

# EL PICUDO ROJO



## de las palmeras

*María del Mar Martín\**,  
*Alberto Urbaneja\*\* y Tomás Cabello\**

\*Departamento de Biología Aplicada. Escuela  
Politécnica Superior. Universidad de Almería.

\*\* Departamento Protección Vegetal y Biotecnología.  
Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA).

*Rhynchophorus ferrugineus*  
(Olivier, 1790)  
(Coleoptera: Dryophthoridae)

**Rhynchophorus ferrugineus** es un curculiónido de origen tropical, de las zonas selváticas de Asia y Oceanía. Recientemente, se ha extendido por Egipto, Israel, Jordania, Península Arábiga y Kuwait (EPPO 2001). Los primeros ataques de ésta especie plaga de las palmeras en nuestro país se detectaron en 1993 en Motril y Almuñécar; su origen parece ser debido a la importación de palmeras procedentes de Egipto, sin una adecuada inspección ni control fitosanitario. El Picudo Rojo de la palmera ha colonizado España, y se encuentra distribuido en la provincia de Granada, en las poblaciones costeras de Motril, Salobreña, Almuñécar; y en Málaga, en Nerja, Frigiliana y Torrox. Actualmente se ha detectado también su presencia en Marbella y Estepona (Málaga), en Almería y provincia y en Sangonera la Seca (Murcia). Recientemente, se le ha localizado también en diversos puntos de la Comunitat Valenciana: cinco focos en Alicante (1 en San Vicent del Rapeig y 4 en Elx), dos en Valencia (Olocau y Bétera) y dos en Castellón (Moncofar y Almenara).

### Descripción de la especie

El Picudo Rojo de la palmera *R. ferrugineus* es un coleóptero que presenta los estados de: huevo, larva, pupa y adulto. En esta especie el huevo es blanquecino, tiene una longitud media de 2,96 mm y una anchura de 0,98 mm, el corión es brillante y de superficie lisa. La larva es de color blanco-amarillento, piriforme, ápoda, con una cápsula cefálica marrón-rojiza en la que destacan unas mandíbulas cortas, curvadas y robustas; presenta de 9-11 estadios larvarios, llegando en el último estadio a unas dimensiones medias de 50 mm de longitud y 17 mm de anchura. La pupa se encuentra protegida por un capullo, fabricado con fibras entrelazadas del estípide de la palmera huésped, por la larva cuando alcanza su máximo estadio (WATTANAPONGSIRI 1966); la pupa es móvil, ocrácea y alargada, con una longitud de 33,5 mm y 18,5 mm de anchura (VIADO y BIGORNIA 1949).

Los **adultos** presentan dimorfismo sexual, que se observa principalmente en el rostro y tibias de las patas anteriores. Es un insecto de gran tamaño, el cuerpo es alargado -oval, deprimido dorsalmente, de color marrón oxidado, el pronoto suele estar adornado con manchas negras variables en número, forma e intensidad. El macho tiene una longitud media de 39 mm y 13,4 mm de anchura; la cápsula cefálica está prolongada en un rostro alargado, prominente y curvado hacia abajo y con un penacho de setas erectas, pubescentes, en disposición dorsal. La hembra es similar en tamaño, forma, color y marcas del pronoto al macho, aunque con unas dimensiones medias algo mayores, longitud de 41,5 mm y anchura de 14,6 mm; ésta no presenta setas en la parte dorsal del rostro, siendo éste más alargado, delgado y cilíndrico que el del macho, y tiene setas escasas y cortas en las tibias de las patas anteriores (WATTANAPONGSIRI 1966, VIADO y BIGORNIA 1949).

## Biología

Todos los estados de este curculiónido pueden coexistir, no encontrando variaciones estacionales en el tamaño de las poblaciones en las zonas tropicales, por lo que esta especie se considera polivoltina y con generaciones solapadas (LEPESME 1947).

El huevo presenta un desarrollo de tres días, como media; al cabo de los cuales eclosiona la larva. La duración total media del desarrollo de los distintos estadios de larva de *R. ferrugineus* se sitúa entre 70,2 a 203,6 días. A su vez, el estado de pupa presenta una duración comprendida entre 14,0 y 46,2 días. El adulto formado permanece en el capullo de 8 a 14 días antes de emerger (MARTÍN 2004).

Los adultos tienen hábitos diurnos, la hembra pone los huevos dentro de los tejidos blandos de la corona, base de las hojas, brotes terminales o cortes realizados por el hombre en el estípite de la palmera huésped (LEPESME 1947, AVAND-FAGHIH 1996). Cada hembra puede poner entre 70,5 y 362,9 huevos (MARTÍN 2004); para ello, ésta hace un pequeño orificio de unos milímetros de profundidad con el rostro por cada huevo que deposita, gira alrededor y sella la cavidad realizada segregando una sustancia (LEPESME 1947).

## Daños

Los daños originados por este insecto plaga son provocados exclusivamente por la actividad alimenticia de la larva, que transcurre dentro de la palmera. Como se ha indicado anteriormente, las hembras depositan los huevos de tal forma que la infestación es de dos tipos: en la zona de la corona, o bien, en diferentes partes del estípite, incluyendo las axilas de las hojas (LEPESME 1947).

Los síntomas que presenta la planta son marchitez, amarillamiento y posterior podredumbre de las hojas inferiores, cuando la infestación es en la corona; las larvas pueden afectar, posteriormente, a la zona del estípite, haciendo galerías de más de un metro de longitud, desde la corona hacia abajo, destruyendo gran cantidad de tejidos de la planta, que necrosa y degenera rápidamente, produciendo un característico olor desagradable. A medida que las galerías se van extendiendo hacia las partes más bajas del estípite, éste se debilita y puede llegar a romperse. Los daños mayores suponen la pérdida total de la palmera, presentando la corona totalmente taladrada, el palmito licuado y descompuesto, con gran número de capullos en la zona fibrosa del estípite, donde se sitúan las hojas podadas de años anteriores (KRANZ et al 1982).

En las palmeras infestadas se pueden apreciar orificios de 1-2 cm de diámetro, situados en la parte

del estípite más cercano a la corona de las hojas, como consecuencia de la salida de adultos de este curculiónido (ESTEBAN-DURAN et al 1998a).

## Palmeras huéspedes

La relación de Palmáceas que han sido citadas como plantas huéspedes de este curculiónido plaga, son: *Areca catechu*, *Arenga pinnata*, *Bismarckia nobilis*, *Borassus flavellifer*, *Caryota cumingii*, *C. máxima*, *Cocos nucifera*, *Coelococcus sagu*, *Corypha elata*, *C. galenga*, *C umbraculifera*, *Elaeis guineensis*, *Livistona decipiens*, *Nipa sp.*, *Orodoxa regia*, *Phoenix canariensis*, *P. dactylifera*, *P. silvestres*, *Roystonea sp.*, *Sabal umbraculifera*, *Trachycarpus fortunei* y *Whashingtonia sp.* (LEPESME 1947, WATTANAPONGSIRI 1966, KRANZ et al 1982, RAHALKAR et al 1985, GIBLIN-DAVIS y HOWARD 1988, BARRANCO et al 1996, 2000, LIAO y CHEN 1997, ESTEBAN-DURAN et al 1998b).

## Enemigos naturales

Son escasos los estudios realizados sobre los enemigos naturales de *R. ferrugineus*.

En virus, sólo se ha encontrado una especie no identificada del grupo de virus de la poliedrosis citoplasmática (CPV), infectivo en todos los estados, aunque los efectos se expresan en malformación de adultos (MURPHY y BRISCOE 1999). Dentro de las bacterias, *Pseudomonas aeruginosa* es un patógeno de larvas (BANERJEE y DANGAR 1995); pero recientemente se han encontrado tres especies de *Bacillus*, que presenta una buena efectividad en condiciones de laboratorio (SALAMA et al. 2004). A su vez, en el grupo de los hongos destaca *Beauveria bassiana* (HUMBER y HASEN 2004). Finalmente, los nematodos también se consideran buenos agentes de control natural (MURPHY y BRISCOE 1999, ABBAS et al. 2001a, 2001b).

También, destacar los ácaros, con especies depredadoras de larvas y adultos como *Tetranychus rhynchophori* (KRANZ et al. 1982), o parásitos como *Hypoaspis sp.* (PETER 1989). En los insectos, existen especies depredadoras de huevos, pupas y adultos, como *Chelisoche morio*, o parasitoides como *Sarcophaga fuscicauda* y *Scolia erratica*.

## Métodos de lucha

Las medidas que han de seguirse para controlar esta especie plaga se basan en métodos preventivos, tratamientos fitosanitarios y otras medidas de control; todo ello, para evitar los ataques y su extensión. A continuación se resume diversos métodos de lucha ensayados:



Huevo de  
*R. ferrugineus*



Larva de  
*R. ferrugineus*



Capullo de  
*R. ferrugineus*

## A) Métodos preventivos

Estos procedimientos pueden ser variados y pretenden evitar o reducir la incidencia de esta plaga. Los principales son: un adecuado manejo de las plantas y del suelo para que el cultivo esté en condiciones óptimas, reduciéndose los ataques de estos insectos. Reducir las lesiones y marcas en los estípites, así como evitar el corte de las hojas verdes, que facilita el ataque de la plaga. Relleno de las axilas de las hojas con una mezcla de insecticida y arena tres veces al año. Cubrir las heridas con alquitrán de hulla para evitar la puesta de las hembras. Y la tala y quema de los árboles infestados (ABRAHAM 1971a, 1971b; KRANZ et al. 1982, HILL 1987).

## B) Detección de la infestación

Un problema grave que presenta esta especie es su detección al inicio de la infestación de la palmera. Cuando se observan los síntomas de infestación de la palmera, el nivel de ataque es tan elevado y los daños originados tan severos, que los métodos de control no consiguen evitar la muerte de la planta. Por ello, se han tratado de desarrollar diferentes métodos de detección precoz de la infestación.

Por una parte, como el ruido continuo originado por las larvas al morder o devorar los tejidos internos del estípite es fácilmente audible (KRANZ et al. 1982), se han desarrollado diferentes dispositivos para medirlo, incluso con bajo nivel de población (OHLER 1986, SOROKER et al. 2004). Por otra parte, se han utilizado métodos basados en la medida de las alteraciones fisiológicas originadas en plantas afectadas, respecto a plantas sanas (BOKHARI y ABUZUHIRA 1992).

## C) Control químico

El control con productos plaguicidas se ha realizado mediante la inyección de insecticidas sistémicos en el estípite. Para ello se empastan todos los agujeros, mediante un taladro en el estípite, justo por encima de la parte afectada. A continuación, se coloca un embudo o inyector especialmente diseñado y se vierte la suspensión de insecticida (KRANZ et al. 1982, MUTHURAMAN 1984).

Si la entrada del curculiónido ha sido desde la parte apical hacia la corona, el área afectada debe ser cortada y la suspensión de insecticida debe aplicarse lentamente por encima. También se puede utilizar un método alternativo, que consiste en aplicar el insecticida diluido en un orificio de 5 cm de profundidad, perforando el estípite sobre la zona afectada del huésped (KRANZ et al. 1982).

Otros tratamientos son mediante pulverización del plaguicida sobre la corona y estípite de las palmeras afectadas. Sin embargo, la efectividad es menor que la del método de inyección, ya que actúa de manera más superficial sobre la planta y menos directa sobre la plaga (HILL 1987).

Como materias activas se han ensayado las siguientes: hexaclorociclohexano (HCH), carbaril, carbosulfan, etil-pirimifos, fosforo de aluminio, malatión, metil-oxidemetón, piretrinas naturales con butóxido de piperonilo, propoxur y triclorfón (ABRAHAM 1971b, KURIAN y MATHEN 1971,

LAKSHMANAN et al. 1972, RAO et al. 1973, ABRAHAM et al. 1975; SOENARDI et al. 1978, KRANZ et al. 1982, EL-EZABY, 1997).

Según los trabajos realizados por CABELLO et al. (1997) en condiciones de laboratorio y con dieta artificial, se encontró que las materias activas: oxamilo e imidacloprid, eran igualmente efectivas (100% de mortalidad) en larvas de diferentes edades.

Recientemente, en la zona infestada por *R. ferrugineus* en la costa de la provincia de Granada (Almuñecar), se han realizado ensayos en palmeras, *Phoenix canariensis*, utilizando como materias activas carbosulfan 20% LA y oxamilo 24% LS. También se han combinado tratamientos por inyección al tronco con tratamientos foliares utilizando dimetoato 40%, carbaril 48%, fipronil 80%, imidacloprid 20% y clorpirifos 48%, empleando de 1-3 inyectores por palmera, dependiendo de su diámetro. En los tratamientos de inyección y aplicación foliar presentaron mejor eficacia llegando en algunos productos al 100% (HERNANDEZ-MARANTE et al 2003).

También, se han realizado ensayos en laboratorio, con larvas de diferentes edades, y materias activas: azadiractina, fipronil y clorpirifos, presentando las dos últimas eficacias del 100% (MARTÍN 2004).

## D) Control biológico

Recientemente, se han llevado a cabo ensayos en condiciones de laboratorio con 6 entomopatógenos: *Bacillus thuringiensis kurstaki*, *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii*, *Steinernema carpocapsae*, *Heterorhabditis megidis* y *H. bacteriophora*; todos ellos disponibles comercialmente en nuestro país, y se ha observado la eficacia de los mismos sobre larvas de 7 y 30 días de edad. En los resultados obtenidos destacaron los nematodos, *H. megidis* y *H. bacteriophora*, alcanzando el 100% de eficacia; siendo éstos potenciales agentes de lucha biológica contra esta especie plaga (MARTÍN 2004). Sin embargo, los resultados con *S. carpocapsae* tuvieron menor efectividad, siendo éstos similares, también en condiciones de laboratorio, para especies de nematodos tanto egipcias, como de Arabia Saudita (ABBAS et al. 2001a, 2001b). Posteriormente, se efectuaron ensayos de campo en palmeras, *P. canariensis*, para apreciar los resultados de los nematodos, en concreto fue utilizado *H. bacteriophora*; los resultados de eficacia hallados (66,7%), son mayores a los reportados (25,0%), con el mismo método de aplicación (inyección en el estípite de la palmera), por ABBAS et al (2000). Las diferencias de efectividad encontradas, entre los bioensayos de campo y laboratorio, para *H. bacteriophora*, pueden ser debido, a varias causas. En primer lugar, se debe de considerar los efectos de la planta huésped sobre el nematodo; también, puede ser debido a la situación de las larvas en túneles dentro del estípite y al gran flujo de savia que se origina en las zonas afectadas del estípite, por la acción de la plaga (MARTÍN 2004).



Pupa de *R. ferrugineus*



Adulto de *R. ferrugineus*



Salida de adultos de *R. ferrugineus* del tronco

## BIBLIOGRAFÍA

Abbas, M.S.T.; Hanounik, S.B.; Mousa, S.A.; Al-Bagham, S.H., 2000. Soil application of entomopathogenic for controlling *Rhynchophorus ferrugineus* on date palm. *International Journal of Nematology*, 10: 215-218.

Abbas, M.S.T.; Hanounik, S.B.; Mousa, S.A.; Mansour, M.I., 2001a. On the pathogenicity of *Steinernema abbas* and *Heterorhabditis indicus* isolated from adult *Rhynchophorus ferrugineus* (Col.). *International Journal of Nematology*, 11: 69-72.

Abbas, S.T.; Saleh, M.M.E.; Akil, A.M., 2001b. Laboratory and field evaluation of the pathogenicity of entomopathogenic nematodes to the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier) (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Pest Science*, 74: 167-168.

Abraham, V.A., 1971a. Note on an effective method of preventing entry by red-weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* Fabricius (Curculionidae: Coleoptera), into the stem of coconut palm through cut petioles. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 41: 1130-1131.

Abraham, V.A., 1971b. Prevention of red palm weevil entry into coconut palms through wounds. *Mysore Journal of Agricultural Sciences*, 5: 121-122.

Abraham, V.A.; Koya, K.M. A.; Kurian, C., 1975. Evaluation of seven insecticides for control of red palm weevil *Rhynchophorus ferrugineus* Fabricius. *Journal of Plantation Crops*, 3: 71-72.

Avand-Faghih, A., 1996. The biology of red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* Oliv. (Coleoptera, curculionidae) in Saravan region (Sistan & Balouchistan province, Iran). *Applied Entomology Phytopathologie*, 63: 16-18.

Banerjee, A.; Dangar, T.K., 1995. *Pseudomonas aeruginosa*, a facultative pathogen of red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*. *World Journal of microbiology and Biotechnology*, 11: 618-620.

Barranco, P.; De La Peña, J.; Cabello, T., 1996. El picudo rojo de las palmeras, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier), nueva plaga en Europa (Coleoptera, Curculionidae). *Phytoma-España*, 76: 36-40.

Barranco, P.; De La Peña, J.; Martín-Molina M.M.; Cabello, T., 2000. Rango de hospedantes de *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier, 1790) y diámetro de la palmera hospedante (Coleoptera, Curculionidae). *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 26: 73-78.

Bokhari, U.G.; Abuzuhira, R., 1992. Diagnostic tests for red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*, infested date palm trees. *Arab Journal of Scientific Research*, 10: 93-104.

Cabello, T.; De La Peña, J.; Belda, J.; Barranco, P., 1997. Laboratory evaluation of imidacloprid and oxamyl against *Rhynchophorus ferrugineus*. *Ann. Appl. Biol.*, 130 (Supplement). *Test of Agrochemicals and Cultivars*, 18: 6-7.

El-Ezaby, F.A., 1997. Injection as a method to control the Red Indian date palm weevil *Rhynchophorus ferrugineus*. *Arab Journal of Plant Protection*, 15: 31-38.

Eppo, 2001. *Rhynchophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae) red palm weevil. (<http://www.eppo.org/QUARANTINE/AlertList/Insects/rhyfcf.html>).

Esteban-Duran, J.; Yela, J.L.; Beitia-Crespo, F.; Jiménez-Álvarez, A., 1998a. Biología del curculiónido ferruginoso de las palmeras *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier) en laboratorio y campo: ciclo en cautividad, peculiaridades biológicas en su zona de introducción en España y métodos biológicos de detección y posible control (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 24: 737-748.

Esteban-Duran, J.; Yela, J.L.; Beitia-Crespo, F.; Jiménez-Álvarez, A., 1998b. Curculiónidos exóticos susceptibles de ser introducidos en España y otros países de la Unión Europea a través de vegetales importados (Coleoptera: Curculionidae: Rhynchophorinae). *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 24: 23-40.

Giblin-Davis, R.; Howard, F.W., 1988. Notes on the palmetto weevil, *Rhynchophorus cruentatus*, (Coleoptera: Curculionidae). *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 101: 101-107.

Hernández-Marante, D.; Folk, F.; Sánchez, R.; Fernández-Escobar, R., 2003. Control del curculiónido ferruginoso de las palmeras (*Rhynchophorus ferrugineus* Olivier) mediante inyecciones al tronco y pulverizador foliar. *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 29: 563-573.

Hill, D.S., 1987. *Agricultural insect pests of the tropics and their control*. Cambridge University Press, Cambridge: 746 pp.

Humber, R.A.; Hasen, K.S., 2004. *Hosts by Fungal Species*. USDA-ARS Plant Protection Research Unit. US Plant, Soil and Nutrition Laboratory. New York: 193 pp.

Kranz, J.H.; Schmutterer H.; Koc, W., 1982. *Enfermedades, plagas y malezas de los cultivos subtropicales*. Verlag Paul Parey, Berlin: 722 pp.

Kurian, C.; Mathen, K., 1971. Red palm weevil - hidden enemy of coconut palm. *Indian Farming*, 21: 29-31.

Lakshmanan, P.L.; Rao, P.V.S.; Subramaniam, T.R., 1972. A note on the control of the coconut red palm weevil *Rhynchophorus ferrugineus* with certain new chemicals. *Madras Agricultural Journal*, 5: 638-639.

Lepesme, P., 1947. *Les insectes des palmiers*. Ed. Paul Lechcoulier, Paris: 903 pp.

Liao, C.C.; Chen, C.C., 1997. Primary study the insect pests, hosts and ecology of weevil attacking ornamental palm seedlings. *Bulletin of Taichung District Agricultural Improvement Station*, 57: 43-48.

Martin, M.M., 2004. Biología, ecología y control del curculiónido rojo de la palmera, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier, 1790) (Coleoptera: Dryophthoridae). *Universidad de Almería. Tesis Doctoral*: 202 pp.

Murphy, S.T.; Briscoe, B.R., 1999. The red palm weevil as an alien invasive: biology and the prospects for biological control as a component of IPM. *Biocontrol News and Information*, 20: 35N-46N.

Muthuraman, M., 1984. Trunk injection of undiluted insecticides a method to control coconut red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* Fab. *Indian Coconut Journal*, 15: 12-14.

Ohler, J.G., 1986. El cocotero árbol de la vida. *Ed. F.A.O.* Roma: 347 pp.

Peter, C., 1989. A note on the mites associated with the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* Olivier in Tamil Nadu. *Journal of Insect Science*, 2: 160-161.

Rahalkar, G.W.; Harwalkar, M.R.; Ranavavare, H.D.; Tamhankar, A.J.; Shanthram, K., 1985. *Rhynchophorus ferrugineus*. Singh, P.; Moore, R.F. (Eds.) *Handbook of insect rearing*. Elsevier. Amsterdam: 279-286.

Rao, P.V.S.; Subramaniam, T.R.; Abraham, E.V., 1973. Control of the red palm weevil on coconut. *Journal of Plantation Crops*, 1: 26-27.

Salama, H.S.; Foda, M.S.; El-Bendary, M.A.; Andel-Razak, A., 2004. Infection of red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus*, by spore-forming bacilli indigenous to its natural habitat in Egypt. *Journal of Pest Science*, 77: 27-31.

Soenardi, Sastrosupadi, A.; Hariadi, B., 1978. Control of stem and top borers of coconut palms. *Pemberitaan, Lembaga Penelitian Tanaman Industri*, 28: 45-50.

Soroker, V.; Nakache, Y.; Landau, U.; Mizrach, A.; Hetzroni, A.; Gerling, D., 2004. Utilization of sounding methodology to detect infestation by *Rhynchophorus ferrugineus* on palm offshoots. *Phytoparasitica*, 32: 6-8.

Viado, G.B.; Bigornia, E., 1949. A biological study of the asiatic palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier), (Curculionidae, Colcoptera). *The Philippine Agriculturist*, 33: 1-27.

Wattanapongsiri, A., 1966. A revision of the genera *Rhynchophorus* and *Dynamis* (Coleoptera: Curculionidae). Bangkok, Thailand; *Departament of Agriculture Science Bulletin* 1: 328 pp.



Palmera afectada



Ubicación de pupas de R. Ferrugineus en la base de la palma



Método de control químico con inyección en el tronco