

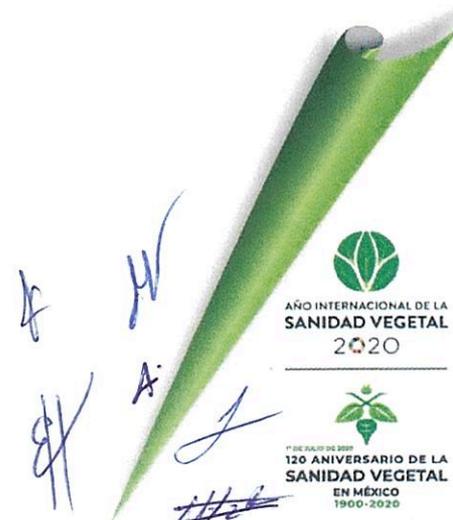
# DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD VEGETAL CENTRO NACIONAL DE REFERENCIA FITOSANITARIA

Área de Diagnóstico Fitosanitario  
Laboratorio de Entomología y Acarología

Protocolo de Diagnóstico:  
*Trogoderma granarium* Everts 1898

Tecámac, Estado de México, diciembre 2020

SENASICA, AGRICULTURA SANA PARA EL BIENESTAR.



\*ESTE PROGRAMA ES PÚBLICO, AJENO A CUALQUIER PARTIDO POLÍTICO. QUEDA PROHIBIDO EL USO PARA FINES DISTINTOS A LOS ESTABLECIDOS EN EL PROGRAMA\*



GOBIERNO DE  
MÉXICO

AGRICULTURA  
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL



SENASICA  
SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD  
INCLUSIÓN Y CALIDAD ALIMENTARIA

h



## ÍNDICE GENERAL

OBJETIVO Y ALCANCE DEL PROTOCOLO	1
INTRODUCCIÓN	2
2.1 Información sobre la plaga	2
2.2 Información taxonómica	3
DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN	3
3.1 Detección	3
3.2 Descripción morfológica	4
3.3 Identificación de la plaga	6
3.3.1 Procesamiento de larvas	6
3.3.1.1 Método de preparación [Acevedo-Reyes et al. (2019), modificado de Rodríguez (1994)]	6
3.3.2 Procesamiento de adultos (hembra y macho) (extracción de genital)	8
3.3.2.1 Método de montaje del genital [Acevedo-Reyes et al. (2019), Modificado de Rodríguez (1994)]	8
3.4 Consideraciones	13
3.5 Preservación	13
REGISTROS	14
CONTACTO PARA INFORMACIÓN ADICIONAL	14
RECONOCIMIENTO	14
REFERENCIAS	14
ANEXOS	18
HISTORIAL DE CAMBIOS	22

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1. Distribución geográfica del Gorgojo Khapra (<i>Trogoderma granarium</i>).</b> Fuente: CABI (2020) y EPPO (2019)	18
<b>Figura 2. Larva de <i>Trogoderma granarium</i>.</b> a) Vista dorsal. b) cuatro papilas sensoriales. c) <i>Hastisetas</i> y <i>espícisetas</i> . d) artejos antenales y poro sensitivo. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.	18
<b>Figura 3. Comparativo de algunas especies del género <i>Trogoderma</i> Dejean.</b> a) <i>T. simplex</i> , b) <i>T. variabile</i> , c) <i>T. granarium</i> . Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.	19

*[Handwritten signatures and initials in blue ink]*



<b>Figura 4. Número de papilas en larvas de algunas especies de <i>Trogoderma</i>. a) <i>T. granarium</i>, b) <i>T. variabile</i>, c) <i>T. simplex</i>. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.</b>	<b>20</b>
<b>Figura 5. <i>Trogoderma granarium</i>. a) Vista dorsal del macho adulto. b) Vista lateral del macho adulto. c) Pronoto. d) Ocelo en la frente. e) Cavidad antenal. f) Proceso metapisternal. g) Genital (hembra). Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.</b>	<b>20</b>
<b>Figura 6. Reactivos y materiales utilizados en la determinación de <i>Trogoderma granarium</i>. a) Reactivos: hidróxido de potasio al 40 %, agua destilada, etanol al 96 %, aceite de clavo y bálsamo de Canadá. b) Materiales</b>	<b>21</b>
<b>Figura 7. Etiquetado de las estructuras de <i>Trogoderma granarium</i></b>	<b>21</b>
<b>Figura 8. Pupa de <i>Trogoderma granarium</i> Everts. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.</b>	<b>21</b>

### ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1. Clave para la identificación de larvas del género <i>Trogoderma</i> Dejeam (sensu Peacock, 1993; Rodríguez, 1994)</b>	<b>10</b>
<b>Cuadro 2. Clave para la identificación de larvas de <i>T. granarium</i> Everts (sensu Rodríguez, 1994; NIMF27-3, 2012)</b>	<b>10</b>
<b>Cuadro 3. Clave para la identificación de adultos del género <i>Trogoderma</i> Dejeam</b>	<b>11</b>
<b>Cuadro 4. Clave para determinar adultos de <i>T. granarium</i> y algunas otras especies de <i>Trogoderma</i> (sensu Peacock, 1993; Rodríguez, 1994)</b>	<b>12</b>
<b>Cuadro 5. Materiales utilizados en la preparación de ejemplares de <i>T. granarium</i> para su identificación</b>	<b>22</b>

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a large signature and several smaller initials.



## OBJETIVO Y ALCANCE DEL PROTOCOLO

El objetivo del presente protocolo es describir el procedimiento y metodología aplicada en el Laboratorio de Entomología y Acarología del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria (CNRF) para la identificación de larvas y adultos del gorgojo *Khapra Trogoderma granarium* Everts, 1898, mediante el uso de claves taxonómicas y microscopía óptica. La metodología descrita, tiene un sustento científico que respalda los resultados obtenidos al aplicarlo. La incorrecta implementación o variaciones en la metodología especificada en este documento de referencia pueden derivar en resultados no esperados, por lo que es responsabilidad del usuario seguir y aplicar el protocolo de forma correcta.

El protocolo fue desarrollado en las instalaciones del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria (CNRF) de la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV) del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). La presente versión podrá ser mejorada y/o actualizada quedando el registro en el historial de cambios. El protocolo de Diagnóstico de *T. granarium* se encuentra dirigido a los Terceros Especialistas de los Laboratorios Aprobados y al personal técnico de los laboratorios oficiales del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria.



## INTRODUCCIÓN

### 2.1 Información sobre la plaga

El gorgojo Khapra, *T. granarium*, fue descrita como una plaga en la India (French & Venette, 2005) y clasificado por Everts en 1898 (AMS, 1960). Es una plaga de importancia cuarentenaria ya que puede potencialmente causar pérdidas económicas (IPPC, 2018). Se determina como ausente en México, por lo que se establece la cuarentena exterior en productos y subproductos vegetales almacenados asociados a la plaga, como lo establece la NOM-005-FITO-1995 (IPPC, 2006; SAGARPA-DOF, 1996). Debido a la importancia de la plaga, otros países como Estados Unidos de América, Canadá, Reino Unido, Australia, China, Kenia, Uganda y Tanzania, también han establecido regulaciones específicas de cuarentena exterior para prevenir su posible introducción en productos y subproductos de importación (OIRSA, 2011; IPPC, 2012; EPPO, 2014).

Esta plaga se encuentra distribuida en Afganistán, Antigua URSS, Arabia Saudita, Argelia, Bangladesh, Burkina Faso, Corea, Chipre, Egipto, España, India, Irán, Iraq, Israel, Líbano, Libia, Malasia, Malí, Marruecos, Mauritania, Myanmar, Níger, Nigeria, Pakistán, Senegal, Siria, Sri Lanka, Somalia, Sudán, Suiza, Túnez, Yemen, Turquía, Yemen, Zambia, Zimbabue (**Figura 1**; EPPO, 2019; Floate et al., 2019; CABI, 2020).

En México se tienen establecidos requisitos fitosanitarios para la importación de productos hospedantes de la plaga; se inspeccionan mercancías y contenedores en puntos de entrada y se cuenta con el Programa de Vigilancia Fitosanitaria (Senasica, 2020; NAPPO, 2020).

Los principales hospedantes son: cereales como arroz, trigo, avena, cebada, sorgo, maíz, así como a cacahuate, garbanzo, lenteja, soya, nuez; entre otros granos, semillas y sus derivados. Además de productos secos de origen vegetal como frutos secos, flor de Jamaica, chile seco, legumbres, alfalfa, hierbas, copra, especias; productos de origen animal como piel seca, sangre seca; alimento para mascotas, resinas, leche en polvo, comida deshidratada e insectos muertos y pueden ser detectados en contenedores, bodegas o embalajes sin limpiar, (NIMF 27-3, 2012; CABI, 2020; NAPPO, 2020). Ha sido interceptado en Australia en bienes no alimentarios importados tales como refrigeradores, autopartes, tuercas y tornillos, así también como contenedores vacíos (DAWE, 2020a). Su importancia económica no solamente radica en el daño que causa a los productos almacenados que puede ser hasta del 75%, sino también por las restricciones en las exportaciones que afrontan los países en donde se detecta o se intercepta la plaga (Román et al., 1998). Los productos vegetales almacenados pueden contaminarse con insectos, exuvias y setas larvales, lo que representan un riesgo a la salud. Los signos más comunes de infestación de *T. granarium* son las larvas, que pueden sobrevivir sin alimento hasta por 12 meses o permanecer en dormancia por varios años en condiciones adversas (DAWE, 2020b).



El gorgojo Khapra es una especie multivoltina y su biología se encuentra influenciada por varios factores como la disponibilidad y calidad de alimento, así como temperatura y humedad (Anónimo, 1981; Sibaja, 2006; Harris, 2009; NIMF 27-3, 2012). Para mayor información se puede consultar a CABI (2020).

## 2.2 Información taxonómica

<b>Nombre:</b>	<i>Trogoderma granarium</i> Everts, 1898
<b>Sinónimos:</b>	<i>Attagenus undulatus</i> Motschulsky, 1851 <i>Aethriostoma undulatus</i> Motschulsky, 1851 <i>Trogoderma khapra</i> Arrow, 1917 <i>Trogoderma koningsbergeri</i> Pic, 1933 <i>Trogoderma affrum</i> Priesner, 1951 <i>Trogoderma granarium</i> spp. afrum Attia y Kamel, 1965
<b>Nombres comunes:</b>	Gorgojo Khapra Escarabajo khapra Khapra Beetle (inglés) Trogoderme du grain (francés) Derméstido de los granos almacenados Trogoderma de los granos almacenados
<b>Posición taxonómica:</b>	Animalia, Arthropoda, Insecta, Coleoptera, Dermestidae, <i>Trogoderma</i>

(CABI, 2020; Peacock, 1993)

## DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN

### 3.1 Detección

Los métodos para la detección de *T. granarium*, incluyen inspección visual en mercancías y contenedores en punto de entrada al país, uso de trampa tipo “domo” con feromona de agregación con el compuesto (Z)-14 methyl-8-hexadecenal y kairomona de tipo alimentario en presentación líquida (Senasica, 2019; Senasica, 2020). Las larvas pueden permanecer inactivas en grietas, ranuras, orificios, en donde son muy difíciles de localizar (Sibaja, 2006). Sin embargo, en los cereales a granel pueden encontrarse larvas a una profundidad de hasta 3-6 m (NIMF 27-3, 2012). En

*[Handwritten signatures and initials in blue ink]*



México, en los estados de Colima, Chiapas, Chihuahua, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán se realizan acciones de vigilancia y detección temprana a través de rutas de trampeo (Senasica, 2020).

Los especímenes detectados (huevos, larvas, pupas y adultos) son preservados en alcohol al 70 % con su respectiva etiqueta de datos de colecta y acompañados, en el caso de productos de importación, por una muestra de  $\pm 3.5$  kg, la cual es inspeccionada visualmente en el laboratorio para descartar nuevos individuos con ayuda de una lupa o microscopio estereoscópico. En el caso de los adultos recolectados en trampas, éstos primeramente son tratados con gasolina blanca o xilol en una caja Petri de 5 cm de diámetro durante 15 min para su posterior limpieza por medio de un pincel (#0), con el objetivo de remover el pegamento de la trampa adherido al cuerpo.

Actualmente no es posible realizar la identificación de la especie a partir de huevos y pupas por características morfológicas externas (Senasica, 2019), por consiguiente, es importante considerar el sesgo del muestreo al realizar inspecciones en busca de esta plaga (NIMF 27-3, 2012), sin embargo se procede a su identificación por medio de técnicas moleculares.

Las metodologías de detección e identificación descritas en el presente Protocolo de Diagnóstico están basadas en: PD 3: *Trogoderma granarium* Everts NIMF 27-3 (2012), así como en las claves de Peacock (1993) y Rodríguez (1994).

### 3.2 Descripción morfológica

**Huevo:** recién depositados son de color blanco-amarillento, antes de eclosionar se tornan de color amarillo. Son de forma oval y su tamaño varía entre 0.7 mm de longitud y 0.25 mm de ancho, presentan un extremo redondeado y el otro en forma de punta, con proyecciones (Harris, 2009).

**Larva:** la característica distintiva de la larva es la presencia de **cuatro papilas sensoriales** (Peacock, 1993; Rodríguez, 1994; Sibaja, 2006) ubicadas en la epifaringe (**Figura 2d, Figura 3 y Figura 4**). **Artejos antenales cortos y anchos**, setas del artejo antenal basal alcanzando o sobrepasando el ápice del segundo artejo, con una longitud de al menos tres cuartas partes la del segundo artejo antenal; segundo artejo antenal del último estadio larvario generalmente con o sin una seta; último artejo antenal con al menos un poro sensitivo en el cuarto basal (**Figura 2d y Figura 3**) (Peacock, 1993; Rodríguez, 1994 y NIMF 27-3, 2012).

La larva posee, además el cuerpo alargado, aplanado y de forma cilíndrica cubierto de setas de color café dispuestas en forma de bandas transversales, entre los cuales se aprecian segmentos de color blanco a amarillo, dando una apariencia de anillado. Además, poseen un mechón de setas en el último segmento abdominal (Harris,



2009). Presenta una longitud de 1.6 a 1.8 mm y un ancho de 0.25-0.3 mm; aunque en los últimos estadios larvales su longitud va de 6 mm por 1.5 mm de ancho en promedio como muestra la **Figura 2a** (Rodríguez, 1994; Harris, 2009). Presentan dos tipos de setas en el cuerpo, *espicisetas*, setas simples, de los cuales dos grupos se encuentran en el extremo caudal, localizadas en el segmento abdominal IX y *hastisetas* (**Figura 2c**), en las cuales la seta está contraída a intervalos irregulares y con un ápice que tiene un extremo en forma de lanza, en todos los segmentos del tórax y el abdomen, que en los últimos tres o cuatro segmentos forman penachos erectos, en pares, bien definidos (OIRSA, 2011; NIMF 27-3, 2012; EPPO, 2014).

**Pupa:** es de tipo exarata, mide hasta 5 mm de longitud, es de color café claro o marrón (**Figura 8**); queda dentro de la última exuvia larval con sólo parte del dorso expuesto; la superficie dorsal se encuentra cubierta por finas setas. La duración de la fase pupal es de 2 a 23 días (Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012).

**Adulto:** la característica distintiva es la presencia de una **proyección metaesternal anteromedio redondeada** y no de forma piramidal, como en otras especies (**Figura 5f**). Los **élitros unicolor, generalmente marrón claro o marrón rojizo a café oscuro** (**Figura 3 y Figura 5a**), o con un moteado vago sin un patrón claramente definido de finas pubescencia clara (Peacock, 1993). El genital masculino (**Figura 3**) presenta el extremo distal del lóbulo medio del edeago más corto que los vértices de los parámetros, el **punte** de los parámetros está situado aproximadamente un tercio de la longitud total desde el extremo distal, **recto distal**, los parámetros anchos, con setas cortas y escasas en los márgenes interno y externo; setas que se extienden hasta la mitad de la longitud del edeago (Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012). En la hembra se puede observar la **bolsa copulatriz con dos escleritos dentados pequeños**, longitud de las escleritos igual o inferior a la longitud de la parte ondulada de la espermateca (NIMF 27-3, 2012), bordes de los escleritos formando un ángulo recto (**Figura 5g**).

El adulto de *T. granarium* presenta una forma oval oblonga y miden de 1.6 a 3.8 mm de longitud, margen interno del ojo recto o sinuoso, las hembras son de tono más claro, ligeramente más grandes que los machos y con maza antenal de 3-4 artejos. Los élitros siempre cubren el abdomen, tiene el ápice redondeado y con un fleco de pelos color café (**Figura 5a y b**; Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012; EPPO, 2019).

- **Cabeza.** Con ocelo medio presente (**Figura 5d**), antenas más cortas que la cabeza y el pronoto, de 9-11 artejos antenales; los machos con una antena en forma de maza formada (**Figura 5f**) de menos de 5 artejos (hembra de tres artejos) antenales; margen posterior de la cavidad antenal elevada, con carinas filamentosas más grandes que la longitud del margen (**Figura 5e**; Peacock, 1993; Rodríguez, 1994).
- **Protórax.** Sin prolongaciones sobre la cabeza, sin tubérculos (**Figura 5c**); dorso



con sedas delgadas no escamosas; color amarillo-café brillante o café rojizo brillante, con el pronoto siempre más oscuro que los élitros (Rodríguez, 1994).

- **Abdomen.** Metacoxa cóncava con el margen posterior para la recepción del fémur, artejo metatarsal I tan largo o más que el segundo (Peacock, 1993).

### 3.3 Identificación de la plaga

Para la identificación de los ejemplares se utiliza las claves dicotómicas (Harney, 1993; Peacock, 1993; Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012), por lo cual se debe garantizar durante el proceso de montaje que el ejemplar se encuentre en las mejores condiciones posibles (insecto completo, no desmembrado). El primer paso en la diagnosis del material colectado es la identificación a nivel de género. La identificación de las larvas o adultos no puede ser aceptada como satisfactoria si se encuentra basada sólo en una exuvia, pupa o especímenes dañados. En el caso de los adultos, los ejemplares que presenten sus características morfológicas externas dañadas deberán ser identificados por medio del genital, mientras que, en el caso de las larvas, por lo menos deberá poseer la cabeza (aparato bucal y antenas) completa.

#### 3.3.1 Procesamiento de larvas

- 1) Tomar fotografías con escalas adecuadas a cada una de las áreas importantes para la determinación de la especie con el objetivo de contar con referencia del tamaño, además de la coloración del cuerpo, arreglo de las setas, etc. Antes de la disección se debe de constatar que la larva analizada bajo el microscopio estereoscópico cuenta con al menos la cabeza y antenas completas, además de presentar *hastisetas* y *espisetas*.
- 2) Para la identificación se debe de considerar el material como vaso de precipitados, tubo de ensaye, minucia®, pinzas entomológicas, portaobjetos, cubreobjetos, vidrio de reloj, cápsula de porcelana, caja Petri o siracusa, hidróxido de potasio, agua destilada, etanol al 96 %, aceite de clavo, bálsamo de Canadá, fucsina ácida, parrilla o plancha de calentamiento y estufa de secado (**Anexo y Figuras 6a y b**).
- 3) Las larvas deben ser montadas en portaobjetos usando el siguiente método:

##### 3.3.1.1 Método de preparación [Acevedo-Reyes *et al.* (2019), modificado de Rodríguez (1994)]

- 1) Colocar el espécimen sobre una cápsula de porcelana, caja Petri o siracusa. Con ayuda del microscopio estereoscópico, realizar un corte a lo largo de la línea media del cuerpo ayudándose de la aguja de disección en posición

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a checkmark and several illegible signatures.



ventral, o bien realizar seis punciones en el cuerpo con apoyo de un alfiler del #00 o minucia® en posición dorsal, evitando que el ejemplar se dañe.

**Nota:** cuidar que el espécimen quede lo más completo posible.

- 2) Colocar la larva en un tubo de ensaye que contenga 1 mL  $\pm$  2 mL de hidróxido de potasio al 40 %  $\pm$  2 y calentar a 100 °C  $\pm$  2 °C en baño María por 10 min  $\pm$  2 min.
- 3) Remover todo el contenido interno del cuerpo. Para esto se puede usar un pincel de pelos cortos y finos, o bien con ayuda de alfileres entomológicos del #00.
- 4) Decantar el exceso de hidróxido de potasio al 40 %  $\pm$  2 % y realizar seis lavados con 5 mL  $\pm$  2 mL de agua destilada, posteriormente transferir la larva a otro tubo de ensaye y adicionar etanol al 96 % hasta cubrir el ejemplar completamente. Dejar reposar la larva por 10 min  $\pm$  2 min. Se puede obviar el enjuague con agua destilada y realizar los lavados directamente con etanol al 96 % (deshidratación directa) cuando la larva se encuentra libre de cualquier gota de grasa o contenido interno.

**Nota:** como paso opcional se puede teñir la larva con fucsina ácida durante 3 min  $\pm$  2 min (sólo si ésta se presume sea de primer estadio) y posteriormente, enjuagar la larva con etanol al 96 % hasta eliminar el exceso de colorante.

- 5) Transferir la larva al aceite de clavo y dejar reposar por 10 min  $\pm$  2 min.
- 6) Montar el ejemplar aclarado en bálsamo de Canadá, extendiéndolo completamente en el portaobjetos en vista dorsal. Procurar que las mandíbulas queden abiertas para poder visualizar la epifaringe y que las antenas queden extendidas, posteriormente colocar el cubreobjetos, cuidando de no dejar burbujas en el interior.
- 7) La laminilla se observará empleando el microscopio compuesto para su determinación, la cual se debe realizar, iniciando con el objetivo de menor aumento hasta el de mayor aumento (40X) y, si es necesario, utilizar el objetivo de 100X con aceite de inmersión.
- 8) Etiquetar las laminillas, como se menciona en el **apartado 3.5**.
- 9) Colocar las laminillas en parrilla o plancha de calentamiento, horno o estufa de secado a 40 °C  $\pm$  2°C durante siete días, con el fin de preservar la laminilla para colección o evidencia de las determinaciones realizadas.
- 10) Después de secar, retirar de la parrilla o plancha de calentamiento, horno o estufa de secado. Las laminillas deben sellarse usando una doble capa de esmalte o barniz, lo cual permite que estas no se sequen y se dañen los



ejemplares.

La familia Dermestidae presenta varias especies, por lo que se recomienda también consultar, para una información más específica, los trabajos de Harney (1993), Peacock (1993); EPPO/CABI (1997), PaDIL (2011); CABI (2020).

**Nota:** los métodos utilizados en este protocolo fueron modificados de Rodríguez (1994), enfocados al tiempo transcurrido en las diferentes etapas del procesamiento de la muestra, las cuales incluyen el macerado, aclarado y montaje para su diagnóstico.

### 3.3.2 Procesamiento de adultos (hembra y macho) (extracción de genital)

- 1) Tomar fotografías con escalas adecuadas de cada una de las áreas importantes para la determinación de la especie con el objetivo de contar con referencia del tamaño, además de la coloración del cuerpo, tipo de antenas, presencia de ocelo, proyección metaesternal anteromedial. Antes de la extracción del genital, se debe de constatar que el adulto analizado bajo el microscopio estereoscópico cuente con al menos los élitros y el abdomen completo y no se encuentren dañados o desmembrados.
- 2) Para la identificación se debe de considerar el material como vaso de precipitados, tubo de ensaye, minucia<sup>®</sup>, pinzas entomológicas, portaobjetos, cubreobjetos, vidrio de reloj, cápsula de porcelana, caja Petri o siracusa, Hidróxido de potasio, agua destilada, etanol al 96 %, aceite de clavo, bálsamo de Canadá, fucsina ácida, parrilla o plancha de calentamiento y estufa de secado (**Anexo y Figuras 6a y b**).
- 3) El genital del adulto debe ser montado en portaobjetos usando el siguiente método:

#### 3.3.2.1 Método de montaje del genital [Acevedo-Reyes et al. (2019), Modificado de Rodríguez (1994)]

- 1) Colocar el espécimen en posición ventral sobre una cápsula de porcelana, caja Petri o siracusa. Con ayuda de las pinzas y agujas de disección, extraer el abdomen del ejemplar.

**Nota:** cuidar que el espécimen, especialmente los élitros y el resto del cuerpo quede lo más completo posible. En el caso de los adultos colectados en trampas, éstos primeramente son tratados con gasolina blanca o xilol en una caja Petri de 5 cm de diámetro durante 15 min para su posterior limpieza con un pincel (#0), con la finalidad de remover el pegamento de la trampa adherido al cuerpo.

*[Handwritten signatures and initials in blue ink]*



- 2) Colocar el abdomen en un tubo de ensayo que contenga solución de hidróxido de potasio al 40 %  $\pm$  2 % y calentar 100 °C  $\pm$  2 °C en baño María por 10 min  $\pm$  2 min.
- 3) Remover todo el contenido interno del abdomen. Para esto se puede usar un pincel de pelos cortos y finos, o bien con ayuda de alfileres entomológicos del #00.
- 4) Decantar exceso de hidróxido de potasio al 40 %  $\pm$  2 % y realizar seis lavados con 1 mL de agua destilada. Extraer el genital dispuesto en el último segmento abdominal y posteriormente transferirlo a otro tubo de ensayo y adicionar etanol al 96 % hasta cubrirlo. Dejar reposar el genital por 10 min  $\pm$  2 min. Se puede obviar el enjuague con agua destilada y realizar los lavados directamente con etanol al 96 % (deshidratación directa) cuando el genital se encuentre libre de cualquier contenido interno.
- 5) Transferir el genital al aceite de clavo y dejarlo por un periodo de 10 min  $\pm$  2 min.
- 6) Montar en bálsamo de Canadá el genital aclarado, extendiéndolo completamente en el portaobjetos en vista dorsal, posteriormente colocar el cubreobjetos, cuidando de no dejar burbujas de aire en el interior.
- 7) La laminilla se observará empleando el microscopio compuesto para su determinación, la cual se debe realizar, iniciando con el objetivo de menor aumento hasta el de mayor aumento (40X) y, si es necesario, utilizar el objetivo de 100X con aceite de inmersión.
- 8) Etiquetar las laminillas, como se menciona en el **apartado 3.5**.
- 9) Colocar las laminillas en parrilla o plancha de calentamiento, horno o estufa de secado a 40 °C  $\pm$  2 °C durante siete días, con el fin de preservar la laminilla para colección o evidencia de las determinaciones realizadas.
- 10) Después de secar, retirar de la parrilla o plancha de calentamiento, horno o estufa de secado. Las laminillas deben sellarse usando una doble capa de esmalte o barniz, lo cual permite que estas no se sequen y se dañen los ejemplares.

Dada la semejanza de especies de la familia Dermestidae, se presentan claves (**Cuadros 1-4**) para la identificación de *T. granarium* (modificadas de Peacock, 1993; Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012) como se menciona en IPPC (2012).



**Cuadro 1. Clave para la identificación de larvas del género *Trogoderma* Dejeam (*sensu* Peacock, 1993; Rodríguez, 1994)**

- |   |                                  |
|---|----------------------------------|
| 1 Abdomen con el segmento X cilíndrico y esclerosado, urogonfis presentes sobre el IX segmento abdominal  | <b><i>Dermestes</i> spp.</b>     |
| 1' Abdomen con el segmento X no esclerosado, urogonfis ausentes   | <b>2</b>                         |
| 2 Superficie dorsal sin la presencia de <i>hastisetas</i> , palpo maxilar de 4 artejos  | <b><i>Attagenus</i> spp.</b>     |
| 2' Superficie dorsal con la presencia de <i>hastisetas</i> , palpo maxilar de 3 artejos   | <b>3</b>                         |
| 3 Margen posterior de los terguitos abdominales sinuosos, o emarginados, mechones de <i>hastisetas</i> presentes en la parte membranosa de los terguitos, terguito VIII sin mechones de <i>hastisetas</i> | <b><i>Anthrenus</i> spp.</b>     |
| 3' Margen posterior de los terguitos no sinuoso o emarginado, mechones de <i>hastisetas</i> colocados sobre placas esclerosadas en los terguitos, terguito VIII con mechones de <i>hastisetas</i>         | <b>4</b>                         |
| 4 Segundo artejo antenal casi dos veces el largo del último, cabeza con <i>hastisetas</i> al menos 3 veces más largas que anchas, en el punto más ancho de la mismas                                      | <b><i>Anthrenocerus</i> spp.</b> |
| 4' Artejos antenales subiguales, cabeza con <i>hastisetas</i> menores a tres veces de largo que ancho, en el punto más ancho de las mismas  | <b><i>Trogoderma</i> spp.</b>    |

**Cuadro 2. Clave para la identificación de larvas de *T. granarium* Everts (*sensu* Rodríguez, 1994; NIMF 27-3, 2012)**

- |   |                                   |
|---|-----------------------------------|
| 1 Epifaringe con 4 papilas distales (Figura 2b y Figura 4a), usualmente en una copa sensorial simple  | <b>2</b>                          |
| 1' Epifaringe con 6 papilas distales (Figura 4b y c)  | <b>3</b>                          |
| 2 Sutura antecostal claramente visible sobre el segmento abdominal VIII; segundo artejo antenal sin setas. Terguitos usualmente café grisáceos oscuros, al menos en la base de las <i>espisetas</i> ; acroterguitos esclerosados de coloración café | <b><i>T. granarium</i> Everts</b> |
| 2' Sutura antecostal no visible sobre el segmento abdominal VIII  | <b><i>T. teukton</i> Beal</b>     |

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a checkmark and several illegible signatures.



- 3 Setas sobre artejo antenal basal agrupadas en el lado interior o dorsal interior dejando el lado exterior o ventral exterior glabro, en la antena completamente extendida las setas del artejo basal no alcanzan el ápice del segundo artejo, poros sensoriales sobre los artejos apicales no presentes en el cuarto basal; *epicisetas* de pequeñas a medianas sobre los acroterguitos no lo suficientemente largas para cubrir la sutura antecostal; *hastisetas* muy esparcidas sobre los segmentos torácicos y abdominales; terguitos con una línea simple de *epicisetas* largas
- 3' Especímenes que no poseen la combinación de caracteres arriba descritos

***T. variabile* Ballion**

***Trogoderma* spp.**

**Cuadro 3. Clave para la identificación de adultos del género *Trogoderma* Dejeam (sensu Peacock, 1993; Rodríguez, 1994)**

- 1 Ocelo medio ausente
- 1' Ocelo medio presente
- 2 Cuerpo cubierto con setas escamiformes, cavidad antenal completamente visible en vista anterior
- 2' Cuerpo cubierto con setas simples, algunas de ellas blanquecinas, aplanadas (ensiformes), pero nunca a manera de escamas
- 3 Cavidad antenal completamente cerrada posteriormente, clava antenal bien definida de tres artejos
- 3' Cavidad antenal abierta posteriormente o parcialmente delimitada por una carina posterior, clava antenal con más de tres artejos
- 4 Cavidad antenal abierta posteriormente, margen posterior de las metacoxas angulado, primer artejo de los tarsos posteriores más corto que el segundo
- 4' Cavidad antenal parcialmente delimitada con una carina posterior, margen posterior de las metacoxas recto, arqueado o sinuoso, primer artejo de los tarsos posteriores más largo que el segundo

***Dermestes* spp.**

**2**

***Anthrenus* spp.**

**3**

***Anthrenocerus* spp.**

**4**

***Attagenus* spp.**

***Trogoderma* spp.**

Handwritten notes and signatures in blue ink, including a large 'h' and several illegible signatures.



**Cuadro 4. Clave para determinar adultos de *T. granarium* y algunas otras especies del género *Trogoderma* (sensu Peacock, 1993; Rodríguez, 1994)**

1 Superficie dorsal con pubescencia de coloración uniforme (unicoloreada)	<b>Otras especies</b>
1' Superficie dorsal con setas blanquecinas, ensiformes, que acompañan a las setas de tonos amarillos a café rojizas	<b>2</b>
2 Élitros sin patrones bien definidos, de coloración uniforme o escasamente moteados	<b>3</b>
2' Élitros con áreas más claras bien definidas y áreas oscuras ( <b>Figura 3</b> )	<b>4</b>
3 Élitros de coloración oscura, raramente con manchas cafés tenues, bandas basal, submedia y subapical formadas por setas ensiformes amarillas y cafés; antenas siempre de 11 artejos, machos con la clava antenal de 5 - 7 artejos, hembra con 4- 5 artejos; setas sobre el V esternito de los machos, uniforme y reclinada	<b><i>T. glabrum</i> (Herbst)</b>
3' Élitros de color café rojizo claro con manchas más claras evidentes, setas ensiformes dispersas raramente formando 2 - 3 bandas; antenas usualmente de 11, raramente 9 o 10 artejos, clava antenal del macho de 4-5 artejos, clava antenal de la hembra de 3-4 artejos; V esternito de los machos con una mancha apical densa de setas gruesas ( <b>Figura 3</b> )	<b><i>T. granarium</i> Everts</b>
4 Élitros con una banda basal clara	<b>5</b>
4' Élitros con bandas y manchas visibles	<b>6</b>
5 Margen anterior de los ojos claramente emarginado	<b><i>T. inclusum</i> LeConte</b>
5' Margen anterior de los ojos recto o ligeramente sinuoso	<b>7</b>
6 Élitros con la banda basal nunca conectada a la banda antemedial	<b><i>T. variabile</i> Ballion</b> ✓
6' Élitros con la banda basal conectada a la banda antemedial por una banda o bandas longitudinales	<b><i>T. ornatum</i> Say, <i>T. simplex</i> Jayne, <i>T. sternale</i> Jayne, <i>T. versicolor</i> (Creutzer)</b> ✓

Handwritten signatures and initials in blue ink at the bottom right of the page.



7 Élitros con tres bandas (basal, submedial y apical) bien definidas, rostro con setas ensiformes blancas con muy pocas setas amarillas acostadas

***T. angustum* (Solier)**

7' Élitros con una banda basal bien definida

***T. variable* Ballion  
(patrones  
reducidos)**

### 3.4 Consideraciones

Las consideraciones del protocolo son importantes para determinar a *T. granarium* con un procedimiento y metodología aplicada en las larvas y adultos mediante el uso de claves taxonómicas y microscopía óptica. En caso de que los especímenes (larvas y adultos) estén incompletos el resultado se concluirá como indeterminado. La confirmación de identidad de la especie por morfotaxonomía, o la presencia de huevo y pupa, será realizada por medio de técnicas moleculares. Asimismo, los registros y el material de referencia, en especial larvas y adultos preservados en laminillas o montados en alfiler, se incorporarán a una colección de insectos de referencia.

### 3.5 Preservación

Para obtener una preparación permanente de las larvas y genital de *T. granarium* con el medio de montaje bálsamo de Canadá, se debe colocar el portaobjetos en una estufa de secado a temperatura óptima ( $35^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ ), durante un mes; posteriormente, limpiar, aplicar sellador (esmalte) en la periferia del portaobjeto y colocar las etiquetas (Figura 7):

**Etiqueta 1:** familia, género, especie, nombre del determinador, fecha de la determinación y técnica de montaje.

**Etiqueta 2:** lugar de recolecta (país, estado y municipio), localidad y/o paraje, coordenadas geográficas, hospedero, fecha de recolecta y nombre del recolector.

Los ejemplares preservados en laminilla, previamente etiquetados, se colocan en un porta-laminillas; mientras que los especímenes en alcohol al 70 %, se etiquetan con datos de colecta, taxonómicos y geográficos.

Lo anteriormente mencionado con la finalidad de formar un acervo de información y ejemplares como parte de una colección biológica. Además de dar cumplimiento con lo indicado dentro del Sistema de Gestión de la Calidad, así como mantener la evidencia de las determinaciones realizadas.

h  
gk  
A.  
Z



## REGISTROS

Los registros y las evidencias deben conservarse según lo descrito en NIMF 27 (2012). Los ejemplares preservados en laminilla y los especímenes en alcohol al 70 %, deben ser resguardados por un periodo de 30 días posterior al diagnóstico. Estos deben mantenerse con sus respectivos datos de registro, evitando la exposición de luz natural y artificial, así como humedad relativa no mayor a 50 %  $\pm$  2 %. Para aquellos ejemplares y laminillas aptas para ser ingresadas a una Colección Entomológica, se debe considerar colocar paradiclorobenceno con el fin de evitar la aparición de polillas, gorgojos y piojos de los libros y realizar fumigación cada seis meses.

## CONTACTO PARA INFORMACIÓN ADICIONAL

Correo: lab.entomologia@senasica.gob.mx

Teléfono: 55 5905 1000, Ext. 51368 y 51370

## RECONOCIMIENTO

Al M. en C. Héctor Enrique Vega Ortiz y al Biól. Román Martínez Rosas (Departamento de Entomología y Acarología) por la versión inicial del protocolo. A la Dra. Dulce Azucena Hernández Zetina (Departamento de Entomología y Acarología) por la Redacción y edición de la versión V2.0 y V3. 0. Al Biól. Román Martínez Rosas por las fotografías del ejemplar adulto, pupa y larva. Al Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario (CONACOFI) por la coordinación de la consulta técnica. Al Dr. Aristeo Cuauhtémoc Deloya López, Instituto de Ecología (INECOL A.C.) y Dr. Jesús Romero Nápoles, Colegio de Postgraduados (Colpos) por su revisión técnica.

## REFERENCIAS

- Acevedo-Reyes, D. H. Zetina, E. Blanco-Rodríguez, J. A. López-Buenfil y R. Martínez-Rosas. 2019. Mendez-Herrera Technique: New Clearing Technique Proposed for Immature stages and Internal Structures of Adult Insects, Southwestern Entomologist 44 (2): 519-522. Recuperado de <https://doi.org/10.3958/059.044.0218>. Fecha de consulta: 29 de febrero de 2020
- AMS (Agricultural Marketing Service) 1960. Stored-Product Insects Branch. A summary of information about The Khapra beetle. USDA. 11 p.



- Anónimo. 1981. Data sheets on quarantine organisms. *Trogoderma granarium* Everts. European and Mediterranean Plant Protection Organization Bulletin 11 (1) Set 4, List A2, pags. 1-6.
- CABI. 2020. Crop Protection Compendium. Recuperado de <https://www.cabi.org/isc/datasheet/55010>. Fecha de consulta: 24 de febrero de 2020
- DAWE. 2020a. Media statement: Recent Khapra beetle interceptions in imported goods. Department of Agriculture, Water and the Environment, Government of Australia. Recuperado de <https://www.awe.gov.au/news/media-releases/media-statement-recent-khapra-beetle-interceptions-imported-goods>. Fecha de consulta: 25 de agosto de 2020
- DAWE. 2020b. Khapra beetle (*Trogoderma granarium*). Department of Agriculture, Water and the Environment, Government of Australia. Recuperado de <https://www.agriculture.gov.au/sites/default/files/documents/khapra-beetle-pest-bulletin.pdf>. Fecha de consulta: 25 de agosto de 2020
- EPPO. 2014. PQR-EPPO. Database on quarantine pests. European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Recuperado de [https://www.eppo.int/RESOURCES/eppo\\_databases/global\\_database](https://www.eppo.int/RESOURCES/eppo_databases/global_database). Fecha de consulta: 12 de febrero de 2020
- EPPO. 2019. PQR-EPPO. Database on quarantine pests. European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Recuperado de <https://gd.eppo.int/taxon/TROGGA>. Fecha de consulta: el 24 de febrero de 2020
- EPPO/CABI. 1997. *Trogoderma granarium*. En I.M. Smith, D.C. McNamara, P.R. Scott, & M. Holderness, eds. Quarantine pests for Europe, 2.<sup>a</sup> edición. Wallingford (Reino Unido). CAB International. 1425 p.
- French, S. & Venette, R. C. 2005. Mini risk assessment. Khapra beetle, *Trogoderma granarium* (Everts) [Coleoptera: Dermestidae]. Recuperado de <http://is.aphis.usda.gov/ppq/ep/pestdetection/pratrogoderma.pdf>. Fecha de consulta: 06 de julio de 2018
- Floate, K., Shivananjappa, S., Wilches, D., Laird R. and Fields, P. 2019. Bulletin Entomological Society of Canada 51(4): 229-230
- Harris, D. L. 2009. Khapra Beetle, *Trogoderma granarium* Everts (Insecta: Coleoptera: Dermestidae). University of Florida, IFAS Extension (EENY-372, IN667). Recuperado de <https://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN66700.pdf>. Fecha de consulta: 12 de octubre de 2018.



- Harney, M. 1993. A Guide to the insects of stored grain in South Africa. Biosystematics Division. Plant Protection Research, Institute Agriculture Research Council, South Africa, vii. 129 p.
- IPPC. 2006. International Standards for Phytosanitary Measures (ISPM) 8. Determination of pest status in an area. International Plant Protection Convention (IPPC). Recuperado de [https://www.ippc.int/largefiles/adopted\\_ISPMs\\_previousversions/en/ISPM\\_05\\_2006\\_En\\_2006-07-04.pdf](https://www.ippc.int/largefiles/adopted_ISPMs_previousversions/en/ISPM_05_2006_En_2006-07-04.pdf). Fecha de consulta: 12 de febrero de 2020
- IPPC. 2012. International Standards for Phytosanitary Measures (ISPM) 5. Glossary of Phytosanitary Terms. International Plant Protection Convention (IPPC). Recuperado de [http://www.fao.org/fileadmin/user\\_upload/faoterm/PDF/ISPM\\_05\\_2016\\_En\\_2017-05-25\\_PostCPM12\\_InkAm.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/faoterm/PDF/ISPM_05_2016_En_2017-05-25_PostCPM12_InkAm.pdf). Fecha de consulta: 12 de febrero de 2020
- IPPC. 2018. International Standards for Phytosanitary Measures (ISPM) 5. Glossary of Phytosanitary Terms. International Plant Protection Convention (IPPC).
- NAPPO, North American Plan Protection Organization. 2020. DD 10: Documento de discusión-Enfoque norteamericano para prevenir la entrada, el establecimiento y la dispersión del gorgojo khapra (*Trogoderma granarium* Everts, 1989 Coleoptera: Dermestidae) en la región de la NAPPO. 14p. Recuperado de [https://www.nappo.org/files/3515/5561/5494/Khapra\\_beetle\\_discussion\\_document-s.pdf](https://www.nappo.org/files/3515/5561/5494/Khapra_beetle_discussion_document-s.pdf). Fecha de consulta: 13 de febrero de 2020
- NIMF 27-3. 2012. PD 3 Anexo: *Trogoderma granarium* Everts, Convención Internacional de Protección Fitosanitaria. Protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas. FAO. 38 p.
- OIRSA. 2011. Gorgojo Khapra, *Trogoderma granarium* Everts. (Coleoptera: Dermestidae). Hojas de datos sobre plagas cuarentenarias para los países miembros del Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA).
- PaDIL. 2011. Khapra beetle (*Trogoderma granarium*). Pest and Diseases Image Library (PaDIL, biblioteca de imágenes de plagas y enfermedades). Recuperado de <http://www.padil.gov.au/pests-and-diseases/Pest/Main/135594>. Fecha de consulta: 15 de noviembre de 2011.
- Peacock, E.R. 1993. Adults and larvae of hide, larder and carpet beetles and their relatives (Coleoptera: Dermestidae) and of derontid beetles (Coleoptera: Derontidae). Handbooks for the identification of British insects No. 5, Royal Entomological Society, Londres. 144 p.

*[Handwritten signatures and initials in blue ink]*



Rodríguez, S. 1994. Manual de diagnóstico e identificación del gorgojo Khapra *Trogoderma granarium* Everts. Serie Sanidad Vegetal. SARH. 75 p.

Román, H., Naranjo, S. & Sarmiento, M. L. 1998. Evaluación económica del subprograma de Sanidad y Calidad Agroalimentaria. 19 p.

SAGARPA-DOF (Diario Oficial de la Federación). 1996. Norma Oficial Mexicana NOM-005-FITO-1995, Por la que se establece la cuarentena exterior para prevenir la introducción del gorgojo Khapra. Recuperado de [http://dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=4890931&fecha=04/07/1996#:~:text=Que%20el%20Gorgojo%20Khapra%20\(Trogoderma,pastas%2C%20fibras%20y%20otros%20m%C3%A1s.](http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4890931&fecha=04/07/1996#:~:text=Que%20el%20Gorgojo%20Khapra%20(Trogoderma,pastas%2C%20fibras%20y%20otros%20m%C3%A1s.) Fecha de consulta: 26 de agosto de 2020

Senasica. 2019. Gorgojo khapra (*Trogoderma granarium* Everts). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria-Dirección General de Sanidad Vegetal- Programa Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Ciudad de México. Ficha Técnica No. 64, 21 p.

Senasica. 2020. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria-Dirección General de Sanidad Vegetal-Programa Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Ciudad de México. Recuperado de <https://prod.senasica.gob.mx/SIRVEF/#diVEF>. Fecha de consulta: 07 de septiembre de 2020

Sibaja, G. 2006. Plan de acción Gorgojo Khapra *Trogoderma granarium* Everts. CR-SFE-PA- 10-06 Versión: 01. 14 p.

#### Forma recomendada de citar:

Senasica. 2020. Protocolo de Diagnóstico: *Trogoderma granarium* Everts. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (Senasica). Versión 3.0. México. 25 p.



## ANEXOS

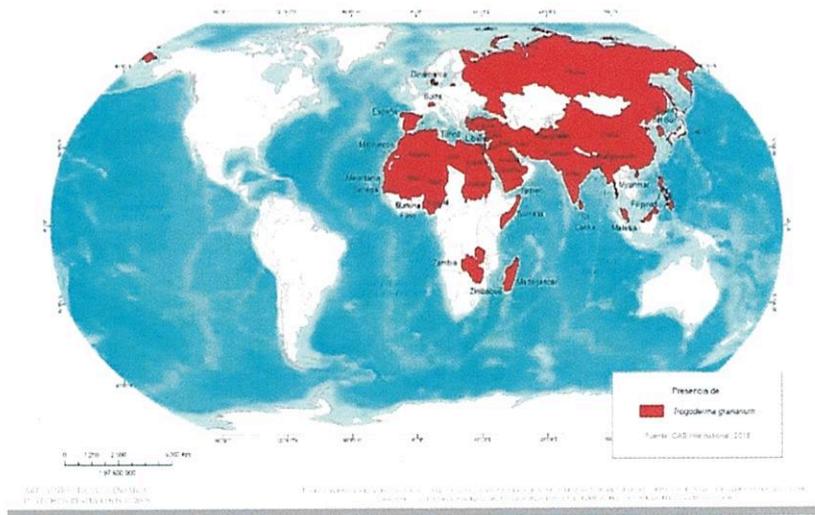


Figura 1. Distribución geográfica del Gorgojo Khapra (*Trogoderma granarium*). Fuente: CABI (2020) y EPPO (2019)

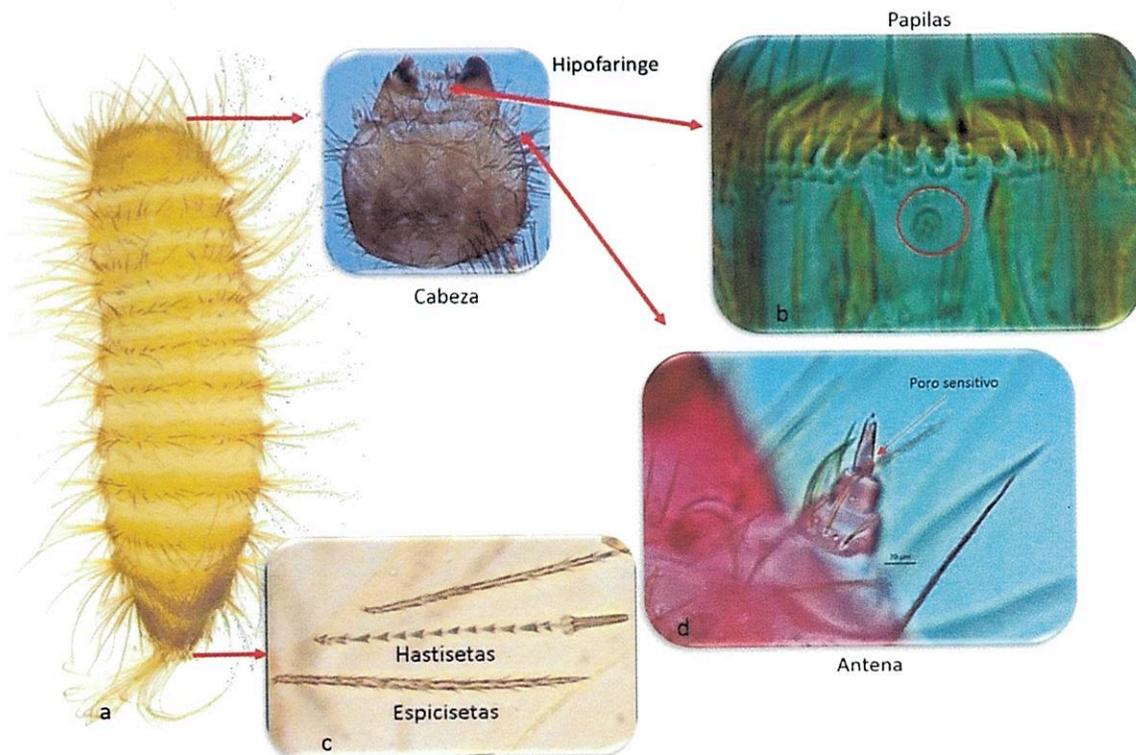
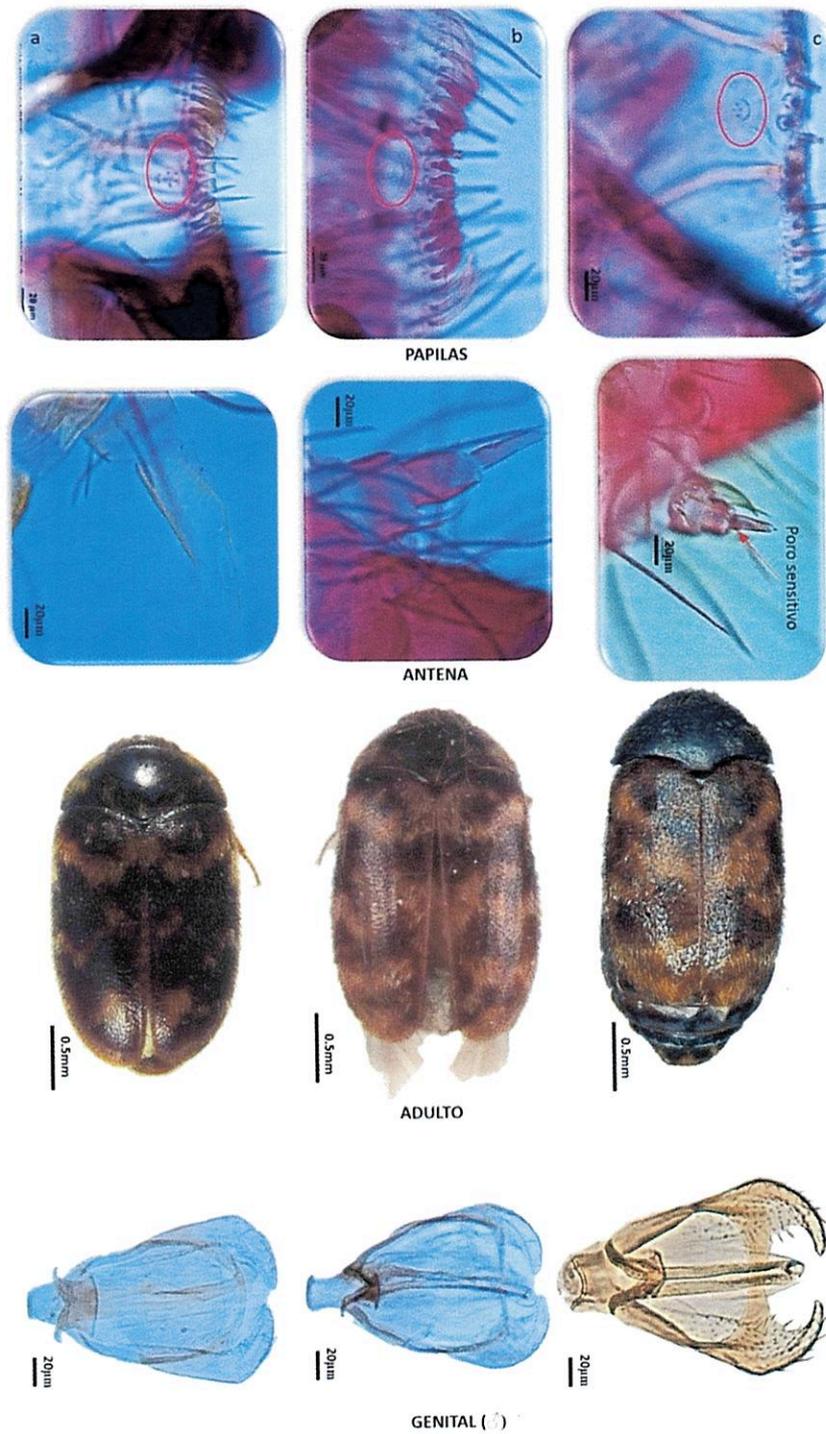


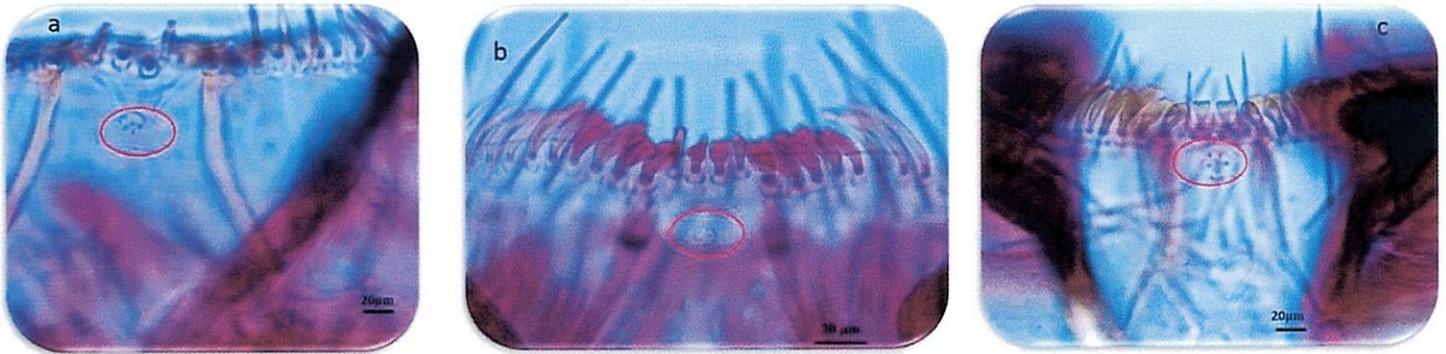
Figura 2. Larva de *Trogoderma granarium*. a) Vista dorsal. b) cuatro papilas sensoriales. c) *Hastisetas* y *espisetas*. d) artejos antenales y poro sensible. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a large signature and several smaller initials.

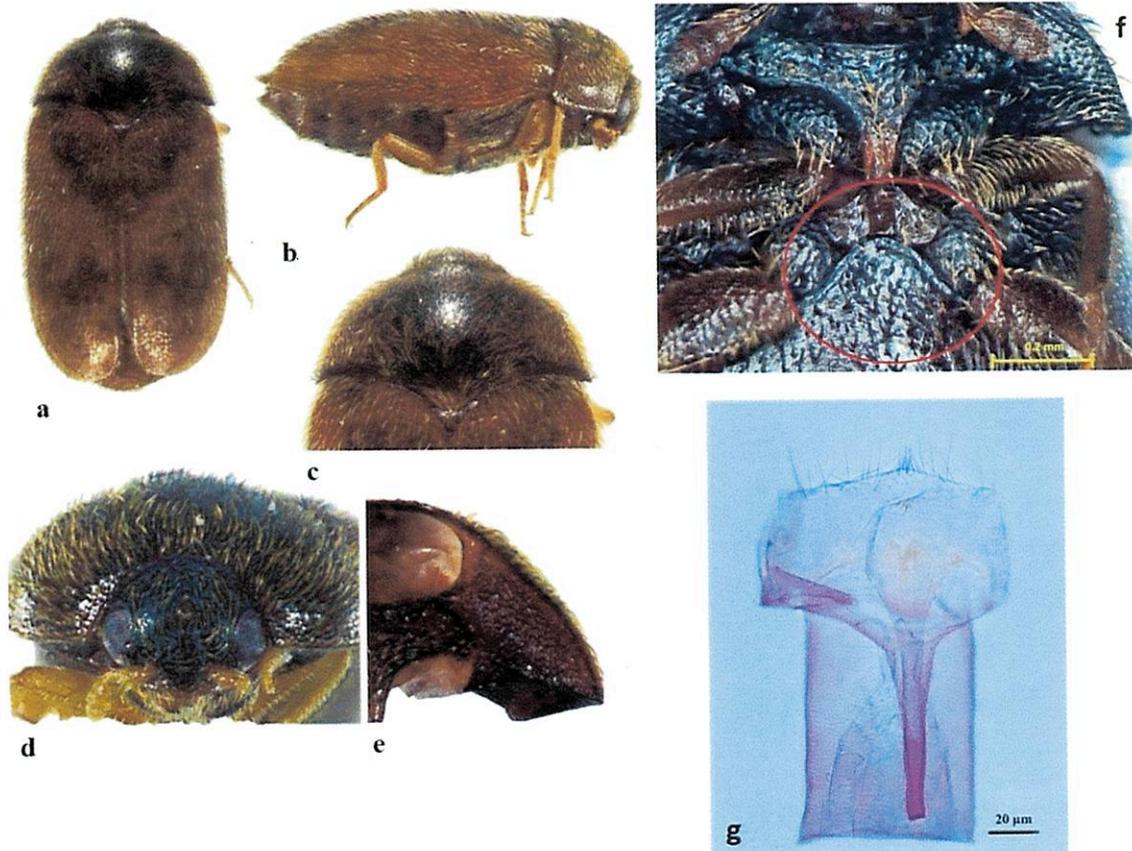


**Figura 3. Comparativo de algunas especies del género *Trogoderma* Dejean.** a) *T. simplex*, b) *T. variabile*, c) *T. granarium*. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.

*[Handwritten signatures and initials]*



**Figura 4. Número de papilas en larvas de algunas especies de *Trogoderma*.** a) *T. granarium*, b) *T. variabile*, c) *T. simplex*. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.



**Figura 5. *Trogoderma granarium*.** a) Vista dorsal del macho adulto. b) Vista lateral del macho adulto. c) Pronoto. d) Ocelo en la frente. e) Cavidad antenal. f) Proceso metapisternal. g) Genital (hembra). Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a large signature and several smaller initials.

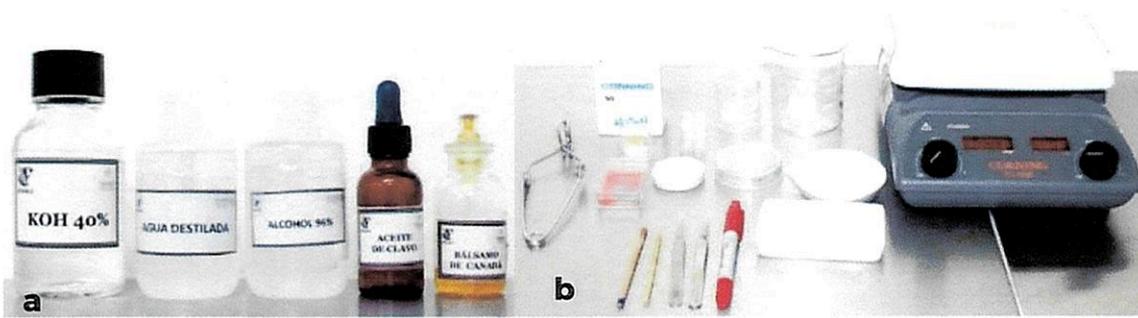


Figura 6. Reactivos y materiales utilizados en la determinación de *Trogoderma granarium*. a) Reactivos: hidróxido de potasio al 40 %, agua destilada, etanol al 96 %, aceite de clavo y bálsamo de Canadá. b) Materiales

Familia: <i>Dermestidae</i> Género: <i>Trogoderma</i> Especie: <i>T. granarium</i> Determinador: L. <i>Portillo</i>		Lugar de recolecta: <i>India</i> Hospedero: <i>Arroz</i> Fecha de recolecta: <i>16/09/2014</i> Recolector: <i>A. Marin</i>
---	--	--

Figura 7. Etiquetado de las estructuras de *Trogoderma granarium*



Figura 8. Pupa de *Trogoderma granarium* Everts. Fuente: Senasica-DGSV-CNRF. 2020 D. R.

*[Handwritten signatures and initials]*

**Cuadro 5. Materiales utilizados en la preparación de ejemplares de *T. granarium* para su identificación**

<b>Material</b>	<b>Reactivos</b>	<b>Equipo</b>
Vaso de precipitado	Hidróxido de potasio al 40 %	Parrilla o plancha de calentamiento
Tubo de ensaye	Agua destilada	Estufa de secado
Pinzas para tubo de ensaye	Etanol al 96 %	
Minucia®	Aceite de clavo	
Pinzas entomológicas	Bálsamo de Canadá	
Portaobjetos	Fucsina ácida	
Cubreobjetos		
Vidrio de reloj		
Cápsula de porcelana, caja Petri o siracusa		
Plumón indeleble		

**HISTORIAL DE CAMBIOS****Protocolo de Diagnóstico: *Trogoderma granarium* Everts**

<b>Revisión</b>	<b>Versión</b>	<b>Fecha</b>	<b>Resumen de la modificación</b>	<b>Páginas afectadas</b>	<b>Responsable</b>
01	01	04.01.2019	Creación del documento	Todo el documento	Laboratorio de Entomología y Acarología
02	01	01.03.2019	Revisión Técnica del Protocolo	Todo el documento	Ing. Lizeth Guadalupe Durán Espinosa (Grupo DiaFi)
03	01	07.03.2019	Revisión de redacción y ortografía.	Todo el documento	M. en C. Ariana G. Robles Zárate (Grupo DiaFi)
04	02	13.05.2019	Revisión Técnica del Protocolo	Todo el documento	Ing. Lizeth Guadalupe Durán Espinosa (Grupo DiaFi)
05	03	26.02.2020	Armonización con el Protocolo de la IPPC	Todo el documento	Laboratorio de Entomología y Acarología
06	03	26.03.2020	Revisión Técnica del Protocolo	Todo el documento	Ing. Lizeth Guadalupe Durán

Handwritten signatures and initials in blue ink, including a large signature on the right side and several smaller initials at the bottom right.



## DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD VEGETAL

### Protocolo de Diagnóstico: *Trogoderma granarium* Everts 1898. Versión 3.0

**AUTORIZÓ**

**Ing. Francisco Ramírez y Ramírez**  
Director General de Sanidad Vegetal

**APROBÓ**

**M. en C. Guillermo Santiago Martínez**  
Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

**VALIDÓ**

**Dr. Angel Ramírez Suárez**  
Subdirector Técnico de Diagnóstico Fitosanitario

**REVISARON**

**Ing. Lizeth G. Durán Espinosa**  
Grupo DiaFi

**M. en C. Héctor E. Vega Ortiz**  
Laboratorio de Entomología y  
Acarología

**M. en C. José C. Torres Martínez**  
Subdirector de Diagnóstico Fitosanitario

**ELABORARON**

**Biól. Román Martínez Rosas**  
Laboratorio de Entomología y  
Acarología

**Dra. Dulce Azucena Hernández Zetina**  
Laboratorio de Entomología y  
Acarología