

UNIVERSIDAD NACIONAL
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA TIERRA Y EL MAR
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS

Diaspididae (Hemíptera) asociados a frutos de palma aceitera (*Elaeis guineensis*) en el Valle de Coto, Costa Rica.

Estudiante

Bach. Gina Fernández Ugalde

Tutor

Alejandro Vargas Martínez, M.Sc.

Asesores

Grace Alpízar Aguilar, M.Sc.

Allan González Herrera, M.Sc.

Campus Omar Dengo

Heredia, Costa Rica, 2025

**Trabajo final de graduación modalidad proyecto de graduación sometido a consideración del
tribunal examinador de la Escuela de Ciencias Agrarias para optar por el grado de
Licenciatura en Ingeniería en Agronomía**

Tribunal Examinador

M. Sc. Andrés Alpízar Naranjo

Decano Facultad de Ciencias de la Tierra y el Mar

M. Sc. Alonso Calvo Araya

Director de la Escuela de Ciencias Agrarias

M. Sc. Alejandro Vargas Martínez

Director de Tesis

M. Sc. Allan González Herrera

Asesor

M. Sc. Grace Alpízar Aguilar

Asesor

Bach. Gina Fernández Ugalde

Sustentante

DEDICATORIA

Dedico este proyecto a mis papás y a mi esposo e hijo. Ellos con su amor y sus fuerzas me han ayudado e impulsado a culminar esta etapa. No me cabe duda de que mis alegrías son las suyas también. Y me satisface en esta hora poder dedicarles algo de los que se sientan orgullosos y felices juntamente conmigo.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, las gracias al creador, ya que he sentido su ayuda poderosa en cada etapa de este proyecto, él con su poder ha sabido darme todo lo necesario para concluir en el tiempo perfecto de él, de maneras sorprendentes y maravillosas.

Al M.Sc. Alejandro Vargas Martínez mi tutor, quien me ha sabido guiar con eficiencia y paciencia demostrando siempre un gran apoyo, a M.Sc. Allan González Herrera asesor, el cual también demostró interés, esmero y disposición a ayudarme.

Son muchas las personas que han colaborado de diferentes maneras en mi proyecto de graduación. La mayoría se encuentran en la institución para la cual trabajo, en el laboratorio de diagnóstico de plagas agradezco el apoyo de todos los compañeros y principalmente a M.Sc. Grace Alpízar Aguilar asesora del proyecto de graduación, que con sus conocimientos en el tema me apoyó y ayudó en gran manera, siempre con interés y anuencia.

Externo mi agradecimiento a las personas de las empresas privadas en donde realice los muestreos, las cuales siempre estuvieron en la mayor disposición de colaborar.

Y agradezco principalmente a las personas que confiaron en mí y me apoyaron en todo momento con un deseo sincero de mi superación personal, esas personas me dieron la fuerza y el deseo de concluir lo que empecé hace tiempo.

Índice

RESUMEN.....	7
ABSTRAC.....	7
1. INTRODUCCIÓN.....	8
OBJETIVOS	10
GENERAL	10
ESPECÍFICOS	10
2. MARCO TEÓRICO.....	11
2.1. Introducción a la palma aceitera (<i>Elaeis guineensis</i>)	11
2.1.1- Origen y distribución	11
2.1.2-Importancia económica y productiva	11
2.1.3-Algunas plagas asociadas a <i>Elaeis guineensis</i>	12
2.2. Familia Diaspididae (Hemíptera).....	14
2.2.1-Clasificación y morfología de Diaspididae	14
2.2.2-Especies de Diaspididae asociadas a <i>Elaeis guineensis</i>	16
2.2.3-Impacto económico y productivo de las infestaciones de Diaspididae	17
2.2.4-Muestreo de Diaspididae.....	17
2.2.5-Manejo agroecológico de escamas	17
2.3 Diagnóstico, imprescindible para el manejo agroecológico de plagas (MAP)	18
3. METODOLOGÍA	19
3.1 Localización	19
3.2 Periodicidad de muestreo y cantidad de muestras.	20
3.3 Materiales necesarios para la muestra colectada en el campo.	21
3.4 Descripción de la muestra colectada en el campo.....	21
3.5 Reactivos utilizados en el laboratorio para el montaje de los diaspididos (Hemíptera).	22
3.6 Montaje de los diaspididos (Hemíptera).....	23
3.7 Elaboración de guía de bolsillo.....	27
4. RESULTADOS.....	28
4.1 Especies de Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea) asociadas a los frutos de palma aceitera presentes en el Valle de Coto.....	28
NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Pinnaspis strachani</i>	30

NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Aspidiotus destructor</i>	33
NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Hemiberlesia cyanophylli</i>	38
NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Diaspis boisduvalii</i>	41
5. DISCUSIÓN	44
BIBLIOGRAFIA.....	47

Índice de tablas

Tabla 1 Registro de muestreo.....	20
Tabla 2 Materiales utilizados para coleccionar la muestra en el campo.	21
Tabla 3 Reactivos utilizados para el montaje de los diaspididos (Hemíptera).....	23
Tabla 4 Distribución de frecuencias de las especies identificadas para el total de muestras	29
Tabla 5 Tabla de contingencia entre las especies identificadas con relación al centro de acopio	29

Índice de figuras

Figura 1 Sintomatología de anillo rojo en <i>Elaeis guineensis</i>	13
Figura 2 Ilustración de estadios de Diaspididae (Hemíptera).	15
Figura 3 Ubicación de puntos de muestreo en el Valle de Coto.	20
Figura 4 Andén de descarga de fruta de palma aceitera.....	22
Figura 5 Trabajo en cámara de flujo laminar y horno de secado de muestras.	24
Figura 6 Muestras en placa calentadora.	24
Figura 7 Tinción con fucsina ácida.	25
Figura 8 Batería de alcoholes para el proceso de deshidratación.....	25
Figura 9 Espécimen en aceite de clavo.	26
Figura 10 Montaje de escamas.....	26
Figura 11 Distribución espacial de las fincas muestreadas cercanas a cada uno de los centros de acopio, incluyendo la distribución de las especies de las escamas.	28

RESUMEN

Este proyecto tuvo como objetivo elaborar una Guía de Bolsillo para la identificación de diaspididos (Hemíptera: Diaspididae) mediante muestreos asociados al fruto de palma aceitera para ser una herramienta de identificación ágil y expedita que ayudara a personas relacionadas al cultivo. Los muestreos se realizaron en los centros de acopio de fruta de palma aceitera del Valle de Coto, ubicado en el cantón de Corredores, provincia de Puntarenas, donde llega la fruta de todas las fincas productoras circundantes, ubicadas en Coto 54 (planta extractora de Palma Tica), en el sector de Coyoche (centro de acopio de Palma Tica) y en Laurel (planta extractora de Coopeagropal R.L.). Se recolectó un total de 93 muestras y las especies encontradas fueron *Pinnaspis strachani* en un 80%, *Aspidiotus destructor* en un 20%, *Hemiberlesia cyanophylli* en un 2% y *Diaspis boisduvalii* 1%. Cada muestra se procesó y se diagnosticó. Posteriormente, se realizó una guía de bolsillo con la descripción básica y taxonómica de la familia Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea), además de fotografías y diagramas de las especies encontradas a partir del material colectado para la identificación.

ABSTRACT

This project aimed to develop a pocket guide for the identification of diaspidids (Hemíptera: Diaspididae) through samplings associated with the oil palm fruit, as a quick and practical identification tool to assist individuals involved in the crop. The samplings were carried out at the oil palm fruit collection centers in the Coto Valley, located in Corredores, Puntarenas, where fruit from all surrounding palm plantations is received. Sampling sites included Coto 54 (Palm Tica extraction plant), the Coyoche area (Palm Tica collection center), and Laurel (Coopeagropal R.L. extraction plant). A total of 93 samples were collected. The species identified were *Pinnaspis strachani* (80%), *Aspidiotus destructor* (20%), *Hemiberlesia cyanophylli* (2%), and *Diaspis boisduvalii* (1%). Each sample was processed and diagnosed, and subsequently, a pocket guide was created containing the basic and taxonomic description of the family Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea), including photographs and diagrams of the species found, based on the collected material, to facilitate identification

1. INTRODUCCIÓN

En los últimos 25 años la siembra de palma aceitera (*Elaeis guineensis*) ha crecido en gran manera, hasta llegar a posicionarse como el principal cultivo para la producción de aceite, debido a diversas razones como, el rendimiento por hectárea comparándolo con otros cultivos oleaginosos (Kumar, 2016). Desde el momento de siembra a la primera cosecha, puede durar 2,5 años y luego tiene una vida de producción permanente de 25 a 30 años hasta su senescencia, lo que representa una gran ventaja, en comparación con otros cultivos; además presenta muy pocos problemas fitosanitarios (Madrigal y Garbanzo, 2018).

En el mundo, la producción de palma aceitera está concentrada en Malasia e Indonesia, con más de un 80% de la producción mundial (Kumar, 2016). En América Latina, quien está a la cabeza con la producción, es Colombia, seguido por Ecuador, Honduras, Guatemala y Brasil, estos cinco países aportan el 84% de la producción de aceite de América (González, 2016).

En Costa Rica la palma aceitera fue introducida en el año 1940 y para el año 1944, ya estaba construida la primera planta extractora de aceite ubicada en Damas de Aguirre, Puntarenas; luego se establecieron otras plantaciones en la región de Coto Sur y Golfito (Quesada, sf) y posteriormente se extendió la plantación hacia la zona Atlántica (Ureña 2004). El área cultivada de palma aceitera en Costa Rica es de 76860 hectáreas, distribuidas en la Región Brunca con 49580, Pacífico Central con 17600, Central Sur con 1245, Huetar Norte con 920 y Huetar Atlántica con 7 515, para una producción total de 247800 toneladas métricas de aceite, según J. Torres coordinador Nacional de Palma aceitera (comunicación personal, 15 de marzo de 2022).

En la actualidad, el cultivo está pasando por un buen momento, por lo que se podría deducir que las plantaciones podrían incrementarse en los próximos años. Según el boletín emitido en octubre del presente año por CANAPALMA, el precio pagado por la empresa Palma Tica del fruto de palma aceitera es de 101056 colones por tonelada y el precio pagado por Coopeagropal R.L. es de 99825 a socios y para productores independientes es de 87034 colones por tonelada, lo que representa un atractivo enorme para los palmicultores (Cámara Nacional de Productores de Palma [CANAPALMA], 2025).

Debido a la creciente importación de plantas y racimos de frutos de palma aceitera (*Elaeis guineensis*) a Costa Rica proveniente de Panamá, ha surgido la preocupación de que ingresen plagas

no presentes o registradas en el país, tal es el caso de los diaspididos o escamas asociadas a este cultivo. Por ejemplo, la escama, *Aonidiella orientalis* (Diaspididae: Hemiptera) está en la lista de plagas reglamentadas del Servicio Fitosanitario del Estado (SFE) de Costa Rica. La reglamentación está dirigida a las intercepciones de plagas en puntos de entrada al país, fichas técnicas, análisis de riesgo de plagas (ARP) realizados para plagas específicas y plagas de interés nacional y el “Reglamento Técnico RTCR: 379/2000: el cual consiste en un procedimiento para la aplicación de los requisitos fitosanitarios para la importación de plantas, productos vegetales y otros productos capaces de transportar plagas, Decreto N° 29.473-MEIC-MAG y las guías técnicas respectivas (Servicio Fitosanitario del Estado [SFE], 2022).

Este insecto, *A. orientalis* se interceptó por parte del Departamento Control Fitosanitario de SFE entre el 30 de agosto y 1 de setiembre del 2021, en cuatro envíos de frutos frescos de palma aceitera (*E. guineensis*) para industria, proveniente de Panamá, sin embargo, surge la necesidad de conocer mucho más a fondo las especies que ya existen en el Valle de Coto, debido a que es la zona con la mayor área de cultivo de palma aceitera de la región sur de Costa Rica, próxima a la frontera con Panamá (SFE, 2021).

Hasta el momento no se ha cuantificado el nivel de daño que podría generar dicha escama en la producción de palma aceitera en Costa Rica, pero si entrara por medio de este cultivo al país representaría un gran riesgo para muchos otros cultivos ya que es una plaga polífaga y se han registrados cerca de 76 familias de plantas hospederas de 189 géneros (García et al. 2016). Cultivos como rambután, cítricos, musáceas, anonáceas, ornamentales, etc., podrían verse afectados por la entrada de estos insectos. En los cultivos donde están presentes los diaspididos (Hemiptera) generalmente causan depresiones en frutos, decoloraciones y otras distorsiones de los tejidos y pueden provocar daño cosmético, defoliación, rajadura de la corteza y hasta la muerte de las plantas (Claps & dos Santos, 2015).

Si bien es cierto la escama *A. orientalis* está confinada a un área de Panamá, siempre existe el peligro de que ingrese a nuestro país. De ahí la importancia de contar con una guía que facilite a los técnicos el reconocimiento de los diaspididos (Hemiptera). Al día de hoy no existe ninguna investigación referente a diaspididos presentes en el fruto de la palma aceitera en el país.

El presente trabajo se ubica en un contexto educativo y científico, ya que no existe investigación de los diaspididos presentes en el fruto de palma aceitera del Valle de Coto y además se

generará con los muestreos e identificaciones, una guía de bolsillo que simplificará la identificación de estas escamas, que será de gran ayuda para técnicos y personas vinculadas al cultivo.

OBJETIVOS

GENERAL

Elaborar una guía de bolsillo para la identificación de diaspididos (Hemíptera: Diaspididae) mediante muestreos asociados al fruto de palma aceitera para ser una herramienta de identificación ágil y expedita que ayudará a personas relacionadas al cultivo.

ESPECÍFICOS

a. Determinar cuáles son las especies de Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea) asociadas a los frutos de palma aceitera presentes en el Valle de Coto.

b. Diseñar la guía de bolsillo con la descripción básica y taxonómica de la familia Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea), fotografías y diagramas de las especies encontradas a partir del material colectado para la identificación.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Introducción a la palma aceitera (*Elaeis guineensis*)

2.1.1- Origen y distribución

En los últimos años han crecido de manera considerable las áreas de siembra del cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis*) ya que se logró demostrar que el aceite de palma es sumamente aceptable para el consumo para los seres humanos. Su origen no es preciso, sin embargo, se piensa que es Africano debido a indicios fósiles y documentos históricos (Vignola et al., 2017).

La palma aceitera fue introducida a América en 1920, llegó a Honduras y fue allí donde se realizaron las primeras siembras comerciales, luego fue llevada a Cuba, Perú, Nicaragua, Guatemala y Colombia, respectivamente y su extracción era para la fabricación de jabones principalmente. El proyecto de siembra más grande en América se realizó a mediados de los años cuarenta y tuvo lugar en el Pacífico Central de Costa Rica (Cantón de Quepos), luego de que *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* conocido como Mal de Panamá, arrasara con la producción comercial de banano de la zona, se inició la siembra a partir de 1943 y para el año 1969 ya existían 8730 hectáreas sembradas. Desde 1966 se inició la siembra de palma aceitera en el Valle de Coto ubicado en la Costa Pacífica Sur de Costa Rica y en este lugar también vino a sustituir el cultivo de banano (Vega & Herrera, 2011).

2.1.2-Importancia económica y productiva

El aceite de palma se considera líder a nivel mundial en la provisión de grasas y aceites vegetales. Posee una gran ventaja ya que presenta gran versatilidad de usos; en Latinoamérica ha estado creciendo en gran medida, aportando 5,8% de la producción mundial (González, 2016), y el consumo mundial de aceite de palma aumentó 7,8 toneladas entre los años 2018 y 2019 lo que lo convierte en un actor estratégico e importante en la economía del Ecuador, Nicaragua, Perú, Colombia, Honduras y Costa Rica (Solórzano et al., 2021). En nuestro país la producción de aceite de palma es de mucha importancia, debido a que aporta en gran medida al mercado interno de aceites y grasas, aproximadamente 99% del consumo de manteca, y, además, la exportación de aceite crudo, aceite refinado y margarina representa una entrada económica importante para el país (Ureña, 2004).

La generación de empleos por parte de la actividad palmera genera un impacto muy positivo en la sociedad de las áreas rurales. Por ejemplo, en el 2014 en nuestro país, habían 66420 hectáreas sembradas de palma aceitera para un total de 2169 fincas las cuales generaban empleo principalmente a áreas de bajo índice de desarrollo humano y para el 2018 este cultivo representaba el 8,1% de la producción nacional de actividades agrícolas principales, únicamente por debajo de la producción de caña de azúcar, piña y plátano (Solórzano et al., 2021).

Lo positivo de la agroindustria de la palma aceitera no sólo se orienta a la venta de grasas y aceites o a la generación de diversos empleos en las zonas donde está establecido el cultivo, sino que también, es importante mencionar que en el Valle de Coto a partir de 1975, se inició con la producción de semillas de palma aceitera, las cuales demostraron un gran potencial y calidad por lo que a partir de 1977 se iniciaron las primeras exportaciones comerciales a Colombia y Honduras (Compact Seeds and Clones S.A. [CSC], 2023).

La empresa Compact Seeds and Clones S.A. (CSC), vende bajo la marca ASD, clones y semillas del cultivo de palma aceitera, además, produce 350 millones de semillas lo que se traduce en dos millones de hectáreas de palma aceitera en 45 países alrededor del mundo representando un 8.5% de área plantada de palma aceitera en el planeta. Además de suplir semillas y clones, también aporta con transferencia de tecnología a sus clientes por medio de capacitaciones, apoyo técnico y consultorías. Este trabajo es realizado por profesionales en la materia y mano de obra rural capacitada y contratada en el Valle de Coto, lo que constituye una importante fuente de empleo en la zona (CSC, 2023).

En la zona sur de Costa Rica el cultivo de mayor importancia económica es la palma aceitera (*E. guineensis*). Genera más de ocho mil empleos directos permanentes durante todo el año y unos treinta y un mil indirectos (Meza, 2012). En la actualidad, se encuentran alrededor de 49574 hectáreas cultivadas de palma en la Región Brunca (Ministerio de Agricultura y Ganadería “MAG”, 2018).

2.1.3-Algunas plagas asociadas a *Elaeis guineensis*

Podríamos clasificar las plagas de la palma aceitera en insectos, enfermedades, nemátodos y vertebrados (Darus-Basri, 2001). Por su parte, los insectos plaga, pueden clasificarse como vectores de enfermedades, defoliadores, barrenadores, chupadores y raspadores, los cuales pueden llegar a afectar seriamente frutos, flechas, raíces, estípites y follaje de la palma aceitera (Morales, 2023).

En Centro América la enfermedad más importante en palma aceitera (*E. guineensis*) es la del “anillo rojo” (AR), cuyo agente causal es el nemátodo *Bursaphelchus cocophilus* el cual, utiliza como único vector el picudo negro de la palma, llamado *Rhynchophorus palmarum* (Chinchilla, 1997), sin embargo, se han registrado varios órdenes de insectos que portan nemátodos juveniles infectivos en la superficie de su exoesqueleto, destacándose coleóptera (Curculionidae), hormigas (Hymenóptera) y termitas (Isóptera) (Sáenz, 2005).

La enfermedad es llamada “anillo rojo” (AR) debido a que el nematodo ataca directamente los haces vasculares en la planta, bloqueando el flujo de agua, nutrientes y savia causando un rompimiento debido a la formación de cavidades entre los espacios intercelulares (Sáenz, 2005), por lo que se empieza apreciar la sintomatología de AR-hoja corta o crónico (Figura 1-A). También puede ser expresado por un repentino amarillamiento y secado de las hojas bajas y causar muerte súbita de la planta (Figura 1-B). Si realizáramos cortes transversales en el tallo, se podría apreciar el “anillo rojo”, daño ocasionado por la plaga (Figura 1-C), (Chinchilla, 1988).

Figura 1

Sintomatología de anillo rojo en Elaeis guineensis.



Nota. A) Palma con sintomatología de hoja corta, B) sintomatología en hojas de anillo rojo y C) expresión de anillo rojo en tallo.

Otra plaga de mucha importancia en el cultivo de palma aceitera es la “pudrición de cogollo” enfermedad que ha causado grandes problemas, durante más de sesenta años y se ha convertido en un problema grave en países como Colombia, Brasil, Costa Rica, Ecuador, Nicaragua, Panamá, Perú y Surinam (Drenth, *et all*, 2013). En 1920 se obtiene el primer reporte de la enfermedad, proveniente de Surinam, donde plantaciones jóvenes de alrededor de cuatro años fueron devastadas por completo. (Abad, 2022).

Existen diversas escamas (Hemíptera: Diaspididae) plaga de palmáceas. Concretamente sobre *E. guineensis* ha sido descrita *Aspidiotus destructor*, la cual principalmente vive y se alimenta sobre los frutos, pero en grandes infestaciones puede pasar a raquis y hojas, representando un gran problema ya que su ciclo de vida es corto, aproximadamente 35 días, por lo que puede haber varias generaciones en un año y así crecer rápidamente sus poblaciones (Bustillo, 2023). Otra especie de la familia Diaspididae reportada como plaga es *Pseudoparlatoria bennetti* con grandes afectaciones Colombia y en *Pinaspis strachani* causando afectaciones en Malasia (Calvache, 2018; Williams & Watson, 1988).

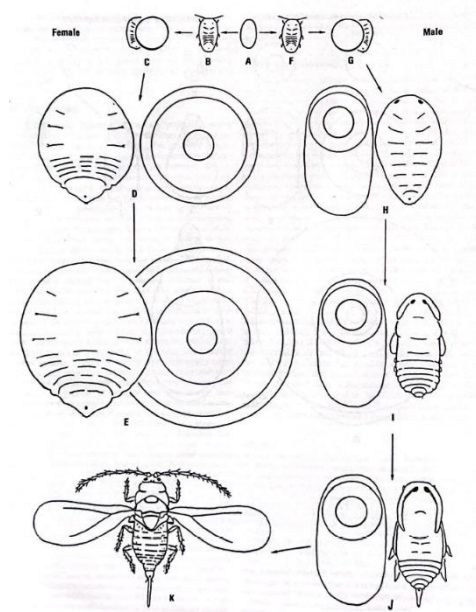
2.2. Familia Diaspididae (Hemíptera)

2.2.1-Clasificación y morfología de Diaspididae

Pertenecen al Orden Hemíptera, suborden Sternorrhyncha, superfamilia Coccoidea en donde existen tres familias importantes las cuales son Pseudococcidae o “cochinillas harinosas”, Coccidae y Diaspididae la cual se divide en dos subfamilias Aspidiotinae y Diaspidinae, ambas siguen siendo escamas acorazadas solamente que se diferencian morfológicamente por sus conductos de una barra y dos barras respectivamente (Alpízar, 2021; Koppert, 2024). Las hembras poseen tres estadios y los machos cinco, incluyendo el de adultos (Figura 2). La estructura de la cobertura varía principalmente a nivel de género, en algunas pueden ser opaco y denso, en otros puede ser delgado y transparente (Miller & Davison, 2005).

Figura 2

Ilustración de estadios de Diaspididae (Hemíptera).



Nota. Esta figura muestra los estadios por los que pasa la hembra y macho de Diaspididae. De “Armored scale insect pests, of trees and shrubs” por D.R. Miller y J.A. Davison, 2005, p. 131.

En la superfamilia Coccoidea, la familia Diaspididae es la más numerosa, con aproximadamente 400 géneros y 2650 especies descritas, su clasificación se da sobre la base de las características de la hembra adulta ya que es de vida sedentaria y posee gran cantidad de estructuras morfológicas diagnósticas, por el contrario, el macho presenta pocas características definitorias para una identificación específica, además es difícil encontrarlos ya que viven pocas horas; esta familia, tiene una gran importancia debido a que es un grupo muy diverso y afecta cultivos ornamentales y frutales (Claps & Wolff, 2015; Mosquera 1979). Poseen como características importantes, un marcado dimorfismo sexual, con mayor abundancia en zonas de altas temperaturas como en regiones tropicales o subtropicales, son llamadas también “cochinillas protegidas” debido a que segregan un escudo protector que crece juntamente con el insecto, por la fusión de los últimos segmentos abdominales conformando el pigidio (Claps & Wolff, 2015; Universidad de California, 2024). Su forma de alimentación es succionando la savia del hospedero ya sea en el fruto, follaje o madera, produce daños por acción directa de la succión y la saliva que inyectan produce efectos tóxicos, causa decoloración, retardado crecimiento, planta debilitada y tinción de tejido atacado (Guillén-Laprade, 2016).

Según Williams y Watson (1998) las escamas acorazadas causan pérdida de la calidad del fruto de palma aceitera por el ataque severo en las hojas y frutos. En el cultivo del coco, han causado

pérdidas millonarias. Debido a su hábito de alimentación generan daños cosméticos como manchas y marcas en frutos, también daños a nivel de vivero y en plantas ornamentales, en algunos casos basta con un brote pequeño para observar decoloración en las flores (Miller & Davison, 2005). El mayor número de especies plaga en cítricos pertenece a este grupo de insectos y son reportadas desde hace más de medio siglo (Nikolaevna et al., 2016).

2.2.2-Especies de Diaspididae asociadas a *Elaeis guineensis*

Pseudoparlatoria bennetti, reportada en el 2015 en Colombia y 2016 en Guatemala (Calvache, 2018). *Pinnaspis strachani* aparece frecuentemente infestando frutos en Malasia (Williams & Watson, 1988). *Aspidiotus destructor*, *Ischnaspis longirostris*, *Aspidiotus excisus*, *Hemiberlesia lataniae*, *Selenaspis articulatus*, reportadas en Colombia desde 1979 (Mosquera, 1979). *Aonidiella orientalis* presente en Panamá según intercepción realizada por el Departamento Control Fitosanitario de SFE entre el 30 de agosto y 1 de setiembre del 2021(SFE, 2021).

La escama blanca del cocotero *Pseudoparlatoria bennetti* se detectó por primera vez en Colombia continental en el departamento de Santander, causando daños severos en 40 hectáreas de plantación comercial de palma aceitera, representan un daño debido a que, mediante las punzadas del aparato bucal, abre heridas que son colonizadas por hongos oportunistas que causan el mal conocido como pestalotiopsis (Bustillo et al., 2015).

Aspidiotus destructor se alimenta de hojas y frutos, lo que provoca una reducción severa en la calidad de los frutos (Williams & Watson, 1988). Según Bustillo (2023), en Colombia la infestación se reporta en frutos de híbridos OxG (*E. oleífera* x *E. guineensis*), su presencia es evidente en las zonas suroccidental y central del país.

Aonidiella orientalis se ubica muy cerca de nuestro país en la frontera sur Panamá, en donde convergen en línea fronteriza el cultivo de *Elaeis guineensis*, cultivo en el que está presente (SFE, 2021). En el mundo se considera esta plaga como grave, por ejemplo, en la India está reportada como plaga de muchos árboles y plantas, en el sur de este país fue tratada como una plaga principal del cultivo de coco y nuez de areca. En Israel, Egipto y Arabia Saudita es plaga de diversos cultivos, mientras que, en Florida (Estados Unidos) es plaga de los cocoteros (Miller & Davison, 2005).

Factores que favorecen la infestación de estos insectos:

La latitud y longitud en que se encuentra Costa Rica favorece la infestación de diaspididos debido a que éstos son más abundantes en los Trópicos, Subtrópicos y en sitios de altas temperaturas; sumado a esto podemos mencionar el escudo protector que poseen, ya que esta característica les permite vivir en condiciones extremas como, por ejemplo, sequías, inviernos muy lluviosos, aires contaminados, entre otras (Claps & Wolff, 2015). También podríamos considerar como ventaja, el hecho de que los rasgos de asociación con sus hospedantes son generalmente polífagos, por lo que podemos deducir que fácilmente encontrarán de qué alimentarse (Novoa et al., 2010).

2.2.3-Impacto económico y productivo de las infestaciones de Diaspididae

Según Bustillo (2023) en el cultivo de *E. guineensis*, *A. destructor* hasta el momento no se presenta como una plaga de importancia económica, pero se requiere estar atento a infestaciones, en los nuevos materiales de híbridos que están saliendo al mercado. El autor señala que la investigación debe evaluar el efecto de la escama en el fruto, con el fin de determinar los niveles poblacionales que podrían causar impacto económico debido a reducciones en la producción de aceite de palma.

2.2.4-Muestreo de Diaspididae

Con una lupa de aumento 8X y si es necesario una linterna, se debe buscar en el envés de las hojas cerca de las nervaduras donde generalmente se localizan. También se puede buscar manchas amarillas o marrones en el envés de las hojas con escamas, éstas son redondeadas y bastante planas. Dependiendo de la infestación es sencillo observarlas, si se desea, se puede tomar muestras de material vegetal y observarlas con detenimiento al estereoscopio (Williams y Watson, 1998). Una vez localizadas las escamas, con ayuda de una aguja fina o pincel se desprende con cuidado la escama del material vegetal, luego debe colocarse en alcohol de 70% para su posterior montaje en portaobjetos en el laboratorio (Alpizar, 2021).

2.2.5-Manejo agroecológico de escamas

En nuestro país aún no se ha evaluado opciones de manejo agroecológico sobre diaspididos en el cultivo de *Elaeis guineensis*. Sin embargo, existen estudios hechos por Solano (2019), donde se identificaron algunas especies parasitoides de escamas (Hemíptera: Diaspididae) en la vertiente del

Caribe de Costa Rica, en donde se encontraron avispas con alto potencial para el uso como controladores biológicos, por ser nativos y adaptados a nuestras condiciones. Se reportaron tres especies de parasitoides y fueron identificadas como, *Coccobius* sp., *Aphytis* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Plagiomerus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) y un hiperparasitoide del género *Ablerus* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae). Los insectos del género *Coccobius* y *Plagiomerus* encontrados son nuevas especies, no descritas antes, son nuevos reportes parasitando *Diaspis boisduvalii* la cual es la principalmente plaga del banano y presente también en *E. guineensis*.

Los parasitoides más importantes de escamas reportados a nivel mundial de (Hemíptera: Diaspididae) pertenecen a la familia de Aphelinidae (Hymenoptera), los cuales son hiperparasitoides que atacan insectos generalmente del orden Hemíptera, de gran importancia en el control biológico. Con regularidad, las especies parasitoides de afelínidos poseen una o dos especies de diaspididos como huéspedes y se ha reportado en México seis especies de afelínidos parasitando tres especies de escamas acorazadas (Myartseva, et al., 2016).

La especie parasitoide más importante es *Encarsia citrina*, la cual se ha comprobado que puede hospedarse en nueve especies de escamas acorazadas, le sigue *Aphytis lingnanensis* pues ha emergido de cuatro especies de escamas acorazadas (Myartseva & González, 2007; Pina, 2007).

Es importante tener en cuenta que un manejo agroecológico de plagas es el mejor método de manejo, apoyándose con podas sanitarias, retiro material vegetal infestado, identificación de hospedantes alternos para retirarlos de los alrededores del cultivo, evitar a toda costa el trasiego de material infestado y utilizar semilla sana (Blanco & Zúñiga, 2013; Calvache, 2018).

Por otro lado, en Costa Rica se han utilizado sales potásicas o aguas jabonosas para el manejo de cochinillas y escamas, incluso existe una investigación acerca de la eficacia del uso de diversos jabones comunes en el país para el manejo de la escama *Aulacaspis yasumatsui* en follaje de plantas de Cycas (Blanco & Zúñiga, 2013).

2.3 Diagnóstico, imprescindible para el manejo agroecológico de plagas (MAP)

La aplicación racional de métodos de manejo en cualquier cultivo, para manejar agentes dañinos para las plantas o productos vegetales, permite la integración de alternativas, como prácticas culturales, métodos biológicos, físicos, genéticos, legales y químicos. Éstos se pueden desarrollar en tres etapas: prevención, observación e intervención (manejo físico, mecánico, etológico, biológico,

genético, legal y químico), sin embargo, se requiere, además, del conocimiento e integración de información meteorológica histórica para conocer la afectación que esto pueda tener sobre la dinámica de las poblaciones de insectos (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria [OIRSA], 2022).

La prevención se refiere a las prácticas dirigidas a prevenir o minimizar la incidencia de plagas, entre las cuales está el diagnóstico correcto. Mediante la observación se entra de lleno a aplicar la identificación de plagas (con herramientas técnicas que faciliten ese proceso) y determinar si procede o no tomar medidas de intervención. Se fundamenta en realizar plagueos o inspecciones rutinarias y permanentes (García et al, 2015; OIRSA, 2022). El diagnóstico correcto de la plaga es clave, ya que, gracias a este hallazgo, profundizamos en el conocimiento de la misma y la podemos clasificar como plaga primaria, secundaria o emergente, así como sus hábitos de alimentación y otros detalles de su biología, dicha información es muy valiosa para métodos de manejo y toma de decisiones (Di Masi et al, 2022).

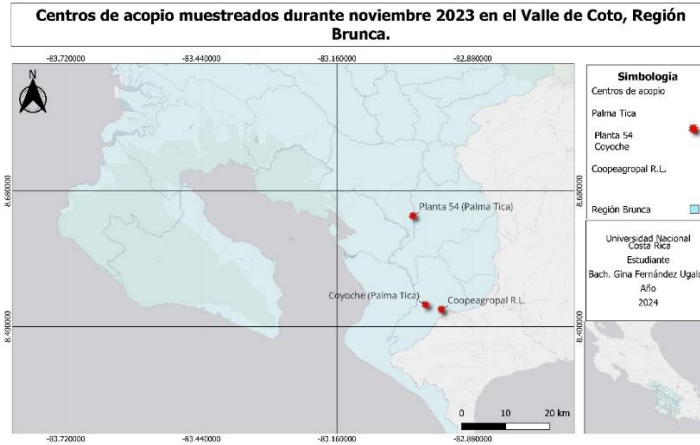
3. METODOLOGÍA

3.1 Localización

El trabajo de campo (recolección de muestras) fue realizado en los recibidores de fruto de palma de las Fincas del Valle de Coto tal y como se puede apreciar en la Figura 3, pertenecientes a dos diferentes empresas, las cuales son Palma Tica con dos puntos de acopio, el primero está situado en una de las plantas extractoras, ubicada en Finca 54, (Latitud 08.629038, Longitud -83.0032583), y el segundo en el recibidor del sector llamado Coyoche, (Latitud 08.445366, Longitud -82.977211) y el recibidor de Coopeagropal R.L. situado a la par de la planta extractora, en Laurel de Corredores, (Latitud 08.435575, Longitud -82.9445907).

Los montajes de los especímenes se realizaron en dos laboratorios, uno corresponde a Laboratorio de Control Fitosanitario ubicado en los andenes de supervisión de la Estación de Control Fitosanitario del Servicio Fitosanitario del Estado (SFE), en Paso Canoas (frontera Costa Rica y Panamá) (Latitud 08.535937, Longitud -82.840573) y el otro en el Laboratorio de Diagnostico de Plagas del Servicio Fitosanitario del Estado (SFE), en el Aeropuerto Internacional Juan Santamaría (Latitud 09.996960, Longitud -84.210789).

Figura 3 *Ubicación de puntos de muestreo en el Valle de Coto.*



Nota. Los puntos georreferenciados en el mapa son, planta extractora de aceite de palma de Palma Tica, punto de recolección de fruta de palma aceitera de Palma Tica “Coyoche” y planta extractora de aceite de palma Coopeagropal R.L.

3.2 Periodicidad de muestreo y cantidad de muestras.

Durante cinco semanas, se colectaron 103 muestras alternando los centros de acopio de palma aceitera antes mencionados. Las muestras se colectaron después de las 11 de la mañana ya que es el horario de preferencia de los palmicultores para ir a entregar la fruta, en un clima donde generalmente hay aguaceros por la tarde, por lo que se colectó el máximo de muestras posibles cada día hasta cumplir o sobrepasar la meta de 80 muestreos durante los meses de noviembre y diciembre 2023. En la Tabla 1 se puede observar el número de muestras colectadas por día de muestreo.

Tabla 1
Registro de muestreo.

Fecha de muestreo	Lugar de muestreo	Cantidad de muestras
1 noviembre	Planta 54 (Palma Tica)	13
3 noviembre	Coopeagropal R.L.	19
10 noviembre	Coyoche (Palma Tica)	11
17 noviembre	Coopeagropal R.L.	13
22 noviembre	Planta 54 (Palma Tica)	12

23 noviembre	Coopeagropal	25
30 noviembre	Coyoche (Palma Tica)	10
		TOTAL 103

3.3 Materiales necesarios para la muestra colectada en el campo.

En la Tabla 2 se observa los materiales utilizados en los muestreos realizados.

Tabla 2

Materiales utilizados para coleccionar la muestra en el campo.

Material	Utilidad
Etiquetas de muestra (Anexo 1)	Para rastreabilidad de la muestra
Bolsas plásticas 10x20 cm	Para protección de la etiqueta
Bolsas plásticas 21x16 cm	Para contener los coquitos de palma con escamas
Cuchilla de hoja curva	Retira los coquitos con escamas de la fruta entera de la palma
Refrigerante	Mantiene las muestras frescas dentro de la hielera
Hielera	Contiene las muestras frescas desde la colecta hasta llegar al laboratorio

3.4 Descripción de la muestra colectada en el campo.

Se utilizó una etiqueta para las muestras recolectadas con los datos necesarios para su rastreabilidad (Anexo 1):

- a. Fecha de muestreo.
- b. Nombre de centro de recolección.
- c. Número de muestra
- d. Nombre del productor, finca o empresa.
- e. Ubicación geográfica.

Una vez que se tomaron los datos de rastreabilidad de la muestra, se procedió a coleccionarla de la siguiente manera:

- a. En el camión o cuando descargaba la fruta, como se aprecia en la Figura 4, se buscaban frutos que evidentemente presentaran escamas (muestreo dirigido). Además, en la Figura 4 se observa el área de descarga de la fruta, lugar donde se tomó las muestras.

Figura 4

Anden de descarga de fruta de palma aceitera.



- b. Se recogieron aproximadamente 10 drupas, (el fruto de la palma de aceite es una drupa sésil cuya forma puede ser esférica, ovoide o alargada y algo abultada en el ápice y todas ellas componen un racimo) (Forero et al., 2012), llamadas coloquialmente “coquito”; al desprenderse a la hora del descargue, se colectaron “coquitos” de palma con escamas, en algunos casos y en otros, se colectaron con cuchilla de hoja curva, ya que en la mayoría de los casos, los “coquitos” no se desprenden de la fruta entera.
- c. Los coquitos se colocaron en una bolsa plástica, debidamente etiquetadas.
- d. La hoja que contiene la información de rastreabilidad, se introdujo en una bolsa plástica para colocarla en la bolsa con los frutos, para evitar su deterioro.
- e. Una vez tomadas las muestras, se colocaron en una hielera con refrigerante para conservarlas hasta su llegada al laboratorio.
- f. Al llegar a laboratorio, las muestras se refrigeraron para que se conservaran hasta su debido procesamiento.

3.5 Reactivos utilizados en el laboratorio para el montaje de los diaspididos (Hemíptera).

Para el montaje de los insectos se utilizaron diferentes reactivos tales como hidróxido de potasio (KOH), Alcohol (CH₆O) al 70°, 80°, 95° y 100°, ácido acético glacial (CH₃COOH), fucsina ácida

($C_{20}H_{17}N_3Na_2O_9S_3$), aceite de clavo (Eugenol $C_{10}H_{12}O_2$), medio de montaje Euparal o Bálsamo de Canadá, Esencia de Euparal y agua destilada. En la Tabla 3 se puede observar dichos reactivos.

Tabla 3

Reactivos utilizados para el montaje de los diaspididos (Hemíptera).

Reactivo	Cantidad	
	Gotas	Volumen (ml)
KOH	5	0,25
Agua destilada	60	3
Fucsina ácida	1	0,05
Ácido acético glacial	1	0,05
Alcohol 70°	15	0,75
Alcohol 80°	15	0,75
Alcohol de 95°	15	0,75
Alcohol 100°	15	0,75
Aceite de clavo	3 a 5	0,15 a 0,25
Euparal	1	0,05

3.6 Montaje de los diaspididos (Hemíptera).

Cada muestra se trabajó en una cámara de flujo laminar (Figura 5) o cámara extractora de vapores, debido a que se trabaja con sustancias tóxicas. Primeramente, se retiraron cuidadosamente las escamas del fruto con una aguja y se colocaron en alcohol de 70°, siempre teniendo cuidado de conservar la información de cada muestra, llevando de manera ordenada el etiquetado.

Figura 5

Trabajo en cámara de flujo laminar y horno de secado de muestras.



Luego de estar en alcohol como mínimo una hora, se inició el proceso de maceración; para esto, se colocó el espécimen en solución de KOH (10%) a 80°C en una placa calentadora (Figura 6) por 15 minutos. Se limpió muy bien cada ejemplar (aún en KOH pero sin calor), aplanando suavemente el insecto dorsoventralmente y luego se enjuagó con agua destilada al menos 3 veces, hasta que el cuerpo quedara traslúcido.

Figura 6

Muestras en placa calentadora.



Para teñir las estructuras en la cutícula hialina de la escama, se añadió de 1 a 2 gotas de fucsina ácida (Figura 7) y 2 gotas de ácido acético glacial (neutraliza al KOH) por al menos 2 minutos, luego

se enjuagó con alcohol de 70%. Una vez realizada la tinción se inició con el proceso de deshidratación, agregando (y cambiando alcoholes sucesivamente) alcohol de 80°, 95° y 100° (Figura 8) durante 5 minutos cuidando que los ejemplares no se secan. Posteriormente se aclara la muestra en aceite de clavo (Figura 9).

Figura 7

Tinción con fucsina ácida.



Figura 8

Batería de alcoholes para el proceso de deshidratación.



Figura 9

Espécimen en aceite de clavo.



Para el montaje (Figura 10) se colocó una gota de Euparal (o Bálsamo de Canadá) sobre un cubreobjetos (8-13 mm), al colocarse se procura hundir los ejemplares dentro de la gota y cuidadosamente se colocó la lámina portaobjetos. Finalmente se etiquetó cada espécimen y se dejó secar en el horno a 45°C por 6 semanas. Una vez que se secaron los especímenes, quedaron listos para observar sus estructuras al microscopio y se procedió a realizar la debida identificación con ayuda de claves dicotómicas.

Figura 10

Montaje de escamas.



3.7 Elaboración de guía de bolsillo

Con las especies identificadas, se recopiló información bibliográfica para hacer una descripción detallada de cada una de las especies. Se aportaron a la descripción de las escamas, fotografías propias con una cámara de 12 MP, extraídas de internet y del Laboratorio de Diagnostico de Plagas del SFE (LDP-SFE), de las escamas tanto simple vista como al microscopio. También se realizaron los diagramas dibujados con pluma y papel de cada especie de escama encontrados en el muestreo y se digitalizaron.

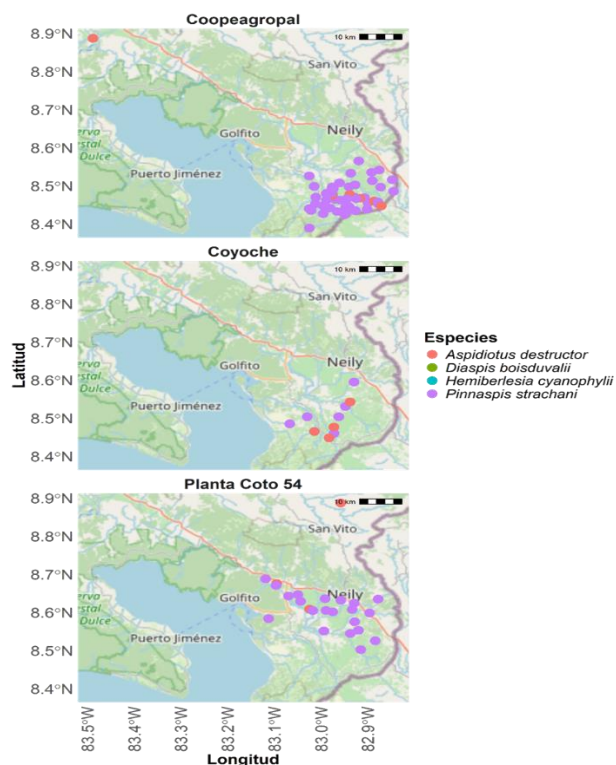
4. RESULTADOS

4.1 Especies de Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea) asociadas a los frutos de palma aceitera presentes en el Valle de Coto.

Se encontraron cuatro especies de Diaspididae (Hemíptera: Coccoidea), dos dentro de la subfamilia Diaspidinae, y dos dentro de la subfamilia Aspidiotinae. En la Figura 11, se aprecia la distribución espacial de las fincas a las cuales se le muestreó en los puntos de acopio del Valle de Coto, incluyendo la distribución de las especies encontradas en cada punto.

Las escamas encontradas dentro de la subfamilia Diaspidinae fueron *Pinnaspis strachanii* y *Diaspis boisduvalii* y dentro de la subfamilia Aspidiotinae fueron *Aspidiotus destructor* y *Hemiberlesia cyanophylli*.

Figura 11 Distribución espacial de las fincas muestreadas cercanas a cada uno de los centros de acopio, incluyendo la distribución de las especies de las escamas.



En la Tabla 4 se observa la frecuencia con que apareció cada plaga. Claramente la especie más abundante es *Pinnaspis strachanii*.

Tabla 4 Distribución de frecuencias de las especies identificadas para el total de muestras

<i>Aspidiotus destructor</i>	<i>Diaspis boisduvalii</i>	<i>Hemiberlesia cyanophylli</i>	<i>Pinnaspis strachani</i>
20 (19.42)	1 (0.97)	2 (1.94)	80 (77.67)

Nota. Los porcentajes que se expresan en paréntesis están con base a las 103 muestras


En la Tabla 5 podemos apreciar el número de veces que apareció una plaga en cada centro de recolección.

Tabla 5 Tabla de contingencia entre las especies identificadas con relación al centro de acopio

Centro de acopio	Especies (%)				Total
	<i>Aspidiotus destructor</i>	<i>Diaspis boisduvalii</i>	<i>Hemiberlesia cyanophylli</i>	<i>Pinnaspis strachani</i>	
Coopeagropal	11 (18.33)	1 (1.67)	1 (1.67)	47 (78.33)	60
Coyoche	5 (31.25)	0 (0.00)	1 (6.25)	10 (62.50)	16
Planta Coto 54	4 (14.82)	0 (0.00)	0 (0.00)	23 (85.18)	27

Nota. Los porcentajes que se expresan en paréntesis están con base al total por fila

**4.2 Guía de bolsillo con la descripción básica y taxonómica de la familia Diaspididae
(Hemíptera: Coccoidea)**

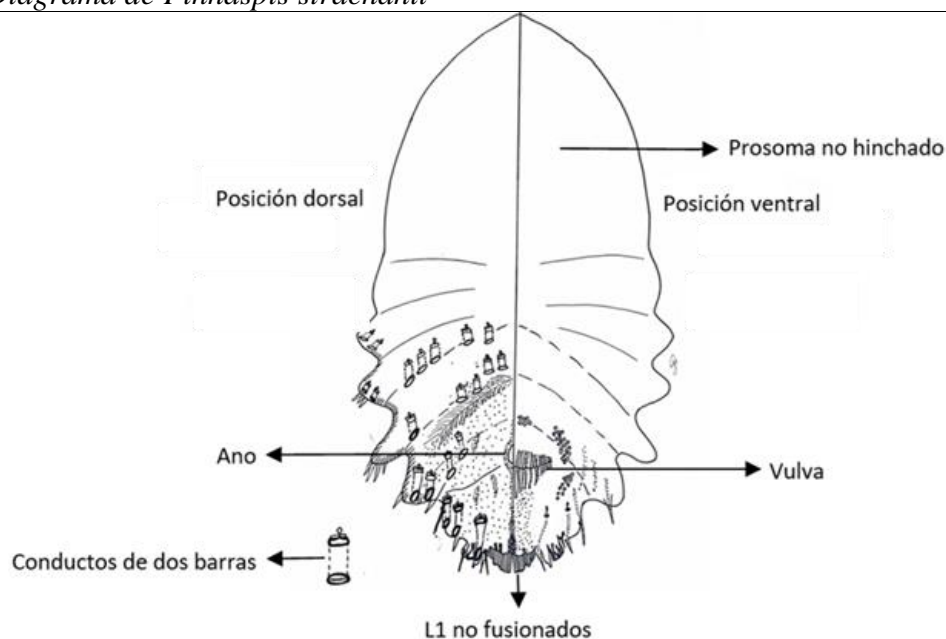
NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Pinnaspis strachani</i>	
NOMBRE COMÚN: Escama nieve	
	Figura 12. <i>Pinnaspis strachanii</i>
<p>TAXONOMÍA</p> <p>Orden: Hemíptera Suborden: Sternorrhyncha Superfamilia: Coccoidea Familia: Diaspididae Subfamilia: Diaspidinae Género: <i>Pinnaspis</i> Especie: <i>Pinnaspis strachanii</i></p>	
<p>DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA</p> <p>Escama comúnmente llamada escama de nieve menor o escama blanca de algodón. La hembra en campo tiene forma de concha de ostra, va de un color blanco a gris claro, sus márgenes pueden ser de un marrón amarillento (Miller y Davison, 2005). En la Figura 12, se puede apreciar <i>Pinnaspis strachanii</i> viviendo y alimentándose sobre frutos de palma aceitera (<i>Elaeis guinensis</i>).</p> <p>El macho posee una cubierta blanca, afieltrada, más pequeña, con tres crestas y alargada (Miller y Davison, 2005). La hembra (a nivel de microscopio) posee conductos de dos barras (Figura 13 C), L2 bilobulados, espiráculos anteriores usualmente con poros asociados, macroconductos marginales usualmente con el eje más largo de cada orificio perpendicular al margen, L1 sin setas marginales o espinas glandulares entre sus bases, prosoma no hinchado (Figura 13 B), sin tubérculos laterales, segmentos del pigidium y prepigidium sólo con macroconductos marginales y submarginales, márgenes internos de los L1 paralelos, muy juntos pero nunca fusionados (Figura 13 A), espacio entre L1 muy angosto (Figura 13 A), esclerosis preanales dorsales presentes, L2 pequeños, usualmente más cortos que los L1 (Alpizar, 2021). En la Figura 13 C se aprecian claramente los poros perivulvares y la apertura anal.</p>	
Figura 13. <i>Pinnaspis strachanii</i>	



Nota. A) L1 no fusionados , B) Prosoma no hinchado C) Conductos de dos barras. La figura A de LDP-SFE (2016)

Con el fin de ejemplificar de manera clara las estructuras de *Pinnaaspis strachanii* se muestra el siguiente diagrama

Figura 14. Diagrama de *Pinnaaspis strachanii*



Nota. En la parte izquierda del diagrama nos muestra la parte dorsal donde se aprecia el ano y los conductos de dos barras, el lado derecho nos muestra la vulva. También se puede observar los L1 muy juntos, pero no fusionados.

BIOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN

Miller y Davison (2005) citan a Johnson y Lyon (1976), donde indican que la escama de nieve menor se reproduce continuamente en los subtrópicos, produciendo varias generaciones por año. También citan a Fernández et al. (1996) donde en el cultivo de pomelo en Cuba se desarrolló en 22,6 y 44,5 días para machos y hembras, respectivamente. *Pinnaaspis strachanii* comúnmente se captura en cuarentena en la mayoría de las partes tropicales del mundo (Miller y Davison, 2005).

HOSPEDEROS

Posee gran variedad de hospederos, es un insecto polífago, en donde palmas e hibiscos son los huéspedes más frecuentemente reportados. Se han observado especímenes de anona, aralia, bauhinia o casco de vaca, veranera, almendro, palmera *Thrinax*, *Viscum* o muérdago blanco, uva, itabo, *Zanthoxylum*, algunos géneros de cítricos, *Caesalpinia* o malinchito, *Cajanus* también

llamado gandul o frijol de palo, *Casimiroa* o zapote blanco, *Ceiba*, *Chrysalidocarpus*, *Cissus*, cocos, *Cordyline* (planta ornamental), *Crotalaria* utilizada para forraje, *Croton*, cucurbitas, *Cycas*, *Dioscorea*, *Dombeya*, *Dracaena*, palma licuala, *Liriope*, palma livistona, mango, yuca, *Melicoccus* o mamoncillo, *Mussa*, *Pandanus*, *Halaenopsis*, *Plumeria*, *Prunus*, *Randia*, sauces, chayote, tomate, ave del paraíso, *Euphorbia*, *Genipa* o guaitil, algodón, palma *Latania* (Miller y Davison, 2005).

DAÑO

El daño directo es producido por la succión de la savia de las plantas, decolorando y marchitando las hojas. Cuando existen poblaciones muy densas pueden producir defoliación y muerte de ramas. El daño indirecto es provocado por las secreciones dulces que forman un medio de cultivo para la multiplicación de hongos como fumagina, que además evita la actividad de la fotosíntesis (Argentina Unida, s.f.).

Se alimenta de tallos, hojas y flores ocasiona retraso en el crecimiento de la planta, deformación de hojas, engrosamiento de tallos y apariencia racimosa de los brotes, en infestaciones severas, ocurre defoliación y produce secreciones azucaradas que favorecen el desarrollo de fumagina (Becerra, Rosas, 2022, diapositiva 22). Miller y Davison (2005) citan algunos autores que reportan daños por *Pinnaspis strachani* donde se reporta que han dañado seriamente la palma de coco en Guam, plaga severa de los cítricos en Jamaica y en otras partes del mundo. La consideran una plaga de piña y tamarindo en Brasil. También es mencionada como plaga en aceitunas, pimienta negra, en las islas de Seychelles genera ocasionalmente graves daños a hibiscos, produce daños en la nuez de areca y es plaga de varias plantas silvestres.

MANEJO

La escama de nieve menor se observó por primera en 1905 en Perú en el cultivo de algodón perenne de los distritos algodonereros de Chira y Río Piura. Se llevó a cabo un programa de control biológico poco documentado durante 1909-1912. Utilizaron parásitos introducidos, junto con los cambios en las prácticas de cultivo del algodón, se les atribuyó el mérito de proporcionar un manejo económicamente satisfactorio de la escama de nieve menor en Perú (Miller y Davison, 2005).

Se conocen 9 géneros y 22 familias de enemigos naturales que se pueden utilizar para manejar biológicamente a *Pinnaspis strachani*, los cuales son, Aphelinidae, Cecidomyiidae, Cheyletidae, Coccinélidos, Encyrtidae, Eupelmidae, Hemisarcoptidae, Signiphoridae (García, et al, 2016). Según Nikolaevna, et al, 2016, en México existen cuatro parasitoides pertenecientes a la familia Aphelinidae, los cuales son *Encarsia citrina*, *E. gaonae*, *Aphytis mytilaspidis*, *A. pinnaspidis* ampliamente distribuida en América tropical como Brasil, México, El Salvador (Williams & Watson, 1988).

En Perú reportan como enemigo natural predominante el endoparasitoide *Arrhenophagus chionaspidis* (Hym.: Chalcidoidea: Encyrtidae) en hembras 10% y en machos 90% y como depredadores *Lindorus lophantae*, *Scymnus* sp., *Coccidophilus citricola* y *Chrysopodes* sp. (Núñez, 2011). Existen otros depredadores reportados en Cuba y Japón como *Cheletogenes ornatus*, ataca ninfas y *Chilocorus renipustulatus*, ataca ninfas, adultos; respectivamente (Williams & Watson, 1988).

NOMBRE CIENTÍFICO: *Aspidiotus destructor*

NOMBRE COMÚN: Escama del coco y también es llamada escama transparente

Figura 15. *Aspidiotus destructor*

TAXONOMÍA

Orden: Hemiptera
Suborden: Sternorrhyncha
Superfamilia: Coccoidea
Familia: Diaspididae
Subfamilia: Aspidiotinae
Género: *Aspidiotus*
Especie: *Aspidiotus destructor*



DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

Los machos tienen dos estadios ninfales los cuales se alimentan y luego un estadio prepupal y otro pupal que no se alimentan, mientras que las hembras solamente poseen dos estadios ninfales (Bustillo, 2023). En la Figura 15, se observa *Aspidiotus destructor* viviendo y alimentándose sobre frutos de palma aceitera (*Elaeis guinensis*).

El color de las hembras adultas es de amarillo a marrón, su cubierta es ovalada o circular y translúcida de manera que su cuerpo es visible a través de ella (Figura 16 A). Puede tener un diámetro de 1,5 a 2,0 mm, con una exuvia subcentral y pálida (Bustillo, 2023). Los machos poseen una forma ovalada alargada con un color y textura similares a las hembras y mudan la piel submarginal. Los primeros días los huevos poseen una coloración blanca y se tornan amarillos después de unos días. La hembra los deposita debajo de su escudo ceroso. Poseen una longitud aproximada de 0,22 mm y ancho 0,09 mm. Generalmente se observan en poblaciones tupidas en el envés de las hojas, ocasionalmente en la corteza y los frutos (Miller y Davison, 2005). En el caso de palma aceitera se observan infestaciones densas sobre los frutos (Williams & Watson, 1988).

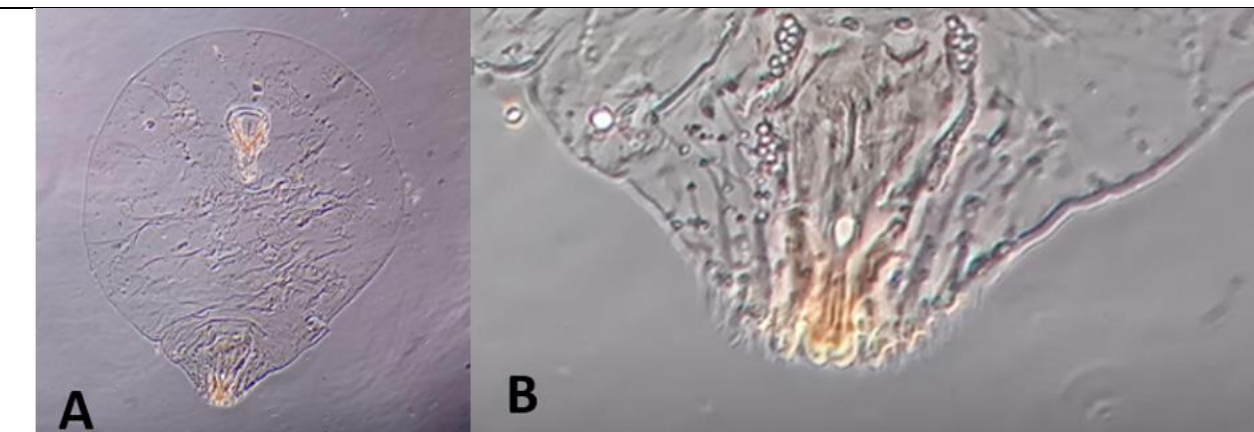
Vistos en el microscopio los cuerpos de las escamas, son piriformes con textura membranosa, con una longitud de 0,7 a 1,2 mm. (Bustillo, 2023). Poseen tres pares de lóbulos bien desarrollados (Figura 16 B). Lóbulos medios separados por un espacio de donde pueda caber una vez el ancho del lóbulo medio, con un área esclerotizada considerable en la parte anterior del lóbulo (Miller y

Davison, 2005). Cuenta con placas largas, planas y con flecos (Figura 16 B), y con esclerotización en el dorso del pigidio (Bustillo, 2023).

Se aprecian los conductos de una barra, apertura anal casi del mismo tamaño que L1 o más grande, situada en el 1/3 apical del pigidium, setas dorsales asociadas con las esquinas externas de L2 y L3, delgadas, no engrosadas basalmente, L1 puede ser o no esclerotizado basalmente, macroconductos del pigidium largos, más de 15 veces tan largos como anchos; macroconductos marginales y submarginales ausentes, seta basal externa más larga que el L1 (Alpizar, 2021).

Las ninfas tienen la facultad de moverse ya que poseen patas, antenas y dos cerdas en la punta del abdomen. Su color va desde verde claro a marrón amarillento y son translúcidas (Salahuddin et al., 2015). En el segundo instar cambian a un amarillo pálido, son circulares y algo transparentes. Este dura entre 8 y 10 días (Williams & Watson, 1988). El desarrollo de las ninfas de los machos se distingue en el segundo instar, porque las cubiertas se vuelven de color marrón rojizo y toman una forma más elíptica. Luego se transforman en las etapas de prepupa, pupa y adulto (Williams & Watson, 1988). Los machos adultos no se alimentan y viven muy poco, son insectos pequeños de color rojizo, alados. Tienen similitud a un mosquito, con apéndices largos, antenas, tres pares de patas y ojos (Bustillo, 2023).

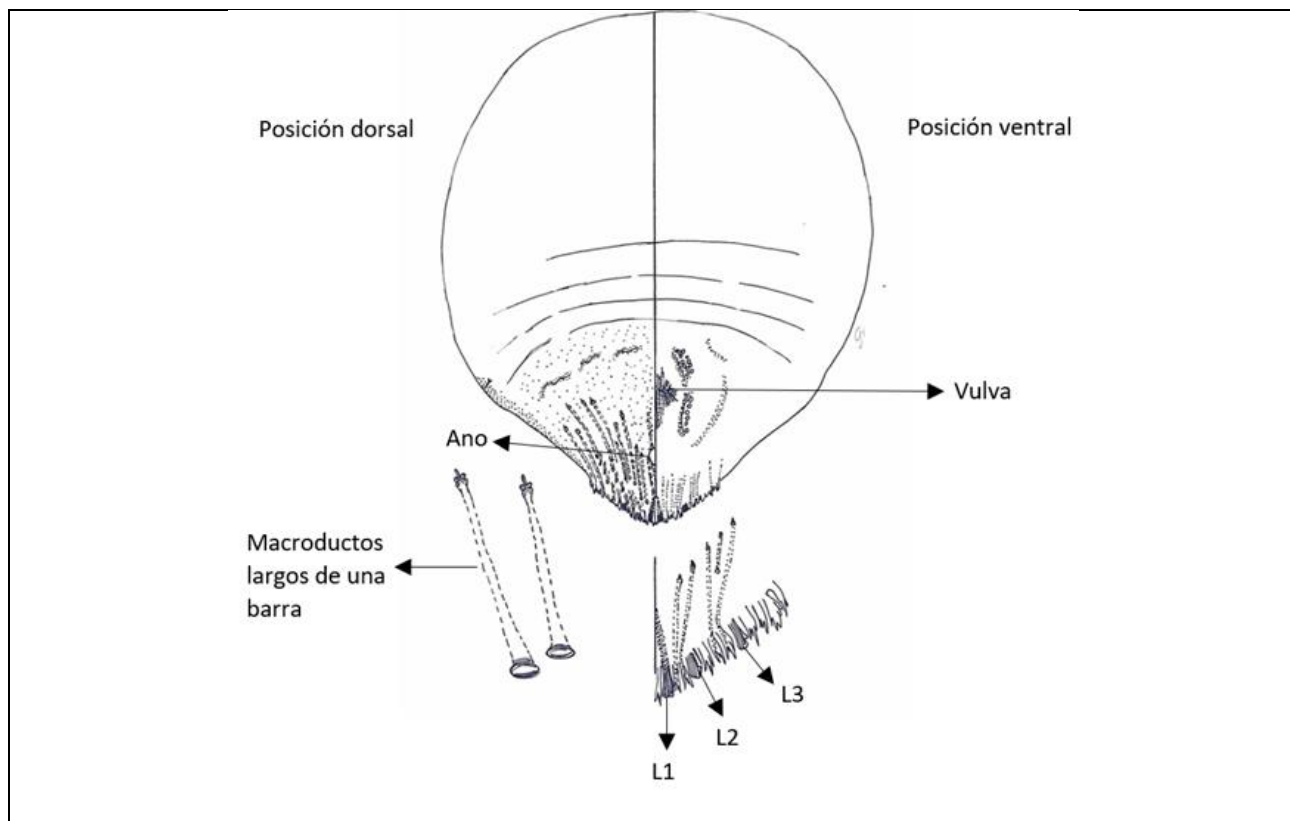
Figura 16. *Aspidiotus destructor*



Nota: **A.** Hembra adulta, que muestra una cubierta translúcida. **B.** Hembra adulta montada en portaobjetos, apertura anal casi del mismo tamaño que L1. (LDP-SFE, 2022).

Con el fin de ejemplificar de manera clara las estructuras de *Aspidiotus destructor* se muestra el siguiente diagrama

Figura 17. Diagrama de *Aspidiotus destructor*



Nota: En la parte izquierda del diagrama se aprecia la posición del ano. En el lado derecho la posición de la vulva. Se aprecian macroductos largos de una barra y que la apertura anal es casi del mismo tamaño que los L1.

BILOGÍA Y DISTRIBUCIÓN

Su ciclo de vida es de alrededor de 35 días, bastante corto, lo que indica que puede pasar por varias generaciones al año, y hacer que crezcan rápidamente sus poblaciones (Bustillo, 2023). La reproducción de *Aspidiotus destructor* es sexual. La manera en que los machos localizan a las hembras no apareadas es siguiendo las feromonas que éstas liberan a través de la región anal (Williams & Watson, 1988).

Las hembras ovipositan de 28 a 65 huevos en círculos concéntricos, debajo de su cubierta, durante un periodo de 11 a 13 días y pueden producir hasta 4 posturas consecutivas en su vida. El primer instar de las ninfas, puede movilizarse durante dos días, buscando un sitio de alimentación. Al establecerse, las hembras durante todo su desarrollo permanecen inmóviles, sujetas a la superficie vegetal, mientras que los machos debido a su receso pupal, obtienen su par de alas, lo que les permite dispersarse volando y encontrar hembras para copular (Bustillo, 2023).

A nivel mundial la escama del cocotero se encuentra en todas las áreas tropicales y subtropicales, incluyendo Brasil, Colombia, Centroamérica, Caribe, las islas del Pacífico, Sureste de Asia, China, India, Pakistán, Rusia, África y Norte América. *Aspidiotus destructor* se presenta en casi todos los sitios donde existen cultivos de palma de coco (Salahuddin et al., 2015). En Colombia es una plaga en casi todos los departamentos del país, causando daño en múltiples cultivos, especialmente

frutales y también palma de aceite *Elaeis guineensis*, infestando sus frutos. Últimamente su presencia aparece en las zonas suroccidental y central, en materiales híbridos (Bustillo, 2023).

HOSPEDEROS

Es muy importante en las plantaciones de coco y en otros cultivos perennes como la palma de aceite (*Elaeis guineensis*). En la literatura se registran cientos de huéspedes atacados por *Aspidiotus destructor*. Los huéspedes perennes comunes incluyen frutas tropicales y plantas ornamentales, (Bustillo, 2023), como plátano, banano, coco, camelia, guayaba, mango, palma, papaya, jengibre, ave del paraíso, caña de azúcar, higos, manzana, aguacate, cítricos, uvas, variedad de palmeras, aguacate, pino, *Cycas*, anona, ceiba, cítricos, *Ficus*, jazmín, Magnolias, rosas, entre muchas otras (Miller y Davison, 2005).

DAÑO

Aspidiotus destructor ataca especialmente el envés de las hojas, pero también se puede observar daño en las flores, tallos, frutos y las plantas jóvenes las cuales se ven afectadas en caso de infestaciones graves; no obstante, los árboles más viejos o en suelos bien drenados son menos invadidos por la escama, las hojas altamente infestadas se rizan, se vuelven amarillas, mueren y caen. (Kondo et al., 2015). Por esta razón, la fruta se deforma, se torna enana y con calidad inferior. Es relevante saber que la plaga puede causar la muerte, especialmente en un ambiente donde los enemigos naturales son insuficientes. *Aspidiotus destructor* dañó 300.000 de 400.000 plantas de coco durante tres años en el norte de Célebes (Indonesia) y redujo la producción de coco hasta un tercio en 1955 después de tres años de su invasión (Salahuddin et al., 2015).

Aspidiotus destructor es potencialmente la especie de plaga más destructiva en el coco, dondequiera que se encuentre en el mundo. En casos extremos, al secarse las hojas, se caen enteras, la corona muere y se pierde toda la cosecha. Las plantaciones de coco descuidadas son particularmente susceptibles al daño de *Aspidiotus destructor*. La escama también es una plaga económica importante del mango en Brasil, India, Filipinas, África; y del banano en Asia, las Islas del Pacífico, las Indias Occidentales, África, Madagascar y Sudamérica. Ataca las hojas y los frutos de las palmas de aceite (*Elaeis guineensis*), reduciendo la calidad de los frutos. Sin embargo, los manejos naturales parecen mantener a *Aspidiotus destructor* en bajos niveles en la mayoría de las regiones (Williams & Watson, 1988).

Aspidiotus destructor se considera una plaga cosmética en una amplia gama de frutas, que causa marcas y manchas que reducen la calidad. En el cultivo de mango, prefiere las variedades injertadas; su impacto económico se debe a que se alimenta de los brotes tiernos en las plantas de vivero lo que perjudica la polinización y fecundación de los frutos en el futuro. En la India se han reportado graves daños a la guayaba (Williams & Watson, 1988).

MANEJO

En un estudio realizado en Cuba, encontraron algunos parasitoides para *Aspidiotus destructor*. Los cuales fueron *Pseudhomalopoda prima* (Chalcidoidea: Encyrtidae), como parasitoide primario, y algunas especies de afelínidos que atacan *A. destructor*, *Aphytis chrysomphali* (Hymenoptera: Aphelinidae), *Encarsia lounsburyi*, *Encarsia aurantii* (Ceballos, et al, 2011).

En islas del pacífico, se ha detectado que existen diversos depredadores (Coleóptera: Coccinellidae), *Cryptognatha nodiceps* muy eficiente manejando la plaga, el depredador específico *Pseudoscymnus anomalus*, el cual tiene una gran eficiencia ya que dura 14 días para desarrollarse, mucho más rápido que otros depredadores; también *Chilocorus politus* el cual tiene preferencia por *A. destructor*, posee buena habilidad de dispersión, depreda vorazmente, alta capacidad reproductiva y larga vida adulta. A ellos se suman depredadores no específicos como son, *Cryptognatha gemellata*, *Chilocorus negritus*, *Chilocorus malasiae*, *Rhyzobius stelles*. (Martin & Mau, 1992).

En Hawái los principales depredadores (Coleóptera: Coccinellidae) de *A. destructor* son, *Telsimia nitida* y *Lindorus lophathae*. También existe un trips (Thysanóptera: Phlaeothripidae) que las depreda, *Aleurdothrips fasciapennis* (Martin & Mau, 1992).

Con insecticidas de contacto, incluyendo aceites agrícolas, conforme la escama va generando su cubierta acorazada, estos irán perdiendo efectividad al no poder penetrar en el insecto. Los insecticidas reguladores de crecimiento son efectivos en los primeros instares de la escama. Al utilizar insecticidas sistémicos, el éxito va a depender de la ubicación del insecto, la etapa vegetativa del cultivo y la solubilidad de producto, pueden ser necesarias aplicaciones periódicas (Din & Arthuys, 2018).

NOMBRE CIENTÍFICO: *Hemiberlesia cyanophylli*

NOMBRE COMÚN: Queresa arriñonada (Cupita, 2023).

Figura 18. *Hemiberlesia cyanophylli*

TAXONOMÍA

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Diaspididae

Subfamilia: Aspidiotinae

Género: *Hemiberlesia*

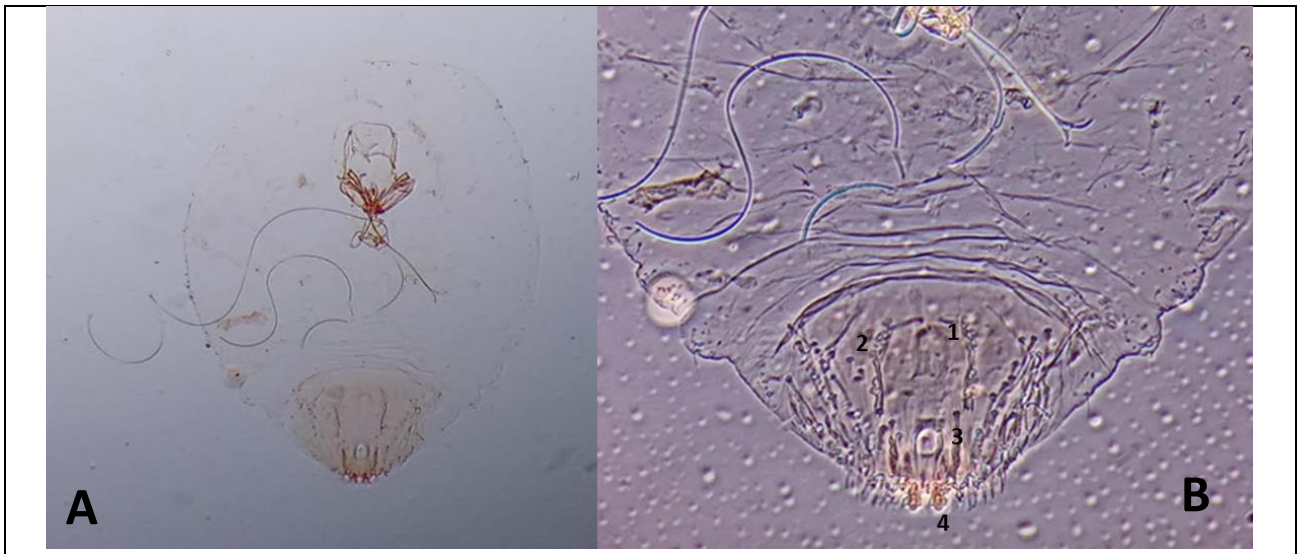
Especie: *Hemiberlesia cyanophylli*



DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

La hembra adulta posee una cubierta de 1,0-2,0 mm de largo, su forma va de ovoide a oblonga (Figura 19 A), ligeramente convexa o plana, de color grisáceo o blanco amarillento y un poco transparente como se aprecia en la Figura 18, con exuvias subcentrales de color amarillo más oscuro. En el macho la cubierta es alargada ovalada, más pequeña y de color más claro, con exuvias subterminales (Williams & Watson, 1988).

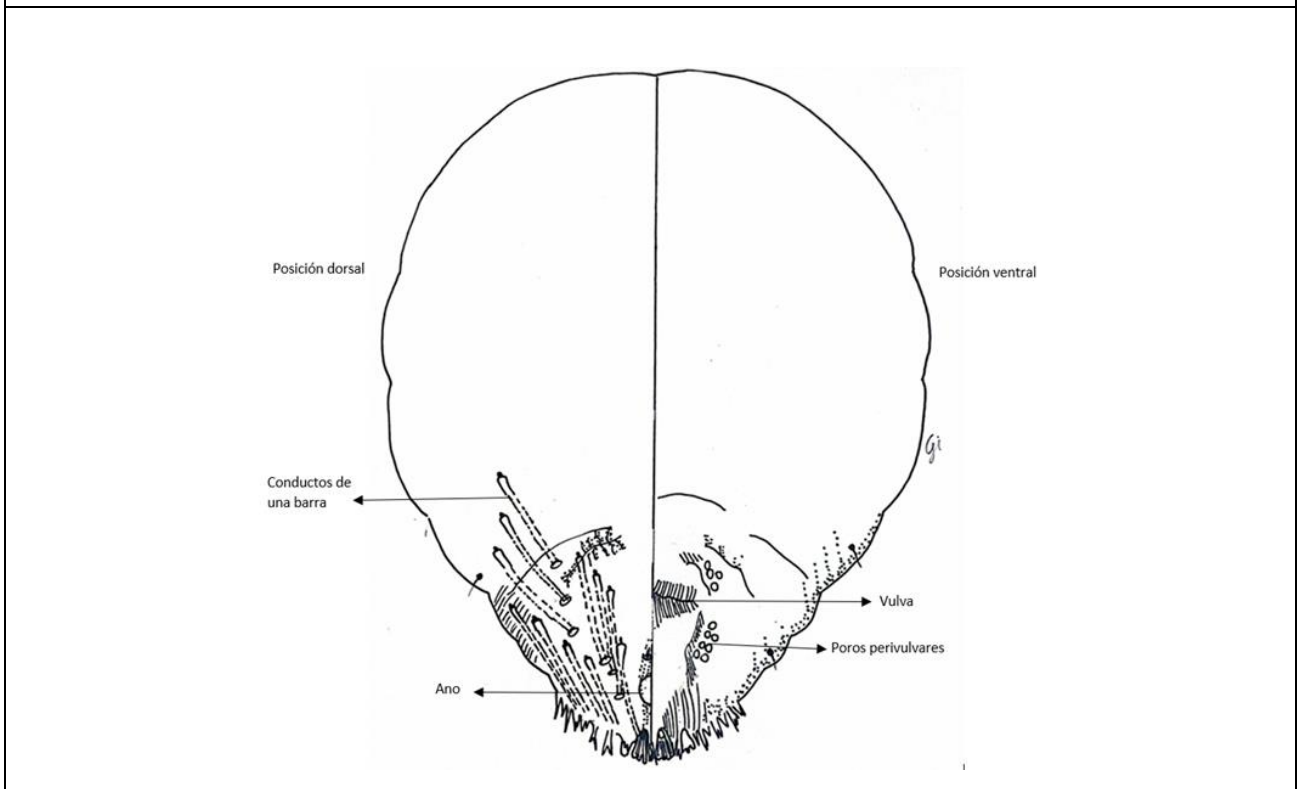
En la hembra vista al microscopio, se le puede observar los conductos de una barra (Figura 19 B), el ano cercano al ápice del pigidium (menos de 2,3 veces la longitud del ano, desde la base de L1), con frecuencia más grande que un L1, generalmente las placas van de moderadas a muy bien desarrolladas. Con poros perivulvares presentes, L1 separados al menos por 1/3 del ancho de un L1, las placas van más allá de la punta de los L1 (Alpizar, 2021).



Nota. A. Hembra de H. cyanophylli adulta montada al microscopio. B. 1-2. Poros perivulvares, 3. Ano cercano al ápice del pigidio, 4. L1 separados. También en la imagen se aprecian los conductos de una barra (LDP-SFE, 2022).

Con el fin de ejemplificar de manera clara las estructuras de *Hemiberlesia cyanophylli* se muestra el siguiente diagrama

Figura 20. Diagrama de *Hemiberlesia cyanophylli*



Nota. En la parte izquierda de la figura observamos la parte dorsal del insecto, donde se aprecia el ano y se ejemplifican los conductos de una barra y en la parte derecha del diagrama observamos el lado ventral de insecto donde se encuentra la vulva y los poros perivulvares.

BILOGÍA Y DISTRIBUCIÓN

Puede haber varias generaciones al año, por ejemplo, en Taiwán se han reportado hasta 5 generaciones, siendo la temperatura ideal es de 28 °C y la humedad relativa de 75% para un pico máximo de reproducción. En estado ninfal, pueden dispersarse a diferentes partes de la planta y otras plantas por medio del viento, animales presentes en el entorno y el ser humano. En esta etapa, la mortalidad es alta debido a factores abióticos. La forma en que se dispersan huevos y adultos inmóviles es mediante transporte de material vegetal infestado realizado por el humano (Williams & Watson, 1988).

Hemiberlesia cyanophylli es conocida como plaga de plátanos en todo el mundo, en Taiwán se convirtió en plaga del té, en algunas ocasiones en California los viveros necesitan ser intervenidos con plaguicidas debido a esta escama; en 1976 fue incluida como plaga de la palmáceas en Florida. En 1950 es mencionada como plaga del cacao en Brasil, en 1999 se reportó como plaga del olivo en Perú y en 2001 en Chile la reportaron como plaga de importancia económica sobre este mismo cultivo y en ese mismo año se incluyó como una plaga ocasional en Francia (Williams & Watson, 1988). En el 2016 fue descrita como plaga del aguacate en cultivares como Booth 8 y Hass en Colombia (Kondo & Muñoz, 2016).

HOSPEDEROS

Altamente polífaga y ha sido registrada en 75 géneros de hospederos dentro de 44 familias de plantas (Davidson & Miller, 1990). Se reporta como plaga del geranio (*Ixora coccinea*) (Nikolaevna, *et al*, 2016). Reportada severa del aguacate en Perú (Rojas y Cango, 2011) y en palmas ornamentales como *Phoenix roebelenii* y *Dypsis lutescens* (Gutiérrez, 2024). Y es reportada por Williams y Watson (1988) en muchas otras especies vegetales como la anona, los cítricos, el coco, las cucurbitáceas, *Cycas*, *Ficus*, camote, jazmín, mango, musáceas, olivo, maracuyá, caña de azúcar, solanáceas, cacao, uva, flor de itabo, entre otras.

DAÑO


Realiza una infestación de las hojas, el tallo y las ramas, debilitando la planta y haciéndola improductiva; los ataques severos y persistentes pueden matar el hospedero (Williams & Watson, 1988). La plaga se ubica únicamente sobre el envés de las hojas a lo largo de las nervaduras y luego se dispersa sobre todo el área foliar lo que impide la fotosíntesis de la planta, provocando el amarillamiento y caída de las hojas. *Hemiberlesia cyanophylli* no causa mucha secreción de mielecilla ni de fumagina (Núñez, 2008). Según Gutiérrez (2024) en Costa Rica es ampliamente distribuida en el casco central Metropolitano.

MANEJO

El equilibrio que realizan los depredadores, parasitoides y algunos hongos en condiciones naturales son suficientes para mantener bajo control las poblaciones de la escama arriñonada, a diferencia de un monocultivo con plantaciones comerciales donde se debe utilizar métodos de manejo. El chinche

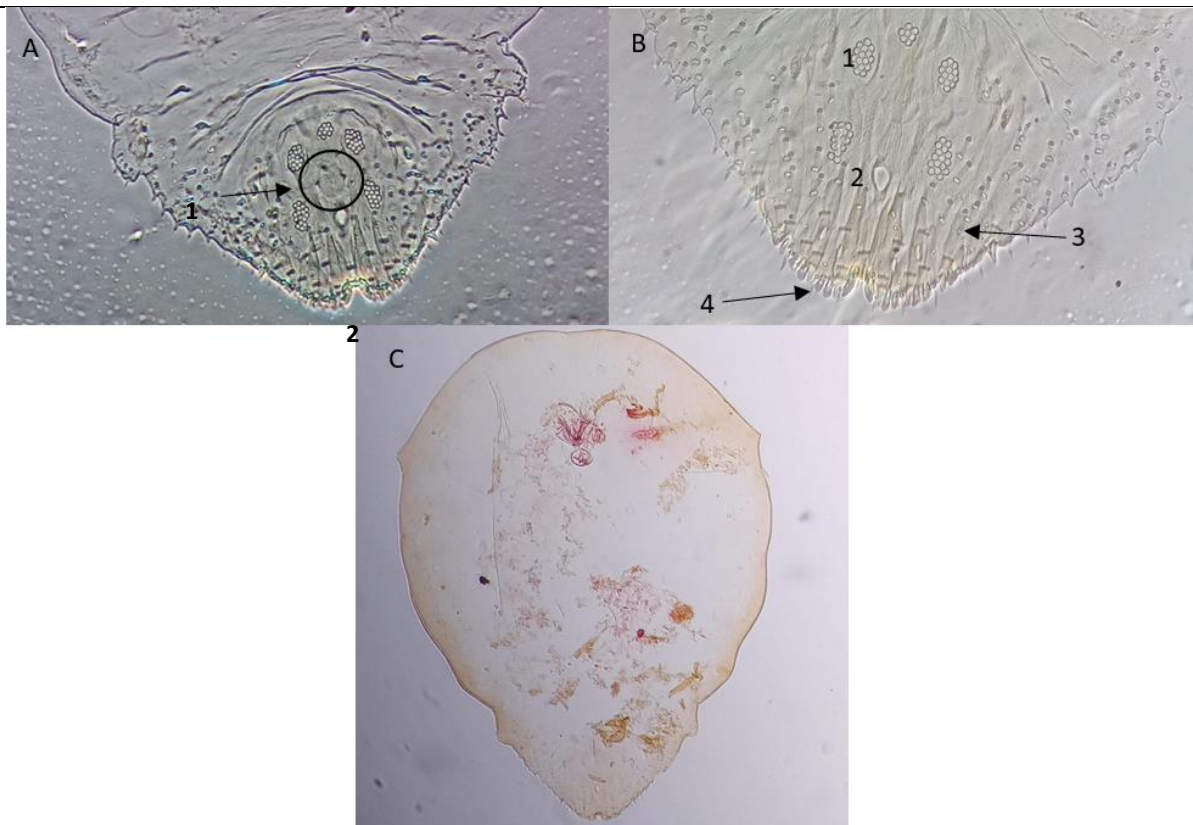
depredador *Rhyzobius lophanthae* y *Rhyzobius pulchellus* o el parasitoide *Encarsia lounsburyi*, son controladores de *Hemiberlesia cyanophylli* (Kondo, et al, 2020). En México se registró como parasitoide exitoso *Encarsia citrina*, esta especie es muy polífaga, se detectó que puede ser parasitoide de nueve especies de escamas acorazadas (Nikolaevna, et al, 2016).

Williams y Watson 1988, reportaron como parasitoides de *Hemiberlesia cyanophylli* a *Aphytis chrysomphali*, *Aphytis vandenboschi*, *Encarsia lounsburyi*, *Signiphora aspidioti* en los países de Perú, Taiwán, Hawái, y China. Para manejar *Hemiberlesia cyanophylli* se usan aceites agrícolas, los cuales manejan las escamas en todas las etapas y suelen ser eficientes. También en Perú para el manejo de esta escama se han utilizado aguas jabonosas (Cupita, 2023).

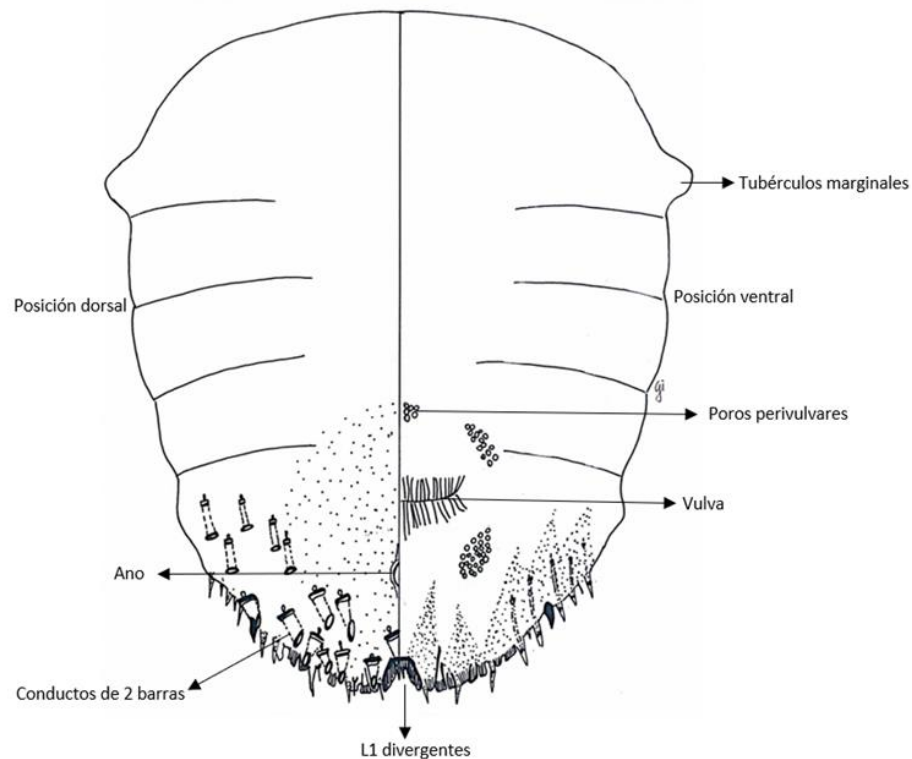
NOMBRE CIENTÍFICO: <i>Diaspis boisduvalii</i>	
NOMBRE COMÚN: Escama de las orquídeas (Mosquera 1979). Escama del banano (Guillén – Laprade, 2016).	
	Figura 21. <i>Diaspis boisduvalii</i>
<p>TAXONOMÍA</p> <p>Orden: Hemiptera Suborden: Sternorrhyncha Superfamilia: Coccoidea Familia: Diaspididae Subfamilia: Diaspidinae Género: <i>Diaspis</i> Especie: <i>Diaspis boisduvalii</i></p>	
	<i>Nota.</i> Fotografía de Lyle J. Buss, Universidad de Florida (Espinoza, et al, 2020).
<p>DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA</p> <p>Se cataloga a la escama <i>Diaspis boisduvalii</i> como una de las 43 plagas de cochinilla acorazada más graves a nivel mundial (Espinoza, et al, 2020). El color de la hembra adulta va desde blanco hasta amarillo claro, su tamaño varía de 1,2 a 2,5 mm de diámetro, su forma es ovalada y poseen una cubierta plana de la misma forma y transparente (Figura 21). Si se retira esa cubierta transparente se puede observar lóbulos laterales en forma de cuerno a cada lado del prosoma (Espinoza, et al, 2020). Posee conductos de dos barras (Figura 22 B-3), cuerpo piriforme, oval o turbinado, menos de 2 veces tan largo como ancho, L1 divergentes (formando una muesca apical en el pigidium) es muy notoria la separación (Figura 22 A), las setas dorsales marginales de L2 y L3 sin esclerosis basales agrandadas (Figura 22 B-4), los grupos submediales de los macroconductos están ausentes</p>	

del pigidium, prosoma con tubérculos marginales (Figura 22 C). Los macroconductos submarginales tan grandes como los marginales y 1 ó 2 a cada lado del pigidium. (Alpizar, 2021).

Figura 22. *Diaspis boisduvalii*



Nota. A. 1, Vulva de *Diaspis boisduvalii*. 2, muesca apical del pigidio. B. 1, poros perivulvares. 2, ano. 3, conductos de dos barras. 4, L2 y L3 sin esclerosis basales agrandadas C. tubérculos marginales del prosoma.



BIOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN

El ciclo de vida ha sido estudiado en orquídeas de invernadero, donde se ha observado que el ciclo completo requiere alrededor de 50 días, los huevos eclosionan en 5 o 7 días, al nacer las larvas se dispersan (ya que son móviles aún) buscando sitio de alimentación, una vez que lo encuentran se fijan al tejido vegetal y forman su cubierta de escama, ahí dentro se siguen desarrollando hasta ser adultas, donde el macho tarda 33 días y 50 días las hembras. Cada hembra adulta puede producir aproximadamente 200 huevos y llegan a vivir hasta 7 meses. Machos y hembras están en proporción uno a uno aproximadamente, tienen preferencia por la nervadura central y la parte del peciolo que está protegida por la vaina, pero se puede establecer en todas las partes aéreas de la planta (Miller – Davison, 2005).

Considerada plaga de los trópicos y de invernaderos en climas templados. En Florida se considera la plaga más importante de las orquídeas debido al daño severo que realiza en la planta con solo unas pocas escamas (Miller – Davison, 2005). En Costa Rica se considera plaga importante del banano (Guillén – Laprade, 2016), es considerada plaga de este mismo cultivo en Indias Canarias y las Indias Occidentales, descrita desde 1998 como una plaga de la región paleártica, en Brasil posee importancia económica en varios cultivos, en California es plaga clave de las orquídeas y es considerada plaga ocasional en Francia (Williams - Watson, 1988).

HOSPEDEROS

Es una especie polífaga, se reporta en banano, piña, café, coco, brasicáceas, palmas aceiteras, *Ficus*, heliconias, musáceas, aguacate, palmeras ornamentales, uva y Washingtonia.

DAÑO

En el banano se alimenta del pseudotallo, hojas, frutos y vainas (Guillén-Laprade, 2016). Al alimentarse inyecta en el tejido vegetal saliva tóxica que genera necrosis en el punto de alimentación. En las orquídeas con pequeñas colonias de esta escama, se puede generar una decoloración extensa y grandes poblaciones suelen causar la muerte de la planta (Williams - Watson, 1988). Miller y Davison, (2005) también mencionan el daño severo una vez que la escama se establece en la orquídea, genera una mancha clorótica alrededor de la escama y puede causar la muerte de la planta.

MANEJO

Solano 2019, nos reporta en un estudio realizado en el Caribe costarricense, en donde se encontró tres especies de parasitoides y un hiperparasitoide atacando a *Diaspis boisduvalii*. Los parasitoides corresponden a los géneros *Coccobius* sp, *Plagiomerus* sp (estos dos con especies nunca antes descritas) y *Aphystis* sp. y como hiperparasitoide *Ablerus* sp. (Familia Azotidae). Todos ellos son nuevos reportes parasitando *D. boisdubalii*, con porcentajes de parasitismo de hasta un 41%.

En la Corporación Bananera Nacional (CORBANA, Costa Rica), utilizan diversas prácticas culturales para el manejo de esta escama, como la limpieza de partes específicas de la planta, deshoja selectiva si está la escama presente, no dejar material vegetal con escamas tirado en el campo, utilizar agua y detergente de calidad industrial o con sales potásicas (Gillén & Laprade, 2016). También recomiendan aplicar aceites vegetales o minerales que no causen fitotoxicidad, dirigido a las partes afectadas de la planta, uso de hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium* sp. Se debe evitar la aplicación de insecticidas debido a que éstos afectan a los enemigos naturales y es indispensable realizar monitoreos de la plaga periódicamente (Cubillo & González, 2014).

5. DISCUSIÓN

En otros países tropicales del mundo, los diaspididos (Hemíptera: Coccoidea) son muy conocidos por ser plaga del cocotero, han atacado también la palma aceitera por ejemplo en la Ceiba de Honduras se han observado altas infestaciones; en Colombia se reportaron por primera vez en la isla de San Andrés, luego en la zona central, en el municipio de Barrancabermeja, Santander. En Colombia, diversos investigadores han determinado que esta escama está ampliamente distribuida por todo el país (Bustillo, et al, 2015). La presencia de *Aspidiotus destructor* y *Hemiberlesia lataniae* se reporta en ese país desde 1979 (Mosquera, 1979). También en Malasia se ha reportado infestaciones de *Pinnaspis strachani* en el fruto de *Elaeis guineensis* (Williams & Watson, 1988).

Pinnaspis strachani fue descrita por primera vez en 1899 por el científico Cooley; es originaria de Asia y se ha dispersado por todo el mundo (Charles Dawin Fudation, 2024). Es una plaga polífaga que ha sido registrada en más de 170 géneros hospederos pertenecientes a 27 familias de plantas

(Miller y Davidson, 2005). Debilita las plantas succionando savia, lo que causa daños importantes en diversidad de cultivos, en grandes infestaciones genera caída de frutos, muerte de ramas, marchitamiento y decoloraciones (Núñez, 2011).

También causa daño indirecto al reducir la capacidad de la planta de hacer fotosíntesis debido a que propicia el desarrollo de hongos principalmente fumagina, quienes se alimentan de las secreciones azucaradas que genera el insecto (Kondo, 2015). La especie de diaspidido encontrada con más frecuencia en el fruto de palma aceitera (Hemíptera: Diaspididae) fue *Pinnaspis strachani*, podría deberse a condiciones climáticas de la región, según Coto & Saunders (2001) se encuentra fácilmente en áreas tropicales además de ser clasificada como plaga cosmopolita.

Al alimentarse *Pinnaspis strachani* de los frutos de diferentes cultivos genera daños cosméticos (Coto & Saunders 2001), pero en el caso de la palma aceitera al ser un fruto procesado y llegar al mercado en subproductos derivados del aceite de palma, esto no representaría un problema. Sin embargo, las plantaciones de palma aceitera están en una región donde existen cultivos de musáceas, frutales, entre otros, donde dicha escama podría comportarse como una plaga de importancia (Williams & Watson 1988).

Aspidiotus destructor fue descrita por Signoret en 1868. Se cree que es originaria del sur de Asia y luego se extendió por todo el mundo, siendo su rango de hospederos muy amplio perteneciendo a 75 géneros en 44 familias de plantas. Se alimenta de la savia de las hojas tallos y frutos causando distorsión de tejido, amarillamiento y muerte regresiva; es una plaga de importancia en cocoteros, plátanos, ornamentales y cultivos perennes (Din & Arthurs, 2025). *A. destructor* también es encontrada con frecuencia en los muestreos, debido a que es una especie ampliamente distribuida en zonas tropicales y subtropicales del mundo, principalmente en zonas donde se cultiva coco, sin embargo, a pesar de que en el Valle de Coto (Costa Rica) no existen plantaciones comerciales de coco, existe cultivo voluntario y colinda con zonas costeras pobladas de cocotero, por lo que podría comportarse como plaga en el momento que las condiciones necesarias se le den (CABI, 2021). Al ser polífaga, representa una amenaza importante para cultivos circundantes de la zona del Valle de Coto como papaya, banano, guayaba, mango y principalmente coco al cual produce daños severos (Kessing & Mau, 2007).

Por su parte, *Diaspis boisduvalii* fue descrita en 1869 por Signoret, se ubica en regiones tropicales, así como invernaderos y climas templados (Soria et al., 2000). Es una plaga polífaga, afecta

orquídeas, palmas, piñas y banano (Liu et al, 2025). El número de hospederos corresponde a 44 géneros en 15 familias de plantas (Williams & Watson 1988). En Costa Rica *D. boisduvalii* se encuentra ampliamente distribuida, aunque no fue una plaga común encontrada en los muestreos del presente trabajo ya que su porcentaje de frecuencia fue de 1 %. En nuestro país es una de las plagas principales del banano, al igual que las otras escamas es polífaga por lo que representa el mismo peligro que las demás especies encontradas en palma aceitera, en condiciones favorables puede convertirse en una plaga de importancia económica para otro cultivo (Solano, 2019).

Hemiberlesia cyanophylli fue descrita por Signoret en 1869 (Amún & Claps, 2015), para alimentarse succiona savia en el envés de las hojas; a medida que crece la población, puede extenderse a toda el área foliar, lo que dificulta la fotosíntesis, provoca amarillamiento y caída de hojas. Sin embargo, al no producir mucha secreción de mielecilla, tampoco se favorece la formación de fumagina (Núñez, 2011).

Su impacto mayor como plaga en América, afecta aguacate, banano, cacao y palmeras, sin embargo, es una plaga polífaga que se ha registrado a partir de hospederos que pertenecen a 75 géneros en 44 familias de plantas (Miller y Davidson, 2005). En el muestreo realizado en el presente trabajo el porcentaje de frecuencia fue 2 %, lo cual es bajo, pero sabemos que está presente y existen cultivos a su alrededor de los cuales representan plagas importantes en regiones tropicales de América (Lázaro et al, 2021).

Si se hiciera uso indiscriminado de insecticidas, estas escamas podrían llegar a convertirse en una plaga de importancia, ya que al disminuir sus enemigos naturales (a causa del control químico), las poblaciones crecerían en gran medida y podrían pasar a vivir a otras partes de la planta como raquis y foliolos, haciendo daños directos e indirectos. Al ser un insecto chupador, también abre la entrada a otros patógenos secundarios (Bustillo et al., 2015). La identificación correcta de una plaga es parte de las buenas prácticas agrícolas ambientales, ya que permite luchar eficientemente contra éstas, usando recursos con moderación y eficiencia, protegiendo la salud humana y el medio ambiente, dando como resultado empresas agrícolas sostenibles desde un punto de vista ecológico y socialmente responsables (Ramírez et al, 2017).

Gracias al presente trabajo se logró conocer cuáles son las especies de diaspididos (Hemíptera: Diaspididae) presentes en el fruto de palma aceitera del Valle de Coto, Corredores, Puntarenas, Costa

Rica y en qué proporciones se encuentran. Por otra parte la Guía de Bolsillo elaborada, ayudará a diagnosticar la escama a la cual nos estamos enfrentando en el campo (OIRSA, 2022).

En esta Guía de Bolsillo, podemos encontrar como nombre científico y común, taxonomía, descripción morfológica, en donde se incluyen fotos del ambiente donde vive y se alimenta el insecto, fotos al microscopio donde se aprecian estructuras para su reconocimiento y diagnóstico, diagrama en posición dorsal y ventral para un mejor reconocimiento de estructuras, así como aspectos relacionados con la biología y distribución, hospederos, daño y manejo (Bustillo et al., 2016).

Tener el conocimiento sobre hábitos alimenticios, patrones de movimiento y preferencias de hábitat de manera detallada es importante para un manejo eficaz de la plaga, en donde se logre el manejo deseado, sin causar pérdidas económicas al productor, pérdidas al ecosistema o generando resistencia a la plaga (Sela, 2015). Bustamante y Rivas (1999), definen el manejo de plagas de muchos profesionales en la agronomía y productores agrícolas en general, como una “relación simplista patógeno – plaguicida, patógenos – variedad resistente”, debido que en muchas ocasiones no se utiliza correctamente el manejo agroecológico de plagas (MAP).

Uno de los fundamentos principales del MAP es el diagnóstico adecuado de las plagas, el cual, nos brinda la respuesta correcta y atinente a los problemas fitosanitarios presentes en el cultivo. Con el diagnóstico preciso y el uso de la información etológica, se abre la posibilidad de crear la estrategia más apropiada para hacer MAP (Jiménez, 2009). Por esta razón es de suma importancia que los profesionales en agronomía, técnicos, productores y personas relacionadas con la agricultura cuenten con una herramienta práctica y con información básica pero importante para el reconocimiento de la plaga (Matheus et al., 2006).

BIBLIOGRAFÍA

- Abad, V. (2022). *Análisis etiológico de la enfermedad pudrición del cogollo (PC) en el cultivo de palma aceitera (Elaeis guineensis Jacq.) en la provincia de Esmeraldas, Ecuador*. https://diposit.ub.edu/dspace/bitstream/2445/189568/1/VMAV_TESIS.pdf
- Aldana de la Torre, R. (2009). *Manual de plagas de aceite en Colombia. Sena-Cenipalma* (Cuarta edición). Recuperado de: <https://www.cabi.org/wp-content/uploads/Aldana-2010-Oil-palm-pest-manual.pdf>

- Aldana de la Torre, R. (2010). *Biología, hábitos y manejo de Rynchophorus palmarum*. *Cenipalma-Fedepalma* (Boletín técnico N°23). Recuperado de: <file:///C:/Users/gfernandez/Downloads/10508-Texto%20del%20art%C3%ADculo-10670-1-10-20130127.pdf>
- Alegría, M. (2015). *Comportamiento frente a la pudrición del cogollo (PC) de palmas derivadas de cruzamientos entre palmas Elaeis guineensis sobrevivientes a la epidemia en Tumaco, Nariño*. *Revista Palmas*. Bogotá (Colombia) vol. 3. Recopilado de: <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/11078/11085>
- Alpízar, G. (2021). *Clave pictórica Diaspididae*. Documento Interno Institucional. Servicio Fitosanitario del Estado. Ministerio de Agricultura y Ganadería.
- Amún, C., Claps, L. (2015). *Listado actualizado de diaspididos sobre frutos tropicales y primer registro de Pseudaulacaspis cockerelli (Cooley) (Hemíptera: Diaspididae) para la Argentina*. [https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1957&context=insectamundi#:~:text=Hemiberlesia%20cyanophylli%20\(Signoret%2C%201869\),330](https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1957&context=insectamundi#:~:text=Hemiberlesia%20cyanophylli%20(Signoret%2C%201869),330).
- Argentina.gob.ar. (2022). *Aonidiella orientalis*. Recuperado de: <https://www.sinavimo.gob.ar/plaga/aonidiella-orientalis> Argentina Unida. Sistema Nacional de Vigilancia de Plagas. (s.f.). *Aspidiotus destructor*. <https://www.sinavimo.gob.ar/plaga/aspidotus-destructor>
- Becerra, E. Rosas, X. (2022) Identificación y manejo de plagas y enfermedades de la guanábana. (diapositiva de PowerPonit). Recopilado de: <https://www.agriculture.gov.bz/wp-content/uploads/2023/01/IDENTIFICACION-Y-MANEJO-DE-PLAGAS-Y.pdf>
- Blanco, H. Zúñiga. A. (2013) *Manejo de Aulacaspis yasumatsui (Hemíptera: Diaspididae) mediante el uso de jabones comerciales en Costa Rica*. Recopilado de: https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2215-24582013000100006&lng=es&nrm=iso
- Bustillo, A. (2023). *La escama del cocotero, Aspidiotus destructor Signoret 1869, en palma de aceite*. https://www.researchgate.net/publication/378461978_REVISADO_Capitulo_47_Aspidotus_destructor_Rev_Abus_9-06-2021
- Bustillo, A. (2023). Manejo de plagas para una palmicultura sostenible. Canipalma. <https://repositorio.fedepalma.org/handle/123456789/142841#page=4>
- Bustillo, A., Montes, L., Kondo, T. (2015). *La escama blanca del cocotero, Pseudoparlatoria bennetti Williams (Hemíptera: Diaspididae), nueva plaga de la palma de aceite y otras plantas en Colombia*. [https://www.researchgate.net/publication/319649655_La_escama_blanca_del_cocotero_Pseudoparlatoria_bennetti_Williams_Hemíptera_Diaspididae_nueva_plaga_de_la_palma_de_aceite_y_otras_plantas_en_Colombia#:~:text=La%20escama%20blanca%20del%20cocotero%2C%20Pseudoparlatoria%20bennetti%20Williams%2C%201969%20\(y%20Trinidad%20en%20el%20Caribe](https://www.researchgate.net/publication/319649655_La_escama_blanca_del_cocotero_Pseudoparlatoria_bennetti_Williams_Hemíptera_Diaspididae_nueva_plaga_de_la_palma_de_aceite_y_otras_plantas_en_Colombia#:~:text=La%20escama%20blanca%20del%20cocotero%2C%20Pseudoparlatoria%20bennetti%20Williams%2C%201969%20(y%20Trinidad%20en%20el%20Caribe)

- Bustillo, A., Montes, L., Kondo, T. (2015). *Detección de la escama blanca del cocotero Pseudoparlatoria bennetti en palma de aceite Elaeis guineensis en Colombia*. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/40694/Ver_Documento_40694.pdf?sequence=1
- Bustillo, A., Sarria, G., Aldana, R., Arango, C. (2016). *Guía de bolsillo para el reconocimiento y manejo de las principales enfermedades e insectos plaga en el cultivo de la palma de aceite*. <https://www.cenipalma.org/wp-content/uploads/2019/01/Gu%23U043da-de-bolsillo-para-el-reconocimiento-y-manejo-de-las-principales-enfermedades-e-insectos-plaga-en-el-cultivo-de-la-palma-de-aceite.pdf>
- CABI, Digital Library. (2021). *Aspidiotus destructor* (cochinilla del coco). [https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.1079/cabicompndium.7415#:~:text=y%20es%20m%C3%B3vil,-,Distribuci%C3%B3n,Reino%20Unido%2C%20comunicaci%C3%B3n%20personal\)](https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.1079/cabicompndium.7415#:~:text=y%20es%20m%C3%B3vil,-,Distribuci%C3%B3n,Reino%20Unido%2C%20comunicaci%C3%B3n%20personal)).
- Calvache, H. (2018). *Manejo integrado de plagas defoliadoras*. <https://www.grepalma.org/wp-content/uploads/2018/09/D1-C8-Insectos-defoliadores-de-la-palma-de-aceite-y-su-manejo.pdf>
- Canapalma. (2025). *Boletín marzo*. Costa Rica. Canapalma. Recuperado de: http://www.canapalma.cr/?page_id=3385
- Ceballos, M., Leyanis, H., Chico, R., Sánchez, A. (2011). *Cálcidos parasitoides (Hymenoptera, chalcidoidea) asociados a Coccoidea (Hemíptera) en cocotero (Cocos nucifera L.) (Arecaceae)*. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522011000100009
- Charles Darwin Foundation. (2024). Galapagos Species Database, *Aspidiotus destructor*. <https://datazone.darwinfoundation.org/es/checklist/?species=11099>
- Charles Darwin Foundation. (2024). Galápagos Species Database, *Pinnaspis strachani* dataZone. <https://datazone.darwinfoundation.org/es/checklist/?species=6810>
- Chinchilla, C. (1988). *El síndrome del anillo rojo-hoja pequeña en palma aceitera y cocotero*. file:///C:/Users/ginaf/Downloads/gecortes,+Gestor_a+de+la+revista,+1992_13_1_33-56.pdf
- Chinchilla, C. (1997). *Epidemiología y manejo integrado de Anillo Rojo de la palma aceitera*. https://www.mag.go.cr/rev_agr/v21n01_121.pdf
- Claps, L., Wolff, V. (2015). *Hemíptera: Diaspididae*. Obtenido de Research Gate: <https://www.researchgate.net/publication/287331288>
- Compact Seeds and Clones S.A. (2023). *Perfil de la compañía*. <https://asd-cr.com/wp-content/uploads/2023/02/Perfil-de-la-Compania-ASD-20230202.pdf>
- Coto, A., Sauders, J. (2001). Insectos plaga de guanábana (*Annona muricata*) en Costa Rica. <https://repositorio.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/6416/A2131e.pdf?sequence=1&isAllowed=y#:~:text=Trigona%20spp.,cipalmente%20donde%20hay%20muchas%20colmenas>.

- Cubillo, D. González, M. 2014. Escama Boisduval en el plátano: *Diaspis boisduvalii* Signoret; escama blanca. <https://plantwisepiusknowledgebank.org/doi/10.1079/pwkb.20167801162>
- Cupita, N. (2023). Manejo integrado de plagas, queresá en palto. Chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://books.instituto-idema.org/sites/default/files/2023_07_01_22_10_12_nayleth.11hotmail.com_PLAGA__QUERESA_EN_PALTO.pdf
- Darus, A., Basri, M. (2001). *MIP intensivo para el manejo de plagas en palma de aceite*. file:///C:/Users/ginaf/Downloads/gecortes,+Gestor_a+de+la+revista,+2001_22_4_19-35.pdf
- Di Masi, S., Aguirre, M., Carbajo, M., Carrizo, B., Peralta, C., Lombardo, E. Hochmaier, V., Vázquez, D., Mitidieri, M. (2022). *Plagas y enfermedades en el cultivo de los cítricos*. chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://www.fontagro.org/new/uploads/adjuntos/Curso_HLB_MODULO_2.pdf
- Din, S., Arthurs, S. (2018). *Aspidiotus destructor* Signoret (Insecta: Hemiptera: Diaspididae) https://entnemdept.ufl.edu/creatures/FRUIT/TROPICAL/coconut_scale.htm
- Din, S. Arthurs, S. (2025). *Escama de coco Aspidiotus destructor* Signoret (Insecta: Hemiptera: Diaspididae). <https://edis.ifas.ufl.edu/publication/IN1084>
- Drenth, A. Torres, G. Martínez, G. (2013). *Phytophthora palmivora, la causa de la Pudrición del cogollo en la palma de aceite*. file:///C:/Users/ginaf/Downloads/gecortes,+Gestor_a+de+la+revista,+Vol34T-1_Art.10.pdf
- E. Núñez. (2011). *Manejo de plagas en paltos y cítricos: Plagas de paltos y cítricos en Perú*. <https://frutales.wordpress.com/wp-content/uploads/2011/01/cit-16-manejo-de-plagas-en-paltos-y-cc3adtricos.pdf>
- Fedepalma. (2023). *Lo que debe saber sobre Strategus aloeus*. <https://elpalmicultor.com/lo-que-debe-saber-sobre-strategus-aloeus/>
- FIPRODEFO. (2020). *Picudo negro de la palma. (Rhynchophorus palmarum)*. <https://geoportal.fiprodefo.gob.mx/pofmet/gpfu/plagas/rhynchophorus-palmarum/>
- Forero, D., Hormaza, P., Moreno, L., Romero, R. (2012). Generalidades sobre la morfología y fenología de la palma de aceite Recopilado de: <https://repositorio.fedepalma.org/bitstream/handle/123456789/107644/Generalidades%20sobre%20la%20morfolog%C3%ADa%20y%20fenolog%C3%ADa%20de%20la%20palma%20de%20aceite.pdf?sequence=1>
- García, R., Machado, L., Piñón, D., Gómez, A., Ventura, M. (2015). *Diagnóstico fitosanitario y recomendaciones de manejo agroecológico de plagas en comunas de las provincias de Guayas y Santa Elena*. file:///C:/Users/ginaf/Downloads/Dialnet-DiagnosticoFitosanitarioYRecomendacionesDeManejoAg-6550702.pdf
- García, M. Denno, B., Miller, D., Miller, G., Ben-Dov., Hardy N. 2016. SacaleNet: Un modelo basado en la literatura sobre la biología y sistemática de los insectos escamosos. Base de datos: <https://scalenet.info/catalogue/pinnaspis%20strachani/>

- González, A. (2016). *La agroindustria de la palma de aceite en América*. https://fedepalma.org/wp-content/uploads/2016/12/M_3_3_-La-agroindustria-en-America.pdf
- González-Cárdenas, A. (2016). *La agroindustria de la palma de aceite en América*. Palmas, 37(Especial Tomo II), pp. 215-228.
- Guillén, C., Laprade, S. (2016). Manejo y combate de la escama del banano (*Diaspis boisduvalii*). CORBANA. Hoja divulgativa n°9-2016. Recopilado de: <https://www.corbana.co.cr/wp-content/uploads/HD-n.%C2%B0-9-2016-Manejo-escamas.pdf>
- Gutiérrez, M. (2024). *Influencia de características de hábitat urbano sobre la composición de escamas armadas (Cocomorpha: Diaspididae) y regulación por enemigos naturales en las palmas *Dyopsis lutescens* y *Phoenix roebelenii**. <https://www.kerwa.ucr.ac.cr/server/api/core/bitstreams/f60fc44b-eb3-4ba2-87d9-fcb8aa639179/content>
- iNaturalisEc. (2024). *Dispis Boisduvalii*. <https://ecuador.inaturalist.org/taxa/472229-Diaspis-boisduvalii>
- Jiménez, E. (2009). *Manejo integrado de plagas*. <https://repositorio.una.edu.ni/2456/1/nh10j61p.pdf>
- Kessing, J., Mau, R. (2007). *Aspidiotus destructor (Signoret)*. http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/a_destru.htm
- Kondo, T. Gullan, P. Watson, G. Bustillo, A. Montes, L. (2015). *New distribution and host records for white coconut scale, Pseudoparlatoria bennetti Williams (Hemiptera: Diaspididae)*. <https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1926&context=insectamundi>
- Kondo, T. Muñoz, J. (2016). *Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with avocado crop, Persea americana Mill. (Lauraceae) in Valle del Cauca and neighboring departments of Colombia*. Recopilado de: <https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1973&context=insectamundi>
- Kondo, T., Peronti, A., Kozár, F., Szita, E. (2015). Los insectos escama asociados a los cítricos, con énfasis en *Praelongorthezia praelonga* (Douglas) (Hemiptera: Coccoidea: Ortheziidae) https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/40687/Ver_Documento_40687.pdf?sequence=1
- Koppert. (2024). *Cochinillas y diaspinos*. <https://www.koppert.es/plagas-en-plantas/cochinillas-y-diaspinos/>
- Kumar, K. (2016). *El aceite de palma en el mercado global y sus oportunidades en Estados Unidos*. Palmas, 37(Especial Tomo II), pp. 319-321.
- Lázaro, C., González H., Romero, J., Ortega, L., Equihua, A., Ochoa, S. (2021). *Escamas armadas (Hemiptera: Diaspididae) asociadas a aguacate (Persea americana) en siete entidades de México*. http://209.143.153.251/Journals/Memorias_VCLA/2021/Memorias_VI_CLA_2021_PG_212-219.pdf

- Liu, H., Borrero, H., Villate, J., Powell, E., Ahmed, M., Owen, M., Palmer-Skok, V., Skok, A. (2025) Boisduval scale (*Diaspis boisduvalii*) (Hemiptera: Diaspididae) in southern Florida: its herbivory on wild orchids and nativity status discussion. https://www.researchgate.net/publication/390046010_Boisduval_scale_Diaspis_boisduvalii_Hemiptera_Diaspididae_in_southern_Florida_its_herbivory_on_wild_orchids_and_nativity_status_discussion
- Londoño, G. (2013). *Phytophthora palmivora* la causa de la pudrición del cogollo en la palma de aceite. AgriPerfiles. Recuperado de: <https://agriperfiles.agri-d.net/display/n78614>
- Madrigal, A., y Garbanzo, G. (2018). *Uso de los residuos agroindustriales en previveros de palma acietera (Elaeis guineensis, Arecaceae): crecimiento y absorción de nutrientes*. Cuadernos de investigación UNED Vol. 10 (2). 257-266
- Martin, J., Mau, R. (1992). *Aspidiotus destructor*. http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/a_destru.htm
- Matheus, H., Flores, Z., Torrado, A., Celis, A., Moreno, D., Castro, R., Betancourt, R. (2006). *Especificaciones técnicas en materia fitosanitaria y organizacional, para acceder al mercado de productos agroalimentarios*. <https://www.ica.gov.co/getdoc/2c2ab782-fed7-4063-9f10-1093bfa9bd94/cartilla-ica-sac-final.aspx>
- Meza, C. (Enero-Febrero 2012). “*Flecha seca*” en palma africana: estrategias de manejo. <https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/AF-0051.pdf>
- Miller, D. y Davison, J. (2005) *Armored scale insect pest, of trees and shrubs*. Cornell Unoversity.
- MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería). (2018). *Estado actúa de la actividad de palma acietera en Costa Rica*. <https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/AV-1075.pdf>
- Morales, A. (2023). *Manejo integrado de insectos plaga en palma de aceite. Una estrategia productiva y sostenible*. Presentación de PowerPoint. <https://www.cenipalma.org/wp-content/uploads/2020/07/Seminario-Colombia-Palmera-en-Linea-AMR.pdf>
- Mosquera, F. (1979). *Escamas protegidas más frecuentes en Colombia*. file:///C:/Users/ginaf/Downloads/23680_5507.pdf
- Moya, O. Aldana, R. Bustillo, A. (2015). *Eficacia de trampas para capturar Rhynchophorus palmarum (Coleóptera: Dryophthoridae) en plantaciones de palma de aceite*. http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-04882015000100004&script=sci_arttext
- Myartseva, S., González, A. (2007). *Encarsia citrina* (Craw) (Himenóptera: Aphelinidae) un parasitoide de las escamas armadas (Homóptera: Diaspididae) en México. <https://acaentmex.org/fofia/revista/Vol%2046/Vol46Num2/101-106.pdf>
- Myartseva, S., Riuz, E., Coronado, J. (2016). *Conocimiento actual de los enemigos naturales (Himenóptera: Aphelinidae) de escamas armadas (Hemíptera: Diaspididae) en México y descripción de una especie nueva de Coccobius*. Recopilado de: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372016000100081

- Novoa, N., Rubio, M., Hodges, G. (2010). *Los insectos escama (Hemíptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes sobre las plantas medicinales en Cuba*. <http://scielo.sld.cu/pdf/fit/v14n4/fit01410.pdf>
- Núñez, E. (2008). *Plagas de paltos y cítricos en Perú*. Recuperado de: https://www.avocadosource.com/books/ripa2008/ripa_chapter_11e.pdf
- OIRSA, (2022). *Guía regional armonizada de buenas prácticas agrícolas basada en el riesgo*. San Salvador, El Salvador (I Edición), pp. 132-133.
- Organización Europea y Mediterránea de Protección de las Plantas (EPPO). (1999). Base de datos mundial de la EPPO, *Hemiberlesia cyanophylli*. Recuperado de: <https://gd.eppo.int/taxon/ABGRCY>
- Pina, T. (2007). *Control biológico del piojo rojo de California, Aonidiella aurantii (Maskell) (HemípteraDiaspididae) y estrategias reproductivas de su principal enemigo natural Aphytis chrysomphali (Mercet) (Hymenoptera: Aphelinidae)*. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/tesis?codigo=76113>
- Quesada, G. (S.F.). *Tecnología de la palma aceitera, cultivo e industria de la palma aceitera (Elaeis guineensis)*, pp 42
- Ramírez, F., Piedra, L., Morales, V., Orozco, M. (2017). *Manual de buenas prácticas agrícolas y ambientales para el cultivo de palma aceitera en el Refugio Nacional de Vida Silvestre Barra del Colorado, Costa Rica*. <https://repositorio.una.ac.cr/items/ffafece6-05ea-47f2-8703-0f8bb0812c1f>
- Rojas, M., Cango, M. (2011). *Manejo integrado del palto*. https://www.agrobanco.com.pe/pdfs/capacitacionesproductores/palto/Guia_Tecnica_de_Palto.pdf
- Sáenz, A. (2005). *Aspectos generales e importancia del agente causal de anillo rojo*. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/1132/1132>
- Salahuddin, B. Rahman, H. Khan, I. Daud, M. (2015) Incidence and management of coconut scale, *Aspidiotus destructor* Signoret (Hemíptera: Diaspididae), and its parasitoids on mango (*Mangifera* sp.). Recuperado de: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0261219415001027#preview-section-introduction>
- Sela, G. (2025). *Identificación de plagas*. <https://cropaia.com/es/blog/identificacion-de-plagas/#:~:text=4.,quedar%C3%A1n%20cubiertas%20de%20polvo%20negro>.
- Santos, A. (2010). *Análisis de las últimas investigaciones sobre pudrición del cogollo en Palma de aceite (Elaeis guineensis Jacq)*. <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/70449/796069.2010.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Sendoya, C. Bustillo, A., (2016). *Biología y parámetros reproductivos de Strategus aloeus (Coleóptera: Melolonthidae) y su enemigo Phileurus en plantaciones de palma de aceite en*

Colombia.

https://www.researchgate.net/publication/369881452_Biologia_y_parametros_reproductivos_de_Strategus_aloeus_Coleoptera_Melolonthidae_y_su_enemigo_Phileurus_en_plantaciones_de_palma_de_aceite_en_Colombia#:~:text=distribuci%C3%B3n%20en%20Am%C3%A9rica%20y%20su%20h%C3%A1bito%20terrestre,palma%20aceitera%2C%20Elaeis%20oleifera%20y%20sus%20h%C3%ADbridos

SFE (Servicio Fitosanitario del Estado). (2022). *Lista de plagas reglamentadas de Costa Rica*. San José, Costa Rica.

Solano, M. (2019). *Parasitoides de la escama de boisduval (Diaspis boisduvalii: Hemiptera: Diaspididae) y porcentaje de parasitismo, en plantaciones de banano (Musa AAA, subgrupo Cavendish) de la vertiente Caribe de Costa Rica*. <https://www.kerwa.ucr.ac.cr/items/93092b73-f86d-48b0-afec-8c89126d6bba>

Solórzano, J., Paniagua, J., & Barboza, D. (2021). *Ajuste de diferentes modelos de crecimiento no lineal al rendimiento de la palma aceitera (Elaeis guineensis) a lo largo del ciclo de vida del cultivo, Costa Rica*. https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/issue/view/571/91

Soria, S., Moreno, M., Viñuela, E., Del Estal, P. (2000). *Localización en España de Diaspis coccois (Lichtentein 1882) sobre Palmera*. https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-26-03-317-321.pdf

Unida. Sistema Nacional de Vigilancia de Plagas, Argentina. (s.f.). *Pinnaspis strachani*. Recopilado de: <https://www.sinavimo.gob.ar/plaga/pinnaspis-strachani>

Ureña, E. (2004). *La palma aceitera (Elaeis guineensis) en la zona atlántica de Costa Rica : Una alternativa para los agricultores de la región*. [https://www.kerwa.ucr.ac.cr/server/api/core/bitstreams/843649b2-f236-4312-ae6c-ff081d08c09b/content#:~:text=Ya%20en%20los%20primeros%20tres,340%20y%20\\$350%20t%2D1.&text=La%20agroindustria%20de%20la%20palma%20aceitera%20reviste%20de%20gran%20importancia,ci%C3%B3n%2C%20especialmente%20como%20aceite%20crudo.&text=Fuente:%20Instituto%20Costarricense%20de%20Estad%C3%ADsticas,ISTA%20Mielke%20GMBH%20Hamburgo%2C%20Alemania](https://www.kerwa.ucr.ac.cr/server/api/core/bitstreams/843649b2-f236-4312-ae6c-ff081d08c09b/content#:~:text=Ya%20en%20los%20primeros%20tres,340%20y%20$350%20t%2D1.&text=La%20agroindustria%20de%20la%20palma%20aceitera%20reviste%20de%20gran%20importancia,ci%C3%B3n%2C%20especialmente%20como%20aceite%20crudo.&text=Fuente:%20Instituto%20Costarricense%20de%20Estad%C3%ADsticas,ISTA%20Mielke%20GMBH%20Hamburgo%2C%20Alemania).

Ureña, E. (2004). *La palma aceitera (Elaeis guineensis) en la zona atlántica de Costa Rica: Una alternativa para los agricultores de la región*. *Revista de Agricultura Tropical*, 34. pp. 78-35

Vega, R. O., & Herrera, O. F. (2011). *El cultivo de la palma aceitera (2011 ed.) (E. U. Distancia, Ed.) San José, San José, Costa Rica: EUNED*. file:///C:/Users/gfernandez/Downloads/10700-Texto%20del%20art%C3%ADculo-36993-1-10-20180731.pdf

Vignola, R., Walter, W., Poveda, K., Berrocal, A., Vargas, A. (2017). *Prácticas efectivas para la reducción de impactos por eventos climáticos. Cultivo de palma aceitera en Costa Rica*. <https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/F01-8163.pdf>

Williams, D. Watson, G. (1988). *Las cochinillas de la región tropical del Pacífico Sur. Parte 1 Las cochinillas acorazadas (Diaspididae)*.

https://diaspididae.linnaeus.naturalis.nl/linnaeus_ng/app/views/literature2/reference.php?id=87222&epi=155

ANEXOS

Anexo 1:

DATOS PARA RASTREABILIDAD DE LA MUESTRA	
Fecha de muestreo	
Nombre de centro de recolección	
Número de muestra	
Nombre del productor, finca o empresa	
Ubicación geográfica	