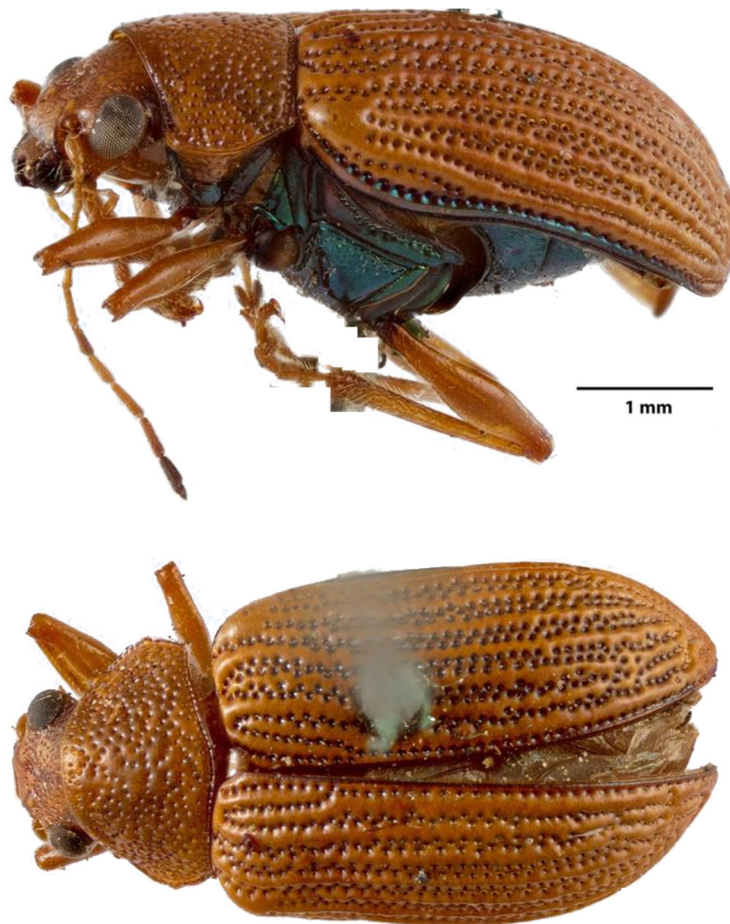


# FICHA TÉCNICA

*Colaspis hypochlora* (Lefèvre, 1878)  
(Coleoptera: Chrysomelidae)

## Escarabajo cicatrizante de la fruta del plátano



Tembrock, 2019.



## CONTENIDO

IDENTIDAD DE LA PLAGA .....	1
Nombre científico .....	1
Sinonimia.....	1
Clasificación taxonómica.....	1
Nombres comunes.....	1
SITUACIÓN FITOSANITARIA EN MÉXICO .....	1
IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA.....	1
DISTRIBUCIÓN MUNDIAL.....	1
HOSPEDANTES.....	2
Superficie de hospedantes .....	2
ASPECTOS ECOLÓGICOS Y MORFOLÓGICOS .....	2
Biología y hábitos .....	2
Ciclo biológico .....	5
Dinámica poblacional.....	5
Dispersión.....	6
Descripción morfológica .....	6
DAÑOS.....	9
MONITOREO Y MUESTREO.....	11
MÉTODOS DE MANEJO Y CONTROL.....	12
Control legal.....	12
Control cultural.....	12
Control biológico .....	12
Control químico.....	13
LITERATURA CITADA.....	14



## IDENTIDAD DE LA PLAGA

### Nombre científico

*Colaspis hypochlora* Lefèvre (1878)

### Sinonimia

No hay referencias para esta especie.

### Clasificación taxonómica

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

Familia: Chrysomelidae

Género: *Colaspis*

Especie: *C. hypochlora* Lefèvre.

(EPPO, 2019).

### Nombres comunes

**Español:** Tortuguilla, Morrocoyita del fruto, escarabajo de la cicatrización de la fruta del banano (Hill, 2008).

**Inglés:** Bean colaspis y banana fruit-scarring beetle (Hill, 2008).

## SITUACIÓN FITOSANITARIA EN MÉXICO

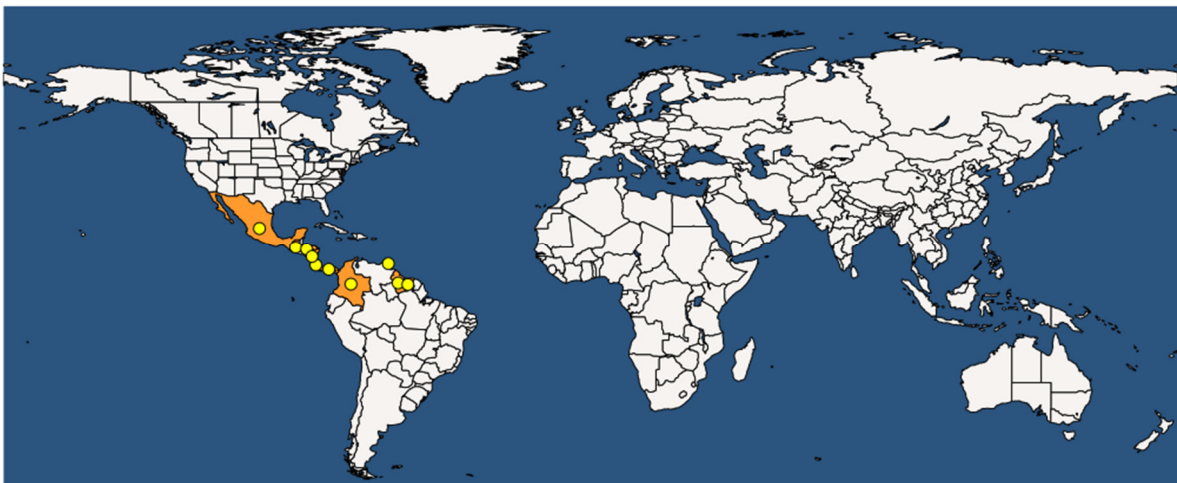
Paulin (2002), indica que *C. hypochlora* se encuentra en los estados de Morelos, Chiapas, Chihuahua, Colima, Ciudad de México, Guanajuato, Guerrero, Oaxaca y Puebla, sin especificar si se encuentra solo en el cultivo de plátano (Paulin, 2002).

## IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA

Se le considera como la principal plaga del fruto en las zonas de exportación de plátano y banano, puesto que al alimentarse de los frutos producen daños que afectan considerablemente su presentación y, por ende, la cantidad de fruta con calidad para exportación. Su control incrementa los costos de producción (FAO, 2000).

## DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

Se reporta su presencia al continente americano, específicamente en Colombia, Costa Rica, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Surinam, Guyana y, Trinidad y Tobago. (EPPO, 2019) (Figura 1).



**Figura 1.** Distribución de *Colaspis hypochlora*. Creditos EPPO, 2019.

## HOSPEDANTES

Dentro de sus hospedantes se encuentran arroz, caña, banano, frijol, maíz, *Paspalum conjugatum*, plátano, soya (Coto y Saunders, 2004; Plantix, 2019).

## Superficie de hospedantes

En el Cuadro 1, se presentan datos estadísticos de los hospederos reportados mundialmente para *C. hypochlora* (Coto y Saunders, 2004), y la producción de los mismos que se tiene en México, con la finalidad de ilustrar el posible riesgo que tendría esta plaga en estos cultivos.

**Cuadro 1.** Producción de los cultivos hospedantes potenciales de *Planococcus minor* (SIAP, 2019).

Cultivo	Superficie (ha)		Rendimiento (t/ha)	Valor de producción (millones de pesos)	Reporte
	Sembrada	Cosechada			
Arroz	41,935.48	41,559.90	6.39	1,094,048.12	Coto y Saunders, 2004
Caña	836,108.57	77,003.31	73.78	38,411,928.25	EPPO, 2019
Frijol	1,676,230.41	1,625,212.75	0.73	16,375,786.81	Saunders et al., 1998
Maíz	7,540,942.12	7,327,501.43	3.79	100,206,306.15	Mendoza, 1984.
Plátano	80,283.16	77,237.94	28.87	6,965,812.52	Saunders et al., 1998
Soya	266,499.09	262,602.09	1.65	3,036,242.95	Saunders et al., 1998
<b>Total</b>	<b>10,441,998.83</b>	<b>9,411,117.42</b>	-----	166,090,124.80	

## ASPECTOS ECOLÓGICOS Y MORFOLÓGICOS

### Biología y hábitos

Se ha observado que en condiciones favorables las hembras pueden ovipositar hasta dos veces. Una vez que las hembras están en el suelo, con la horquilla quitinizada en el extremo del ovipositor afloja hábilmente el suelo y lo empuja hacia un lado para formar una pequeña cavidad o cámara, donde

oviposita. El ovipositor es de unos 5 mm de largo y la hembra aprovecha las grietas de la superficie del suelo, dejando los huevos entre 5 y 10 mm por debajo del nivel del suelo. Una vez que se ha completado la cavidad, los huevos comienzan a pasar a través del ovipositor, órgano que ahora se utiliza con destreza para colocarlos en posición y utilizar el espacio para obtener la mejor ventaja. A

menudo, la colocación se interrumpe durante un tiempo mientras la cavidad se agranda o el ovipositor se dirige hacia otra parte de la misma. Las hembras pueden depositar hasta 118 huevos en grupo de 24 a 30 huevecillos. Los huevos se pueden encontrarse desde 0.5 a 1 cm de profundidad del suelo, dependiendo de las grietas que la hembra utilice. Se ha reportado que las oviposiciones se pueden realizar sobre *Paspalum conjugatum*. Berg, si es que está presente en la zona. De acuerdo con Gowdey (1926) el huevo tarda de 7 a 9 días en eclosionar y el tiempo de eclosión va de una hora hasta tres horas (Salt, 1928).

Inmediatamente después de la eclosión, las larvas jóvenes se dispersan y comienzan a cavar activamente en todas las direcciones a través del suelo hasta una profundidad de unos 5 cm. El principal factor limitante en esta etapa parece ser la condición del suelo, que debe estar bastante húmedo; si está del todo seco, las larvas perecerán pronto. Gowdey (1926) registró las raíces del banano como alimento larvario y encontró que las larvas hacen un túnel en las raíces más viejas. Por otro lado, es común encontrar larvas en las raíces de la hierba o cerca de ella; además, de una sola especie de hierba, *P. conjugatum*, Berg. Las larvas recién nacidas pueden alimentarse de los tejidos epidérmicos de las raíces de este mismo pasto. Las raíces de plátano pueden no ser esenciales para la vida larvaria del escarabajo. En el campo, las larvas siempre se encuentran en el suelo húmedo,

debajo de los montones de basura, en los bordes de los desagües y zanjas; entre las raíces de hierba enmarañadas de lugares pobremente drenados. En suelos arenosos, que pronto pierde su humedad, no se encuentran fácilmente. Las larvas suelen encontrarse a una profundidad de 5 a 8 cm en el suelo, por lo general es la profundidad a la que se alimentan y crecen. En periodos inusualmente secos se pueden encontrar a más profundidad, entre 20 y 25 cm, debajo de la superficie. Cuando está lista para pupar, la larva construye una cámara de pupación en el suelo a una profundidad de 5 a 8 cm, y queda inactiva durante el proceso de pupación (Salt, 1928).

Las pupas se encuentran en situaciones similares a las de las larvas, en suelo húmedo. Cuando se forman por primera vez, son completamente de color blanco crema, pero cada día que pasa aparecen varias marcas, de modo que la edad de la pupa se puede determinar fácilmente. Después de 24 horas, los ojos se vuelven ligeramente marrones; a las 48 horas son de color marrón claro y el color de toda la pupa se oscurece a crema clara. Sobre el cuarto día los ojos se han vuelto marrones y las mandíbulas teñidas de gris; al día siguiente los ojos son de color marrón oscuro y las mandíbulas de color marrón. Aproximadamente doce horas antes de la emergencia, los ojos son negros, las mandíbulas de color marrón oscuro y las puntas de las alas de color gris. La



transformación al adulto se produce entre los cinco días aproximadamente (Salt, 1928).

El adulto recién emergido es muy suave y pálido, y aunque gradualmente se torna más oscuro, puede que todavía esté un poco blando cuatro días después de la transformación. El primer o segundo día después del cambio se pasa a menudo en la cámara pupal subterránea, el escarabajo no escapa a la superficie hasta que el cuerpo se vuelve más duro. Los escarabajos son activos y capaces de volar; sin embargo, se ha descrito que algunos escarabajos, pueden salir antes de que estén completamente endurecidos, dentro de las primeras 36 horas después de su transformación y otros emergen hasta después de 48 horas; aunque ambos eran notablemente suaves. La iridiscencia verde en la superficie inferior no aparece hasta que el adulto tiene uno o dos días y no se asume completamente hasta el cuarto o, a veces, el quinto día. A lo largo de este período temprano, el escarabajo necesita muy poco para comer; pudiendo vivir entre nueve y diez días después de la transformación sin haberse alimentado (Salt, 1928).

La duración de la etapa adulta probablemente varía tan enormemente en la naturaleza como lo hace en individuos bajo observación. La vida más larga registrada en cautiverio fue de 81 días después de la captura en el campo. No se observaron diferencias en la duración de la

vida de los dos sexos o en diferentes momentos del año. (Salt, 1928).

El escarabajo adulto es un insecto alerta pero no activo; es rápido para escapar si realmente está perturbado, pero por lo demás se mueve muy poco. Aunque es capaz de arrastrarse hacia superficies verticales lisas, se aferra, pero débilmente y se desaloja fácilmente. Puede caminar rápidamente y volar bien, pero en circunstancias normales rara vez vuela. Sin ser molestado, recorre los tallos de la fruta o las hojas jóvenes de las que se alimenta, o se arrastra por los tallos de la hierba en el suelo. Al acercarse al peligro, se apresura a esconderse, por lo general simplemente se deja caer a las hojas o al suelo, pero a veces se arrastra hacia una situación no perturbada o, muy ocasionalmente, vuela a una planta cercana. En campo, rara vez ve a uno en vuelo, aunque las hojas y los frutos pueden albergar a muchos (Salt, 1928).

Si bien los tejidos epidérmicos de la fruta del banano constituyen el alimento principal de *Colaspis hypochlora*, la especie también se alimenta comúnmente de hojas jóvenes de banano. Estos siempre atacan cuando aún están bien enrollados y tienen cicatrices de manera similar a la fruta, solo el pliegue exterior y quizás parte del segundo se ven afectados (Salt, 1928).

Además del banano, se ha encontrado que *Colaspis hypochlora* también se puede





alimentar de las hojas de las siguientes plantas: rosal, *Lantana camara*, *Antigonon leptopus*, *Boerhaavia erecta*, *Boerhaavia caribaea*, *Heliotropium indicum*, *Jussieua suffruticosa*, *Jussieua erecta*, *Coccoloba sp.*, *Terminalia catappa*, *Machaerium humboldtianum* (Salt, 1928).

*Colaspis hypochlora* es atraído o repelido por la luz, según las circunstancias. En general no le gusta exponerse a la luz, por lo que evita la exposición excesiva, prefiere las ubicaciones con sombra y muerde la fruta en la parte inferior, protegido de los rayos del sol. El escarabajo come activamente durante la noche y se alimenta de las superficies superiores expuestas de los plátanos durante las horas de oscuridad. La influencia de la gravedad en sus acciones no está especialmente marcada, aunque, por regla general, el insecto se arrastra hacia arriba (Salt, 1928).

### Ciclo biológico

El ciclo biológico de *C. hypochlora* comprende los estados de huevo, larva, pupa y adulto

Los huevos se depositan en el suelo alrededor de las raíces del banano o en agujeros roídos de las raíces, solo o en grupos de 4 a 45 huevos, cada hembra puede poner varios cientos de huevos; el periodo de incubación es de seis a nueve días (Hill, 2008).

Las larvas permanecen en el suelo alimentándose de las raíces de los pastos, a

menudo hasta una profundidad de 25 cm. El desarrollo de la larva toma 20-22 días (Hill, 2008).

La pupación tiene lugar en el suelo y dura de 7 a 10 días (Hill, 2008).

Los escarabajos adultos que emergen se alimentan de varias malezas; así como, de hojas jóvenes y el fruto de los plátanos. Son escarabajos pequeños de 5 a 6 mm de largo, de hábitos nocturnos y pueden volar con dificultad; su vida normal es probablemente de varios meses. Los escarabajos adultos roen las raíces del plátano antes de poner huevos en el suelo alrededor de las raíces (Hill, 2008).

### Dinámica poblacional

Los escarabajos actúan individualmente y no muestran ningún instinto social o de agregación, la migración en el sentido de movimiento en masa no se produce. Incluso en la zona más infestada, la comida siempre es abundante, y nunca es realmente necesario que el adulto se traslade a nuevos lugares de alimentación. Sin embargo, en diversas circunstancias, un solo escarabajo puede viajar ocasionalmente a una distancia considerable, o durante un fuerte viento, un número de individuos puede ser conducido al mismo tiempo en la misma dirección, por lo que también se debe de considerar el movimiento de un campo a otro, es esencial reconocer que el efecto permanente del movimiento depende de dos condiciones: primero, que el

escarabajo sea una hembra y segundo, que una cría encuentre un área adecuada o recién invadida. Si solo los machos participan en el movimiento o si las hembras no logran encontrar parejas o criaderos adecuados, la especie no podrá establecerse y la fruta se dañará solo durante la vida del individuo. Dado que la hembra es el sexo menos activo, es menos probable o capaz de volar por su propia cuenta a una gran distancia, y es más probable que caiga al suelo y se oculte si es molestada por fuertes vientos. Se puede afirmar que, aunque la falta de alimentos nunca obliga a una migración, el drenaje o el secado de un área podrían hacer que los escarabajos hembras en realidad emigren en busca de nuevos criaderos. Esto, sin embargo, es muy improbable. Siempre hay en los lotes áreas pequeñas de césped que crecen temporalmente en el suelo húmedo, al lado de las zanjas de drenaje y guardarrayas, sino en otros lugares y es muy probable que las hembras se concentren en estos lugares para poner sus huevos (Salt, 1928).

### Dispersión

Se ha reportado que los machos pueden volar en promedio 28.7 m, mientras que las hembras 21 m. Los escarabajos pueden volver a tomar el vuelo inmediatamente después del primer vuelo de modo que son capaces de volar mucho más lejos (Salt, 1928). Por lo que su principal forma de dispersión es ocasionada por los vientos, que lo mueven de un huerto a otro (Salt, 1928).

### Descripción morfológica

**Huevo.** Oval, amarillo pálido, tornándose más oscuro a medida que el embrión madura; en promedio mide de 0.6 mm (Figura 2e) de largo y 0.25 mm de ancho; superficie lisa y brillante. Poco antes de la eclosión, el polo anterior se vuelve hialino y dos puntos marrones marcan la posición de las mandíbulas del embrión (Salt, 1928).

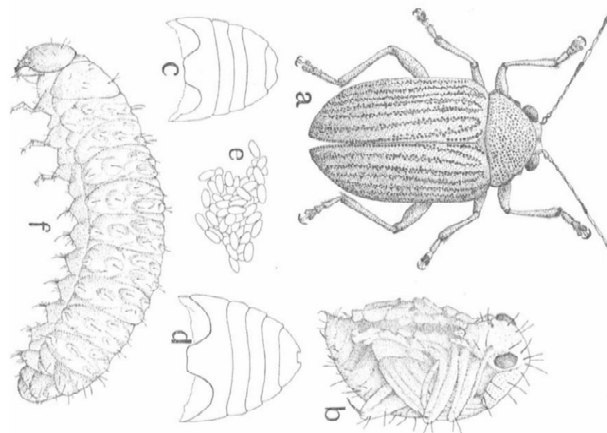
**Larva.** Mide 8.5 mm de longitud, completa y extendida, con un diámetro de 2 mm. Es Blanco opaco; la cápsula de la cabeza de color ámbar; las mandíbulas son de color marrón, profundizando a negro en las puntas; el conjunto da un aspecto opaco y grasiento, excepto la cabeza y el escudo protorácico es brillante. Arrugada, con numerosos tubérculos. Cubierta con pocas setas pálidas, excepto las cerdas ambulatorias que son marrones. Cápsula craneal distintivamente, pero no marcadamente bilobulada, mucho más estrecha que el cuerpo, 1.2 mm de ancho y un poco más largo que ancho, mandíbulas emarginadas en las puntas, patas torácicas similares, dirigidas hacia abajo, segmentos abdominales segundo a octavo con tubérculos ventrales prominentes que llevan setas marrones ambulatorias, que se extienden en una fila a través de la superficie ventral de cada uno de estos segmentos (Figura 2f) (Salt, 1928).

La larva recién eclosionada es de aproximadamente 1 mm de largo y de 0.22 mm de ancho; su cápsula de la cabeza y su



escudo protorácico hialino, el resto del cuerpo amarillo pálido; mucho más pubescente que la larva madura, que tiene numerosos pelos, dorsales, laterales y comparativamente largos (Salt, 1928).

**Pupa.** Longitud, abdomen extendido de 5.0 a 5.5 mm y de ancho 3.0 a 3.5 mm. De un color blanco opaco, cuando se formó por primera vez, pero sufriendo cambios de coloración a medida que madura (Figura 2b). Con setas escasas, pero comparativamente largas. La cabeza con cinco pares de cerdas prominentes, dos anteriores, cerca del clípeo, una cerca del margen posterior del ojo y dos posteriores, en el vértice. Las patas meso y metatorácicas tienen una espina dorsal curvada en la articulación tibio-femoral. Los élitros claramente acanalados. Ápice del abdomen con tres pares de espinas: una apical, robusta, curvada, que apunta en dirección posterior; uno anterior y dorsal a estos, más pequeño, recto, apuntando hacia atrás; una situada en un par de tubérculos pequeños justo delante de las grandes espinas apicales, mucho más pequeñas, rectas, apuntando anteriormente. (Salt, 1928).



**Figura. 2.** *Colaspis hypochlora*. a) adulto; b) pupa, de tres días de edad; c) esternito abdominal del macho (♂); d) esternito abdominal de la hembra (♀); e) agrupamiento de huevos; f) larva completamente desarrollada (Salt, 1928).

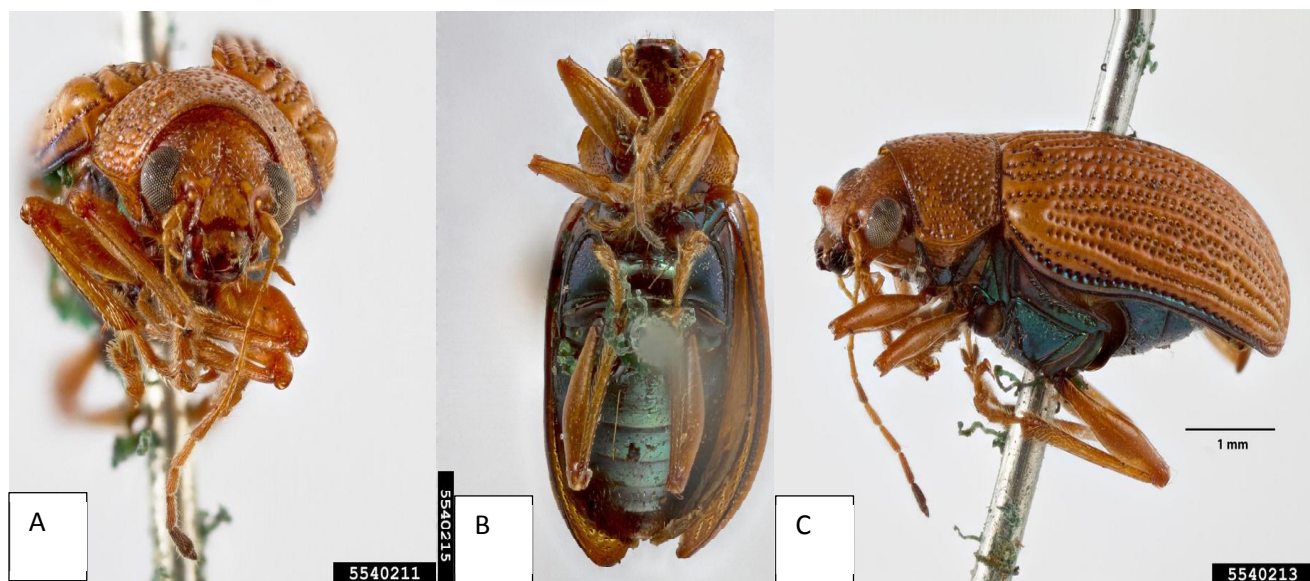
**Adulto.** Cuerpo oblongo, convexo, cabeza café oscuro con iridiscencia verde metálico; pronoto café claro; élitros amarillentos; superficie ventral verde metálico, con una tonalidad negruzca; con una longitud de 3.9 – 50.3 mm y ancho de 2.23 – 2.94 mm (Paulin, 2002). Hembras y machos iguales en longitud (Figura 2a) [Ostmark, 1975]. **Cabeza:** alargada café rojizo, con iridiscencia verde metálico en la región de la frente y el vértex, superficie profundamente puntuada; antenas delgadas amarillas, segmentos seis, ocho, nueve, 10 y 11 negruzcos; frente con un surco longitudinal poco profundo; clípeo rectangular, café oscuro con iridiscencia verde metálico, superficie lisa; labro amarillo con una mancha discoidal, negruzca en la parte media, emarginado. **Tórax:** pronoto más largo que ancho, convexo, borde anterior poco arqueado, posterior y

laterales curvados, disco café claro, superficie profundamente puntuada estando más acentuada hacia los márgenes; escutelo triangular, liso y amarillo; élitros convexos, amarillentos, superficie con puntuación arreglada en hileras regulares, distinguiéndose claramente ocho hileras completas y una hilera sutural incompleta; epipleura plana, delgada, rojiza con iridiscencia verde metálico; patas largas; amarillo rojizas, uñas apendiculares.

**Abdomen:** verde metálico con cierta tonalidad negruzca, escasamente puntuado, poco cubierta con fina pubescencia rojiza amarillenta [Paulin, 2002]. Genitales externos masculinos bien quitinizados, recurvados, en forma de bote, el ovipositor de las hembras mide de 4.5 mm a 5.5 mm de largo;

membranosos, fortalecido en la punta por varillas quitinizadas delgadas (Salt, 1928).

Los sexos pueden distinguirse fácilmente en el campo por la forma del quinto externito abdominal, en machos es emarginado apicalmente (Figura 2c), pero en las hembras tiene muescas distintivas (Figura 2d); además, la punta del abdomen femenino se aproxima a los élitros y está truncada. El abdomen femenino es más ancho en la base y tiene una forma más triangular que el abdomen masculino. Las antenas del macho son un poco más gruesas y más largas que las de las hembras. En general, los machos son un poco más grandes que las hembras; mientras que las ultimas en su conjunto, tienen una coloración más contrastante (Figura 3).



**Figura 3.** Características morfológicas principales para identificación de *Colaspis hypochlora*. A) Cabeza marrón finamente punzonada, B) esternón y abdomen con brillo verde metálico, C) élitros verdosos solo cerca de los bordes. Créditos: Tembrock *et al.*, 2019.

## DAÑOS

Los escarabajos adultos se alimentan de diversas malezas; así como, de hojas jóvenes desplegadas, tallos y raíces de las plantas de plátano. Es poco frecuente que los adultos dañen la fruta joven (1 a 20 días de edad), haciendo cicatrices como mordiscos (Figura 4a) (Ovaladas, de unos 15 X 15 mm, la mayoría están en la superficie proximal inferior de los frutos) y manchas en la piel que la deforman y la hacen no comercializable. También se alimentan del pinzote, brácteas, tallos y hojas (especialmente de las candelas) (Figura 4b), haciendo muchos agujeros (Coto y Saunders, 2004). La mayoría de las cicatrices se producen en la base de la fruta (Figura 5a), lo que refleja el hecho de que los escarabajos eligieron el lugar más protegido para alimentarse (bajo la bráctea, por ejemplo). Las cicatrices son de forma ovalada y pueden combinarse con las de la abeja cicatrizante, *Melipona amalthea*. El daño se agrava por la colonización de los tejidos por patógenos oportunistas. Las larvas se alimentan de las raíces jóvenes y hacen un túnel sobre las más viejas para comer sus

tejidos. La ocurrencia de esta plaga suele ser alta durante la temporada de lluvias. El escarabajo adulto se alimenta de las hojas jóvenes desplegadas y los tallos de las plantas de banano, también se puede alimentar de la cáscara de las frutas jóvenes, haciendo cicatrices que estropean la fruta y ya no es comercializable; además de que permiten la introducción de patógenos (Hill, 2008).

Las hembras roen las raíces del banano antes de depositar sus huevecillos en la base de la planta o a su alrededor. El daño es mayor en frutos que crecen junto a los canales de drenaje, en zonas húmedas o donde hay malezas cuyas raíces son consumidas por las larvas o su parte aérea por los adultos. La reproducción del insecto acontece durante la época lluviosa y su última generación aparece al final de ésta, por lo que el daño es mayor en ese momento y al inicio de la época seca en zonas con estacionalidad bien definida (Coto y Saunders, 2004).







**Figura 4. A.** Daños sobre los frutos de banano. **B.** Daños sobre el pseudotallo de la planta de banano.  
Créditos: Plantix, 2019.



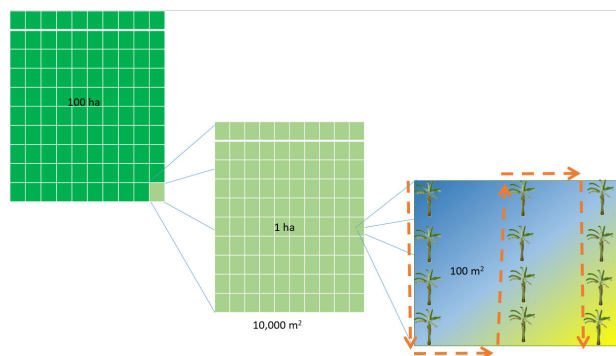
**Figura 5. A.** Hojas con daños (tomado de <http://www.krishisewa.com/images/banana11.jpg>). **B.** Frutos con cicatrices causadas por la alimentarse de *Colaspis* sp. sobre los dedos del banano (Morales, 2008).

En áreas infestadas el daño en la hoja 'candela' o 'cigarro' (hoja sin desplegarse) facilita su identificación e inclusive la estimación de su población (Figura 5b) (aunque depende del tamaño de la planta). El daño en el follaje se caracteriza por mostrar agujeros de forma irregular que tienden a ser más grandes en el margen derecho de la hoja. Los adultos se esconden durante el día en los retoños, por ser una plaga de hábitos nocturnos, lo que facilita localizarla en las axilas de las hojas (Lara, 1970). Los niveles de daño observados en la fruta pueden llegar hasta un 100%, sino se realiza algún método de manejo.

### MONITOREO Y MUESTREO

Es muy fácil detectar la presencia del coleóptero en las plantaciones de banano, ya que se observan las perforaciones características a lo largo de la lámina foliar. Los muestreos que se realizan son para la estimación del daño y no para cuantificar los adultos. Por lo anterior, se muestrea el daño foliar en la hoja candela y el daño en la fruta cuando éstas tienen tres semanas de edad (el daño es más fuerte en esta etapa, pero se manifiesta en todo el ciclo del cultivo) (Ostmark, 1989). Al momento de localizar los retoños con daño, se procede a buscar adultos de *Colaspis* y se cuantifican en un área de 100 metros cuadrados. Este número de adultos encontrados serán considerados para una hectárea de cultivo. Se recomienda realizar 10 muestreos por cada 100 hectáreas de cultivo para descubrir posibles focos de plaga, esta

exploración se realiza en guarda griega, preferentemente iniciando en los lugares con mayor humedad dentro de las parcelas de muestreo, por lo tanto, deben ser distribuidas en un orden cuadrangular en toda el área de cultivo (Figura 6) (Morales, 2008).



**Figura 6.** Esquema de exploración en guarda griega en una superficie de 100 m<sup>2</sup>.

Para recolectar los insectos adultos se pueden recolectar de frutas de plátano dañadas por escarabajos de menos de 40 días colocando cuidadosamente una bolsa de plástico grande sobre la fruta que colgaba, luego agitando vigorosamente el racimo cerrado. Los escarabajos del plátano *Colaspis* caen habitualmente de sus escondites en brácteas y dedos jóvenes cuando se les molesta. Esta técnica, desarrollada por C. S. Stephens, United Brands Company, es muy eficaz para recolectar estos escarabajos que, de otra manera, serían esquivos. Las hembras y machos se pueden diferenciar examinando el segmento abdominal terminal. Las hembras tienen un abdomen redondeado con una muesca en el segmento terminal; el abdomen masculino es más estrecho sin muesca (Salt

1928). También el primer segmento tarsal de las piernas pro y mesotorácicas de los machos es más ancho que el de la hembra (Ostmark, 1975).

## **MÉTODOS DE MANEJO Y CONTROL**

### **Control legal**

Consiste en el establecimiento de leyes, normas, disposiciones legales, de carácter nacional, estatal, municipal e incluso a nivel de fincas encaminadas a evitar la introducción, el establecimiento o la diseminación de plagas en un país, región o cultivo. Por ejemplo: No transportar material vegetal de una zona afectada a otra libre del problema. Destruir los residuos de cosecha y podar en forma oportuna (Alarcón y Jimenez, 2012).

### **Control cultural**

- Es necesario eliminar los hospedantes alternos como las gramíneas o zacates que se encuentren dentro y fuera de la plantación, los retoños, que le sirven al insecto de alimento. Además, es necesario tener un adecuado sistema de drenaje (Morales, 2008), el cual ayudará a reducir las poblaciones con la frecuencia suficiente para evitar el uso de insecticidas (Hill, 2008).
- El uso de extractos vegetales de ajo (*Allium sativum* L), obtenidos por el método de percolación, fermentado durante 72 h en agua estéril, en una relación de 4 L de agua por 1 kg de ajos, aplicados sobre las bolsas comerciales de polietileno en una dosis de 50 mL del extracto, han mostrado una

disminución del 98 % del daño a frutos (Barrera, 2018).

- Embolses prematuros, las bolsas que se utilizan están tratadas con insecticidas, este método de control funciona más como barrera física mecánica, ya que el insecto se trasladó hacia otra área al encontrarse con los racimos protegidos (Morales, 2008). Cuando se emplean bolsas plásticas tratadas con insecticida (el diámetro de los agujeros debe ser menor que el tamaño del insecto), estas deben colocarse cuando la inflorescencia está recién emergida y todas sus brácteas están cerradas; la parte inferior de la bolsa debe cerrarse para evitar el ingreso de los adultos, al menos durante las primeras cuatro semanas de edad de la fruta (Coto y Saunders, 2004)
- Los campos de bananos deben mantenerse limpios y libres de hierba y malezas que forman una cubierta cerrada. La limpieza con pala debe sustituir completamente a la limpieza con machete (Salt, 1928).

### **Control biológico**

Este campo ha sido poco estudiado y sus posibilidades son desconocidas. Sin embargo, se menciona a las hormigas, pequeños reptiles, arácnidos, batracios y aves que constituyen depredadores del insecto (Gowdey, 1926). Morales (2008) reportó que, en Guatemala, la chinche *Castollus plagiaticollis* Stall (Figura 7-8), puede ser utilizada como estrategia de control biológico, ya que se reporta una eficiencia del 33 % en campo, al ser

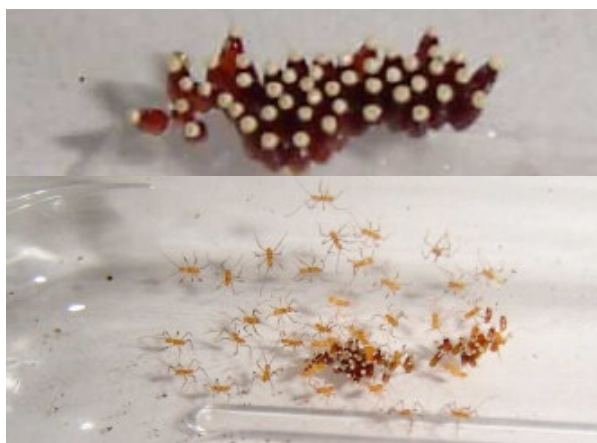




liberada en una relación de 4:1 (Plaga: Depredador), realizando la liberación del hemíptero en los meses de agosto a septiembre.



**Figura 7.** Adulto de *C. plagiatcollis* (Morales, 2008).



**Figura 8.** Arriba: Huevos, Abajo: Ninfa I de *C. plagiatcollis* (Morales, 2008).

### Control químico

Es muy difícil controlar esta plaga por medio de aplicaciones de insecticidas, debido a que es muy móvil y se localiza en la base de las hojas. Su daño se reduce al colocar tempranamente fundas plásticas que envuelven el racimo y que están tratadas con

insecticida. Las fundas se deben colocar cuando la inflorescencia está recién emitida y ésta permanezca aún con todas sus brácteas cerradas. Se debe procurar mantener cerrada la parte inferior de la funda para evitar que los adultos ingresen, al menos en las primeras cuatro semanas de edad de la fruta (Lopez, 1978). Es importante considerar el diámetro de los agujeros de las fundas; de forma que sean menores al tamaño del insecto. La aplicación de ciertos nematicidas al suelo reduce la población de adultos de *Colaspis spp.* y el daño en la fruta hasta por ocho semanas, mismo que no es un producto específico para esta plaga (Morales, 2008).

Si el control químico es realmente necesario, se ha encontrado que los siguientes plaguicidas son efectivos para el control de la plaga (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Insecticidas para el control de *C. hypochlora* (Moreno, 2006; Hill, 2008, Kumar, 2012, Macario, 2017).

Insecticida	Dosis	País donde se ha probado
Eldrin	2 kg/Ha	Colombia
Aldrin	0.25 % i.a.	Colombia
Dieldrin	73.02 mL/Ha	Colombia
Carbaryl	0.1 % i.a.	India
Endosulfan	0.04 % i.a.	India
Clorpirifos	1% i.a.	Colombia
Malatión	0.05 % i.a.	Guyana
Bifentrina	0.1 % i.a.	Guatemala

El uso de insecticidas-Nematicidas ayuda a reducir la densidad de larvas, ya que éstas se desarrollan en el suelo (Coto y Saunders, 2004). Los productos antes mencionados, son insecticidas usados en otros países donde la plaga es de importancia primaria; sin embargo, para su uso en México se debe consultar que estén registrados ante la COFEPRIS y usar la dosis que indique la etiqueta del producto.

#### LITERATURA CITADA

- Alarcón RJJ y Jimenez NY. 2012.** Manejo fitosanitario del cultivo de plátano (*Musa spp.*) – Medidas para la temporada invernal. ICA. 51 p.  
[http://www.fao.org/fileadmin/templates/banana/documents/Docs\\_Resources\\_2015/TR4/cartilla-platano-ICA-final-BAJA.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/templates/banana/documents/Docs_Resources_2015/TR4/cartilla-platano-ICA-final-BAJA.pdf) Consultado: junio 2019.
- Barrera VJL, Fernández HC, Pérez G KD. 2018.** Plant extracts: ALTERNATIVE CONTROL *Colaspis sp.* (Coleoptera: Chrysomelidae) in banana cv. Harton Vol. 23:(1). 9 – 17.  
<https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6322284.pdf>
- Bechyne J. 1953.** Katalog der Neotropischen Eumolpiden (Col. Phytoph. Chrysomeloidea). Ent. Arb. Mus. Frey, 4:26-303.
- Blackwelder RE. 1946.** Checklist of the coleopterous insects of México, Central America, the West Indies, and South America. U.S. Nat. Mus., Bull. 185, Part 4, pp. 551-763.
- Coto D, Saunders JL. 2004.** Insectos plaga de cultivos perennes con énfasis en frutales, en América Central. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñaza (CATIE). Serie Técnica. Manual Técnico No. 52. 420 p.
- EPPO (European Plant Protection Organization). 2019.** *Colaspis hypochlora* (COLAHY). En línea <https://gd.eppo.int/taxon/COLAHY/distribution> Fecha de consulta junio de 2019.
- FAO. 2019.** Informe sobre el Taller Regional del Manejo Integrado de Plagas en Banano y Plátano. El Vigía, Venezuela, 9-13 de Agosto de 1999. En línea: [http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/ambassadors/IPM/weeds/download/ban\\_ven.pdf](http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/ambassadors/IPM/weeds/download/ban_ven.pdf) Consultado, mayo 2019).
- Gowdey CC. 1926.** The banana fruit scarring beetle (*Colaspis hypochlora*, Lef.). Bull. Ent. Res. 17:137.
- Hill DS. 2008.** Pests of Crops in Warmer Climates and Their control. Springer. United Kingdom. 309 p. En línea: [https://books.google.com.mx/books?id=U5dezH9\\_eEMC&pg=PA309&lpg=PA309&dq=eggs+of+colaspis+hypochlora&source=bl&ots=wQZnmtwoGU&sig=ACfU3U3iL64N8yafIFLPsUaHycNqUP7JWw&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwjInFPF6dXiAhUBUKwKHfxpA1kQ6AEwBnoECAYQAQ#v=onepage&q&f=false](https://books.google.com.mx/books?id=U5dezH9_eEMC&pg=PA309&lpg=PA309&dq=eggs+of+colaspis+hypochlora&source=bl&ots=wQZnmtwoGU&sig=ACfU3U3iL64N8yafIFLPsUaHycNqUP7JWw&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwjInFPF6dXiAhUBUKwKHfxpA1kQ6AEwBnoECAYQAQ#v=onepage&q&f=false). Consultado (mayo, 2009).
- Kumar V. 2012.** Banana Pests y their Control. Agripedia.  
<http://agropedia.iitk.ac.in/content/banana-pests-their-control>. Consultado junio de 2019.

**Lara F. 1970.** Problemas y procedimientos bananeros en la zona Atlántica de Costa Rica. San José, Costa Rica, Trejos. 278 p.

**Macario OGD. 2017.** Evaluación del insecticida orgánico neem (*Azadirachta indica*) en el cultivo de banano (*Musa paradisiaca* L.), en finca “la fe”, Tiquisate, Escuintla. Universidad de San Carlos Guatemala. Guatemala. 62 p. En línea:

<http://www.repositorio.usac.edu.gt/7910/1/22Tg%28800%29Agr.pdf>. Consultado; junio 2019.

**Maes JM. Y Tellez RJ. 1988.** Catálogo de los insectos y artrópodos terrestres asociados a las principales plantas de importancia económica en Nicaragua. Rev. Nica. Ent., 5:1-95.

**Maes JM. Y staines CL. 1991.** Catálogo de los *Chrysomelidae* (Coleoptera) de Nicaragua. Rev. Nica.Ent., 18:1-53.

**Mendoza PJ. 1984.** Identificación, dinámica poblacional y daños causados por plagas en maíz, en Los Altos de Jalisco. Tesis de Licenciatura. Carrera de Agronomía. Escuela de Agronomía. Universidad de Guadalajara. México. 99 pp.

**Morales G DT. 2008.** Evaluación de *Castollus plagiaticollis* Stall como método de control biológico de *Colaspis* spp. EN EL CULTIVO DE BANANO. Universidad de San Carlos de Guatemala. Tesis. Guatemala. 58p.

**Moreno AJL. 2006.** Problemática de la Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en el cultivo de Banano (*Musa* spp.) en Chiapas. Monografía. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo Coahuila.

**Ostmark HE. 1975.** Banana Pests in the Genus *Colaspis*, including Description of a New Species (Coleoptera: Chrysomelidae). The Florida Entomologist, 58(1), 1. doi:10.2307/3493857

**Ostmark HE. 1989.** Banano. In Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: estado actual y futuro. Eds. KL. Andrews; JR. Quezada. Honduras, Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano, Departamento de Protección Vegetal. p. 445–470.

**Paulin MJS. 2002.** Estudio de la Familia *Chrysomelidae* (Insecta: Coleoptera) de la Reserva de la Biosfera “Sierra de Huautla”, Morelos, México. Tesis de Licenciatura. Carrera de Biólogo. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. México, D.F. 147 pp.

**Plantix. 2019.** Banana fruit-scarring beetle, *Colaspis hypochlora*. <https://plantix.net/plant-disease/en/600172/banana-fruit-scarring-beetle>. (Consultado, mayo de 2019)

**Salt G. 1928.** A Study of *Colaspis hypochlora*, Lefèvre. Bulletin of Entomological Research, 19(03), 295-308. doi:10.1017/s0007485300020630.

**Saunders JL, Coto DT, King ABS. 1998.** Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE. Manual Técnico No. 29. Costa Rica 307 p

**SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2019.** Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Ciclo agrícola 2017. En línea:



<https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>.

Consultado: junio de 2019.

**Tembrock L. 2019.** Museum collection:  
Coleoptera. USDA APHIS PPQ. Bugwood.org.  
(Consultado, Mayo, 2019).

**Forma recomendada de citar:**

**DGSV-CNRF. 2016.** Escarabajo cicatrizante de la fruta del plátano (*Colaspis hypochlora* Lefèvre, 1878) (Coleoptera: Chrysomelidae). SADER-SENASICA. Dirección General de Sanidad Vegetal - Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha Técnica. Tecámac, Estado de México. 16 p.

**Nota:** Las imágenes contenidas son utilizadas únicamente con fines ilustrativos e informativos, las cuales han sido tomadas de diferentes fuentes otorgando los créditos correspondientes.



## **DIRECTORIO**

Secretario de Agricultura y Desarrollo Rural

**Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula**

Director en Jefe del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria

**Dr. Francisco Javier Trujillo Arriaga**

Director General de Sanidad Vegetal

**Ing. Francisco Ramírez y Ramírez**

Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

**Dr. José Abel López Buenfil**