cinco semanas de edad, las larvas se transfieren a caña de azúcar (estaca de 60 cm o más) para empupar. Este período puede variar considerablemente, entre una y cuatro semanas, y hay que controlar constantemente el estado de la caña, para evitar que se agote la comida, se salgan las larvas a buscarla en otra estaca, y se presente canibalismo nuevamente.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 26.** Recipiente de 15 cm, con dieta y larva de *Rhynchosporus palmarum* de cuatro semanas de edad y alrededor de 7 g de peso.

## Formación de capullos

Para la formación de capullos, es indispensable que las larvas tengan acceso a fibra. Esta es ampliamente disponible en tallos y hojas de palma y caña de azúcar. Sin embargo, en dieta artificial es complicado agregar fibra en una forma usable para las larvas. Por esta razón, se deben transferir las larvas a caña de azúcar después de que cumplan cinco semanas en dieta. Para este propósito se cortan estacas de caña de un largo de 60 cm aproximadamente. Se abre un hueco en uno de los extremos de la estaca, con un taladro eléctrico, y se introduce una larva por cada caña (figura 27). Después de que se ha introducido por completo la larva, se tapa el hueco con aserrín, producido cuando se hizo el hueco con el taladro. Posteriormente, los dos extremos de la estaca se sellan con parafina, para evitar que la estaca se deshidrate y que crezcan hongos saprófitos. A las dos semanas, las larvas empiezan a formar capullos para empupar.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 27.** Trozo de caña de azúcar con larva de *Rhynchophorus palmarum*. Nótese la parafina usada para sellar la caña y el aserrín producido por la larva en el orificio de inserción de la misma.

Es importante no remover los capullos inmediatamente después de su formación, porque las larvas se demoran varios días en empupar. Si los capullos se mueven, muchas veces se salen las larvas, no logran la formación de un nuevo capullo y se mueren. La duración de la pupa varía entre 18 y 21 días.

## **Emergencia de adultos**

Después de la ecdisis a adulto, los picudos se demoran entre tres y cinco días para emerger del capullo; es recomendable esperar que emerjan por sí solos. Al emerger los adultos, ya se pueden integrar en la cría, aunque se demoren algunos días hasta la producción de huevos.

Una dieta alternativa no artificial es la caña de azúcar. Para producir picudos en caña, se empieza colocando pedazos de 10 cm de largo junto con las hembras, para que estas ovipositen. Es importante que los pedazos tengan un corte liso de los dos lados. Estos pedazos se deben cambiar diariamente y, después de removerlos de la caja con las hembras, se sellan los extremos con parafina (figura 27), de tal manera que se pueden conservar fácilmente de dos a tres semanas.



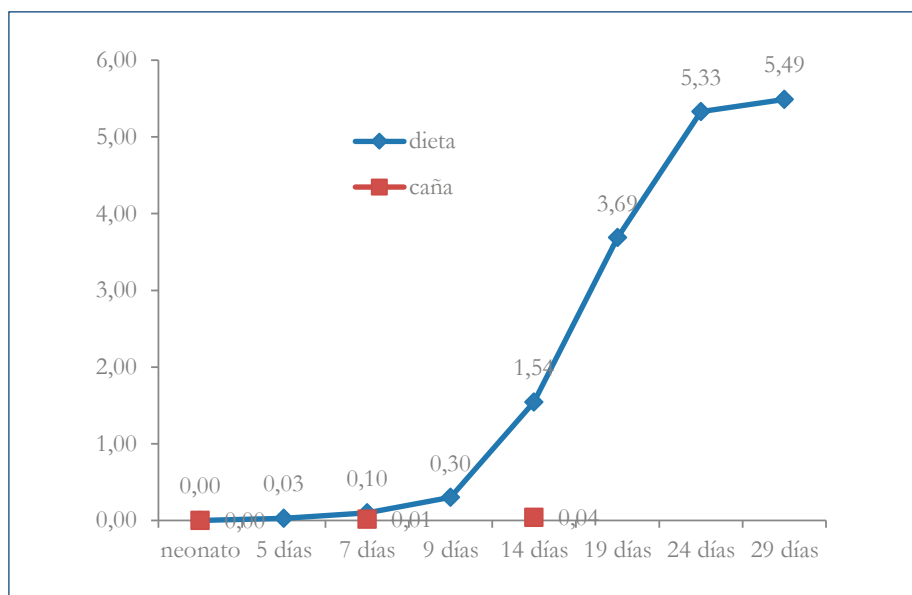
En seguida, hay que abrir los pedazos, extraer las larvas y transferirlas a estacas frescas (de aproximadamente 60 cm de largo), abriendo un hueco en un extremo. Esta metodología funciona bien, pero tiene dos desventajas principales: 1) las larvas crecen de manera muy lenta y desigual y, aunque no tenemos información detallada, 2) debe haber un alto porcentaje de canibalismo que aumenta con la permanencia de varias larvas en la misma estaca.

Otra desventaja es el cambio de estaca que hay que hacer aproximadamente cada dos semanas, de acuerdo al crecimiento de las larvas. Este es un proceso muy laborioso que produce muchos desechos.

Una forma de reconocer la necesidad de cambiar la estaca es viendo el estado de consumo o el peso de las estacas. Es importante controlar el estado de las estacas con cuidado, porque en caso de escasez de comida, las larvas se salen de su estaca y se meten en otra, lo que siempre resulta en una larva comiéndose a otra.

Para completar el ciclo de huevo a capullo, una larva necesita ser cambiada de estaca por lo menos cuatro veces y, en total (incluyendo la estaca de oviposición), se puede calcular que se requieren alrededor de 200 cm de estaca para llegar a tener un capullo. Al obtener el capullo, uno puede seguir — como ya fue descrito — para cría en dieta.

Otro problema grande con la producción en caña de azúcar es la baja supervivencia y el lento crecimiento de las larvas (figura 28). En un estudio de laboratorio con 150 larvas neonatas transferidas a caña de azúcar, solamente supervivieron 68 (45,9%) y 26 (17,3%) la primera y segunda semana, respectivamente. El crecimiento de las larvas fue muy inferior a la dieta. El peso promedio en dieta a la semana fue de  $0,097 \text{ g} \pm 0,070 \text{ g}$  ( $n = 251$ ) y a las dos semanas de  $1,54 \text{ g} \pm 0,93 \text{ g}$  ( $n = 92$ ), mientras que en caña los pesos correspondientes fueron apenas de  $0,013 \text{ g} \pm 0,0170 \text{ g}$  ( $n = 78$ ) y  $0,039 \text{ g} \pm 0,033 \text{ g}$  ( $n = 26$ ), respectivamente (figura 28).



Fuente: Elaboración propia

**Figura 28.** Peso (en gramos) de larvas de *Rhynchophorus palmarum* criadas en dieta artificial y en caña de azúcar.

## Uso de estados inmaduros para experimentación

Una de las alternativas para estudiar el parasitismo de las larvas es el uso de material vegetal de palmas infestado artificialmente con larvas producidas en el laboratorio. Consecuentemente, investigamos la posibilidad de transferir larvas de la dieta a peciolo de palma de coco y de aceite.

## Uso de larvas criadas en dieta para experimentación en palmas

Una serie de experimentos requiere la exposición de larvas vivas en diferentes densidades o especies de plantas hospederas, para medir la influencia de la planta sobre los depredadores y parasitoides. La exposición de material infestado (centinelas) en el campo también tiene su aplicación en la colección de enemigos naturales. La manera más eficiente de preparar



material infestado con larvas es transfiriéndolas de la dieta, a una edad o peso definidos, directamente a la planta hospedera deseada (figura 29). Con el fin de acumular experiencia, con esta metodología se hicieron algunos experimentos exploratorios con larvas de diferentes edades y dos especies de palmas hospederas (palma de coco y palma africana).

Las larvas de dos a tres semanas de edad fueron transferidas de dieta a pecíolos de palma de coco y palma de aceite de aproximadamente 60 cm de largo (figura 30). Estas fueron retiradas de la dieta, lavadas bajo un chorro de agua en el lavamanos, secadas en papel toalla, pesadas y luego insertadas en un agujero hecho con una broca de acero inoxidable y un taladro eléctrico. Los huecos se hicieron de acuerdo al tamaño de la larva y con una profundidad y diámetro apropiados para acomodarla sin generar presión sobre ella. El orificio de inserción se tapó con el aserrín producido al abrir el orificio (figura 30). Los pecíolos se guardaron en una bolsa plástica después de transferidas las larvas y se colocaron en la sala de cría a una temperatura de  $25 \pm 2$  °C y una humedad relativa de  $>85$  %.

**Figura 29.** Larva de *Rhynchophorus palmarum* procedente de dieta artificial después de transferida a pecíolo de palma de coco.



Foto: Bernhard Leo Lohr



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 30.** Pecíolos de palma africana con larvas de *Rhynchophorus palmarum*, procedentes de la cría en dieta artificial.

Las evaluaciones del establecimiento se hicieron a las 24 horas y a las dos semanas de la inserción, revisando la presencia de aserrín (figura 31). En la segunda evaluación se retiraron las larvas y se pesaron.



Foto: Bernhard Leo Lohr

**Figura 31.** Aserrín producido por larvas de *Rhynchophorus palmarum* transferidas de dieta artificial a pecíolo de palma africana.



## Conclusiones

El establecimiento inicial de las larvas fue bueno, pero en la primera serie de larvas en pecíolos, la edad de las hojas utilizadas ya era muy avanzada. La evaluación final se hizo a las dos semanas cuyo resultado, probablemente a causa de la edad de las hojas, fue la pérdida de la gran mayoría de las larvas en las dos especies de palma. De 46 larvas transferidas a palma africana, a las dos semanas solamente se encontraron 14 vivas y el peso promedio de estas se había reducido de un inicial de 4,5 g a 3,6 g, a pesar de haberse alimentado y abierto una galería de 9,7 cm de largo.

Se repitió este experimento con pecíolos más jóvenes y con una evaluación después de una semana. En palma africana se encontraron 12 de 14 larvas expuestas, cuyo peso promedio aumentó de 1,8 a 2,8 g, y las larvas abrieron galerías y comieron 13,5 cm de tejido. En pecíolos de coco, de 51 larvas transferidas, se recuperaron 35 y su peso cambió de 3,6 a 4,1 g, comiendo 11,3 cm de tejido. Estos resultados son preliminares, pero ya indican que la transferencia es un método prometedor en vista de la dificultad de trabajar en la corona de palmas. Seguramente muchos de los procedimientos descritos en este documento están sujetos a mejoras, pero se espera que sirvan para asegurar un buen comienzo de las labores en proyecto de control biológico de *R. palmarum*.



## El autor

**Bernhard Leo Lohr**  
blohr@corpoica.org.co

Ingeniero agrónomo, MSc en Protección de Cultivos y PhD en Ciencias Agrícolas con énfasis en entomología del Instituto de Biología Aplicada de la Justus Liebig Universitaet Giessen, Alemania, con la parte experimental ejecutada en el Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Su especialización es en control biológico y manejo integrado de plagas en horticultura y palmáceas. Trabajó en el proyecto de control biológico del piojo harinoso de la yuca en África; en Brasil, Bolivia y Paraguay como líder de la exploración por enemigos naturales; 14 años en la Cooperación Técnica Alemana en palma de coco; y en un proyecto de cooperación regional en siete países de África Oriental para el desarrollo de MIP en horticultura. Fue jefe de la División de Salud de Plantas y líder del Programa de Horticultura del Centro Internacional de Fisiología y Ecología de Insectos en Nairobi, Kenia. Volvió a Colombia en 2012 al CIAT, Programa de Frutas Tropicales, donde desarrolló un proyecto de control biológico de *Rhynchophorus palmarum*, plaga de palmáceas, cuya implementación está liderando actualmente como investigador PhD en el Centro de Investigación Palmira de Corpoica.



## Referencias

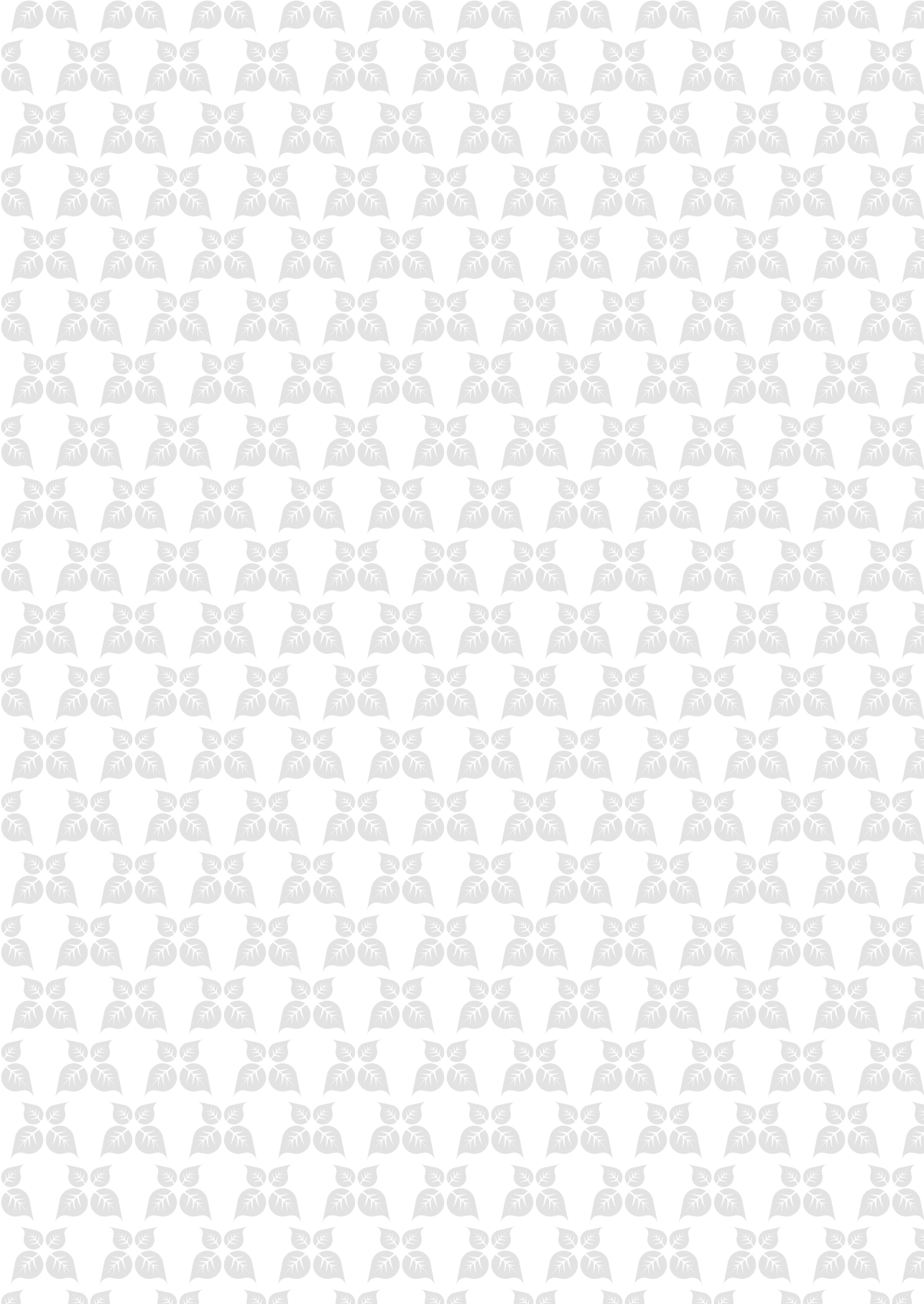
- Abraham VA, Al-Shuaibi MA, Faleiro JR, Abozuhairah RA, Vidyasagar PSPV. 1998. An integrated management approach for red palm weevil *Rhynchophorus ferrugineus* Oliv., a key pest of date palm in the Middle East. *J Agric Sci.* 3:77-83.
- Barranco P, de la Peña JA, Cabello T. 1995. Un nuevo curculiónido tropical para la fauna europea, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier, 1790), (Curculionidae: Coleoptera). *Boln Asoc Esp Ent.* 20(1-2):257-258.
- [EPPO] European Plant Protection Organisation. 2012. World distribution maps of pests: *Rhynchophorus ferrugineus*. Paris, Francia: EPPO.
- Griffith R. 1968. The relationship between the red ring nematode and the palm weevil. *J Agric Soc Trin Tob.* 68:342-356.
- Hagley E. 1963. The role of the palm weevil as a vector of red ring disease of coconuts. *J Econ Entomol.* 56:375-380.
- Kairo MT, Roda A, Mankin R, Chi WD, Damian T, Franken F, Heidweiller K, Johans CY, Leon J. 2010. The red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*, a new pest threat in the Carribean: Biology and options for management. *Proc Car Food Crops Soc.* 46:87-96.
- Lepesme P. 1947. Les insectes des palmiers. Paris, Francia: Lechevalier.
- Löhr, B, Parra, PP. 2014 Manual de trampeo del picudo negro de las palmas, *Rhynchophorus palmarum*, en trampas de feromona adaptadas a la situación particular de pequeños productores de la costa del Pacífico colombiano. Cali, Colombia: [CIAT] Centro Internacional de Agricultura Tropical.

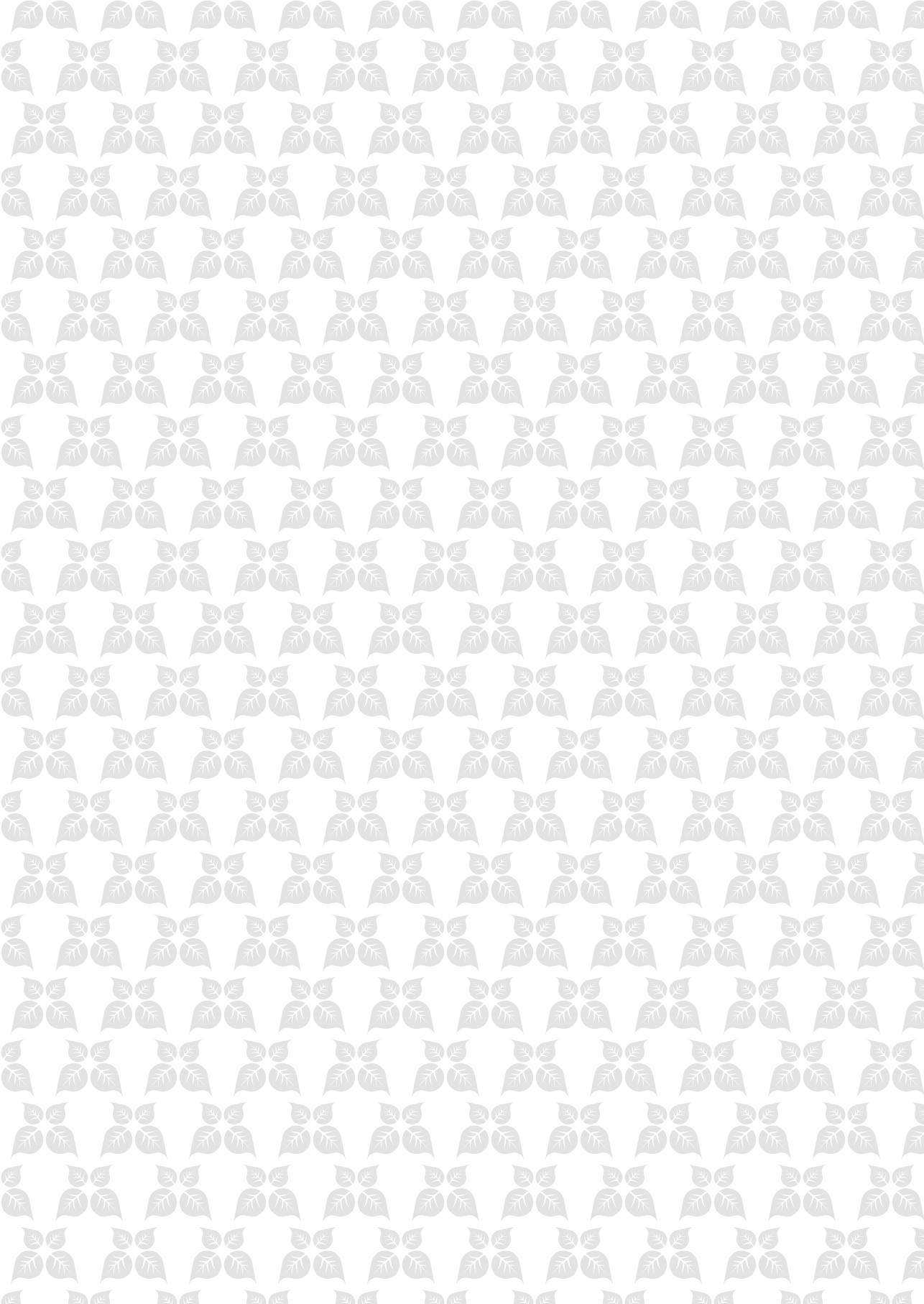


- Martín MM, Cabello T. 2006. Manejo de la cría de picudo rojo de la palmera, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier, 1790) (Coleoptera, Dryophthoridae), en dieta artificial y efectos en su biometría y biología. Bol Sanid Veg Plagas. 32:631-641.
- Weissling TJ, Giblin-Davis RM. 1995. Oligidic diets for culture of *Rhynchophorus cruentatus* (Coleoptera: Curculionidae). Fla Entomol. 78(2):225-234.













BIBLIOTECA AGROPECUARIA DE COLOMBIA

**Corpoica**  
EDITORIAL

[www.corpoica.org.co](http://www.corpoica.org.co)

Correo: [bac@corpoica.org.co](mailto:bac@corpoica.org.co)

Teléfono: (57 1) 4 227300 ext. 1257 o 1274

Skype: biblioteca.agropecuaria

**DISTRIBUCIÓN GRATUITA  
PROHIBIDA SU VENTA**