

UNIVERSIDAD DE COSTA RICA
SISTEMA DE ESTUDIOS DE POSGRADO

CICLO BIOLÓGICO, PREFERENCIA DE CONSUMO, CAPACIDAD
REPRODUCTIVA Y EFICIENCIA DE DEPREDACIÓN DE
Ceraeochrysa smithi (NEUROPTERA: CHRYSOPIDAE) ALIMENTADA
CON *Pseudococcus longispinus* (HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE)

Tesis sometida a la consideración de la Comisión del Programa de
Estudios de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales
para optar al grado y título de Maestría Académica en Ciencias
Agrícolas y Recursos Naturales con énfasis en Protección de Cultivos

ROSA ELENA COROZO AYOVI

Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, Costa Rica

2019

Dedicatoria

Primero a Dios por brindarme su amor incondicional y nunca soltar mi mano en cada etapa de mi vida.

A mis padres Evil y Tulio por cada palabra de aliento, la enseñanza impartida, la confianza brindada y sobre todo por su infinito amor que llena cada espacio de mi ser y me impulsa a cumplir las metas trazadas.

A mis hermanos María y César quienes me inspiran y alegran mi vida.

*Guíame con tu verdad y enséñame,
porque tú eres el Dios que me salva.
Todo el día pongo en ti mi esperanza.*

Salmo 25:5

Agradecimientos

Al PhD. Julio Arias Reverón del Laboratorio de Entomología Económica y director de tesis por su apoyo y conocimientos que fueron de gran ayuda en la elaboración de este trabajo.

Al PhD. Paul Hanson y M.Sc. Manuel Solís miembros del comité asesor por sus valiosos aportes en la revisión del documento.

Al M.Sc. Alejandro Rodríguez y al personal de la platanera “Rio Sixaola” por la colaboración en la búsqueda de crisópidos.

A la PhD. Catherine Tauber, el PhD. Caleb Califre y el PhD. Francisco Sosa por la colaboración al identificar las especies de crisópidos colectados.

A la PhD. Mónica Blanco Meneses del Laboratorio de Técnicas Moleculares por su colaboración incondicional en la identificación molecular de las especies de crisópidos colectados.

Al PhD. Jorge Sandoval Fernandez, al M.Sc. Rafael Segura Mena y al Ing. Miguel Gonzalez Zuñiga de la Dirección de Investigaciones de la Corporación Nacional Bananera (CORBANA) por la donación de las plantas de banano in vitro.

Al Ing. Esteban Blanco y Bryan Villalobos de Ticofrut S.A. por la donación de huevecillos de *Sitotroga cerealella*.

A la Secretaria Nacional de Educación Superior, Ciencia y Tecnología SENESCYT por el financiamiento completo de la beca de estudios.

Al Sistema de Estudios de Posgrado SEP por el financiamiento otorgado para la adquisición de las jaulas entomológicas.

A todos los (as) docentes de la Escuela de Agronomía que impartieron sus valiosos conocimientos en cada materia recibida.

A Andrea Esquivel y Karla Segura, por la cálida colaboración en cada trámite durante mi permanencia en el posgrado.

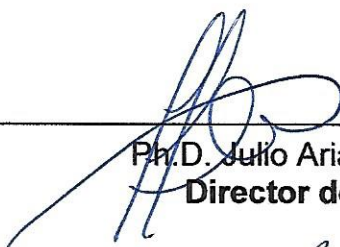
A cada uno de los compañeros y amigos con quienes compartí dentro y fuera de las aulas, que tuve el agrado de aprender de sus vivencias lo cual brindo un aporte importante en mi vida personal y académica.

Gracias a todos.

“Esta tesis fue aceptada por la Comisión del Programa de Estudios de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales de la Universidad de Costa Rica, como requisito parcial para optar por el grado de Maestría Académica en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales con énfasis en Protección de Cultivos”



M.Sc. Pamela Murillo Rojas
Representante del Decano Sistema de Estudios de Posgrado



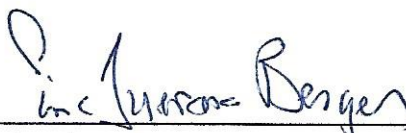
Ph.D. Julio Arias Reveron
Director de Tesis



Ph.D. Paul Hanson Snortun
Asesor



M.Sc. Manuel Solís Vargas
Asesor



Ph.D. Eric Guevara Berger
Director del Programa de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales



Ing. Rosa Elena Corozo Ayovi
Candidata

Índice general

Portada	i
Dedicatoria	ii
Agradecimientos	iii
Hoja de aprobación	iv
Índice general.....	v
Resumen.....	ix
Índice de cuadros.....	x
Índice de figuras.....	xi
1. Introducción	1
2. Objetivos.....	3
2.1. Objetivo general.....	3
2.2. Objetivos específicos	3
3. Marco teórico.....	4
3.1. Generalidades de la cochinilla harinosa.....	4
3.2. Especies de cochinillas asociadas al cultivo de banano	4
3.3. Distribución geográfica de <i>P. longispinus</i>	4
3.4. Morfología, biología y comportamiento	5
3.5. Hospederos de <i>P. longispinus</i>	6
3.6. Control de cochinillas	6
3.7. Generalidades de Chrysopidae.....	7
3.8. Clasificación taxonómica y distribución de <i>Ceraeochrysa</i>	7

3.9. Morfología de <i>Ceraeochrysa</i>	8
3.10. Ciclo biológico de <i>Ceraeochrysa</i>	9
3.11. Hábitos alimenticios de Crisópidos	10
3.12. Eficacia en campo de Crisópidos.....	11
3.13. Efecto de plaguicidas sobre Crisópidos	12
4. Literatura citada.....	14
CAPITULO 1.....	25
Ciclo biológico, preferencia de consumo y capacidad reproductiva de <i>Ceraeochrysa smithi</i> (Navás, 1914) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada con <i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemíptera: Pseudococcidae)	
25	
Introducción	25
Materiales y métodos.....	28
1. Cría de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	28
2. Cría de <i>Pseudococcus longispinus</i>	29
3. Biología de <i>Ce. smithi</i>	29
4. Preferencia de consumo	30
5. Capacidad reproductiva y longevidad de <i>Ce. smithi</i>	31
6. Análisis de datos	33
Resultados.....	35
1. Biología de <i>Ce. smithi</i>	35
2. Longevidad de <i>Ce. smithi</i>	42
3. Preferencia de consumo	43

4. Capacidad reproductiva	45
Discusión	49
Biología de <i>Ce. smithi</i>	49
Longevidad de <i>Ce. smithi</i>	52
Preferencia de consumo de <i>Ce. smithi</i>	53
Capacidad reproductiva de <i>Ce. smithi</i>	54
Conclusiones	57
Agradecimientos	57
Literatura citada	58
CAPITULO 2.....	67
Eficiencia de depredación por <i>Ceraeochrysa smithi</i> (Navás, 1914) (Neuroptera: Chrysopidae) sobre <i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemiptera: Pseudococcidae) en banano bajo condiciones de invernadero.....	67
Introducción	67
Materiales y métodos.....	70
1. Cría de <i>P. longispinus</i>	70
2. Cría de <i>Ce. smithi</i>	70
3. Mantenimiento de plantas	71
4. Manejo del experimento.....	72
5. Análisis de datos.....	75
Resultados.....	76
1. Efecto de depredación de la densidad de <i>Ce. smithi</i> sobre la densidad de la presa.....	76

2. Efecto de depredación de diferentes estadios de <i>Ce. smithi</i> sobre la densidad de la presa	82
Discusión	88
Conclusiones	91
Agradecimientos	91
Literatura citada	92
CAPITULO 3	99
Discusión final	99
Literatura citada	103

Resumen

El objetivo de la presente investigación consistió en estudiar a *Ceraeochrysa smithi* (Navás 1914) (Neuroptera: Chrysopidae) como agente de control de *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemiptera: Pseudococcidae), para lo cual se estableció el ciclo de vida, preferencia de consumo, capacidad reproductiva confinando al depredador con diferentes tamaños de la presa en laboratorio y se determinó la eficiencia de depredación de *Ce. smithi* en plantas de banano infestadas con cochinillas en invernadero.

La duración del ciclo de vida de *Ce. smithi*, se estudió confinando larvas neonatas del depredador con cochinillas de: i) 1 mm, ii) 2 mm, iii) 3 mm, iv) 4 mm, v) una combinación de múltiples tamaños y vi) huevecillos de *Sitotroga cerealella* (Olivier) como control. La preferencia de consumo *Ce. smithi* se estudió confinando una larva neonata del depredador con dos individuos de *P. longispinus* de cada tamaño. La capacidad reproductiva de *Ce. smithi* se registró en adultos del depredador alimentados durante el estado larval con: i) diferentes tamaños de *P. longispinus* y ii) huevos de *S. cerealella*. La eficiencia de depredación de *Ce. smithi* se determinó en dos ensayos, primero se liberaron cuatro densidades: i) cinco larvas, ii) diez larvas, iii) quince larvas y iv) sin larvas (testigo) y en el segundo ensayo se liberó cuatro estadios larvales: i) larva I, ii) larva II, iii) larva III y iv) sin larva (testigo) en plantas infestadas con *P. longispinus*.

Los resultados obtenidos mostraron que *Ce. smithi* pudo completar el ciclo de vida en $31,3 \pm 1,8$ días con una supervivencia de 15% cuando consumió múltiples tamaños de *P. longispinus*. Con respecto a la preferencia de consumo, el primer y segundo estadio de *Ce. smithi* prefirió *P. longispinus* neonatas ($< 1\text{mm}$) ovipositadas por las hembras de 3 mm y 4 mm. En el tercer estadio el mayor consumo fue de cochinillas de 1 mm. Las hembras de *Ce. smithi* alimentadas con *P. longispinus* presentaron un periodo de preoviposición de 15 días, ovipositaron durante $69,4 \pm 18,7$ días, colocando un total de $1450,2 \pm 606,6$ huevos con una viabilidad del 63%, y estos tuvieron un tiempo de incubación de 5 días. Estos resultados no fueron estadísticamente diferentes con los de las hembras alimentadas con huevos de *S. cerealella*.

En el primer ensayo de eficiencia de depredación, se encontró que en todos los tratamientos la densidad de *Ce. smithi* disminuyó a un promedio de 2,5 individuos siete días después de la liberación y las poblaciones de *P. longispinus* se redujeron entre un 13,8% a 34,7% con respecto a la población inicial 21 días después de la liberación. En el segundo ensayo las larvas de tercer y segundo estadio fueron capaces de suprimir en un 15,5% y 4,9% las poblaciones iniciales de *P. longispinus* respectivamente. El testigo presentó un incremento poblacional del 96,8% con respecto a la población inicial.

Índice de cuadros

CAPITULO 1

Cuadro 1. Desarrollo de larvas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con diferentes tamaños de <i>Pseudococcus longispinus</i> en condiciones de laboratorio.....	35
Cuadro 2. Cuadro 2. Mortalidad de larvas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con diferentes dietas en condiciones de laboratorio (tamaño inicial de cohorte 20 individuos).....	36
Cuadro 3. Número de individuos de <i>Ceraeochrysa smithi</i> que llegaron a los estadios de desarrollo cuando se alimentaron con diferentes dietas en condiciones de laboratorio (tamaño inicial de cohorte 20 individuos).	38
Cuadro 4. Tiempo de desarrollo en días de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio.	39
Cuadro 5. Mortalidad de estadios de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio.....	40
Cuadro 6. Parámetros reproductivos de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con dos dietas.	47
Cuadro 7. Cantidad de huevos de <i>Ceraeochrysa smithi</i> (alimentada con dos dietas) según condiciones de oviposición.....	48

CAPITULO 2.

Cuadro 1. Población inicial de <i>Pseudococcus longispinus</i> al inicio del ensayo. ...	76
Cuadro 2. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> al final del experimento.	76
Cuadro 3. Número promedio de individuos de <i>Ceraeochrysa smithi</i> supervivientes al final del experimento.	77

Cuadro 4. Porcentaje de población de hembras de <i>Pseudococcus longispinus</i> observada por semana con respecto a la población inicial expuestas a cuatro tratamientos de densidades de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	78
Cuadro 5. Porcentaje de población observada con respecto a la población inicial de pupas de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestas cuatro densidades del depredador <i>Ceraeochrysa smithi</i>	80
Cuadro 6. Porcentaje de población observada con respecto a la población inicial de ninfas de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestas a cuatro densidades del depredador <i>Ceraeochrysa smithi</i>	81
Cuadro 7. Población promedio de <i>Pseudococcus longispinus</i> (\pm DE) y porcentaje de reducción poblacional expuestas a cuatro tratamientos de densidades del depredador <i>Ceraeochrysa smithi</i>	81
Cuadro 8. Población inicial promedio de <i>Pseudococcus longispinus</i> presentes en plantas de banano sometidas a diferentes estadios larvarios de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	82

Índice de figuras

CAPITULO 1

Figura 1. Preparación de cámara de oviposición. A) Forraje del interior y tapa; B) provisión de agua y dieta; C) huevos cosechados.....	28
Figura 2. Colonia de <i>Pseudococcus longispinus</i> en <i>Cucurbita moschata</i> . A) Infestación con ninfas de primer estado; B) <i>C. moschata</i> infestada con una cohorte.....	29
Figura 3. Tamaños de <i>Pseudococcus longispinus</i> asignados a los tratamientos en estudio. A) cochinilla de 1 milímetro; B) cochinilla de 2 milímetros; C) cochinilla de	

3 milímetros; D) cochinilla de 4 milímetros; E) huevos de <i>Sitotroga cerealella</i> como control.	30
Figura 4. Depredación de gateadoras de <i>Pseudococcus longispinus</i> . A) Dentro del círculo se observa una Larva de <i>Ceraeochrysa smithi</i> consumiendo gateadora, la flecha señala una gateadora viva; B) gateadoras removidas de la exuvia de <i>Ce. smithi</i> (la flecha señala una gateadora depredada y el círculo indica la capsula cefálica de la exuvia del depredador).....	31
Figura 5. Conformación de cámara de oviposición. A) Provisión de agua y dieta (ilustrados con flechas); B) pareja de <i>Ceraeochrysa smithi</i> , los óvalos encierran huevos sin pedicelo colocados en la base de la cámara; C) el círculo indica grupo de huevos colocados en el papel Kraft; D) individualización de grupo de huevos (señalados con flecha) en plato de Petri.	32
Figura 6. Larvas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> de primer estadio. A) Flecha indica presencia de secreción ostiolar en mandíbula; B) flecha indica ausencia de secreción ostiolar.	36
Figura 7. Curvas de supervivencia de larvas y pupas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con diferentes tamaños de <i>Pseudococcus longispinus</i> en condiciones de laboratorio. Líneas discontinuas indican la supervivencia media de los individuos en el tiempo.....	37
Figura 8. Desarrollo de pupa expuesta de <i>Ceraeochrysa smithi</i> . A) Prepupa; B) segundo día; C) cuarto; D) sexto; E) octavo; F) décimo; G) décimo segundo y H) décimo tercer día de formación.....	39
Figura 9. Presencia de secreción ostiolar en mandíbulas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> . A) Limpieza en el contorno de la placa Petri; B) limpieza en la base de la placa de Petri (la flecha indica la mancha de secreción que deja la larva).....	40
Figura 10. Curvas de supervivencia de larvas y pupas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio. Líneas discontinuas	

indican la supervivencia media de los individuos en el tiempo. Curvas son significativamente diferentes (prueba Log-rank).	41
Figura 11. Supervivencia de los adultos de <i>Ceraeochysa smithi</i> alimentados con dos dietas: múltiples tamaños de <i>Pseudococcus longispinus</i> y huevos de <i>Sitotroga cerealella</i>	42
Figura 12. Promedio de <i>Pseudococcus longispinus</i> consumidas (\pm EE) por tres estadios larvarios de <i>Ceraeochysa smithi</i> . Promedios con letras iguales no poseen diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$).....	43
Figura 13. Pupa de <i>Ceraeochysa smithi</i> vista en proyección horizontal. A) Pupa cubierta con restos de <i>Pseudococcus longispinus</i> ; B) pupa cubierta de ceda con exuvia y restos de <i>P. longispinus</i>	44
Figura 14. Larvas de distintos estadios de <i>Ceraeochysa smithi</i> depredando <i>Pseudococcus longispinus</i> de diferentes tamaños. A) Primer estado consumiendo gateadora; B) segundo estado consumiendo cochinilla de 2 mm; C) tercer estado consumiendo cochinilla de 2 mm.	44
Figura 15. Fecundidad promedio acumulada cada cinco días de <i>Ceraeochrysa smithi</i> alimentada con dos dietas diferentes.	45
Figura 16. Características de los huevos de <i>Ceraeochrysa smithi</i> . A) Forma espiral del grupo de huevos; B) Larva emergiendo del huevo; C) Huevo fértil sin eclosionar coloración café claro; D) Huevos infértiles coloración verde claro; E) Huevos sin pedicelo coloración verde claro; F) Huevos masticados por las hembras; G) Forma irregular de huevos ovipositados al final del periodo fértil.....	46

CAPITULO 2

Figura 1. Colonia de <i>Pseudococcus longispinus</i> en frutos de <i>Cucurbita moschata</i>	70
---	----

Figura 2. Preparación de cámara de oviposición. A) Provisión de agua y dieta; B) vista interna, los óvalos encierran huevos ovipositados y la fecha señala un adulto.	71
Figura 3. Mantenimiento de plantas de banano. A) Plantas de tres meses; B) trasplante de plantas en maceteros.	72
Figura 4. Plantas de banano con <i>Pseudococcus longispinus</i> . A) Infestación inicial en vainas foliares, la flecha indica hembras grávidas; B) colonización de cochinillas, el ovalo encierra ninfas, hembras y pupas en vainas foliares.....	72
Figura 5. Labores fitosanitarias en plantas de banano. A) La fecha señala vainas foliares secas en pseudotallo, B) la fecha indica el pseudotallo limpio; C) las fechas muestran las hojas podadas.....	73
Figura 6. Distribución de ensayo en invernadero. A) Plantas de banano en cada cubículo (tratamientos); B) jaulas con los diferentes tratamientos (repeticiones)..	74
Figura 7. Población promedio de larvas de <i>Ceraeochrysa smithi</i> en plantas de banano consumiendo ninfas, pupas y hembras de <i>Pseudococcus longispinus</i>	77
Figura 8. Población promedio de hembras de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestas a cuatro tratamientos de densidades de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	78
Figura 9. Población promedio de pupas de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestas a cuatro tratamientos de densidades de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	79
Figura 10. Población promedio de ninfas de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestas a cuatro tratamientos de densidades de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	80
Figura 11 Número de promedio de hembras de <i>Pseudococcus longispinus</i> expuestos a cuatro tratamientos de diferentes estadios larvales de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	83
Figura 12. Población promedio de pupas de <i>Pseudococcus longispinus</i> en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de <i>Ceraeochrysa smithi</i>	84

Figura 13. Población promedio de ninfas de *Pseudococcus longispinus* en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*..... 85

Figura 14. Población promedio de *Pseudococcus longispinus* en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*..... 86

Figura 15. Población promedio observada con respecto a la población inicial de tres estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi* liberadas en plantas de banano... 87



Autorización para digitalización y comunicación pública de Trabajos Finales de Graduación del Sistema de Estudios de Posgrado en el Repositorio Institucional de la Universidad de Costa Rica.

Yo, Rosa Elena Corozo Ayovi, con cédula de identidad 121800154022, en mi condición de autor del TFG titulado Ciclo biológico, preferencia de consumo, capacidad reproductiva y eficiencia de depredación de *Ceraeochrysa smithi* (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada con *Pseudococcus longispinus* (Homoptera: Pseudococcidae)

Autorizo a la Universidad de Costa Rica para digitalizar y hacer divulgación pública de forma gratuita de dicho TFG a través del Repositorio Institucional u otro medio electrónico, para ser puesto a disposición del público según lo que establezca el Sistema de Estudios de Posgrado. SI NO *

*En caso de la negativa favor indicar el tiempo de restricción: Por año (s).

Este Trabajo Final de Graduación será publicado en formato PDF, o en el formato que en el momento se establezca, de tal forma que el acceso al mismo sea libre, con el fin de permitir la consulta e impresión, pero no su modificación.

Manifiesto que mi Trabajo Final de Graduación fue debidamente subido al sistema digital Kerwá y su contenido corresponde al documento original que sirvió para la obtención de mi título, y que su información no infringe ni violenta ningún derecho a terceros. El TFG además cuenta con el visto bueno de mi Director (a) de Tesis o Tutor (a) y cumplió con lo establecido en la revisión del Formato por parte del Sistema de Estudios de Posgrado.

INFORMACIÓN DEL ESTUDIANTE:

Nombre Completo: Rosa Elena Corozo Ayovi

Número de Carné: B79015 Número de cédula: 121800154022

Correo Electrónico: rosa.elena.85@hotmail.com

Fecha: 16 Septiembre del 2019 Número de teléfono: 72806479

Nombre del Director (a) de Tesis o Tutor (a): PhD. Julio Arias Reveron


FIRMA ESTUDIANTE

Nota: El presente documento constituye una declaración jurada, cuyos alcances aseguran a la Universidad, que su contenido sea tomado como cierto. Su importancia radica en que permite abreviar procedimientos administrativos, y al mismo tiempo genera una responsabilidad legal para que quien declare contrario a la verdad de lo que manifiesta, puede como consecuencia, enfrentar un proceso penal por delito de perjurio, tipificado en el artículo 318 de nuestro Código Penal. Lo anterior implica que el estudiante se vea forzado a realizar su mayor esfuerzo para que no sólo incluya información veraz en la Licencia de Publicación, sino que también realice diligentemente la gestión de subir el documento correcto en la plataforma digital Kerwá.

1. Introducción

Las cochinillas harinosas son insectos del orden hemiptera que pertenecen a la familia Pseudococcidae, la mayoría de sus especies son polífagas por lo que son consideradas plagas agrícolas. En el cultivo de banano, las especies *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900), *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) y *Pseudococcus elisae* Borchsenius, 1947 son plagas de importancia cuarentenaria en países de destino; su presencia en puertos de destino ocasiona el rechazo o destrucción total de la fruta. Además, de los daños que causan en la plantación por alimentación al succionar la savia, también es uno de los principales vectores del virus del estriado del banano (BSV) (Armijos 2004a). El control de estos hemípteros genera altos costos económicos en la producción y la contaminación del medio ambiente por el uso de insecticidas, por lo que es necesario establecer un programa integrado de manejo preventivo y de control eficiente, con prácticas de monitoreo poblacional, el uso de controladores biológicos e insecticidas de baja toxicidad (Guillén *et al.* 2010).

El 6 de diciembre del 2013, el Servicio Fitosanitario del Estado (SFE) del Ministerio de Agricultura y Ganadería de Costa Rica (MAG) declaró emergencia fitosanitaria nacional por un año, debido al incremento poblacional de *P. elisae* y *Diaspis boisduvalii* Signoret, 1869 (Hemiptera: Diaspididae) en alrededor de 24 mil hectáreas de banano, medida que permitió la rápida importación de bolsas impregnadas con Buprofezina y Bifentrina para el manejo de estas plagas (MAG 2013). El someter constantemente a insectos plagas a determinados componentes sintéticos para el manejo, genera resistencia y causa un incremento en la dependencia de pesticidas (Castle 2002). La resurgencia de *P. elisae* y *D. boisduvalii* en el 2013 puso en riesgo la producción de la fruta en el país. Por lo que, hay que desarrollar estrategias de manejo para estos insectos plagas en plantaciones de banano, sin crear resistencia y permitir que el país no vuelva a tener problemas fitosanitarios con insectos que afecten su posición como exportador.

El uso de controladores biológicos para el manejo de cochinillas tiene resultados alentadores en diferentes cultivos a nivel mundial (Itioka e Inoue 1996; Villalba *et al.* 2006; Leman *et al.* 2014). En banano se han realizado liberaciones de *Chrysoperla carnea* (Stephens, 1836) (Neuroptera: Chrysopidae) para el manejo de cochinillas, pero con resultados poco satisfactorios debido a la presencia de hormigas, que formaron una mirmecofilia con las cochinillas protegiéndolas del depredador (Rodríguez 2017¹).

Rojas (2011) realizó un levantamiento de la entomofauna benéfica presente en arvenses asociadas al cultivo de banano en la Región Atlántica de Costa Rica, encontrando arácnidos y varias familias de insectos depredadores: Pentatomidae, Muscidae, Dolichopodidae, Mantidae, Formicidae, Syrphidae, Coccinellidae, Tettigoniidae en 32 especies de arvenses. Dentro de este estudio no se hallaron neurópteros y como recomendación el autor sugirió prospectar arvenses que no se consideraron en la investigación.

Los crisópidos son depredadores generalistas y su implemento en el control biológico de insectos plaga de cuerpos blando ha tenido mucho éxito en varios cultivos a nivel mundial (Easterbrook *et al.* 2006, Fitzgerald y Jay 2013, Castro-López y Martínez-Osorio, 2016, Alghamdi *et al.* 2018). El presente trabajo estuvo enfocado en recolectar especies de *Ceraeochrysa* que estén presentes en plantaciones de banano, registrar la de mayor frecuencia, estudiar el potencial de depredación y verificar la eficacia al controlar *P. longispinus* en condiciones de laboratorio e invernadero. Es importante conocer una opción biológica que sea viable en el control de una de las principales plagas del banano, debido a que *P. longispinus* puede desarrollar resistencia a las medidas actualmente utilizadas en el sector agrícola.

¹ Rodríguez, A. 9 may. 2017. Líneas de investigación en control biológico de insectos y nematodos (Presentación). Guápiles, Costa Rica, CORBANA.

2. Objetivos

2.1. Objetivo general

Determinar el ciclo de vida, preferencia alimentaria, capacidad reproductiva de *Ceraeochrysa smithi* Navás (Neuroptera: Chrysopidae) como agente de control biológico de *P. longispinus* (Targioni Tozzetti) (Hemiptera: Pseudococcidae) en condiciones de laboratorio y eficiencia depredadora en invernadero.

2.2. Objetivos específicos

- i. Establecer el ciclo biológico de *Ce. smithi* al ser alimentada con *P. longispinus* en condiciones de laboratorio.
- ii. Comprobar la preferencia alimentaria en cada estado de *Ce. smithi* por los diferentes tamaños de *P. longispinus* en condiciones de laboratorio.
- iii. Analizar la capacidad reproductiva de *Ce. smithi* al ser alimentada con *P. longispinus* en condiciones de laboratorio.
- iv. Determinar la eficiencia de depredación de *Ce. smithi* en plantas de banano infestadas con *P. longispinus* en condiciones de invernadero.

3. Marco teórico

3.1. Generalidades de la cochinilla harinosa

Las cochinillas harinosas pertenecientes a la familia Pseudococcidae con alrededor de 290 géneros y 2000 especies, están ampliamente distribuidas en regiones tropicales y subtropicales (García *et al.* 2016). La mayoría de sus especies al ser polífagas, están presentes en una amplia gama de cultivos, son vectores de virus y son consideradas plagas de importancia cuarentenaria (Lambdin 2008, Mani 2016). En el cultivo de banano se han reportado los géneros *Cataenococcus*, *Dysmicoccus*, *Ferrisia*, *Geococcus*, *Maconellicoccus*, *Nipaecoccus*, *Paracoccus*, *Paraputo*, *Phenacoccus*, *Planococcus*, *Planococcoides*, *Pseudococcus*, *Rastrococcus* y *Saccharococcus* (Watson y Kubiriba 2005, Kondo *et al.* 2008, Nelson *et al.* 2006, Palma 2015 y Palma *et al.* 2019).

3.2. Especies de cochinillas asociadas al cultivo de banano

Las especies más representativas en banano y plátano en Sur y Centro América son: *Pseudococcus elisae*, *P. longispinus*, *P. jackbeardsleyi* Gimpel & Miller, *P. landoi* (Balachowsky), *P. peregrinabundus* Borchsenius, *Dysmicoccus texensis*, *D. brevipes* (Cockerell), *D. neobrevipes* Beardsley y *D. bispinosus* Beardsley (Armijos 2004a, Kondo *et al.* 2008, Guillén *et al.* 2010, Cubillo y González 2014, Palma 2015). En Costa Rica las especies *P. calceolaridae* (Maskell), *P. elisae*, *P. jackbeardsleyi*, *P. longispinus*, *P. maritimus* (Ehrhorn), *P. viburni* (Signoret) se han reportado asociadas al cultivo de banano (MAG 2014, Palma 2015).

3.3. Distribución geográfica de *P. longispinus*

Según García *et al.* (2016), *P. longispinus* está presente 115 países de Europa, Oceanía, Asia, África y América, reportados en América en: Estados Unidos, México, Puerto Rico e Islas Vieques, Honduras, Cuba, Jamaica, República Dominicana, Antigua y Barbuda, Cuba, Guatemala, Bahamas, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Guyana, Perú, Uruguay, Brasil, Argentina y Chile.

3.4. Morfología, biología y comportamiento

En la familia Pseudococcidae, las especies de cochinillas suelen diferir en tamaño, forma y color. Los adultos presentan dimorfismo sexual, el macho se caracteriza por poseer un aparato bucal atrofiado, un par de alas y filamentos caudales al final del abdomen, al contrario de las hembras que mantienen la misma forma del estadio ninfal con mayor tamaño (Ramos y Serna 2004). La reproducción puede ser partenogénica o sexual, vivípara u ovípara cuando alcanzan su estadio de madurez, dependiendo de la especie algunas hembras forman una estructura algodonosa denominada ovisaco, en donde depositan los huevecillos. Al momento de eclosionar los huevos, las ninfas son de color amarillo y denominadas gateadoras (crawlers) por su rápida movilidad. A medida que comienzan a alimentarse producen una cera blanquecina, que recubre todo su cuerpo y alrededor de este se desarrollan 17 pares de filamentos denominados cerarios. El reconocimiento de hembras y machos no se puede realizar en los dos primeros estadios ninfales (Mani 2016).

Las hembras de *P. longispinus* miden de 3 a 4 mm de largo, tienen el cuerpo ovalado de color gris cubierto de cera blanquecina y tiene una banda dorsal media oscura. Presentan filamentos caudales muy gruesos con una longitud que en ocasiones son de 1 o 1,2 veces más la longitud de su cuerpo. El ciclo biológico puede durar entre 75 a 161 días a 12,5°C. Son vivíparas y paren las crías vivas (no construyen ovisaco), son capaces de engendrar 200 ninfas durante 2 a 3 semanas. Las ninfas tienen una coloración rosada y son muy móviles. Los machos al poseer el aparato bucal atrofiado no pueden alimentarse por lo que viven pocas horas, tiempo en el que logran copular con la hembra (Larraín 2010, Mani y Shivaraju 2016).

Byron y Gillett-Kaufman (2016) indican que *P. longispinus* insertan el estilete y se alimentan succionando la savia del sistema vascular del hospedero. Además, esta especie excreta una sustancia azucarada del cuerpo como producto de la alimentación. Esta secreción puede producir dos eventos, primero ayudar al

crecimiento del hongo *Capnodium* sp. Mont (Capnodiales: Capnodiaceae) que, al cubrir estructuras vegetales, dificulta la actividad fotosintética o segundo atraer la presencia de hormigas que viven en mimercofilia con las cochinillas.

Los individuos de *P. longispinus* poseen dos pares de glándulas ostiolares, un par ubicado cerca de la cabeza y el otro par en el sexto segmento abdominal. Cuando la cochinilla es estimulada físicamente, segrega a través de estas glándulas una sustancia líquida de coloración hialina. Esta sustancia tiende a endurecerse después de 15 a 45 segundos en contacto con el aire, si previo a ese tiempo algún insecto que ataque a la cochinilla tiene contacto con las gotas podría lesionar parte de su cuerpo (Gillani y Copland 1999; Larrain 2010).

3.5. Hospederos de *P. longispinus*

Según Hill (2007), García *et al.* (2016) y Palma (2015), *P. longispinus* se hospeda en 167 géneros de 84 familias como: Anacardiaceae, Annonaceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Moraceae, Musaceae, Myrtaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae entre otras.

3.6. Control de cochinillas

En plantaciones de banano se utilizan varias prácticas para el manejo de especies de Pseudococcidae. Un control cultural se logra al eliminar las vainas foliares secas del pseudotallo cada 8 semanas, aplicar sales potásicas o detergente industrial (25 g/L o 1400 g/Ha), realizar el enfunde temprano de la inflorescencia cerrada y colgada, usar cebos para el manejo de las hormigas y almacenar los protectores de polietileno durante 2 meses para que las cochinillas que permanezcan ahí mueran por inanición (Guillen *et al.* 2010, Corozo 2011, Cubillo y González 2014).

El control químico cuando se dirige al pseudotallo, se aplica diazinon en dosis de 300 g/200 L de agua más un adherente (Armijos 2004b). Mientras que, al racimo se usan bolsas impregnadas con buprefin, bifentrina o clorpirifos en la inflorescencia de estado fenológico 60, las bolsas se sujetan con corbatines

impregnados con clorpirifos y una segunda colocación de corbatines se hace en racimos de 3 o 7 semanas (Guillen *et al.* 2010, Cubillo y González, 2014).

Agentes biológicos como *Leptomastix dactylopii* (Howard), *Hambletonia pseudococcina* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae), *Scymnus* sp. Kugelann (Coleoptera: Coccinellidae) y un díptero de la familia Cecidomyiidae fueron encontrados parasitando y depredando cochinillas de los géneros *Dysmicoccus* y *Pseudococcus* en plantaciones de banano y plátano en las provincias de Guayas, Los Ríos y Manabí de Ecuador (Contreras 2010). Según García *et al.* (2016) se han reportado dentro de las familias Aphelinidae, Coccinellidae, Encyrtidae y Signiphoridae nueve géneros enemigos naturales de *P. longispinus*. Además de los depredadores *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla* sp. y *Ceraeochrysa* sp. que han sido identificados ejerciendo un control natural en cochinillas asociadas al banano en Costa Rica (Guillen *et al.* 2010).

3.7. Generalidades de Chrysopidae

Los crisópidos son depredadores generalistas de insectos de cuerpos blandos, como ácaros, escamas, pulgones, mosca blanca, larvas y huevos de lepidópteros, psilidos y cochinillas, entre otros. Los géneros *Chrysoperla* y *Ceraeochrysa* son los más estudiados y utilizados a gran escala en la agricultura, como controladores biológicos de diferentes insectos plagas sea de forma aumentativa o conservación (Nuñez 1989; Auad *et al.* 2001; Goncalves-Gervasio y Santa Cecilia 2001; Alcantra *et al.* 2008, Albuquerque *et al.* 2012; De Bartoli *et al.* 2012; Pacheco-Rueda *et al.* 2015; Cortez-Mondaca *et al.* 2016; Palomares-Pérez *et al.* 2016, 2017; Nunes *et al.* 2017).

3.8. Clasificación taxonómica y distribución de *Ceraeochrysa*

Según CABI (2008), este depredador pertenece al Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Neuroptera, superfamilia Hemerobioidea, familia Chrysopidae, subfamilia Chrysopinae, género *Ceraeochrysa*. Este género es el

segundo más grande después de *Leucochrysa* en la familia Chrysopidae (Freitas *et al.* 2009). Según Martins (2014), en América, del género *Ceraeochrysa* se han reportado especies en Argentina, Barbados, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Ecuador, El Salvador, Estados Unidos, Haití, Honduras, Jamaica, Perú, Guatemala, Guyana Francesa, Panamá, Paraguay, Perú, República Dominicana, Suriname, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela. De acuerdo con Penny (2002), las especies de *Ceraeochrysa* descritas en Costa Rica son: *Ce. acmon* Penny, *Ce. arioles* (Banks), *Ce. berlandi* (Navás), *Ce. caligata* (Banks), *Ce. cincta* (Schneider), *Ce. claveri* (Navás), *Ce. costaricensis* Penny, *Ce. cubana* (Hagen), *Ce. defreitasi* Penny ex Penny, *Ce. discolor* (Navás), *Ce. elegans* Penny, *Ce. everes* (Banks), *Ce. gradata* (Navás), *Ce. inbio* Penny, *Ce. nigripedis* Penny, *Ce. pseudovaricosa* Penny, *Ce. sanchezi* (Navás), *Ce. smithi* (Navás), *Ce. tauberae* Penny y *Ce. valida* (Banks).

3.9. Morfología de *Ceraeochrysa*

Las larvas de *Ceraeochrysa* son de color crema a blanco, tienen la particularidad de colocar el resto de sus presas sobre sus cuerpos, conocidas como larvas carga basuras, el cuerpo es alargado y giboso (encorvados). Poseen densas setas en el dorso y pocas en posición ventral, dependiendo de la especie las setas pueden ser: lisas o espinosas, rectas o enganchadas, puntiagudas, granulares, ligeramente largas o relativamente pequeñas, mismas que van dispuestas desde el tórax hasta el abdomen (Tauber *et al.* 2000).

De acuerdo con Villanueva (1985), los adultos de *Ceraeochrysa* son de tamaño reducido, llegando a medir de 9 a 15 mm según la especie. Al costado del pronoto tienen un par de rayas rojas longitudinales y por ahí, segregan un olor aliáceo (como ajo) concentrado que es muy característico. Según Penny (2002) y Villanueva (1985), *Ce. cubana* es de tamaño pequeño, con pronoto corto y una banda roja ancha en el mismo. La venación de las alas es única, en la tercera celda cubital al margen y no son tan oscuras. Los palpos maxilares tienen un segmento terminal oscuro, sin manchas en el mesonoto. *Ceraeochrysa smithi*

tiene un par de rayas rojas en el pronoto, las bases de sus antenas son negras con una distinción en la superficie dorsal del escapo color roja. Mientras *Ce. claveri* es más grande que *Ce. cubana*, tiene una línea larga en la mitad del escapo y un flagelo oscuro.

Según Villanueva (1985), ciertas especies de hembras colocan de 6 hasta 18 huevos en líneas paralelas por día. Eisner *et al.* (1996) reportaron que los huevos de *Ce. smithi* son colocados en grupos, dispuestos de forma espiral y ligeramente inclinados hacia el centro, los pedicelos de los huevos presentan gotas de fluidos químicos (alcaloides), que actúan como defensa de posibles depredadores y a la vez como la primera dieta de las larvas neonatas. Por otro lado, Penny (2002) indica que, los machos de este género tienen la particularidad de tener la gonapsis muy alargadas, a excepción de pocas especies que tienen una gonapsis corta.

3.10. Ciclo biológico de *Ceraeochrysa*

Según Santa-Cecilia *et al.* (1997), la duración del ciclo biológico de *Ce. cubana* a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, utilizando diferentes especies plagas como presas, el depredador completó los tres instares larvarios en 19 días cuando se alimentó con *Toxoptera* sp. Koch (Hemiptera: Aphididae). Mientras, que con las demás presas solas o combinadas: *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae), *Pinnaspis* sp. (Hemiptera: Diaspididae), *A. kuehniella*+*Toxoptera* sp., *A. kuehniella* + *Pinnaspis* sp. Cockerell, *Toxoptera* sp. + *Pinnaspis* sp. y *A. kuehniella* + *Toxoptera* sp. + *Pinnaspis* sp., cumplió el ciclo en un rango de 24,9 a 30 días.

De acuerdo con Alcantra *et al.* (2008), cuando *Ce. cubana* consumió *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae), expuesta a tres temperaturas constantes 22°C , 25°C y 28°C , *Ce. cubana* cumplió los tres estadios larvarios en 24, 17 y 15 días respectivamente, mientras que, las fases de prepupa y pupa en 20, 14 y 12 días a las temperaturas anteriormente mencionadas. Auad *et al.* (2001), comprobaron que a una temperatura constante de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, *Ce. cincta* cumplió el ciclo larval en 16,9 días cuando consumió huevos de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) y 16,5 días al alimentarse de ninfas.

Nunes *et al.* (2017), demostraron que a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, *Ce. cubana* completó su estadio larval en 10,3 días, consumiendo huevecillos de *Spodoptera frugiperda* Walker (Lepidoptera: Noctuidae) y en 19 días depredando larvas recién nacidas del lepidóptero. Los estadios de prepupa y pupa es de 15,2 y 16,7 días con huevos y larvas de *S. frugiperda* respectivamente. Jose-Pablo *et al.* (2017), observaron que *Ce. valida* cuando consumió ninfas de *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae), completó el ciclo biológico desde huevo hasta adulto en $38,5 \pm 0,2$ días con una viabilidad del 77%. Con esa misma dieta, *Ce. valida* presentó un periodo de fecundidad de 102 días, colocando un promedio de 854,63 huevos.

Las posturas de *Sitotroga cerealella* (Olivier, 1789) (Lepidoptera: Gelechiidae) han sido utilizadas en muchas ocasiones para establecer el pie de cría de crisópidos. En condiciones controladas con $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ y $65 \pm 10\%$ HR, Barbosa *et al.* (2002) probaron que *Ce. everes* tiene un periodo de incubación de 5 días y cumple los tres estadios larvales en 13,9 días al consumir huevos de *S. cerealella*, la fase de prepupa y pupa la realizaron en 15,3 días. Con la misma dieta y condiciones de $24 \pm 1^{\circ}\text{C}$, 70 - 75% HR y 16:8 L:D de fotoperiodo, López-Arroyo *et al.* (1999) determinaron que *Ce. smithi* completó su estado larval en 13,3 días y las etapas de prepupa y pupa en 14,2 días.

3.11. Hábitos alimenticios de Crisópidos

Los crisópidos son conocidos por su capacidad de depredar insectos de diferentes estadios de desarrollo para cumplir su ciclo biológico. Además de consumir otros artrópodos, estudios con *Ch. carnea* demostraron que puede alimentarse de polen y néctar complementando el requerimiento de carbono y nitrógeno para desarrollar sus estadios larvarios (Patt *et al.* 2003). Las especies de *Ch. externa* (Hagen) y *Ce. cubana* son excelentes controladores biológicos. Souza *et al.* (2008) confinaron los tres estadios larvales de *Ch. externa* y *Ce. cubana* a $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, en relaciones 1:1, 2:2 y 3:3, alimentadas con huevos de *A. kuehniella*. En el tercer estadio la sobrevivencia de *Ch. externa* en las diferentes relaciones fue de 96%,

90% y 95% respectivamente; mientras *Ce. cubana* presentó un 56%, 23% y 9% de supervivencia. Estos resultados se debieron a la depredación de *Ch. externa* sobre *Ce. cubana*.

El número de presas que consume un depredador ayuda a determinar el control que puede generar. Souza *et al.* (2008), observaron que en todo el ciclo larval *Ce. cubana* a 28°C consumió un total de 487 ninfas de tercer y cuarto estado de *A. gossypii*, depredando un promedio de 19 ninfas en el primer estado larval; 58 en el segundo estado y 410 ninfas en el tercer estadio. Por otro lado, Cardoso y Lazzari (2003) estudiaron la capacidad de consumo de dos tamaños de presa por *Ch. externa* a 25°C, durante sus tres estadios larvales depredó $215,1 \pm 25,8$ ninfas pequeñas de *Cinara* spp. (Hem.: Aphididae) y $67 \pm 11,8$ ninfas medias del áfido.

Hasegawa *et al.* (1989), desarrollaron una dieta artificial para especies de crisópidos constituida por: 23 aminoácidos, 6 ácidos grasos, 11 minerales, 5 ácidos orgánicos, 17 vitaminas y colesterol que satisfacen el requerimiento nutricional de la especie. Por otro lado, la dieta artificial preparada por Cohen y Smith (1998), permitió el desarrollo de larvas y pupas de *Ch. rufilabris*. Además, de una fecundidad diaria mayor en comparación con las hembras que consumieron huevos de *Ephestia kuehniella* Zeller.

3.12. Eficacia en campo de Crisópidos

Palomares-Pérez *et al.* (2016) observaron en laboratorio a $25 \pm 2^\circ\text{C}$ la capacidad depredadora de *Ce. valida* sobre ninfas de *D. citri*, el depredador fue capaz de consumir de 214 a 280 ninfas durante los tres estadios larvales. Con estos resultados positivos, los investigadores realizaron liberaciones de *Ce. valida* en plantaciones de limón con poblaciones de *D. citri*, y evaluaron después de 24 horas, obteniendo durante cinco meses del 67% a 79% de depredación, mientras que el control natural fue de 21% a 26% durante el mismo periodo. Por otro lado, Easterbrook *et al.* (2006) encontraron un 86% de reducción en la población de *Chaetosiphon fragaefolii* (Cockerell y TDA) (Hemiptera: Aphididae), al liberar *Ch. carnea* en plantaciones de fresa.

La eficacia de crisópidos disminuyendo la población de insectos plagas en cultivos agrícolas se considera satisfactoria, estos resultados se han obtenido tomando en cuenta las densidades de insectos plagas y del depredador, la frecuencia de liberación, además de las interacciones que tiene depredador con el agroecosistema. A continuación, se detallan algunos trabajos donde se consideran los aspectos anteriormente descritos: Breene *et al.* (1992); Eigenbrode *et al.* (1995); Daane *et al.* (1996); Daane y Yokota (1997); Fitzgerald y Jay (2013); Pacheco-Covarrubias y Perales-Amador (2013); Castro-López y Martínez-Osorio (2016) y Manjy *et al.* (2018).

3.13. Efecto de plaguicidas sobre Crisópidos

El efecto que tienen los pesticidas sobre los enemigos naturales en algunos casos se desconoce, pero en otros son ampliamente estudiados para poder utilizarlos en el manejo integrado de plagas. Rugno *et al.* (2015) determinaron la tolerancia de los huevos y pupas de *Ce. cubana* a 11 insecticidas de acuerdo a la escala de toxicidad de Hassan *et al.* (1994), basados en el porcentaje de mortalidad observada desde 0 hasta 120 horas de exponer los huevecillos a los diferentes insecticidas, Pyriproxyfen y Fosmet fueron menos perjudiciales con categoría 1 de IOBC (International Organization for Biological Control), mientras Clorpirifos y Malathion presentaron una categoría 2 hasta las 72 horas, pasando a categoría 4 a las 120 horas, el resto de los insecticidas (Azadiractina, Esfenvalerato, Imidacloprid SC, Imidacloprid WG, Tiametoxam, Lambdacialotrina + Clorantranilprole, Lambdacialotrina + Tiametoxam) se mantuvieron en categoría 1, 2 y 3 de acuerdo con el tiempo de aplicación. En el caso de las pupas, los insecticidas se mantuvieron en la categoría 1 al no afectar este estadio de desarrollo. Por otro lado, Carvalho *et al.* (2011) comprobaron que los acaricidas Triazophos y Carbosulfan son categoría 4 por causar el 100% de mortalidad de *Ce. cubana*, Fenpropathrin y Bifenthrin provocan entre un 50-70% mortalidad, con un grado de toxicidad clase 2.

El conocimiento de los efectos que puedan ocasionar los pesticidas sobre los enemigos naturales es de suma importancia para contemplarlo en el manejo integrado de plagas y de esa forma obtener resultados que satisfagan la toma de decisión.

4. Literatura citada

- Albuquerque, G; Tauber, C; Tauber, M. 2012. Insect Bioecology and Nutrition for Integrated Pest Management: Green Lacewings (Neuroptera: Chrysopidae): Predatory Lifestyle. Panizzi, A; Parra, J. (Eds.). Albuquerque, Florida, Estados Unidos, CRC Press Taylor y Francis Group. 704 p. ISBN 978-1-4398-3708-5.
- Alcantra, E; Freire, C; Monteiro, T; Souza, B; Costa, L. 2008. Aspectos biológicos e capacidade predatória de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com *Aphis Gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. *Ciência e Agrotecnologia* 32(4):1047-1054.
- Alghamdi, A; Al-Otaibi, S; Sayed, S. 2018. Field evaluation of indigenous predacious insect, *Chrysoperla carnea* (Steph.) (Neuroptera: Chrysopidae), fitness in controlling aphids and whiteflies in two vegetables crops. *Egyptian Journal of Biological Pest Control* (2018) 28:20.
- Armijos F. 2004a. Poblaciones de piojos harinosos (cochinillas harinosas) presentes en las bananeras. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP-Guayaquil, Ecuador) - Sistema de información internacional para la ciencia y tecnología agrícolas (AGRIS). Consultado el 18 de junio del 2017. Disponible en <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=EC2005000039>
- Armijos, F. 2004b. El virus del estriado del banano (BSV) en plantaciones de plátano y banano en Ecuador. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP-Guayaquil, Ecuador) - Sistema de información internacional para la ciencia y tecnología agrícolas (AGRIS). Consultado el 18 de junio del 2017. Disponible en <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=EC2005000038>

- Auad, A; Toscano, L; Boiça, A; Freitas, S. 2001. Aspectos biológicos dos estádios imaturos de *Chrysoperla externa* (Hagen) e *Ceraeochrysa cincta* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentados com ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology* 30(3):429-432.
- Barbosa, L; De Freitas, S; Auad, A. 2002. Biological aspects of the immature stages of *Ceraeochrysa everes* (Banks) (Neuroptera: Chrysopidae). *Scientia Agricola* 59(3):581-583.
- Breene, R; Meagher, R; Nordlund, D; Wang, Y. 1992. Biological control of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). *Biological control* 2:9-14.
- Byron, M; Gillett-Kaufman, J. 2016. Longtailed mealybug – *Pseudococcus longispinus* (en línea). Entomology and Nematology Department, University of Florida. Consultado el 6 de julio del 2017. Disponible en http://entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/MEALYBUGS/longtailed_mealybug.htm #top
- CABI (Crop Protection Compendium International). 2008. Datasheet report for *Ceraeochrysa cubana* (en línea). Wallingford, Oxfordshire, United kingdom. Consultado el 15 de julio del 2018. Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/15929>
- Cardoso, J; Lazzari, S. 2003. Development and consumption capacity of *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera, Chrysopidae) fed with *Cinara* spp. (Hemiptera, Aphididae) under three temperatures. *Revista Brasileira de Zoología* 20(4):573-576.

- Carvalho, G; Carvalho, C; Ferreira, M. 2011. Toxicidade de acaricidas a ovos e adultos de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae). *Ciência e Agrotecnologia* 35(1):165-171.
- Castle, S. 2002. *Encyclopedia of Pest Management: Resistance to pesticides*. D. Pimentel (Ed.). Castle, Florida, Estados Unidos, CRC Press Taylor y Francis Group. 931 p. ISBN 978-0-8247-0632-6.
- Castro-López, M; Martínez-Osorio, J. 2016. Capacidad reguladora de *Chrysoperla externa* (Hagen) sobre mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en tomate bajo invernadero. *Revista Ciencia y Agricultura* 13(2):57-66.
- Cohen, A; Smith, L. 1998. A new concept in artificial diets for *Chrysoperla rufilabris*: the efficacy of solid diets. *Biological Control* 13:49-54.
- Contreras, J. 2010. Identificación de la entomofauna benéfica para el manejo biológico de los vectores del BSV en plantaciones de banano y plátano. Tesis de Grado. Universidad Agraria del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrarias. Milagro. 69 p.
- Corozo, R. 2011. Tecnologías para el manejo de *Dysmicoccus bispinosus* (Hemiptera – Sternorrhyncha: Pseudococcidae) en racimos de banano con diferentes tipos de protectores. Tesis de Grado. Universidad de Guayaquil, Facultad de Ciencias Agrarias. Guayaquil-Ecuador. 77 p.
- Cortez-Moncada, E; López-Buitimea, M; López-Arroyo, J; Orduño-Cota, F; Herrera-Rodríguez, G. 2016. Especies de Chrysopidae asociadas al pulgón del sorgo en el norte de Sinaloa, México. *Southwestern Entomologist* 40(2):541-545.

- Cubillo, D; González, M. 2014. Guía de Manejo de Plagas: Lista verde y Amarilla. Cochinilla del Banano (en línea). Plantwise (Ed.). CABI (Crop Protection Compendium International). Consultado el 25 de mayo del 2017. Disponible en <https://www.cabi.org/ISC/FullTextPDF/2016/20167801171.pdf>
- Daane, K; Yokota, G; Zheng, Y; Hagen, S. 1996. Inundative release of common green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) to suppress *Erythroneura variabilis* and *E. elegantula* (Homoptera: Cicadellidae) in vineyards. *Environmental Entomology* 25(5):1224-1234.
- Daane, K; Yokota, G. 1997. Release strategies affect survival and distribution of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) in augmentation programs. *Environmental Entomology* 26(2):455-464.
- De Bartoli, S; Murata, A; Dibelli, W; De Bortoli, C; de Magalhães, G. 2012. Aspectos biológicos de *Ceraeochrysa paraguaria* (Navás) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com diferentes presas. *Ciência & Tecnologia Fatec-JB* 4(1):9.
- Easterbrook, M; Fitzgerald, J; Solomon, M. 2006. Suppression of aphids on strawberry by augmentative releases of larvae of the lacewing *Chrysoperla carnea* (Stephens). *Biocontrol Science and Technology* 16(9):893-900.
- Eigenbrode, S; Moodie, S; Castagnola T. 1995. Predators mediate host plant resistance to a phytophagous pest in cabbage with glossy leaf wax. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 77:335-342.
- Eisner, T; Attygalle, A; Conner, W; Eisner, M; MacLeod, E; Meinwald, J. 1996. Chemical egg defense in a green lacewing (*Ceraeochrysa smithi*). *Proceedings*

- of the National Academy of Sciences of the United States of America 93(8): 3280-3283.
- Fitzgerald, J. Jay, C. 2013. Implications of alternative prey on biocontrol of pests by arthropod predators in strawberry. *Biocontrol Science and Technology* 23(4):448-464.
- Freitas S., Penny N., Adams P. 2009. A revision of the new world genus *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). *Proceedings of the California Academy of Sciences. Series 4*, 60(16):503-610.
- García, M; Denno, B; Miller, D; Miller, G; Ben-Dov, Y; Hardy, N. 2016. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics (en línea). Consultado el 24 de mayo del 2017. Disponible en <http://scalenet.info>.
- Gillani, W; Copland, M. 1999. Defensive behaviour of the longtailed mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti) (Hemiptera: Pseudococcidae) against the brown lacewing *Symphorobius fallax* Navas (Neuroptera: Hemerobiidae). *Entomologica* 33:279-285.
- Goncalves-Gervasio, R; Santa-Cecilia, L. 2001. Consumo de alimentos de *Chrysoperla externa* en diferentes fases de desarrollo de *Dysmicoccus brevipes*, en condiciones de laboratorio. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 36(2):378-391.
- Guillén, C; Rodríguez, A; Laprade, S; Valle, H; Segura, R; Uva, V; Sandoval, J. 2010. Biología y control de las cochinillas y escamas que atacan al banano (en línea). CORBANA (Corporación Bananera Nacional), Dirección de Investigaciones, sección de Protección Ambiental y Entomología. Proyecto REP-Car. Hoja divulgativa N°5. Consultado el 24 de mayo del 2017. Disponible

en <http://cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/costa-rica-1/publicaciones-corbana/HOJA%20DIVULGATIVA%20Nb05-2011%20-MIP%20COCHINILLAS%20Y%20ESCAMAS.pdf>

Hasegawa, M; Niiijima, K; Matsuka M. 1989. Rearing *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) on chemically defined diets. Appl. Ent. Zool. 24(1): 96-102.

Hassan, S; Bigler F; Bogenschotz H; Boller, E; Brun, J; Calis, J; Coremans-Pelseneer, J; Duso, C; Grove, A; Heimbach, U; *et al.* 1994. Results of the sixth joint pesticide testing programme of the IOBC/WPRS-Working Group "Pesticides and beneficial organisms". Entomophaga 39(1):107-119.

Hill, D. 2007. Pests of crops in warmer climates and their control: Major tropical crop pest. Hill, Lincolnshire, United Kingdom, Springer. 704 p. ISBN 978-1-4020-6737-2

Itioka, T; Inoue T. 1996. The role of predators and attendant ants in the regulation and persistence of population of the citrus mealybug *Pseudococcus citriculus* in Satsuma orange orchard. Applied Entomology and Zoology 31(2):195-202.

Jose-Pablo, R; Villanueva-Jiménez, J; Vargas-Mendoza, M; Huerta-de-la-Peña, A. 2017. Life cycle and larval predation by *Ceraeochrysa valida* (Banks) on nymphs of *Diaphorina citri* Kuwayama. Southwestern Entomologist 42(1):61-72.

Kondo, T; Ramos, A; Vergara, E. 2008. Updated list of mealybugs and putoids from Colombia (Hemiptera: Pseudococcidae and Putoidae). Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle 9(1):29-53.

- Lambdin, P. 2008. Encyclopedia of Entomology: Scale Insects and Mealybugs (Hemiptera: Coccoidea). Capinera, J. (Ed.). Lambdin, Neatherland Springer. 4410 p. ISBN 978-1-4020-6242-1.
- Larrain, P. 2010. Biología, manejo y control de chanchitos blancos: Biología y comportamiento de chanchitos blancos. Castellano M; Gerding, M; Salazar, A. (Eds.). Larrain. Lea Valenzuela, Chillán, Chile. 60 p. ISSN 0717-4829.
- Leman, A; Vijverberg, R; Messelink, GJ. 2014. Optimizing biological control of mealybugs with lacewing larvae. Integrated Control in Protected Crops, Temperate Climate IOBC-WPRS Bulletin 102:127-131.
- López-Arroyo, J; Tauber, C; Tauber, M. 1999. Effects of prey on survival, development, and reproduction of trash-carrying chrysopids (Neuroptera: Ceraeochrysa). Environmental Entomology 28(6):1183-1188.
- MAG (Ministerio de Agronomía y Ganadería, Costa Rica) 2013. Decreto ejecutivo N° 38008-MAG (en línea). Presidencia de la República, San José, Costa Rica. Consultado el 20 de mayo del 2017. Disponible en https://members.wto.org/crnattachments/2013/sps/CRI/13_4882_00_s.pdf
- MAG (Ministerio de Agronomía y Ganadería, Costa Rica) 2014. Servicio Fitosanitario del Estado apoya lucha contra plagas del banano. Actualidad Fitosanitaria (en línea). Actualidad Fitosanitaria, San José, Costa Rica. Consultado el 20 de mayo del 2017. Disponible en <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/AF-0063.pdf>
- Mani, M. 2016. Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crop: Taxonomy. Mani, M; Shivaraju, C. (Eds.). Mani, New Delhi, India, Springer. 655 p. ISBN 978-81-322-2675-8.

- Mani, M; Shivaraju, C. 2016. Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crop: Morphology. Mani, M; Shivaraju, C. (Eds.). Mani, New Delhi, India, Springer. 655 p. ISBN 978-81-322-2675-8.
- Manjy, M; Sabit, F; Thakir, B; Sabr, S. 2018. Correlation between predator green lacewing *Chrysoperla carnea* (Stephens,1836) and seasonal presence of jasmine whitefly *Aleuroclava jasmine* Takahashi in some citrus species. Pakistan Journal of Biotechnology 15(2):535-540.
- Martins, C. 2014. Morfologia e filogenia de *Ceraeochrysa* Adams, 1982 (Neuroptera: Chrysopidae). Universidade de Sao Paulo, FFCLRP-Departamento de biología, Programa de Pos-graduacao em Entomologia. Ribeirao Preto, Brasil.
- Nelson, S; Ploetz, R; Kepler, A. 2006. Species profiles for Pacific Island agroforestry: *Musa* species (banana and plantain). Permanent Agriculture Resources (PAR) 2.2:1-33.
- Nunes, G; Do Nascimento, I; De Souza, G; De Oliveira, R; De Oliveira, F; Batista, J. 2017. Biological aspects and predation behavior of *Ceraeochrysa cubana* against *Spodoptera frugiperda*. Revista Brasileira de Ciências Agrárias 12(1):20-25.
- Nuñez, E. 1989. Ciclo biológico y crianza de *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera, Chrysopidae). Revista Peruana de Entomología. 31:76-82.
- Pacheco-Covarrubias, J; Perales-Amador, M. 2013. *Chrysoperla carnea* (Stephen), *Chrysoperla comanche* (Banks), *Ceraeochrysa valida* (Banks) (Neuroptera: Chrysopidae) como depredadores de *Diaphorina citri* Kuwayama

- (Hemiptera: Psyllidae). *Revista Sociedad Mexicana de Entomología* 2013: 278-283.
- Pacheco-Rueda, I; Lomeli-Flores, RJ; López-Arroyo, I; González-Hernández, H; Romero-Napoles, J; Santillán-Galicia M; Suárez-Espinoza, J. 2015. Preferencia de tamaño de presa en seis especies de Chrysopidae (Neuroptera) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). *Revista Colombiana de Entomología* 41(2):187-193.
- Palma, M. 2015. Caracterización Morfológica y Molecular de la cochinilla harinosa (Pseudococcidae) en el cultivo de banano (*Musa spp*) de la zona Atlántica de Costa Rica y su comparación con cochinillas de la Región Neotropical. Tesis de Maestría. Universidad de Costa Rica Sistema de Estudios de Posgrado. Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, Costa Rica.
- Palma-Jiménez, M; Blanco-Meneses, M; Guillén-Sánchez, C. 2019. Las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae) y su impacto en el cultivo de Musáceas. *Agronomía Mesoamericana* 30(1):281-298.
- Palomares-Pérez, M; Ayala-Zermeño, M; Rodríguez-Vélez, B; Cruz-Llanas, J; Sánchez-González, J; Arredondo-Bernal, H; Córdoba-Urtiz, E. 2016. Abundancia y depredación de *Ceraeochrysa valida* (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Diaphorina Citri* (Hemiptera: Liviidae) en Colima, México. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences, ex Agro-Ciencia* 32(3): 234-243.
- Patt, J; Wainwright, S; Hamilton, G; Whittinghill, D; Bosley, K; Dietrick, J; Lashomb, J. 2003. Assimilation of carbon and nitrogen from pollen and nectar by a predaceous larva and its effects on growth and development. *Ecological Entomology* 28:717-728.

- Penny, N. 2002. A guide to the lacewings (Neuroptera) of Costa Rica. Proceedings of the California Academy of Sciences. 53(12):161-457.
- Ramos, A; Serna, F. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae). Revista Facultad Nacional Agronomía Medellín 57(2): 2383-2412.
- Rojas, C. 2011. Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de banano (*Musa Aaa*), subgrupo “Cavendish,” en la Región Atlántica de Costa Rica. Tesis de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Sede Regional San Carlos. Escuela de Agronomía.
- Rugno, G; Zanuzo, O; Takao, P. 2015. Are the pupae and eggs of the lacewing *Ceraeochrysa cubana* (Neuroptera: Chrysopidae) tolerant to insecticides? Journal of Economic Entomology 108(6): 2630-2639.
- Santa-Cecília, L; Souza, B; Carvalho, C. 1997. Influência de diferentes dietas em fases imaturas de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 26(2): 309-314.
- Souza, B; Costa, R; Tanque, R; Oliveira, P; Santos, F. 2008. Aspectos da predação entre larvas de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) e *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) em laboratório. Ciência e Agrotecnologia 32(3):712-716.
- Tauber, C; De León, T; Penny, N. Tauber, M. 2000. The genus *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae) of America North of Mexico: larvae, adults, and comparative biology. Annals of the Entomological Society of America 93(6), 1195–1221.

- Villalba, M; Vila, N; Marzal, C; Garcia, F. 2006. Influencia en el control biológico del cotonet *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) de la liberación inoculativa de enemigos naturales y la eliminación de hormigas, en parcelas de cítricos. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas 32:205-215.
- Villanueva, A. 1985. Cría de *Chrysopa* spp en laboratorio para control del chinche de encaje *Leptopharsa gibbicularina* (Froech). FEDEPALMA 6(3): 25-33.
- Watson, G; Kubiriba, J. 2005. Identification of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) on banana and plantain in Africa. African Entomology 13(1):35-47.

CAPITULO 1.

Ciclo biológico, preferencia de consumo y capacidad reproductiva de *Ceraeochrysa smithi* (Navás, 1914) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada con *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemíptera: Pseudococcidae)

Elena Corozo-Ayovi¹

Introducción

La cochinilla de cola larga *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemiptera: Pseudococcidae) es una plaga de importancia cuarentenaria, está presente en los cinco continentes y se encuentra reportada en 115 países. Además, se hospeda en 167 géneros de 84 familias vegetales como: Anacardiaceae, Annonaceae, Curcubitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Moraceae, Musaceae, Myrtaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae entre otras (Hill 2007, Palma 2015, García *et al.* 2016). Los métodos de manejo que se utilizan para minimizar las poblaciones de esta plaga son el uso de moléculas químicas, feromonas, prácticas culturales y enemigos naturales (Franco *et al.* 2004; Curkovic *et al.* 2007; Zuhendri *et al.* 2012; Kurhade *et al.* 2013; Ray y Hoy 2014; Quaglietti *et al.* 2017; Tacoli *et al.* 2018).

De acuerdo con la revisión de Palma *et al.* (2019), asociado al cultivo de banano se encuentran reportadas las cochinillas de los géneros *Cataenococcus*, *Dysmicoccus*, *Ferrisia*, *Geococcus*, *Maconellicoccus*, *Nipaecoccus*, *Paracoccus*, *Paraputo*, *Phenacoccus*, *Planococcus*, *Planococcoides*, *Pseudococcus*, *Rastrococcus* y *Saccharococcus*. En la actualidad, Costa Rica es el cuarto país exportador de banano a nivel mundial (FAO, 2019). El 6 de diciembre 2013, el Servicio Fitosanitario del Estado (SFE) del Ministerio de Agricultura y Ganadería de Costa Rica declaró emergencia fitosanitaria nacional por un año, debido al

¹ Programa de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales con énfasis en Protección de Cultivos, Universidad de Costa Rica; rosa.elena.85@hotmail.com

incremento poblacional de *Pseudococcus elisae* Borchsenius 1947 y *Diaspis boisduvalii* Signoret 1869 en alrededor de 24 mil hectáreas de banano, medida que permitió la rápida importación de bolsas impregnadas con Buprofezina y Bifentrina (MAG 2013).

Se conoce que algunas especies de Pseudococcidae han generado resistencia a diferentes moléculas químicas (Ismail *et al.* 2017; Afzal *et al.* 2018). El someter constantemente las plagas a determinados componentes sintéticos para el manejo, genera resistencia y causa un incremento en la dependencia de plaguicidas (Castle 2002). Además, el cuerpo de las cochinillas está cubierto con una cera blanquecina segregada a través de sus discos multiloculares (Olivares 2014), lo cual le otorga cierta impermeabilidad y protección al momento de la aplicación de productos químicos. Por lo que el uso de controladores biológicos se presenta como una alternativa viable para el manejo de cochinillas que disminuye el riesgo del desarrollo de resistencia a pesticidas.

Existen varias especies de insectos depredadores o parasitoides que se pueden utilizar para el control biológico de cochinillas. Contreras (2010) observó en plantaciones de banano y plátano los parasitoides *Leptomastix dactylopii* (Howard) y *Hambletonia pseudococcina* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae), también depredadores como *Scymnus* sp. Kugelann (Coleoptera: Coccinellidae) y un díptero de la familia Cecidomyiidae atacando cochinillas de los géneros *Dysmicoccus* y *Pseudococcus*. De acuerdo con García *et al.* (2016), se han reportado nueve géneros de parasitoides de *P. longispinus* pertenecientes a las familias Aphelinidae, Coccinellidae, Encyrtidae y Signiphoridae. Por otro lado, Guillen *et al.* (2010) observó en plantaciones de banano de Costa Rica los depredadores *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla* sp. y *Ceraeochrysa* sp. ejerciendo un control natural sobre cochinillas.

Las especies de crisópidos *Chrysoperla externa* (Hagen 1861), *Ch. carnea* (Stephens 1836), *Ch. lucasina* (Lacroix 1912) y *Ceraeochrysa everes* (Banks 1920) se han estudiado a nivel de laboratorio e invernadero como potenciales

controladores de la cochinilla *Planococcus citri* (Risso 1913), *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel & Miller 1996, *Ferrisia dasyliirii* (Cockerell, 1896) y *Phenacoccus solenopsis* Tinsley 1898 obteniendo resultados prometedores (Bezerra *et al.* 2006; Leman *et al.* 2014, Tapajós *et al.* 2016, Shaukat 2018). Para aportar en el conocimiento del uso de crisópidos como agentes de control de cochinillas, en el presente estudio se evaluó la biología, preferencia de consumo y capacidad de reproductiva de *Ceraeochrysa smithi* (Navás, 1914) cuando se alimentó de la cochinilla de cola larga *P. longispinus* bajo condiciones de laboratorio.

Materiales y métodos

1. Cría de *Ceraeochrysa smithi*

Se estableció el pie de cría de *Ce. smithi* con la colecta de huevos y larvas del insecto en el cultivo de banano orgánico de la Platanera Río Sixaola ubicada en Bribri, de Talamanca, en la provincia de Limón, Costa Rica con latitud norte 9° 39' 11" y 82° 50' 14" longitud oeste. Para el ensayo se utilizaron larvas de *Ce. smithi* de la segunda generación, las cuales se mantuvieron dentro de un cuarto de cría en condiciones ambientales $24,5 \pm 2,0$ °C, $72,1 \pm 3,5\%$ HR y fotoperiodo 12:12 horas de Luz y Oscuridad (L:O), condiciones registradas con el Termohigrometro INK THC-4 (INKBIRD, <https://www.ink-bird.com>). La cría y ensayo se realizaron en el Laboratorio de Entomología Económica del Centro de Investigación en Protección de Cultivos (CIPROC) de la Universidad de Costa Rica, San Pedro de Montes de Oca, San José.

Se confinaron 15 parejas de *Ce. smithi* dentro de cámaras de oviposición (envases cilíndricos plásticos de 110 oz) forrados en el interior y la tapa con papel Kraft. Se hizo un corte de 5 cm en el papel Kraft de la cámara para facilitar la revisión, y, la tapa fue perforada y forrada con tela tergal para permitir la ventilación (Figura 1A). Cada cuatro días se proporcionó una mezcla de polen, levadura y miel en relación 1:1:1 como dieta artificial (Delgado y Antunes 2017) y diariamente se humedeció un algodón con agua para la hidratación de los adultos (Figura 1B). Cuando inició el periodo de oviposición, se cambiaron los adultos a nuevas cámaras y se cosecharon los huevos colocados en el papel Kraft (Figura 1C).

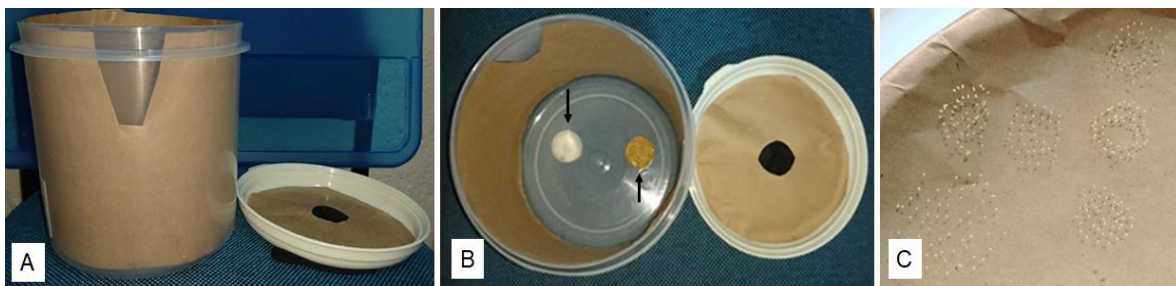


Figura 1. Preparación de cámara de oviposición. A) Forraje del interior y tapa; B) provisión de agua y dieta; C) huevos cosechados.

2. Cría de *Pseudococcus longispinus*

Para mantener la colonia de *P. longispinus* se infestó frutos de *Cucurbita moschata* (Duchesne ex Lam) (Cucurbitales: Cucurbitaceae) con ninfas de primer estado (gateadoras) del pie de cría del laboratorio de Entomología del CIPROC. Se confinaron dentro de jaulas entomológicas de 45 cm x 45 cm x 45 cm (largo x ancho x altura) para obtener diferentes cohortes por jaulas (Figura 2).

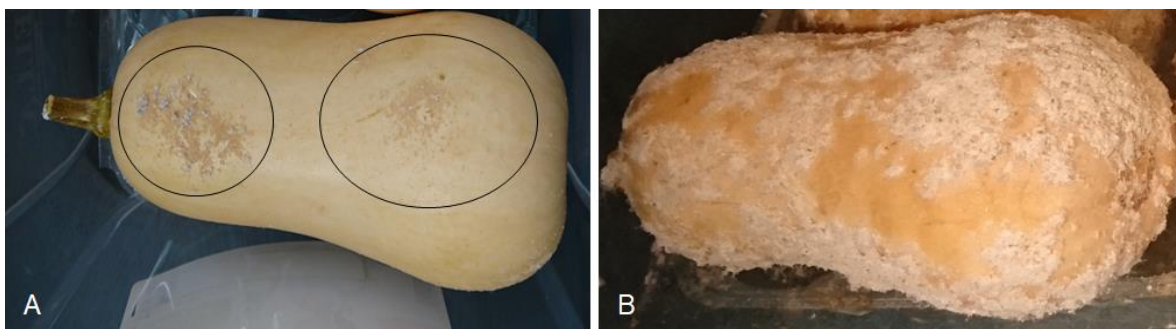


Figura 2. Colonia de *Pseudococcus longispinus* en *Cucurbita moschata*. A) Infestación con ninfas de primer estado; B) *C. moschata* infestada con una cohorte.

3. Biología de *Ce. smithi*

Las larvas de *Ce. smithi* obtenidas de las masas de huevos, se colocaron individualmente en placas de Petri plásticas de 7 cm de diámetro. Se utilizó un total de 120 larvas, las cuales fueron asignadas en seis tratamientos (20 por tratamiento) que correspondían a diferentes tamaños de *P. longispinus* (Figura 3): i) 1 mm, ii) 2 mm, iii) 3 mm, iv) 4 mm; v) múltiples tamaños (1 mm, 2 mm, 3 mm, 4 mm) y vi) como control huevos de *Sitotroga cerealella* (Oliver, 1789) (Lepidoptera: Gelechiidae) proporcionadas por el laboratorio de control biológico de Ticofruta, San Carlos, Costa Rica. Diariamente se reemplazaron las presas consumidas, cuando las larvas de *Ce. smithi* depredaban todas las cochinillas, se duplicaba el número de presas ofrecidas. El cambio de estadio se verificó con la visualización de la exuvia, la cual fue removida para evitar confusión. Las variables en estudio fueron tiempo de desarrollo y supervivencia de estadios larvales, pre pupa y pupa de *Ce. smithi*.

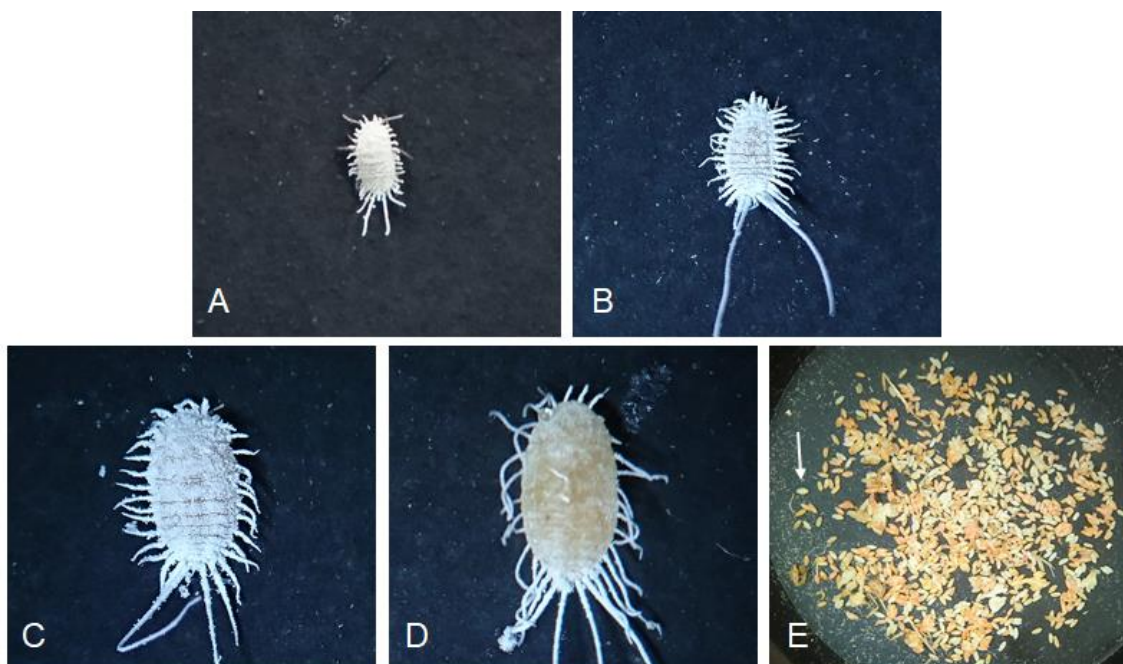


Figura 3. Tamaños de *Pseudococcus longispinus* asignados a los tratamientos en estudio. A) cochinilla de 1 milímetro; B) cochinilla de 2 milímetros; C) cochinilla de 3 milímetros; D) cochinilla de 4 milímetros; E) huevos de *Sitotroga cerealella* como control.

Adicionalmente, para corroborar la biología y el porcentaje de emergencia de las pupas de *Ce. smithi*, se realizó un segundo ensayo utilizando 80 larvas de la quinta generación asignados en dos tratamientos (20 por tratamiento) alimentadas con: i) múltiples tamaños de *P. longispinus* categorizados como pequeñas de 1,00 mm a 1,50 mm, medianas de 3,00 mm y grandes de 4,00 mm, y ii) huevos de *S. cerealella* (control). La provisión de dieta y variables estudiadas fueron igual que en el ensayo descrito anteriormente. Cuando se visualizaron pupas en las placas de Petri se colocó un pedazo de algodón, el cual se humedeció diariamente con 0,5 cc de agua para mantener la humedad dentro de las placas.

4. Preferencia de consumo

Se utilizaron 20 larvas neonatas de *Ce. smithi*, cada una se colocó individualmente en placas de Petri plásticas de 7 cm de diámetro con dos individuos de *P. longispinus* de cada tamaño (1 mm, 2 mm, 3 mm, 4 mm). Todos los días con

ayuda de un estereomicroscopio se cuantificaron y reemplazaron los individuos depredados. Cuando *Ce. smithi* consumió en un día todas las presas asignadas se duplicó el número de cochinillas. Las variables en estudio fueron el número de presas consumidas en cada estadio de *Ce. smithi*. Adicionalmente, las hembras de 3 y 4 mm de *P. longispinus* inmediatamente tuvieron progenie: gateadoras (menos de 1 mm); estos individuos neonatos eran consumidos por *Ce. smithi* (Figura 4A) y para cuantificar su consumo, se removían los restos de la exuvia del depredador (Figura 4B). En el tercer estadio de *Ce. smithi* no se pudo contabilizar las gateadoras depredadas debido a que la larva utilizó los restos de la gateadora y su exuvia para formar la cubierta de la pupa.

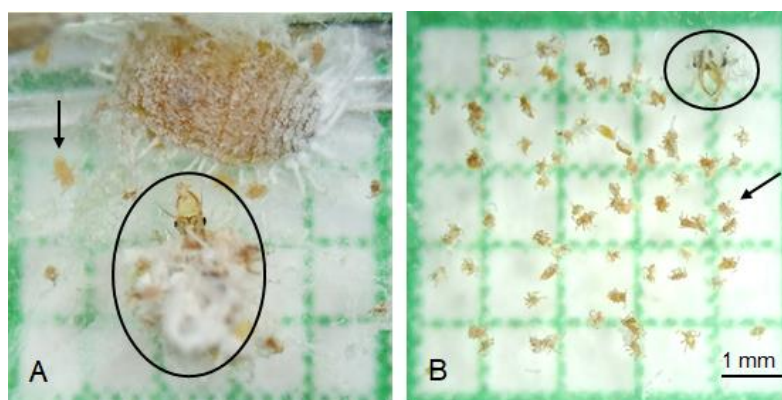


Figura 4. Depredación de gateadoras de *Pseudococcus longispinus*. A) Dentro del círculo se observa una Larva de *Ceraeochrysa smithi* consumiendo gateadora, la flecha señala una gateadora viva; B) gateadoras removidas de la exuvia de *Ce. smithi* (la flecha señala una gateadora depredada y el círculo indica la capsula cefálica de la exuvia del depredador).

5. Capacidad reproductiva y longevidad de *Ce. smithi*

Se mantuvieron dos colonias de *Ce. smithi* en estadio de larva, una alimentada con diferentes tamaños de *P. longispinus* y otra con huevos de *S. cerealella*. Las colonias se confinaron en envases plásticos transparentes de 4 litros de capacidad, cuando las larvas de *Ce. smithi* iniciaron el tercer estadio se transfirió cada larva a una placa de Petri para evitar el canibalismo. Estas colonias se mantuvieron a

24,3 ± 2,5 °C, 69,8 ± 5,0% HR y fotoperiodo 12:12 h L:O, condiciones registradas con el Termohigrometro INK THC-4 (INKBIRD, <https://www.ink-bird.com>).

Los adultos obtenidos de cada colonia se sexaron y fueron colocados con agua y dieta anteriormente descrita en envases transparentes (11,0 cm de diámetro × 7,5 cm de altura), la tapa del envase se cubrió con tela tul para permitir la aireación, la parte interior de la tapa se recubrió con papel Kraft dejando una apertura en el centro. Se realizaron tres tratamientos diferentes por envase: i) una hembra con un macho (vírgenes), ii) una hembra virgen y iii) un macho virgen. Se realizaron ocho repeticiones para las parejas y cinco para los individuos solitarios. Durante el período de oviposición, los huevos depositados fueron retirados diariamente, etiquetados y colocados en placas de Petri plásticas de 7 cm de diámetro hasta el momento de la eclosión (Figura 5). Las variables evaluadas fueron tiempo de pre-oviposición, oviposición, eclosión, número de huevos, número de huevos viables e infértiles, con o sin pedicelos y longevidad de adultos.

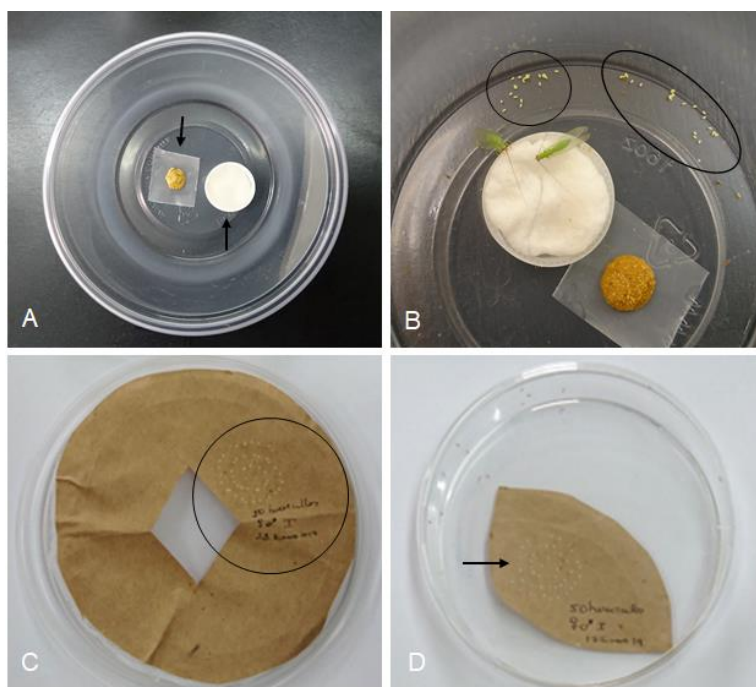


Figura 5. Conformación de cámara de oviposición. A) Provisión de agua y dieta (ilustrados con flechas); B) pareja de *Ceraeochrysa smithi*, los óvalos encierran huevos sin pedicelo colocados en la base de la cámara; C) el círculo indica grupo de huevos colocados en el papel Kraft; D) individualización de grupo de huevos (señalados con flecha) en plato de Petri.

6. Análisis de datos

Para todos los análisis se utilizó el software libre R para computación estadística y gráficos de programa (R Core Team, 2019). RStudio versión 3.6.1

a. Biología de *Ce. smithi*

Se utilizaron modelos lineales generalizados (GLM) con una distribución quasipoisson por la sobredispersión de los datos; análisis de varianza para comparación de medias (prueba Tukey $\alpha = 0,05$) en las variables: tiempo de desarrollo de *Ce. smithi* en los estadios larvales, prepupa y pupa. Además, se realizó el análisis de supervivencia de los estadios de desarrollo de *Ce. smithi* (prueba Log-rank) y para estimar las curvas de supervivencia se utilizó el estimado Kaplan-Meier.

Las librerías utilizadas en R se detallan a continuación: agricolae (Mendiburu 2019); bindrcpp (Müller 2018); dbplyr (Wickham y Ruiz 2019); ggplot2 (Wickham 2016); ggpubr (Kassambara 2019); magrittr (Bache y Wickham 2014); rio (Chan *et al.* 2018); survival (Therneau y Grambsch 2000; Therneau 2015); survminer (Kassambara *et al.* 2019); tidyverse (Wickham 2017).

b. Preferencia de consumo de *Ce. smithi*

Se realizaron análisis de varianza y comparación de medias (prueba Tukey $\alpha = 0,05$) y se estimó el número de presas consumidas en cada uno de los tres estadios larvales de *Ce. smithi*.

Las librerías utilizadas en R fueron las siguientes: agricolae (Mendiburu 2019); bindrcpp (Müller 2018); ggplot2 (Wickham 2016); ggpubr (Kassambara 2019); magrittr (Bache y Wickham 2014); rio (Chan *et al.* 2018).

c. Capacidad reproductiva y longevidad de *Ce. smithi*

Se utilizaron modelos lineales generalizados (GLM) con una distribución quasipoisson por la sobredispersión de los datos; para los análisis de varianza y comparación de medias (prueba Tukey $\alpha = 0,05$) fueron calculadas las variables:

tiempo de preoviposición, oviposición, número huevos colocados, número de huevos fértiles e infértiles, huevos sin pedicelos y masticados. Adicionalmente, se realizó el análisis de supervivencia de los adultos de *Ce. smithi* (prueba Log-rank) y para estimar las curvas de supervivencia se utilizó el estimado Kaplan-Meier.

A continuación, se detallan las librerías usadas: agricolae (Mendiburu 2019); bindrcpp (Müller 2018); dbplyr (Wickham y Ruiz 2019); ggplot2 (Wickham 2016); ggpubr (Kassambara 2019); magrittr (Bache y Wickham 2014); rio (Chan *et al.* 2018); survival (Therneau y Grambsch 2000; Therneau 2015); survminer (Kassambara *et al.* 2019); tidyverse (Wickham 2017).

Resultados

1. Biología de *Ce. smithi*

El tiempo de desarrollo de los estadios larvales de *Ce. smithi* fue de acuerdo con el tipo de presa que consumieron. Las larvas alimentadas con huevos de *S. cerealella* completaron los tres estadios en $13 \pm 0,2$ días ($Z = -5,78$; $P < 7,44e-09$), mientras que las larvas que consumieron *P. longispinus* en los diferentes tratamientos asignados, mostraron un tiempo de desarrollo que osciló entre 24 y 26 días sin diferencia significativa entre ellas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Desarrollo de larvas de *Ceraeochrysa smithi* alimentada con diferentes tamaños de *Pseudococcus longispinus* en condiciones de laboratorio.

Dieta	Duración de estadios (días)			
	Primer	Segundo	Tercer	Total
<i>P. longispinus</i> de 1 mm	$7,7 \pm 1,0$ c	$5,8 \pm 0,9$ b	$10,8 \pm 3,1$ b	$24,8 \pm 2,4$ b
<i>P. longispinus</i> de 2 mm	- ¹	- ¹	- ¹	- ¹
<i>P. longispinus</i> de 3 mm	$6,9 \pm 0,9$ bc	$6,7 \pm 1,3$ b	$13,0 \pm 0,0$ b	$26,0 \pm 0,0$ b
<i>P. longispinus</i> de 4 mm	$7,3 \pm 2,2$ bc	$6,0 \pm 0,0$ b	$12,7 \pm 2,1$ b	$25,3 \pm 1,5$ b
Múltiples tamaños (1 mm, 2mm, 3mm, 4 mm)	$6,2 \pm 0,9$ b	$7,2 \pm 1,6$ b	$11,8 \pm 3,6$ b	$25,3 \pm 4,3$ b
Huevos de <i>S. cerealella</i>	$4,2 \pm 0,4$ a	$4,0 \pm 0,3$ a	$4,9 \pm 0,6$ a	$13,0 \pm 0,2$ a

Promedio \pm DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no mostraron diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$).

-¹Ausencia de valores debido a que solo dos individuos completaron el estadio larval y no permitió realizar comparación estadística.

La mortalidad (15% a 90%) del depredador se evidenció desde las primeras 24 horas de evaluación de acuerdo a las dietas de diferentes tamaños de *P. longispinus* (Cuadro 2). Una de las causas fue obstrucción de sus mandíbulas por secreciones ostiolares de *P. longispinus* (Figura 6). Además, se observó la poca capacidad de las larvas de primer estadio de *Ce. smithi* para penetrar la epidermis

y alimentarse de *P. longispinus* de 2 mm, 3 mm y 4 mm, muriendo posiblemente por inanición.

Cuadro 2. Mortalidad de larvas de *Ceraeochrysa smithi* alimentada con diferentes dietas en condiciones de laboratorio (tamaño inicial de cohorte 20 individuos).

Dieta	Mortalidad de estadios larvales (%)			
	Primer	Segundo	Tercer	Total
<i>P. longispinus</i> de 1 mm	55	15	5	75
<i>P. longispinus</i> de 2 mm	90	0	10	100
<i>P. longispinus</i> de 3 mm	15	35	20	70
<i>P. longispinus</i> de 4 mm	40	40	5	85
Múltiples tamaños (1 mm, 2mm, 3mm, 4 mm)	25	15	15	55
Huevos de <i>S. cerealella</i>	0	0	10	10

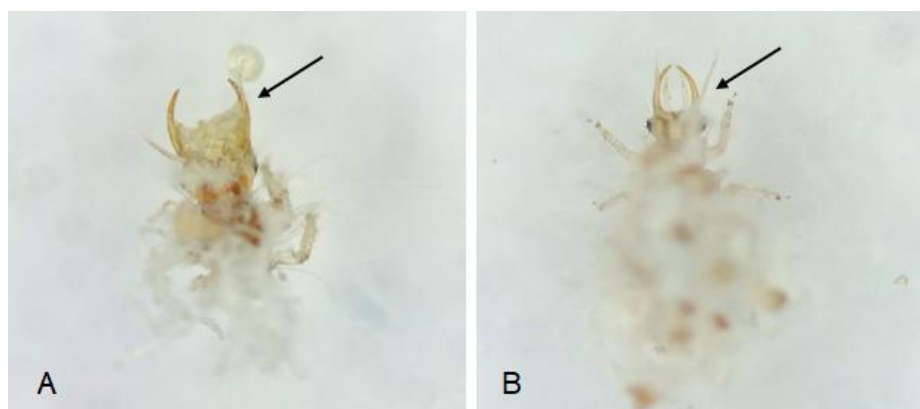


Figura 6. Larvas de *Ceraeochrysa smithi* de primer estadio. A) Flecha indica presencia de secreción ostiolar en mandíbula; B) flecha indica ausencia de secreción ostiolar.

En la Figura 7A, se observa el grupo de *Ce. smithi* que no presentaron secreciones ostiolares cuando se alimentaron de *P. longispinus*, al tercer día de evaluación se registró el 50% de mortalidad de las larvas del depredador alimentadas con presas de 2 mm. Las hembras de *P. longispinus* de los tratamientos 3 mm, 4 mm y múltiples tamaños tuvieron progenie (gateadoras) desde el primer día de confinamiento. Las neonatas de *Ce. smithi* pudieron

alimentarse de las gateadoras, situación que mantuvo en mejores niveles la supervivencia de las larvas de esos tratamientos con respecto a las de 2 mm. Por otro lado, se observó durante los tres estadios larvales secreciones ostiolares en mandíbula o cabeza del depredador en todos los tratamientos con *P. longispinus* (Figura 7B). Esta condición limitó la capacidad de consumo de las larvas afectadas y, por ende, el desarrollo en comparación con las larvas que consumieron *S. cerealella* y que presentaron una mayor supervivencia (Figura 7A y 7B).

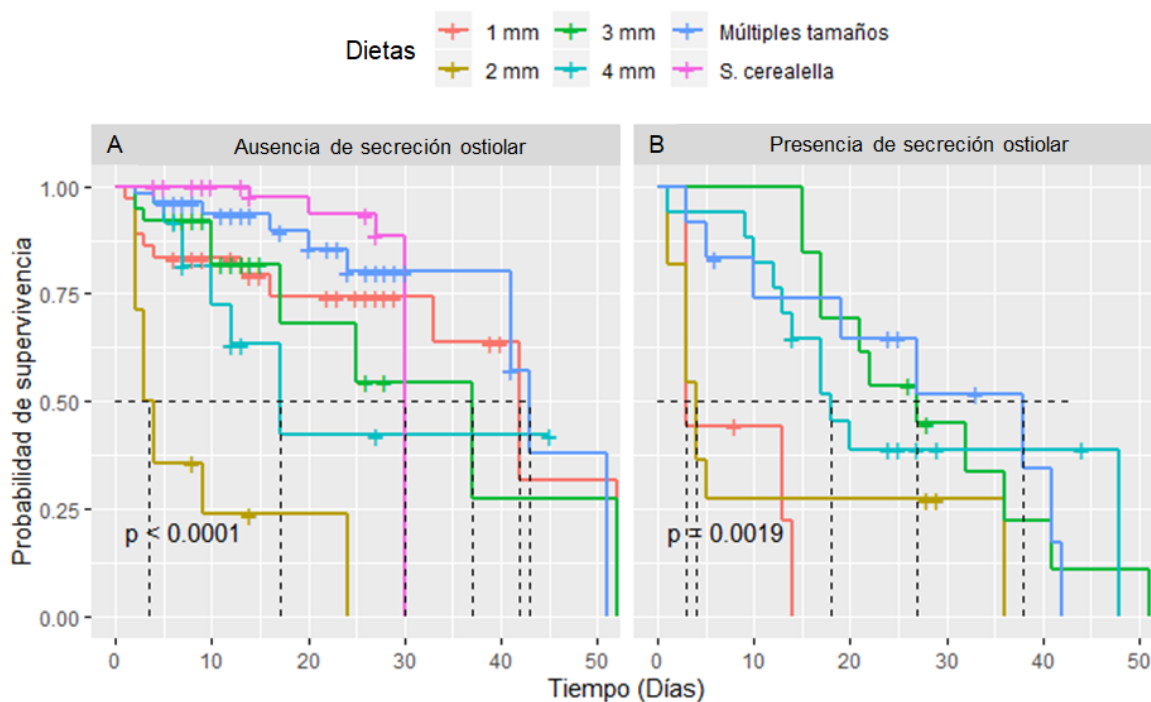


Figura 7. Curvas de supervivencia de larvas y pupas de *Ceraeochysa smithi* alimentada con diferentes tamaños de *Pseudococcus longispinus* en condiciones de laboratorio. Líneas discontinuas indican la supervivencia media de los individuos en el tiempo.

(A) Curvas en ausencia y (B) con presencia de secreción ostiolar son significativamente diferentes (prueba Log-rank).

Adicionalmente, más del 50% de las larvas con presencia de secreción ostiolar murieron antes de llegar al estadio de pupa, del mismo modo, las larvas que no

presentaron esta condición tuvieron una baja supervivencia al alcanzar el estadio de pupa (Cuadro 3).

Cuadro 3. Número de individuos de *Ceraeochysa smithi* que llegaron a los estadios de desarrollo cuando se alimentaron con diferentes dietas en condiciones de laboratorio (tamaño inicial de cohorte 20 individuos).

Estado	Dietas					Huevos de <i>S. cerealella</i>
	Tamaños de <i>P. longispinus</i>					
	1 mm	2 mm	3 mm	4 mm	Múltiples	
Prepupa	3	1	2	2	7	15
Pupa cerrada	2	0	0	1	1	2
Pupa expuesta	3	1	2	2	8	15
Adulto	2	0	0	0	1	5

Con base en los resultados obtenidos en el primer experimento, se determinó que la mortalidad del depredador fue menor cuando se alimentó de múltiples tamaños de *P. longispinus* en comparación con los que consumió un solo tamaño de presa. Por tal razón, al realizar el segundo ensayo con múltiples tamaños de presa y usando huevos de *S. cerealella* como control, la duración de los estadios larvales I y III de *Ce. smithi* fue mayor en número de días cuando se alimentó con *P. longispinus*, mientras que, en los estadios larva II y de pupa no hubo diferencia estadística en el tiempo con respecto al control (Cuadro 4). Aproximadamente el 50% de los individuos de *Ce. smithi* que consumieron huevos de *S. cerealella*, al iniciar el estadio de pupa no formaron un capullo sólido, lo que ocasionó el desarrollo del estadio de pupa de forma expuesta (Figura 8).

Cuadro 4. Tiempo de desarrollo en días de *Ceraeochrysa smithi* alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio.

Estadios de desarrollo	Tipos de dieta	
	Múltiples tamaños de <i>P. longispinus</i>	Huevos de <i>S. cerealella</i>
Larva I	7,3 ± 0,5 Bb (6)	5,1 ± 0,3 Ab (37)
Larva II	6,0 ± 0,6 Ac (6)	5,2 ± 1,1 Ab (37)
Larva III	6,0 ± 0,9 Bc (6)	4,1 ± 0,8 Ac (37)
Prepupa	---	1,0 ± 0,0 d (19)
Pupa cerrada	12,3 ± 0,5 Aa (6)	12,7 ± 0,7 Aa (18)
Pupa expuesta	---	12,9 ± 1,4 a (19)
Total	31,3 ± 1,8 B (6)	27,8 ± 2,5 A (29)

Promedio ± DE (número de individuos *Ce. smithi*) entre columna seguida con letras mayúsculas y dentro de cada fila seguida con letras minúsculas iguales no poseen diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$).

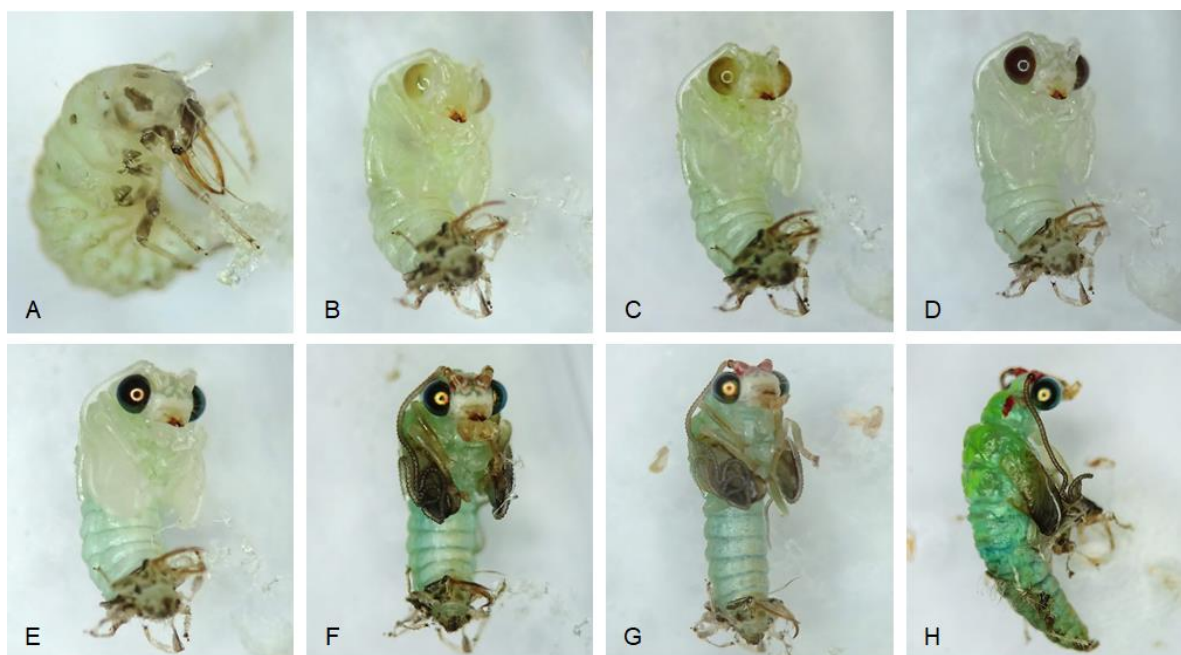


Figura 8. Desarrollo de pupa expuesta de *Ceraeochrysa smithi*. A) Prepupa; B) segundo día; C) cuarto; D) sexto; E) octavo; F) décimo; G) décimo segundo y H) décimo tercer día de formación.

La mortalidad de *Ce. smithi* se registró para cada uno de los estadios de desarrollo. El porcentaje de mortalidad de las larvas de primer estadio fue superior

cuando se alimentaron de múltiples tamaños de *P. longispinus* (Cuadro 5). La principal causa de muerte fue el deterioro mandibular por la secreción ostiolar, en ocasiones se observó como medida de evasión, larvas del depredador intentando limpiar sus mandíbulas, algunas utilizaban el contorno de la placa de Petri (Figura 9A), otras frotaban las mandíbulas aún humedecidas en la base de la placa (Figura 9B). Durante el segundo y tercer estadio, las larvas supervivientes del depredador consumieron los múltiples tamaños de *P. longispinus* sin que afectara su desarrollo de larva, pupa y emergencia de los adultos (Figura 10).

Cuadro 5. Mortalidad de estadios de *Ceraeochysa smithi* alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio.

Estadios de desarrollo <i>Ce. smithi</i> (n=40)	Mortalidad (%)	
	Múltiples tamaños de <i>P. longispinus</i>	Huevos de <i>S. cerealella</i>
Larva I	85,0	7,5
Larva II	0,0	0,0
Larva III	0,0	0,0
Prepupa	-----	0,0
Pupa cerrada	0,0	0,0
Pupa expuesta	-----	0,0
Adulto	0,0	20,0

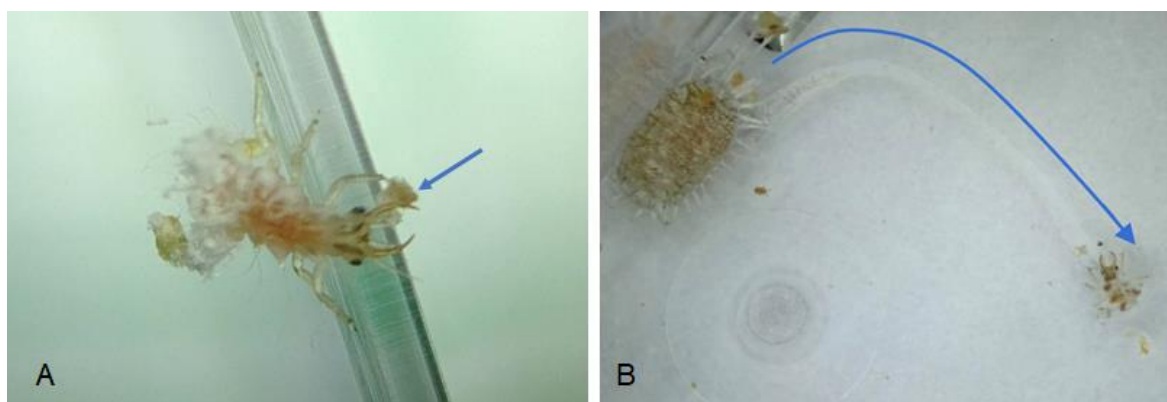


Figura 9. Presencia de secreción ostiolar en mandíbulas de *Ceraeochysa smithi*. A) Limpieza en el contorno de la placa Petri; B) limpieza en la base de la placa de Petri (la flecha indica la mancha de secreción que deja la larva).

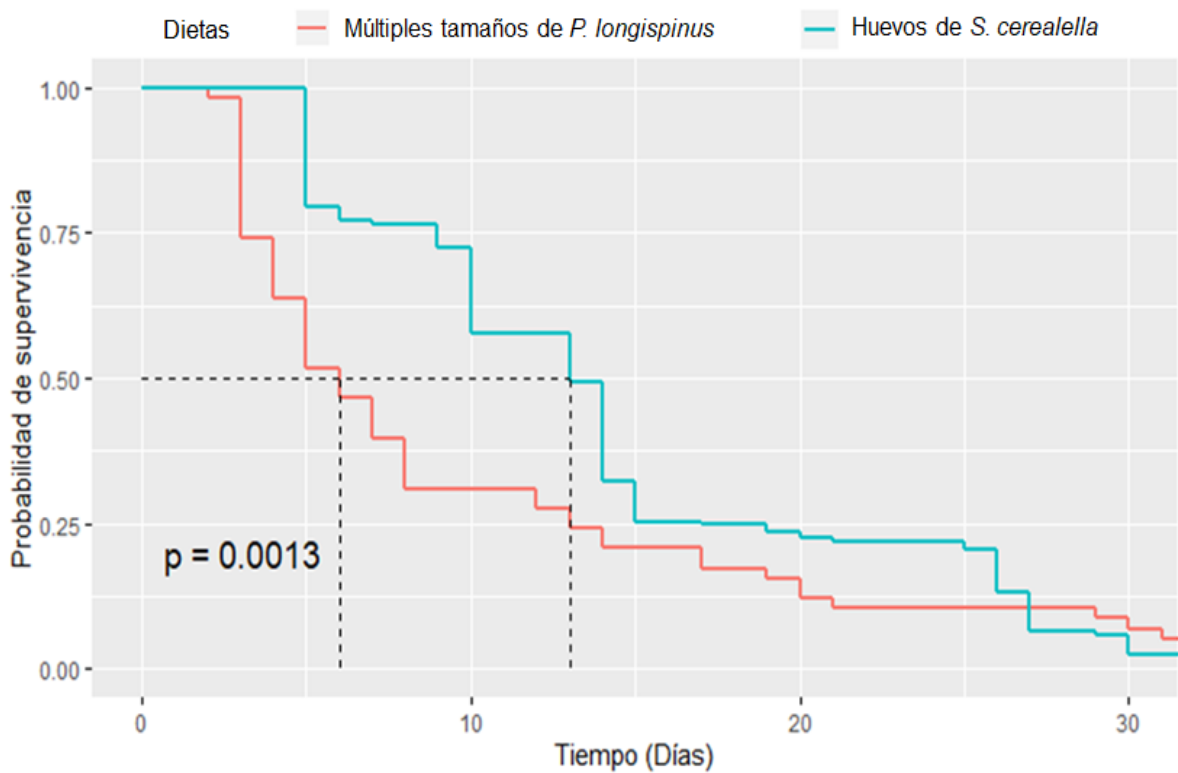


Figura 10. Curvas de supervivencia de larvas y pupas de *Ceraeochysa smithi* alimentada con dos dietas en condiciones de laboratorio. Líneas discontinuas indican la supervivencia media de los individuos en el tiempo. Curvas son significativamente diferentes (prueba Log-rank).

2. Longevidad de *Ce. smithi*

El periodo de supervivencia de los adultos se evaluó hasta los 126 días. Los machos vírgenes alimentados con cualquiera de las dos dietas vivieron durante todo ese tiempo. En comparación, los machos que permanecieron con hembras que consumieron *P. longispinus* durante su periodo larval llegaron a los $120,8 \pm 15,9$ días y los que se alimentaron con huevos de *S. cerealella* vivieron hasta los $104,9 \pm 29,2$ días. Por otro lado, en las dos dietas las hembras vírgenes mostraron un periodo de vida similar al de las hembras que permanecieron con macho (Figura 11).

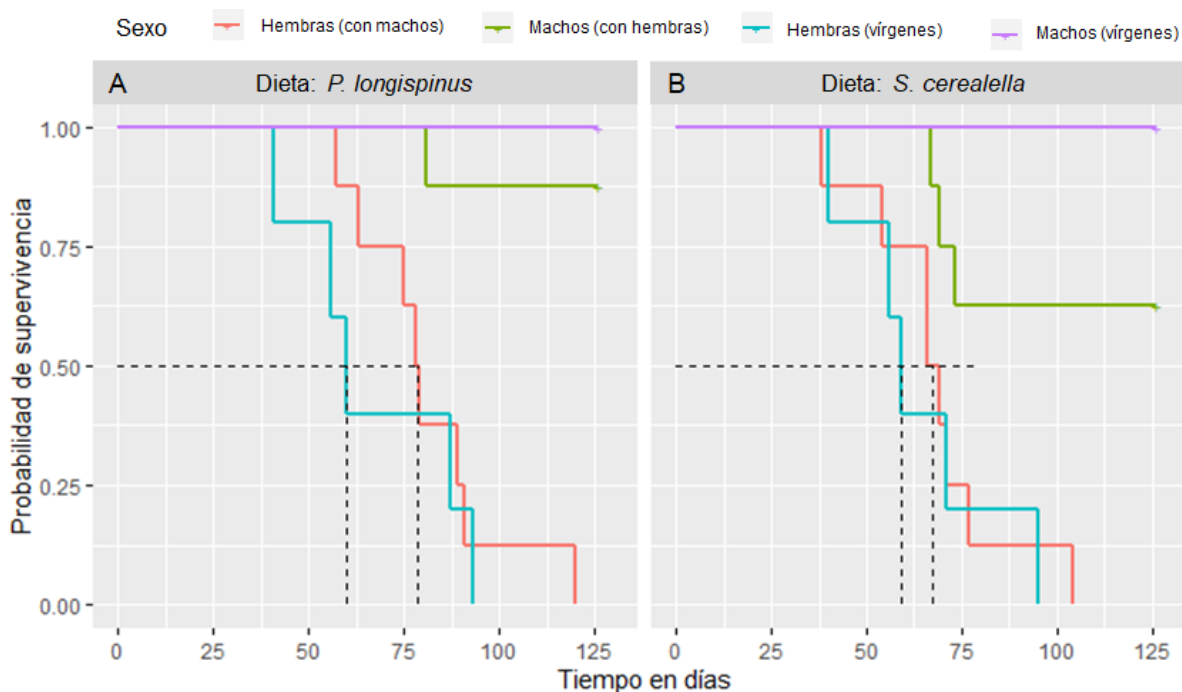


Figura 11. Supervivencia de los adultos de *Ceraeochysa smithi* alimentados con dos dietas: múltiples tamaños de *Pseudococcus longispinus* y huevos de *Sitotroga cerealella*.

3. Preferencia de consumo

El consumo de gateadoras de *P. longispinus* fue significativamente diferente en el primer y segundo estado de *Ce. smithi* en comparación a las demás dietas (Figura 12). En el tercer estado de *Ce. smithi* no fue posible cuantificar las gateadoras que consumió, debido a que la larva utilizó la exuvia para formar el capullo de la pupa (Figura 13). Aunque el mayor consumo fue por presas de 1 mm se observó en el tercer estado, la cantidad de presas consumidas de 2 mm, 3 mm y 4 mm fue superior en comparación al primer y segundo estado (Figura 14).

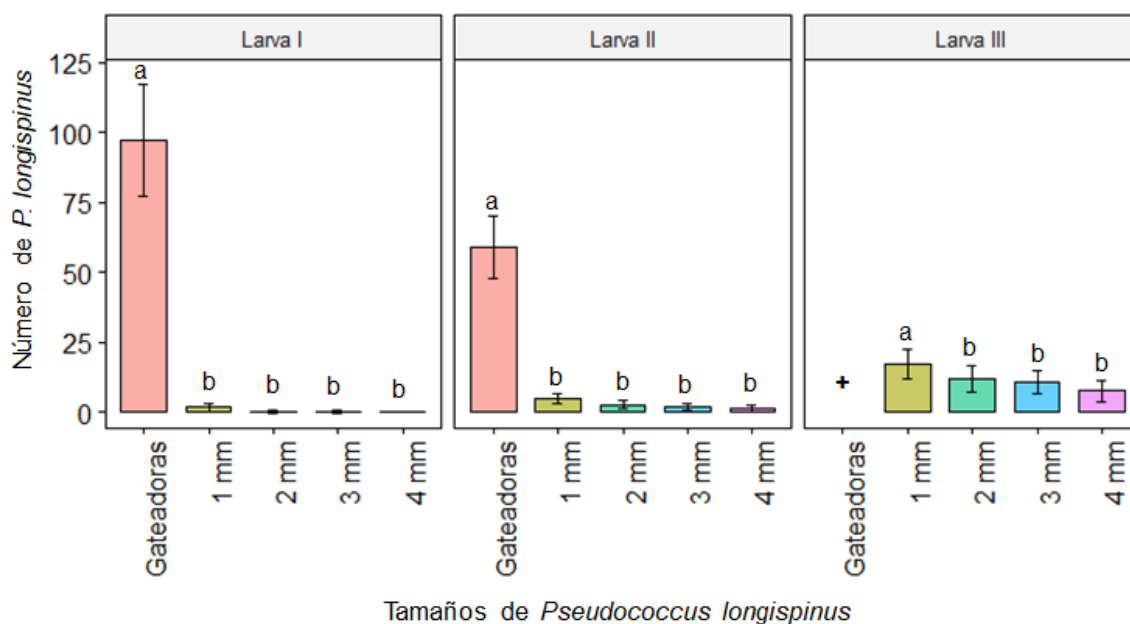


Figura 12. Promedio de *Pseudococcus longispinus* consumidas (\pm EE) por tres estadios larvales de *Ceraeochysa smithi*. Promedios con letras iguales no poseen diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$).

+ Sin cuantificar las gateadoras ubicadas en la exuvia por la formación de la pupa.

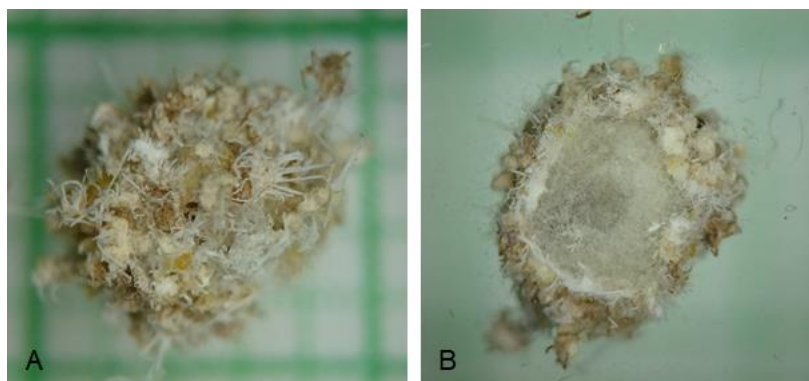


Figura 13. Pupa de *Ceraeochysa smithi* vista en proyección horizontal. A) Pupa cubierta con restos de *Pseudococcus longispinus*; B) pupa cubierta de ceda con exuvia y restos de *P. longispinus*.

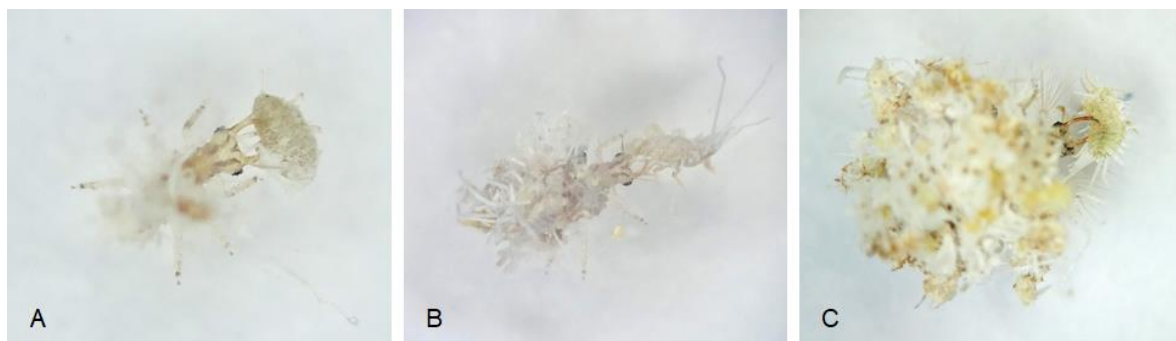


Figura 14. Larvas de distintos estadios de *Ceraeochysa smithi* depredando *Pseudococcus longispinus* de diferentes tamaños. A) Primer estadio consumiendo gateadora; B) segundo estadio consumiendo cochinilla de 2 mm; C) tercer estadio consumiendo cochinilla de 2 mm.

4. Capacidad reproductiva

De las ocho parejas de *Ce. smithi* confinadas por cada tratamiento, solo cinco asignadas a cada tratamiento fueron fértiles. No hubo diferencia significativa en el periodo de preoviposición de las hembras fértiles, las que consumieron *P. longispinus* ($15,0 \pm 1,0$ días) con las que se alimentaron de huevos de *S. cerealella* ($13,0 \pm 1,0$ días). Tanto las hembras infértiles con macho como las hembras vírgenes ovipositaron (Cuadro 6). El periodo de oviposición fértil de las hembras que se alimentaron de *P. longispinus* fue de $55,8 \pm 21,9$ días y las que consumieron huevos de *S. cerealella* fue $40,0 \pm 14,1$ días, no se detectaron diferencias estadísticas en esta variable (Cuadro 6).

La fecundidad diaria fue de $34,5 \pm 19,6$ huevos en las hembras alimentadas con *P. longispinus* y $28,3 \pm 16,5$ huevos en las hembras que consumieron *S. cerealella* ($T = -4,09$; $P < 4,78e-05$). Al analizar la oviposición acumulada cada cinco días se encontró un incremento de la oviposición a los 5, 10 y 15 días con 90, 109 y 166 huevos respectivamente en las hembras alimentadas con *P. longispinus*, mientras que, con de *S. cerealella* fue de 124, 146 y 150 huevos (Figura 15). En los días posteriores la oviposición fue disminuyendo con excepciones en los días 55 y 65.

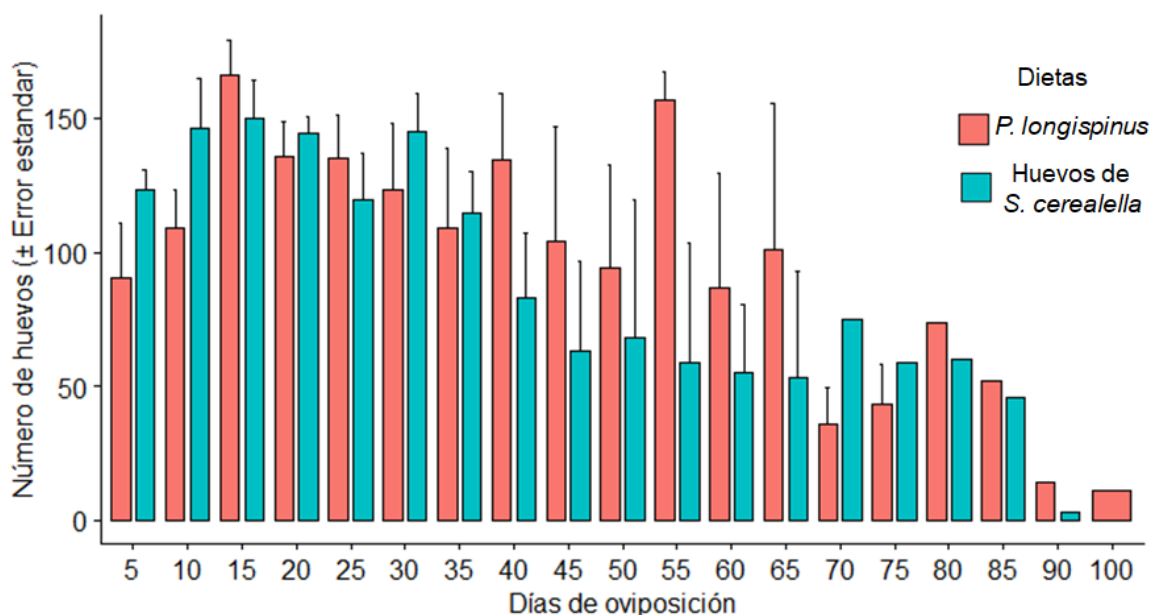


Figura 15. Fecundidad promedio acumulada cada cinco días de *Ceraeochrysa smithi* alimentada con dos dietas diferentes.

El periodo de incubación de los huevos fue similar para los dos tratamientos, siendo este de 4,9 días. Adicionalmente, no se detectó diferencia estadística en la viabilidad de los huevos cuando *Ce. smithi* consumió cualquiera de las dos dietas (Cuadro 6). El 20,4% de huevos fértiles de hembras alimentadas con *P. longispinus* y 12,6% de huevos fértiles de hembras que consumieron *S. cerealella* no eclosionaron, a pesar de mostrar la coloración café clara característica que presentan los huevos fértiles (Figura 16C). La comparación de medias no reveló diferencia estadística en la cantidad de huevos sin eclosionar de las hembras alimentadas con cada una de las dietas ($T = -1,21$; $P < 0,262$; Cuadro 7). Además, se observaron otras variaciones como huevos sin pedicelos y masticados que se registraron tanto para las hembras fértiles y vírgenes (Figura 16, Cuadro 7).

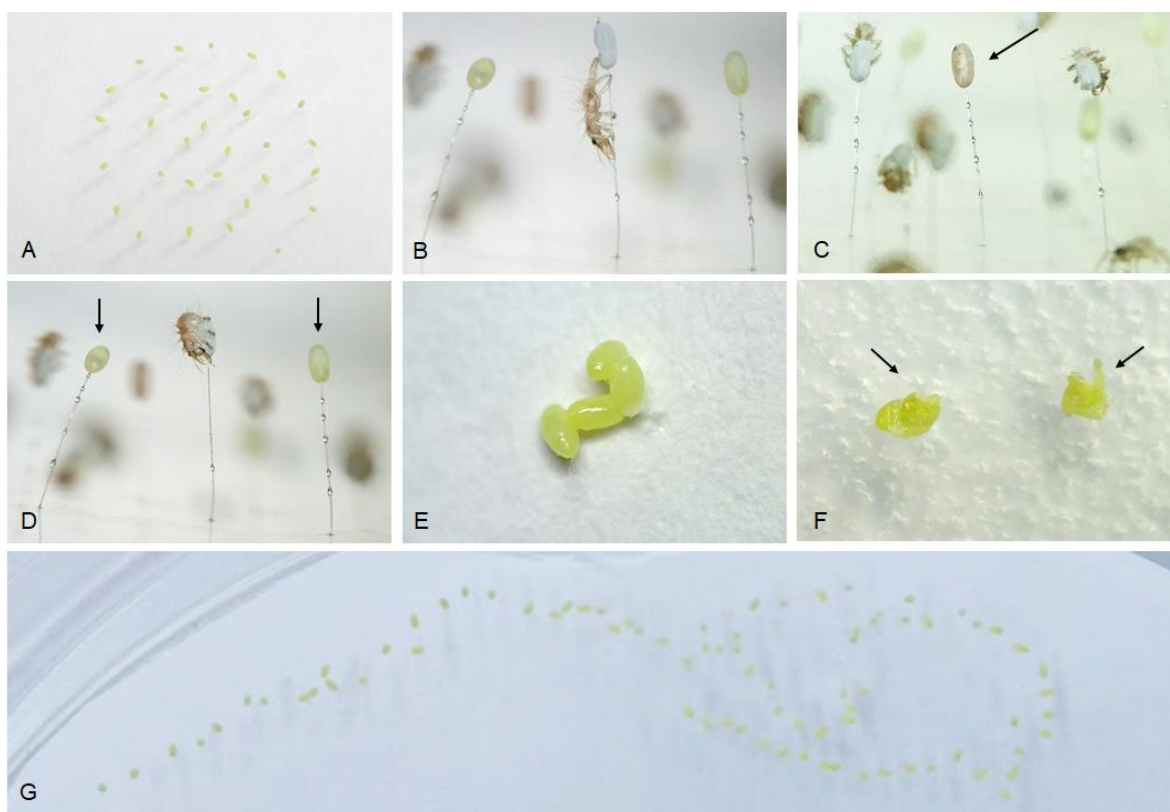


Figura 16. Características de los huevos de *Ceraeochrysa smithi*. A) Forma espiral del grupo de huevos; B) larva emergiendo del huevo; C) huevo fértil sin eclosionar coloración café claro; D) huevos infértiles coloración verde claro; E) huevos sin pedicelo coloración verde claro; F) huevos masticados por las hembras; G) forma irregular de huevos ovipositados al final del periodo fértil.

Cuadro 6. Parámetros reproductivos de *Ceraeochysa smithi* alimentada con dos dietas.

Condición	Dieta	Periodo (Días)				Fecundidad diaria/hembra (# de huevos)	Viabilidad (% de eclosión)
		Preoviposición	Oviposición fértil	Oviposición total	Incubación		
Parejas fértiles (n = 5)	<i>P. longispinus</i>	15,0 ± 1,0 b	55,8 ± 21,9 a	69,4 ± 18,7 a	4,9 ± 0,2 a	34,5 ± 19,6 a	62,8 ± 16,8 a
	<i>S. cerealella</i>	13,0 ± 1,0 b	40,0 ± 14,1 a	57,8 ± 18,5 ab	4,9 ± 0,6 a	28,3 ± 16,5 b	64,0 ± 18,7 a
Parejas infértiles (n = 3)	<i>P. longispinus</i>	23,0 ± 7,0 a	--	19,3 ± 19,9 b	--	7,3 ± 5,7 c	0
	<i>S. cerealella</i>	14,0 ± 1,7 b	--	22,7 ± 6,1 b	--	9,0 ± 3,9 c	0
Hembras vírgenes (n = 5)	<i>P. longispinus</i>	16,6 ± 3,8 ab	--	44,0 ± 24,5 ab	--	8,0 ± 6,2 c	0
	<i>S. cerealella</i>	14,4 ± 0,5 b	--	27,0 ± 16,1 b	--	9,5 ± 6,3 c	0

Promedio ± DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no presentan diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$)

Cuadro 7. Cantidad de huevos de *Ceraeochysa smithi* (alimentada con dos dietas) según condiciones de oviposición.

Condición	Dieta	Características de los huevos ovipositados					
		Total/hembra	Eclosionados	Sin eclosionar	Infértiles	Sin pedicelo	Masticados
Parejas fértiles (n = 5)	<i>P. longispinus</i>	1450,2 ± 606,6 a	852,0 ± 274,3 a	296 ± 196 a	294,8 ± 269,0 a	17,6 ± 14,6 c	7,0 ± 10,9 c
	<i>S. cerealella</i>	1256,0 ± 416,6 a	832,8 ± 401,3 a	158 ± 159 a	225,8 ± 161,2ab	200,0 ± 215,6 a	36,4 ± 47,9 a
Parejas infértiles (n = 3)	<i>P. longispinus</i>	75,7 ± 111,4 b	0	0	65,7 ± 105,9 c	33,7 ± 58,3 c	5,3 ± 9,2 c
	<i>S. cerealella</i>	158,3 ± 46,8 b	0	0	133,6 ± 39,1 b	158,3 ± 46,8 ab	26,0 ± 13,1 b
Hembras vírgenes (n = 5)	<i>P. longispinus</i>	150,8 ± 141,4 b	0	0	150,8 ± 141,5 b	106,4 ± 109,6bc	20,8 ± 20,8 b
	<i>S. cerealella</i>	148,0 ± 133,6 b	0	0	148,0 ± 133,6 b	155,8 ± 134,4ab	35,4 ± 26,1 a

Promedio ± DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no presentan diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$)

Discusión

Biología de *Ce. smithi*: En el primer ensayo de seis tratamientos ofreciendo diferentes presas, el depredador completó los tres estadios de larva en un promedio de $25,35 \pm 2,1$ días, con mortalidades que oscilaron entre el 55% y 100% al consumir diferentes tamaños de *P. longispinus*. Estudio de De Bartoli *et al.* (2012), observaron que cuando *Ce. paraguaria* fue alimentada con ninfas de *Orthezia praelonga* (Hemiptera: Orthezidae) completó el primer estado larval en 4,46 días, pero presentó 100% de mortalidad en el segundo estadio. Estos resultados se atribuyeron a la gran cantidad de cera de *O. praelonga* que dificultaba la alimentación del depredador. Una condición similar de mortalidad se presentó para este estudio con *Ce. smithi* en sus tres estadios larvales por la presencia de secreción ostiolar en sus mandíbulas. Sin embargo, en el estudio de Shaukat (2018), *Chrysoperla carnea* cumplió el periodo larval en un periodo de tiempo más corto ($7,75 \pm 0,16$ días) con una mortalidad del 37,5% cuando consumió ninfas de *P. solenopsis* (Hemiptera: Pseudococcidae), comparado al periodo larval de $8,50 \pm 0,18$ días con 50% de mortalidad al consumir huevos de *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae). Siendo el tipo de presa la que influye directamente en el desarrollo y mortalidad del depredador.

En el presente estudio, *Ce. smithi* mostró una baja supervivencia (10%) al consumir exclusivamente *P. longispinus* de 2 mm de tamaño. La dificultad del depredador para penetrar la epidermis de la presa y las secreciones ostiolares fueron las principales causas de mortalidad. Tapajós *et al.* (2017) observaron supervivencia del 56,7% y 26,7% en larvas de *Ce. everes* al alimentarse con ninfas de tercer estado de *F. dasyliirii* y hembras adultas de *P. jackbeardsleyi* respectivamente. Sin embargo, cuando *Ch. externa* consumió ninfas de tercer estado de *F. dasyliirii* presentó un porcentaje de supervivencia del 3,3% y del 6,6% cuando se alimentó de hembras adultas de *P. jackbeardsleyi*. Las cochinillas jóvenes con menor cantidad de cera favorecieron el desarrollo del depredador. Por otro lado, De Oliveira *et al.* (2016), registraron 0% de supervivencia en larvas de *Ce. cubana* que fueron alimentadas con huevos de la mosca blanca *Aleurocanthus*

woglumi (Hemiptera: Aleyrodidae), debido a que la forma de sus mandíbulas no podía cubrir el diámetro de los pequeños huevos que se alojaban en las hojas.

Leman *et al.* (2014), reportaron 97% de mortalidad de larvas de *Ch. carnea* y 53% en *Ch. lucasina* cuando depredaron *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae). No obstante, cuando ofrecieron la mezcla de *P. citri* con huevos de *Ephestia kuehniella* (Lepidoptera: Gelechiidae) los porcentajes de mortalidad fueron menores registrándose un 17% en *Ch. carnea* y 22% en *Ch. lucasina*. De manera similar se pudo observar en esta investigación donde ocurrió un 85% de mortalidad cuando las larvas de *Ce. smithi* consumieron *P. longispinus* de 4 mm, siendo menor cuando se alimentaron de múltiples tamaños de la cochinilla (55%). Resultados semejantes de Santa-Cecilia *et al.* (1997) mostraron que *Ce. cubana* presentó un 85% de mortalidad al consumir la escama *Pinnaspis* sp. pero cuando se brindó *Pinnaspis* sp. + *Anagasta kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) la mortalidad del depredador fue de un 5%. Estos resultados se pueden atribuir al contenido nutricional y las características morfológicas de cada presa que influyen en la mortalidad del depredador.

En el segundo ensayo *Ce. smithi* con las dos dietas ofrecidas fue capaz de alcanzar el estado adulto, el depredador completó los tres estadios larvales en 19,3 días (6 días menos que el primer ensayo) y desde larva neonata hasta adulto en $31,3 \pm 1,8$ días cuando consumió individuos de *P. longispinus*. Resultados similares registraron Tapajós *et al.* (2017), cuando *Ce. everes* y *Ch. externa* se alimentaron con *P. jackbeardsleyi* alcanzando el estado adulto en $29,3 \pm 0,16$ y $28,2 \pm 0,41$ días respectivamente. Por otro lado, Shaukat (2018) observó un menor tiempo cuando *Ch. carnea* alcanzó el estado adulto en $17,3 \pm 0,5$ días al alimentarse de *P. solenopsis*. En el caso de Tapajós *et al.* (2017) observaron que, *Ce. everes* completó en $36,5 \pm 0,35$ días y *Ch. externa* en $24,7 \pm 0,42$ días cuando fueron alimentadas con *F. dasyliirii*. En los estudios anteriormente, se observa que cuando crisópidos se alimentan con diferentes especies de cochinillas, un porcentaje alcanza el estadio adulto satisfactoriamente, los cuales se podrían

atribuir a la cantidad de cera, tamaño del individuo y producción de secreción ostiolar de las cochinillas.

El 15% de supervivencia hasta la fase adulta de *Ce. smithi* está dentro del rango que se ha observado para otros depredadores que se han alimentado con especies de cochinillas (Leman *et al.* 2014; Tapajós *et al.* 2017). En el presente estudio se pudo determinar que una de las principales causas de mortalidad del depredador fue la contaminación de las mandíbulas de *Ce. smithi* por las secreciones ostiolares de *P. longispinus*. Esta condición limitó su capacidad de consumo y por ende su supervivencia. Gillani y Copland (1999), observaron que las larvas de *Symphorobius fallax* (Neuroptera: Hemerobiidae) de primer y segundo estado fueron las más vulnerables a las secreciones ostiolares de *P. longispinus*, que obstruían las mandíbulas del depredador. Mientras que, las larvas de tercer estadio fueron capaces de evadir dicha sustancia. Similar condición se pudo observar en las larvas III de *Ce. smithi*, quienes atacaban a su presa desde el costado central evitando el contacto con los extremos de las cochinillas.

Cuando se proporcionaron huevos de *S. cerealella* como dieta a las larvas de *Ce. smithi* completaron el estadio larval en $13,9 \pm 0,2$ y $14,4 \pm 1,9$ días en el primer y segundo ensayo respectivamente. López-Arroyo *et al.* (1999b) publicaron similares resultados de la fase larval de *Ce. smithi*, esta duró $13,3 \pm 0,8$ días cuando se alimentó con huevos de *S. cerealella* y $12,3 \pm 0,6$ días cuando consumió huevos de *A. kuehniella*; mientras que, al brindar como dieta el áfido *Myzus persicae* duró $18,4 \pm 2,6$ días teniendo un aumento del periodo larval. Similares resultados se obtuvieron en este estudio cuando el depredador se alimentó de múltiples tamaños de *P. longispinus*, los estadios larvales se cumplieron en $19,0 \pm 1,7$ días. Cohen y Brummett (1997), determinaron que para el desarrollo *Ch. carnea*, los huevos de *E. kuehniella* satisfacen mayormente el requerimiento de biomasa y metionina, en comparación con el consumo de ninfas de *Bemisia argentifolli* y adultos de *A. gossypii*. Las dietas a base de huevos de *S. cerealella* y *A. kuehniella*, son las más utilizadas en el establecimiento de crías masivas de crisópidos debido al contenido aminoácidos que favorecen el tiempo de desarrollo

del depredador. Adicionalmente, cada especie del depredador tiene la capacidad de aprovechar eficientemente los aminoácidos provistos por la presa que consumen.

El depredador *Ce. smithi* pudo completar los tres estadios larvales, prepupa, pupa y adulto al consumir múltiples tamaños de *P. longispinus* a pesar de presentar un porcentaje de mortalidad elevado. En varias investigaciones consultadas los crisópidos bien llamados depredadores de insectos de cuerpo blando, completan su estado de desarrollo cuando se alimentan de diferentes estadios de insectos plaga, tal es el caso de *Ch. externa* vs *Bemisia tabaci* o *Cinara* spp. (Hem.: Aphididae) (Auad *et al.* 2001; Cardoso y Lazzari 2003); *Ce. cincta* vs *B. tabaci* (Auad *et al.* 2001); *Ce. claveri* vs *Plutella xylostella* (Lep.: Plutellidae) (Ferreira *et al.* 2009); *Ce. paraguaria* vs *Toxoptera* sp. (Hem.: Aphididae) o *Selenaspidus* sp. (Hem.: Diaspididae) (De Bartoli *et al.* 2012); *Ce. cubana* vs *Aphis gossypii* (Hem.: Aphididae), *Aleurocanthus woglumi* (Hem.: Aleyrodidae), *Myzus persicae* (Hem.: Aphididae), *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) (Alcantra *et al.* 2008; De Oliveira *et al.* 2016; Oliveira *et al.* 2016; Nunes *et al.* 2017); *Ch. carnea* vs *A. gossypii*, *P. solenopsis*, *Helicoverpa armígera* (Lep.: Noctuidae), *P. gossypiella* (Shaukat 2018). Estos resultados sirven de pauta para continuar con investigaciones y establecer un manejo de determinada plaga con especies de crisópidos.

Longevidad de *Ce. smithi*: Durante este estudio se encontró que las hembras de *Ce. smithi* independientemente a las dietas ofrecidas y condición de fertilidad, la supervivencia fue menor (64,2 – 81,5 días) en comparación a los machos que sobrepasaron los 100 días de vida. En contraste con las observaciones de esta investigación, Malcavilca-León y Narrea-Cango (2016) indicaron que las hembras de *Ce. cincta* fueron más longevas que los machos. De manera similar Ferreira *et al.* (2009) observaron que las hembras de *Ce. claveri* alimentadas con huevos y larvas de *P. xylostella* o la mezcla de ambas, mostraron una longevidad superior (68 días) en relación con los machos (49 días). Al igual que los ejemplos

anteriores, por lo general se ha encontrado una diferencia de tiempo bien marcada de acuerdo al tipo de presa que consumieron los crisópidos en estado larval y superior en la longevidad de las hembras (Bezerra-Silva *et al.* 2006). No obstante, Carvalho *et al.* (2002) mostraron para *Ch. mediterranea* que la longevidad de los machos (138 días) fue mayor a la de las hembras (118 días) cuando estos fueron confinados en relación 1:1. La longevidad de los adultos está relacionada a la dieta que los crisópidos consuman en estado larval y adulto (Soffiantini y Batista 2006; Ulhaq *et al.* 2006), además de las condiciones de confinamiento que se le ofrezca (Carvalho *et al.* 2002).

Preferencia de consumo de *Ce. smithi*: A pesar de no estar contempladas dentro de los tratamientos las gateadoras de *P. longispinus*, esta fue la presa que más consumió *Ce. smithi*, siendo $99,5 \pm 19,9$ individuos en el primer y $59,5 \pm 11,9$ gateadoras en el segundo estado larval. De este modo se pudo comprobar que el menor tamaño de presa fue el más consumido por el depredador, concordando con Gonçalves-Gervásio y Santa-Cecília (2001) quienes reportaron un mayor consumo de ninfas de primer estado de *Dysmicoccus brevipes* por parte de *Ch. externa* durante el primer y segundo estado larval ($18,6 \pm 1,2$ y $24,0 \pm 2,9$ ninfas respectivamente).

Milbrath *et al.* (1993) comprobaron que los hábitos alimenticios dependen del tamaño de la presa, tamaño e intensidad de hambre del depredador. Estos hábitos están ligados al comportamiento de defensa, que incluye colocar los restos de su presa en el dorso (camuflaje) después de la alimentación, e implican un gasto energético al igual que la búsqueda de presas. En este ensayo, las larvas I de *Ce. smithi* fueron más hábiles para capturar gateadoras que presas mayores a 1mm, las larvas II consumieron mayormente gateadoras, pero aumento el consumo por los demás tamaños, en sí la manipulación al capturar y consumir los diferentes tamaños de presa fue acorde a la edad del depredador. Incluso se observó que larvas de *Ce. smithi* de cinco días confinadas con diferentes tamaños de presa, durante 24 horas consumieron 20,5 gateadoras; 4,75 cochinillas de 1 mm y 1,75

cochinillas de 1,5 mm. José-Pablo *et al.* (2017) observaron que, durante un mismo periodo de tiempo, en los tres estadios larvales de *Ce. valida* consumieron más presas de menor tamaño en relación con las de mayor tamaño.

En este estudio para el tercer estadio de *Ce. smithi* al no poder cuantificar las geadoras consumidas, se observó que las presas de 1 mm fueron las más depredadas ($18,3 \pm 4,4$ individuos) y los de menor consumo fueron los de 4 mm ($8,1 \pm 3,2$ individuos). Vale recalcar que al consumir una menor cantidad de presa de 4 mm el depredador pudo satisfacer el requerimiento alimenticio más rápido que un mayor consumo por presas de 1mm. En el estudio de Gonçalves-Gervásio & Santa-Cecília (2001) se registró para el tercer estadio de *Ch. externa* que se alimentaron de $32,4 \pm 2,8$ ninfas de segundo estadio y las de menor predilección hembras adultas de *D. brevipipes* ($6,6 \pm 0,6$). Del mismo modo Jose-Pablo *et al.* (2017), registraron el mayor consumo de ninfas I y II de *Diaphorina citri* por los tres estadios larvales de *Ce. valida* ($368,3 \pm 15,7$ individuos) y el consumo más bajo de la ninfa V con $56,3 \pm 8,4$ individuos. Adicionalmente, Pacheco-Rueda *et al.* (2015) constataron la propensión de *Ch. comanche*, *Ch. externa*, *Ch. rufilabris*, *Ce. cincta* y *Ce. claveri* por consumir ninfas pequeñas (primer y segundo estadio) de *D. citri*.

Capacidad reproductiva de *Ce. smithi*: Las hembras que consumieron múltiples tamaños de *P. longispinus* mostraron un periodo de preoviposición de 15 ± 1 días. De Oliveira *et al.* (2016), observaron 16 días de preoviposición en *Ce. cubana* cuando se alimentaron de diferentes estadios ninfales de *A. woglumi*. En el estudio de Ferreira *et al.* (2009), observaron que el período de preoviposición de *Ce. claveri* al consumir larvas de *P. xylostella* fue de 13 días, 11 días cuando se alimentaron con huevos y 10 días con la mezcla de huevos y larvas. Shaukat (2018) registró un corto periodo de preoviposición en *Ch. carnea* al alimentarse con ninfas/hembras de *A. gossypii* y ninfas de *P. solenopsis* el cual no sobrepaso los cuatro días. En cambio, Bezerra-Silva *et al.* 2006 reportaron alrededor de cinco días de preoviposición en *Ch. externa* cuando consumió *P. citri* en estadio ninfal o hembras adultas.

El trabajo de López-Arroyo *et al.* (1999b) mostró que *Ce. smithi* alimentadas con huevos de *S. cerealella* tuvieron un periodo de preoviposición de 13 días, el mismo tiempo se registró en las hembras de nuestro ensayo con la misma dieta. Adicionalmente, las hembras vírgenes mostraron un periodo más largo cuando consumieron *P. longispinus* ($23,0 \pm 7,0$ días) tal como fue reportado por Barbosa *et al.* (2002) para hembras vírgenes de *Ce. everes* alimentadas con *S. cerealella* ($23,1 \pm 1,5$ días).

Las hembras de *Ce. smithi* que fueron alimentadas con *P. longispinus* presentaron un tiempo de oviposición que estuvo marcado por dos periodos: la colocación de huevos fértiles ($55,8 \pm 21,9$ días) seguida por la de huevos infértiles ($13,6 \pm 3,2$ días), siendo menor estos periodos en las hembras que consumieron *S. cerealella*. López-Arroyo *et al.* (1999a) observaron que *Ce. smithi* durante su último cuarto de vida no fue capaz de colocar huevos fértiles, a diferencia de *Ce. cubana* y *Ce. cincta*. Esta información concuerda con De Oliveira *et al.* (2016), quienes no hacen tal distinción de periodos fértiles e infértiles en su trabajo y detallan que los días de oviposición de *Ce. cubana* fueron de $38,8 \pm 2,5$ cuando consumió ninfas de *A. woglumi*. Un período similar fue reportado por Ferreira *et al.* (2009) en *Ce. claveri* alimentada con huevos y larvas de *P. xylostella*. A diferencia de lo observado por Shaukat (2018), que *Ch. carnea* ovipositió $21,6 \pm 0,5$ días cuando consumió ninfas de *P. solenopsis* y $27,6 \pm 0,4$ cuando se alimentó de ninfas y adultos de *A. gossypii*.

La fecundidad diaria de *Ce. smithi* fue mayor en la dieta con múltiples tamaños de *P. longispinus* ($34,5 \pm 19,6$ huevos) en comparación a las alimentadas con huevos de *S. cerealella* ($28,3 \pm 16,5$ huevos) con una viabilidad del 63% y 64% respectivamente. López-Arroyo *et al.* (1999b) señalaron que *Ce. smithi* mostró un rango en la viabilidad de los huevos que oscilaban del 52% al 88% según las dietas ofrecidas. Un mayor porcentaje de huevos viables fue reportado por Oliveira *et al.* (2016), estos valores no presentaron diferencia significativa entre las dietas brindadas a *Ce. cubana* (90% al 94% de viabilidad), al igual que la fecundidad diaria (4 a 7 huevos). Shaukat (2018), en el caso de *Ch. carnea* la viabilidad osciló

del 75% al 89% dependiendo de la presa ofrecida y una fecundidad diaria promedio de siete huevos.

López-Arroyo *et al.* (1999b) registraron durante 30 días la oviposición de *Ce. smithi* alimentadas con varias dietas, siendo de 398 ± 302 huevos cuando consumió *M. persicae* y aún superior al combinar el áfido con huevos de *A. kuehniella* (598 ± 254). La cantidad que se obtuvo en el estudio durante todo el periodo de oviposición de *Ce. smithi* alimentada con *P. longispinus* y con *S. cerealella* fue de 1450 ± 607 y 1256 ± 417 huevos respectivamente. De esta forma, Barbosa *et al.* (2002) observaron que el tipo de dieta que consume el depredador y la permanencia del macho con la hembra tienen un efecto directamente positivo en el número de huevos que la hembra oviposite.

Las hembras vírgenes de *Ce. smithi* alimentadas con huevos de *S. cerealella* presentaron un periodo de preoviposición menor en comparación con las que consumieron *P. longispinus*, la misma tendencia se registró con el periodo de oviposición (Cuadro 6). No hubo diferencia significativa en la fecundidad diaria de las hembras vírgenes que se alimentaron con cualquiera de las dos dietas en el número de huevos por día y total (Cuadro 7). Todos los huevos ovipositados fueron inviables, corroborándose lo reportado por Barbosa *et al.* (2002) quienes observaron el 100% de infertilidad de huevos ovipositados por hembras vírgenes de *Ce. everes*. Dentro del grupo de *Ce. smithi* confinadas en parejas con cada dieta, se observó el 37,5% de parejas infértiles, el período de preoviposición varió entre dieta y los huevos colocados fueron infértiles. Se observó que las hembras con machos permanentes al igual que en las parejas infértiles y las hembras vírgenes, colocaron huevos sin patrón espiral característico de la especie o sin pedicelos y en ocasiones consumían estos huevos tróficos. Del mismo modo, López-Arroyo *et al.* (1999a) reportaron que las hembras de *Ce. smithi* con oviposición infértil colocaron huevos por días y las hembras viejas ovipositaban los huevos con un patrón irregular.

Conclusiones

Las larvas de *Ce. smithi* al consumir múltiples tamaños de *P. longispinus* completaron los tres estadios larvales con una mortalidad del 55% y fueron capaces de alcanzar el estado adulto con un 15% de supervivencia, cumpliendo el periodo de desarrollo de la larva neonata hasta adulto en $31,3 \pm 1,8$ días.

Durante los dos primeros estadios larvales *Ce. smithi* presentó un mayor consumo por tamaños menores a 1 mm y en el tercer estado consumió mayormente *P. longispinus* de 1 mm. Del mismo modo, se pudo observar que en tercer estado aumentó la ingesta de presas de 2 mm, 3 mm y 4 mm; los mayores tamaños de presa satisfacían el requerimiento alimenticio más rápido en comparación a los menores tamaños.

Las secreciones ostiolares de *P. longispinus* ocasionaron una mayor mortalidad en larvas I y II de *Ce. smithi*, las larvas III fueron menos propensas en morir por el contacto con las secreciones ostiolares.

Las hembras de *Ce. smithi* alimentadas con múltiples tamaños de *P. longispinus* tuvieron un periodo de preoviposición de 15 días, ovipositaron durante $69,4 \pm 18,7$ días, con una fertilidad diaria de $34,5 \pm 19,6$ huevos. Durante todo el periodo de oviposición colocaron $1450,2 \pm 606,6$ huevos que alcanzaron una viabilidad del 63%.

El periodo de longevidad de *Ce. smithi* fue mayor en los adultos machos en comparación a las hembras que fueron alimentados con múltiples tamaños de *P. longispinus* sin distinción de la relación de confinamiento.

Agradecimientos

A la Secretaria Nacional de Educación Superior, Ciencia y Tecnología SENESCYT Ecuador por el financiamiento completo de la beca de estudios y de este trabajo de investigación. A la M.Sc. Yalexí Delgado por sus valiosos aportes en la revisión del documento.

Literatura citada

- Afzal, M; Shad, S; Ejaz, M; Ijaz, M. 2018. Selection, cross-resistance, and resistance risk assessment to deltamethrin in laboratory selected *Phenacoccus solenopsis* (Homoptera: Pseudococcidae). *Crop Protection* 112:67-73.
- Alcantra, E; Freire, C; Monteiro, T; Souza, B; Costa, L. 2008. Aspectos biológicos e capacidade predatória de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. *Ciência e Agrotecnologia* 32(4):1047-1054.
- Auad, A; Toscano, L; Boiça, A; Freitas, S. 2001. Aspectos biológicos dos estádios imaturos de *Chrysoperla externa* (Hagen) e *Ceraeochrysa cincta* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentados com ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology* 30(3):429-432.
- Bache, S; Wickham, H. 2014. magrittr: A forward-pipe operator for R. R package version 1.5. Disponível em <https://CRAN.R-project.org/package=magrittr>
- Barbosa, L; Freitas, S; Auad, A. 2002. Capacidade reprodutiva e viabilidade de ovos de *Ceraeochrysa everes* (Banks,1920) (Neuroptera: Chrysopidae) em diferentes condições de acasalamento. *Ciência e Agrotecnologia* 26(3):466-471.
- Bezerra, G; Santa-Cecília, V; Carvalho, C; Souza, B. 2006. Aspectos biológicos da fase adulta de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) oriunda de larvas alimentadas com *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae). *Ciência e Agrotecnologia* 30(4):603-610.

- Cardoso, J; Lazzari; S. 2003. Development and consumption capacity of *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera, Chrysopidae) fed with *Cinara* spp. (Hemiptera, Aphididae) under three temperatures. *Revista Brasileira de Zoología* 20(4):573-576.
- Carvalho, C; Canard, M; Alauzet, C. 2002. Influencia of the density of *Chrysoperla mediterranea* (Holzel, 1972) (Neuroptera: Chrysopidae) adults on its laboratory reproduction potential. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 48(2):61-65.
- Castle, S. 2002. *Encyclopedia of Pest Management: Resistance to pesticides*. D. Pimentel (Ed.). Castle, Florida, Estados Unidos, CRC Press Taylor y Francis Group. 931 p. ISBN 978-0-8247-0632-6.
- Chan, Ch; Chan, G; Leeper, T; Becker, J. 2018. rio: A swiss-army knife for data file I/O. R package version 0.5.16. <https://CRAN.R-project.org/package=rio>
- Cohen, A; Bummert, D. 1997. The non-abundant nutrient (NAN) concept as a determinant of predator-prey fitness. *Entomophaga* 42(1/2):85-91.
- Contreras, J. 2010. Identificación de la entomofauna benéfica para el manejo biológico de los vectores del BSV en plantaciones de banano y plátano. Tesis de Grado. Universidad Agraria del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrarias. Milagro. 69 p.
- Curkovic, T; Burett, G; Araya, J. 2007. Evaluación de la acción insecticida de dos detergentes agrícolas contra el chanchito blanco de cola larga, *Pseudococcus longispinus* (Hemíptera: Pseudococcidae), en laboratorio. *Agricultura Técnica* 67(4):422-430.

- De Bartoli, S; Murata, A; Dibelli, W; De Bortoli, C; de Magalhães, G. 2012. Aspectos biológicos de *Ceraeochrysa paraguaria* (Navás) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com diferentes presas. *Ciência & Tecnologia Fatec-JB* 4(1):9.
- Delgado y Antunes 2017. Asian citrus psyllid predator *Ceraeochrysa valida* (Chrysopidae) tolerant to insecticides. Production, release and effectiveness in field. *Journal of Citrus Pathology* 4(1):9.
- De Oliveira, R; De Oliveira, V; Lavra, D; Queiroz, F; Batista, J; Henrique, C. 2016. Development and reproduction of *Ceraeochrysa cubana* (Neuroptera: Chrysopidae) fed with *Aleurocanthus woglumi* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Semina: Ciências Agrárias*. 37(1):17-24.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) 2019. Banana market review: Preliminary results for 2018 (en línea). Roma, Italia. Consultado el 15 de abril del 2019. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/templates/est/COMM_MARKETS_MONITORING/Bananas/Documents/Banana_Market_Review_Prelim_Results_2018.pdf
- Franco, J; Suma, P; da Silva, E; Blumberg, D; Mendel, Z. 2004. Management strategies of mealybug pests of citrus in Mediterranean countries. *Phytoparasitica* 32(5):507-522.
- Ferreira, M; Barros, R; Freitas, S; Corrêa, M; Bezerra, A. 2009. Biología de *Ceraeochrysa claveri* Navás (Neuroptera: Chrysopidae) predando *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). *Ciência Rural*, Santa Maria, 39(2):313-318.

- García, M; Denno, B; Miller, D; Miller, G; Ben-Dov, Y; Hardy, N. 2016. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics (en línea). Consultado el 24 de mayo del 2017. Disponible en <http://scalenet.info>.
- Gillani, W; Copland, M. 1999. Defensive behaviour of the longtailed mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti) (Hemiptera: Pseudococcidae) against the brown lacewing *Symphorobius fallax* Navas (Neuroptera: Hemerobiidae). *Entomologica* 33:279-285.
- Goncalves-Gervasio, R; Santa-Cecilia, L. 2001. Consumo de alimentos de *Chrysoperla externa* en diferentes fases de desarrollo de *Dysmicoccus brevipes*, en condiciones de laboratorio. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 36(2):378-391.
- Guillén, C; Rodríguez, A; Laprade, S; Valle, H; Segura, R; Uva, V; Sandoval, J. 2010. Biología y control de las cochinillas y escamas que atacan al banano (en línea). CORBANA (Corporación Bananera Nacional), Dirección de Investigaciones, sección de Protección Ambiental y Entomología. Proyecto REP-Car. Hoja divulgativa N°5. Consultado el 24 de mayo del 2017. Disponible en <http://cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/costa-rica-1/publicaciones-corbana/HOJA%20DIVULGATIVA%20Nb05-2011%20-MIP%20COCHINILLAS%20Y%20ESCAMAS.pdf>
- Hill, D. 2007. Pests of crops in warmer climates and their control: Major tropical crop pest. Hill, Lincolnshire, United Kingdom, Springer. 704 p. ISBN 978-1-4020-6737-2.
- Ismail, M; Ejaz, M; Abbas, N; Shad, SA; Afzal, MBS. 2017. Resistance risk assessment to chlorpyrifos and cross-resistance to other insecticides in a field strain of *Phenacoccus solenopsis* Tinsley. *Crop Protection* 94:38-43.

- Jose-Pablo, R; Villanueva-Jiménez, J; Vargas-Mendoza, M; Huerta-de-la-Peña, A. 2017. Life cycle and larval predation by *Ceraeochrysa valida* (Banks) on nymphs of *Diaphorina citri* Kuwayama. *Southwestern Entomologist* 42(1):61-72.
- Kassambara, A. 2019. ggpubr: 'ggplot2' Based publication ready plots. R package version 0.2.1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=ggpubr>
- Kassambara, A; Kosinski, M; Biecek, P. 2019. survminer: Drawing survival curves using 'ggplot2'. R package version 0.4.5. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=survminer>
- Kurhade, SE; Siddaiah, V; Bhuniya, D; Srinivasa, D. 2013. Synthesis of a sex pheromone of the longtailed mealybug, *Pseudococcus longispinus*. *Synthesis* 45(12):1689-1692.
- Leman, A; Vijverberg, R; Messelink, GJ. 2014. Optimizing biological control of mealybugs with lacewing larvae. *Integrated Control in Protected Crops, Temperate Climate IOBC-WPRS Bulletin* 102:127-131.
- López-Arroyo, J; Tauber, C; Tauber, M. 1999a. Comparative life histories of the predators *Ceraeochrysa cincta*, *C. cubana*, and *C. smithi* (Neuroptera: Chrysopidae). *Annals of the Entomological Society of America* 92(2):208-217.
- López-Arroyo, J; Tauber, C; Tauber, M. 1999b. Effects of prey on survival, development, and reproduction of trash-carrying chrysopids (Neuroptera: *Ceraeochrysa*). *Environmental Entomology* 28(6):1183-1188.

- Macavilca-León, A; Narrea-Cango. 2016. Ciclo biológico y capacidad de predación de *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera: Chrysopidae) con *Aleurodicus juleikae* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Entomología Mexicana* 3:232-238.
- MAG (Ministerio de Agronomía y Ganadería, Costa Rica) 2013. Decreto ejecutivo N° 38008-MAG (en línea). Presidencia de la República, San José, Costa Rica. Consultado el 20 de mayo del 2017. Disponible en https://members.wto.org/crnattachments/2013/sps/CRI/13_4882_00_s.pdf
- Mendiburu, F. 2019. agricolae: Statistical procedures for agricultural research. R package version 1.3-1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=agricolae>
- Milbrath, L; Tauber, M; Tauber, C. 1993. Prey specificity in *Chrysopa*: an interspecific comparison of larval feeding and defensive behavior. *Ecology* 74(5):1384-1393.
- Müller, K. 2018. bindrcpp: An 'Rcpp' interface to active bindings. R package version 0.2.2. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=bindrcpp>
- Nunes, G; Do Nascimento, I; De Souza, G; De Oliveira, R; De Oliveira, F; Batista, J. 2017. Biological aspects and predation behavior of *Ceraeochrysa cubana* against *Spodoptera frugiperda*. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias* 12(1):20-25.
- Olivares, N; Luppichini, P; Volosky, C. 2014. Plagas de los cítricos: reconocimiento y manejo: Plagas de importancia económica en cítricos de exportación. Olivares, N; Luppichini, P; Volosky, C. (Eds.). Olivares, La Cruz, Chile, Producciones gráficas Ltda. 120 p. ISSN: 0717-4829.

- Oliveira, R; Moscardini, V; Gontijo, P; Sâmia, R; Marucci, R; Budia, F; Carvalho, G. 2016. Life history parameters and feeding preference of the green lacewing *Ceraeochrysa cubana* fed with virus-free and potato leafroll virus-infected *Myzus persicae*. *BioControl* 61:671-679.
- Pacheco-Rueda, I; Lomeli-Flores, RJ; López-Arroyo, I; González-Hernández, H; Romero-Napoles, J; Santillán-Galicia M; Suárez-Espinoza, J. 2015. Preferencia de tamaño de presa en seis especies de Chrysopidae (Neuroptera) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). *Revista Colombiana de Entomología* 41(2):187-193.
- Palma M. 2015. Caracterización morfológica y molecular de la cochinilla harinosa (Pseudococcidae) en el cultivo de Banano (*Musa* spp) de la Zona Atlántica de Costa Rica y su comparación con cochinillas de la Región Neotropical. Tesis de Maestría. Universidad de Costa Rica Sistema de Estudios de Posgrado. Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, Costa Rica.
- Palma-Jiménez, M; Blanco-Meneses, M; Guillén-Sánchez, C. 2019. Las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae) y su impacto en el cultivo de Musáceas. *Agronomía Mesoamericana* 30(1):281-298.
- Quaglietti, B; Gautier, P; Groussier, G; Fleisch, A; Kreiter, P; Ris, N; Malausa, T. 2017. Pre-release host range determination of the parasitoid *Allotropa burrelli* for the biocontrol of *Pseudococcus comstocki* in France. *Journal of Applied Entomology* 141(8):665-668.
- R Core Team (2019) R: A Language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. Disponible en <https://www.R-project.org>

- Ray, H; Hoy, M. 2014. Effects of reduced-risk insecticides on three orchid pests and two predacious natural enemies. *Florida Entomologist* 97(3):972-978.
- Santa-Cecilia, L; Souza, B; Carvalho, C. 1997. Influencia de diferentes dietas em fases imaturas de *Ceraeochysa cubana* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 26(2):309-314.
- Shaukat, M. 2018. Feeding behaviour and life durations of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) feeding on a variety of hosts. *Journal of Entomology and Zoology Studies* 6(1):691-697.
- Soffiantini, R; Batista, J. 2006. Aspectos biológicos de *Chrysoperla externa* alimentados com pulgões da erva-doce. *Revista de Biologia e Ciências da Terra* 6(2):20-35.
- Tacoli, F; Bell, V; Cargnus, E; Pavan, F. 2018. Insecticidal activity of natural products against vineyard mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). *Crop Protection* 111:50-57.
- Tapajós, S; Lira, R; Silva-Torres, C; Torres, J; Coitinho, R. 2016. Suitability of two exotic mealybug species as prey to indigenous lacewing species. *Biological Control* 96:93-100.
- Therneau, T. 2015. _A package for survival analysis in S_. version 2.38. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=survival>
- Therneau, T. Grambsch, P. 2000. _Modeling survival data: extending the Cox Model_. Springer, New York. ISBN 0-387-98784-3. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=survival>

- Ulhaq, M; Sattar, A; Salihah, Z; Farid, A; Usman, A; Khattak, S. 2006. Effect of different artificial diets on the biology of adult green lacewing (*Chrysoperla carnea* Stephens.). Songklanakarin Journal of Science and Technology. 28(1):1-8.
- Wickham, H. 2016. ggplot2: Elegant graphics for data analysis. Springer-Verlag New York. Disponible en <https://ggplot2.tidyverse.org>
- Wickham, H. 2017. tidyverse: Easily install and load the 'Tidyverse'. R package version 1.2.1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=tidyverse>
- Wickham, H; Ruiz, E. 2019. dbplyr: A 'dplyr' back end for databases. R package version 1.4.2. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=dbplyr>
- Zulhendri, F; Silva, D; Nihal, H; Jamieson, L; Perera, C; Quek, S-Y; Woolf, A. 2012. Optimizing metabolic stress disinfection and disinfestation components to control *Pseudococcus longispinus*. Journal of Economic Entomology 105(4):1171-1177.

CAPITULO 2.

Eficiencia de depredación por *Ceraeochrysa smithi* (Navás, 1914) (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemiptera: Pseudococcidae) en banano bajo condiciones de invernadero

*Elena Corozo-Ayovi*¹

Introducción

El cultivo de banano *Musa AAA* genera gran cantidad de divisas por concepto de exportación, empleo a personas de sectores rurales y desempeña un rol importante en la seguridad alimentaria de millones de personas del mundo. En Costa Rica, es el cuarto cultivo permanente de mayor importancia con 42921 ha sembradas, las cuales están distribuidas entre la zona del Caribe y del Pacífico con una participación del 97,9 % y 1,9 % respectivamente. Este producto aporta aproximadamente 40000 fuentes de empleo directos y 100000 indirectos, con lo cual sustenta a casi medio millón de personas. Las exportaciones de fruta en el 2017 generaron alrededor de 140 millones de dólares en divisas, alrededor de 2525082 toneladas métricas con un incremento del 6,8 % en relación con el 2016, siendo el tercer exportador de banano a nivel mundial (CORBANA 2019, SEPSA 2019, FAO 2019).

Los problemas fitosanitarios causados por enfermedades e insectos-plagas ocasionan pérdidas en la producción del banano, dentro de estos se destacan las cochinillas harinosas de los géneros *Pseudococcus* y *Dysmicoccus*, las cuales son vectores del virus del estriado del banano (BSV) (Armijos 2004a). Según Palma (2015), las especies de *Pseudococcus* asociadas al cultivo de banano y presentes en Costa Rica son: *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti), *P. elisae*

¹ Programa de Posgrado en Ciencias Agrícolas y Recursos Naturales con énfasis en Protección de Cultivos, Universidad de Costa Rica; rosa.elena.85@hotmail.com

Borchsenius, *P. jackbeardsleyi* Gimpel & Miller, *P. calceolaridae* (Maskell), *P. maritimus* (Ehrhorn), *P. viburni* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae). Estos insectos al alimentarse periódicamente secretan a través de ciertos poros de sus cuerpos una sustancia azucarada, esta secreción permite el crecimiento del hongo *Capnodium* sp. Mont (Capnodiales: Capnodiaceae), el cual al cubrir las estructuras vegetales limita la actividad fotosintética (Byron y Gillett-Kaufman 2016). Por otro lado, son considerados plaga de importancia cuarentenaria, la presencia de estos insectos en puertos de destino provoca el rechazo de la fruta (Armijos 2004a).

El manejo de las cochinillas se realiza con el uso de moléculas químicas, prácticas culturales o la utilización de enemigos naturales (Armijos 2004b, Guillen *et al.* 2010, Contreras 2010, Corozo 2011, Cubillo y González 2014 y García *et al.* 2016). El control biológico con insectos es un método que no ocasiona daños colaterales y permite la disminución poblacional del insecto plaga, el cual se utiliza en plantaciones de escala comercial a nivel de invernadero y campo (Villalba *et al.* 2006; Mani y Krishnamoorthy 2007, 2008; Adedipe y Park 2012). En el orden Neuroptera, la familia Chrysopidae alberga alrededor de 1200 especies, esta familia es la más estudiada por su importancia en la agricultura como controladores biológicos, debido a que sus larvas se alimentan de insectos y ácaros plaga (Tauber *et al.* 2009). Varias especies de los géneros *Chrysoperla* y *Ceraeochrysa* han sido probadas sobre especies de cochinillas a nivel de laboratorio e invernadero con resultados alentadores (Bezerra *et al.* 2006, Leman *et al.* 2014, Tapajós *et al.* 2016 y Shaukat 2018).

De acuerdo con Vargas *et al.* (1987), *Ceraeochrysa smithi* (Navás 1914) es una especie abundante en plantaciones de cítricos en Florida y en Centro América, catalogada por el Dr. Adams como un excelente candidato para el control biológico. Según el Rivas *et al.* (2017) con base a los registros del INBio (Instituto Nacional de Biodiversidad), *Ce. smithi* fue reportada en Costa Rica en 1977. Por otro lado, Penny (2002) indicó que la especie había sido colectada en las provincias de Cartago, Guanacaste y Heredia. En el 2018, durante la búsqueda de crisópidos en plantaciones de banano, la especie más abundante fue *Ce. smithi*,

por tal motivo el presente trabajo tuvo como finalidad evaluar la eficiencia de depredación sobre poblaciones de la cochinilla *P. longispinus* en plantas de banano en condiciones de invernadero.

Materiales y métodos

1. Cría de *P. longispinus*

El mantenimiento de la colonia de *P. longispinus* se realizó infestando frutos de *Cucurbita moschata* (Duchesne ex Lam) (Cucurbitales: Cucurbitaceae) con ninfas de primer estadio (gateadoras) del pie de cría del Laboratorio de Entomología Económica del Centro de Investigación en Protección de Cultivos (CIPROC) de la Universidad de Costa Rica, San Pedro de Montes de Oca, San José. Los frutos de ayote se confinaron dentro de jaulas entomológicas de 45 cm x 45 cm x 45 cm (largo x ancho x altura) para obtener diferentes cohortes por jaulas (Figura 1). Estas se mantuvieron dentro de un cuarto de cría en condiciones ambientales variables de $24,3 \pm 2,5$ °C, $69,8 \pm 5,0\%$ HR y fotoperiodo 12:12 h L:O, registradas con un Termohigrometro INK THC-4 (INKBIRD, <https://www.ink-bird.com>).



Figura 1. Colonia de *Pseudococcus longispinus* en frutos de *Cucurbita moschata*.

2. Cría de *Ce. smithi*

En las mismas condiciones ambientales descritas anteriormente, se mantuvo una colonia de *Ce. smithi* alimentada con diferentes tamaños de *P. longispinus*. La colonia se confinó en envases plásticos transparentes de 4 litros de capacidad, cuando las larvas de *Ce. smithi* iniciaron el tercer instar se transfirió cada larva a una placa de Petri para evitar el canibalismo. Los adultos obtenidos se confinaron

en parejas de 15 individuos dentro de cámaras de oviposición (envases cilíndricos plásticos de 110 oz) forrados en el interior y la tapa con papel Kraft. Se realizó un corte de 5 cm en el papel Kraft de la cámara para facilitar la revisión y la tapa fue perforada y forrada con tela tergal para permitir la ventilación. Cada cuatro días se proporcionó una mezcla de polen, levadura y miel en relación 1:1:1 como dieta artificial (Delgado y Antunes 2017) y diariamente se humedeció un algodón con agua para la hidratación de los adultos (Figura 2A). Cuando inició el periodo de oviposición se cambiaron los adultos a nuevas cámaras y se cosecharon los huevos colocados en el papel Kraft (Figura 2B).

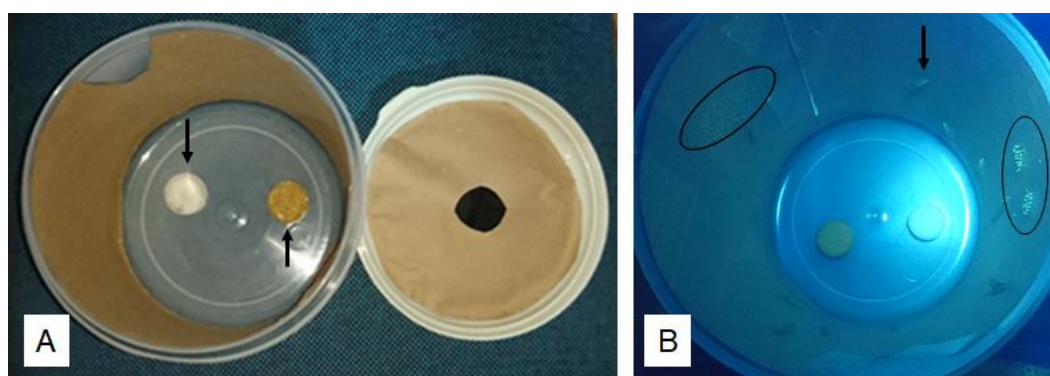


Figura 2. Preparación de cámara de oviposición. A) Provisión de agua y dieta; B) vista interna, los óvalos encierran huevos ovipositados y la fecha señala un adulto.

3. Mantenimiento de plantas

Se ubicaron 54 plantas de banano in vitro variedad gran enano de tres meses de edad (Figura 3A), en el invernadero del CIPROC en condiciones ambientales $21,9 \pm 3,5^{\circ}\text{C}$ y $72,7 \pm 9,9\%$ de HR, los datos registrados con un termohigrómetro ecowitt DS-102 (ECOWITT, <http://www.ecowitt.com>). Las plantas fueron proporcionadas por la Corporación Bananera Nacional (CORBANA, Centro de investigación La Rita de Guápiles). Se realizó el trasplante en maceteros de plástico (Figura 3B) con suelo previamente esterilizado y cada tres días se cumplió con el requerimiento hídrico. Para el manejo del patógeno *Mycosphaerella fijensis* (Capnodiales: Mycosphaerellaceae) se realizaron semanalmente podas fitosanitarias eliminando las partes afectadas y para el requerimiento nutricional cada tres semanas se aplicó fertilizante N-P-K 15-15-15 en dosis de 5 g/pl.

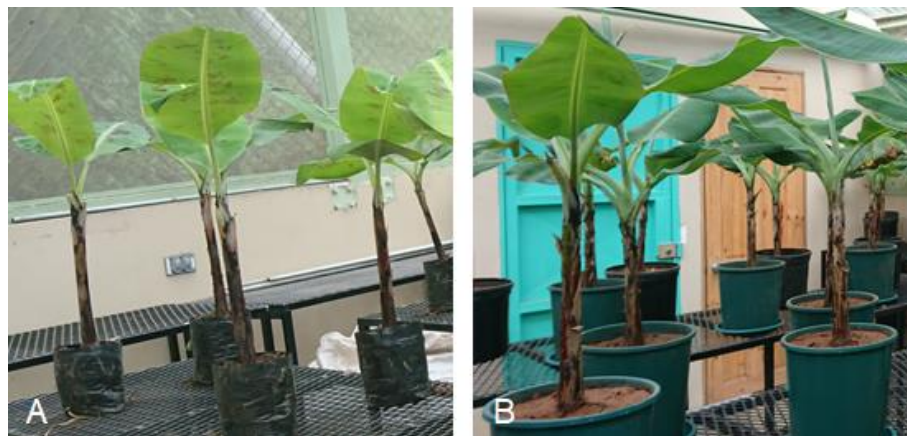


Figura 3. Mantenimiento de plantas de banano. A) Plantas de tres meses; B) trasplante de plantas en maceteros.

4. Manejo del experimento

Cuando las plantas cumplieron dos meses después del trasplante (m.d.t.), se infestó cada una con cinco hembras grávidas de *P. longispinus* colocadas entre las vainas foliares (Figura 4A). Luego de cuatro semanas se seleccionaron 32 plantas con las poblaciones de cochinillas más abundantes, cada planta fue confinada dentro de un cubículo de 60 cm x 60 cm x 160 cm (ancho, largo y alto) de una jaula entomológica conformada por cuatro compartimentos 240 cm x 60 cm x 160 cm (ancho, largo y alto), cada compartimento tenía confeccionada una entrada con tela tergal sellada con velcro para facilitar la revisión periódica de las plantas y constatar el establecimiento de las cochinillas en las vainas foliares, hojas o pseudotallos (Figura 4B).

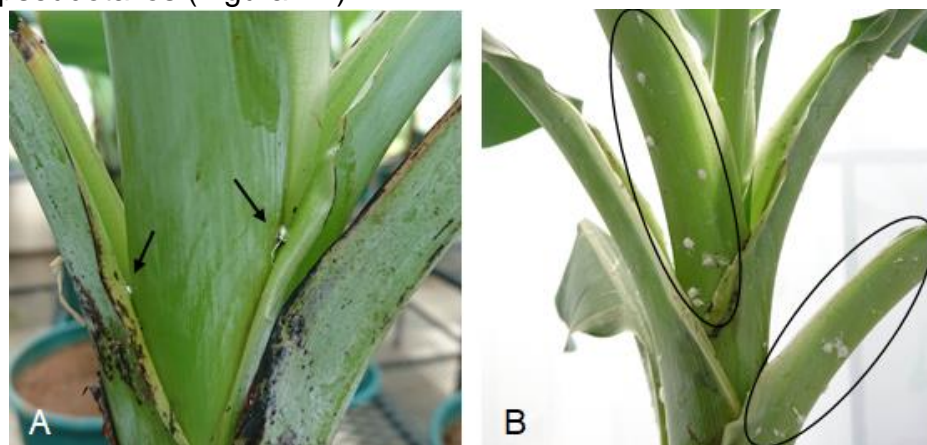


Figura 4. Plantas de banano con *Pseudococcus longispinus*. A) Infestación inicial en vainas foliares, la flecha indica hembras grávidas; B) colonización de cochinillas, el ovalo encierra ninfas, hembras y pupas en vainas foliares.

Adicionalmente, a los cuatro m.d.t se retiraron las vainas foliares secas de los pseudotallos (Figuras 5A y 5B) y se cortó las dos terceras partes de cada hoja para evitar el roce con la malla de la jaula (Figura 5C).

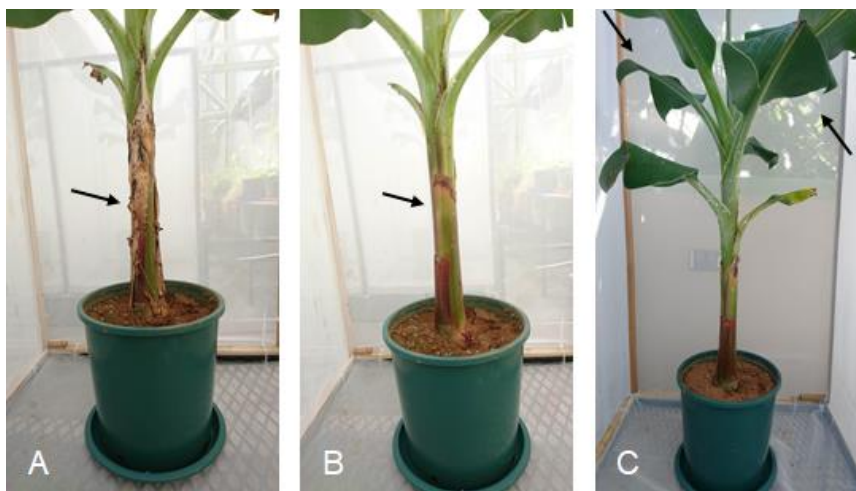


Figura 5. Labores fitosanitarias en plantas de banano. A) La fecha señala vainas foliares secas en pseudotallo, B) la fecha indica el pseudotallo limpio; C) las fechas muestran las hojas podadas.

Tres meses después de la infestación con *P. longispinus* en las plantas de banano, se contabilizó la población de ninfas, pupas y hembras presente en cada planta. Previo al establecimiento del ensayo se asignaron aleatoriamente los tratamientos a las plantas, distribuidos en ocho repeticiones. Para la ejecución del primer experimento con diferentes densidades de *Ce. smithi*, se usaron 240 larvas neonatas del depredador asignados a cuatro tratamientos de densidad: i) cinco larvas, ii) diez larvas, iii) quince larvas y iv) testigo (sin larvas). En cada planta se colocaron entre las vainas foliares u hojas el número de larvas correspondientes a cada tratamiento. Semanalmente se registró durante tres semanas las variables en estudio: número de ninfas, pupas y hembras de *P. longispinus*, número de larvas, pupas y adultos de *Ce. smithi*. Después del primer ensayo se retiraron las vainas foliares y hojas secas de las plantas de banano, también se cortaron dos tercios de las hojas que brotaron en ese periodo (Figuras 5A, 5B y 5C). Con ayuda de una aspiradora se retiró todos los restos y suciedad presente en cada cubículo.

Para evaluar el impacto de los diferentes estadios de desarrollo de *Ce. smithi*, se instaló un segundo experimento. Por lo que, se realizó una evaluación inicial cuantificando la población de ninfas, pupas y hembras de *P. longispinus* presente en cada planta. Se usaron 75 larvas del depredador asignadas a cuatro tratamientos: i) larva I (cinco días de edad), ii) larva II (diez días de edad), iii) larva III (quince días de edad) y iv) testigo (sin larvas). En cada unidad experimental (planta) se liberaron cinco individuos de acuerdo con el tratamiento (Figura 6A) y se establecieron cinco repeticiones (Figura 6B).

Se realizó una evaluación final de la población de *P. longispinus* cuando los individuos de *Ce. smithi* alcanzaron el estado de pupa, por el diseño del ensayo (edades del depredador), las larvas de tercer estado puparon primero, por ende, se evaluó la población de cochinillas en este tratamiento y el testigo, la siguiente semana el tratamiento de larvas II y el testigo, finalmente la última semana el tratamiento de larvas I y el testigo. Las variables registradas fueron el número de ninfas, pupas y hembras de *P. longispinus* y el número de larvas, pupas y adultos de *Ce. smithi*.

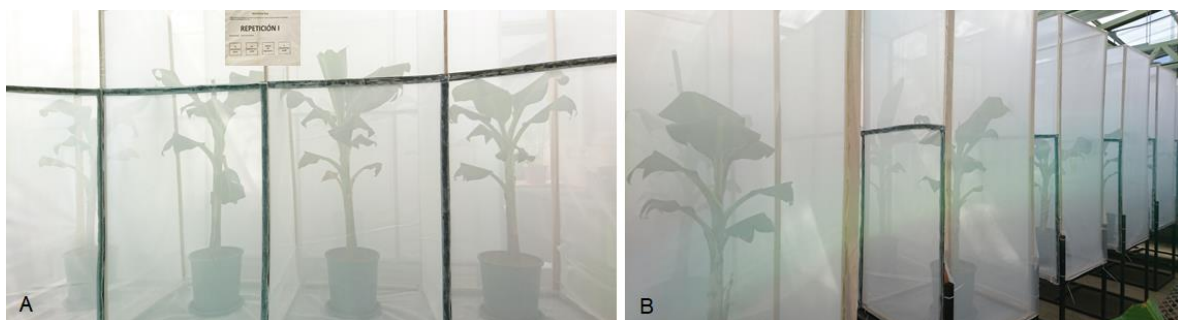


Figura 6. Distribución de ensayo en invernadero. A) Plantas de banano en cada cubículo (tratamientos); B) jaulas con los diferentes tratamientos (repeticiones).

5. Análisis de datos

Para los análisis se utilizó el software libre para computación estadística y gráficos de programa (R Core Team, 2019). RStudio versión 3.6.1. Se realizó modelos lineales generalizados (GLM) de quasi-verosimilitud con una distribución Poisson por la sobre dispersión de los datos (variables discretas). Se realizó análisis de varianza y comparación de medias (prueba Tukey $\alpha = 0,05$). Además, se calculó el cambio porcentual de las poblaciones de *P. longispinus* (hembras, pupas y ninfas) en cada semana de evaluación para mostrar el efecto del depredador sobre la presa.

Las librerías usadas para los análisis se indican a continuación: agricolae (Mendiburu 2019); bindrcpp (Müller 2018); dbplyr (Wickham y Ruiz 2019); ggplot2 (Wickham 2016); ggpubr (Kassambara 2019); magrittr (Bache y Wickham 2014); rio (Chan *et al.* 2018); tidyverse (Wickham 2017).

Resultados

1. Efecto de depredación de la densidad de *Ce. smithi* sobre la densidad de la presa

El Cuadro 1, muestra las poblaciones iniciales de hembras, pupas y ninfas de *P. longispinus* que no difirieron estadísticamente entre tratamientos (prueba de Tukey, $P = 0,05$).

Cuadro 1. Población inicial de *Pseudococcus longispinus* al inicio del ensayo.

Tratamientos (n=8)	Hembras	Pupas	Ninfas
Larva I (cinco días)	60,6 ± 27,1	23,1 ± 20,3	822,0 ± 495,7
Larva II (diez días)	85,4 ± 20,2	29,1 ± 17,2	1208,4 ± 285,9
Larva III (quince días)	69,6 ± 27,6	27,1 ± 28,8	1030,9 ± 339,8
Testigo (sin larvas)	76,9 ± 22,2	23,0 ± 16,8	1024,9 ± 595,2
Valor de <i>F</i>	1,48	0,16	1,00
<i>P</i> > <i>F</i>	0,242	0,921	0,407

1.1. Población de *Ce. smithi*

El número de individuos de *Ce. smithi* disminuyó a partir de la primera semana en todos los tratamientos (Figura 7). Algunas larvas muertas presentaron secreciones ostiolares en las mandíbulas (Cuadro 2), otra causa de mortalidad fue el canibalismo entre las larvas de *Ce. smithi* el cual fue observado, pero no evaluado. El número de larvas supervivientes alcanzaron el estadio de pupa y posteriormente la fase adulta, estas no difirieron estadísticamente entre tratamientos (Cuadro 3).

Cuadro 2. Porcentaje de mortalidad de larvas de *Ceraeochrysa smithi* al final del experimento.

Tratamientos (n=8)	Varias causas	Secreción ostiolar
Cinco larvas	62,5 ± 22,5 a	7,5 ± 10,4 a
Diez larvas	72,5 ± 13,9 a	11,3 ± 9,9 a
Quince larvas	81,7 ± 12,7 a	10,8 ± 8,7 a

Promedio ± DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no poseen diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$)

Cuadro 3. Número promedio de individuos de *Ceraeochrysa smithi* supervivientes al final del experimento.

Tratamientos (n=8)	Pupas	Adultos
Cinco larvas	1,5 ± 1,2 a	1,5 ± 1,2 a
Diez larvas	1,6 ± 1,4 a	1,1 ± 1,1 a
Quince larvas	1,1 ± 1,6 a	0,5 ± 0,8 a

Promedio ± DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no poseen diferencia significativa (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$)

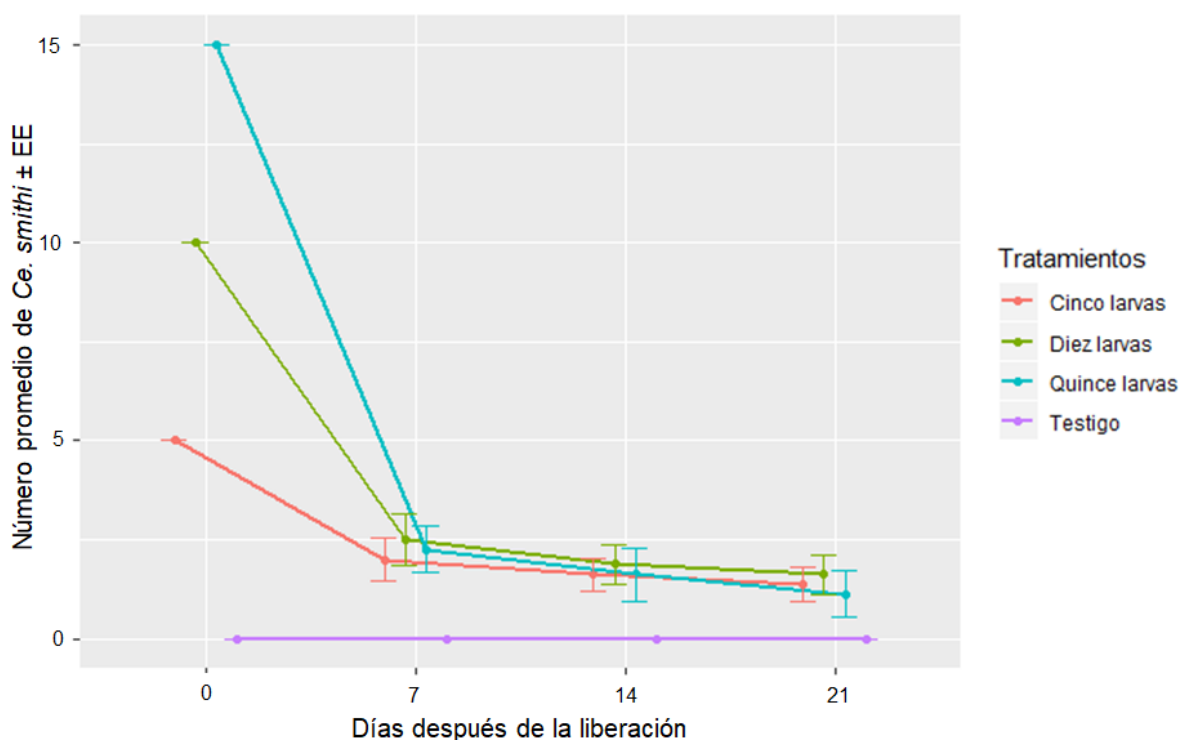


Figura 7. Población promedio de larvas de *Ceraeochrysa smithi* en plantas de banano consumiendo ninfas, pupas y hembras de *Pseudococcus longispinus*.

1.2. Población de hembras de *P. longispinus*

Durante las tres semanas de observación, se registró disminución del número de hembras de *P. longispinus* en todos los tratamientos con diferentes densidades de *Ce. smithi*, en el caso del testigo se observó un aumento en la última semana (Figura 8). El tratamiento con diez larvas de *Ce. smithi* mostró una disminución en el cambio porcentual del 14,2%, 23,9% y 24,7% durante la primera, segunda y

tercera semana respectivamente. La mayor disminución se observó en la tercera semana para el tratamiento donde se liberaron cinco larvas del depredador (29,2%), por otra parte, el testigo que mostró un aumento del 3,1% comparado con la población inicial de hembras de *P. longispinus* (Cuadro 4).

Cuadro 4. Porcentaje de población de hembras de *Pseudococcus longispinus* observada por semana con respecto a la población inicial expuestas a cuatro tratamientos de densidades de *Ceraeochrysa smithi*.

Tratamientos (n=8)	7 días	14 días	21 días
Cinco larvas	92,9	78,5	70,8
Diez larvas	85,8	76,1	75,3
Quince larvas	89,5	83,8	80,6
Testigo (sin larvas)	97,4	94,0	103,1

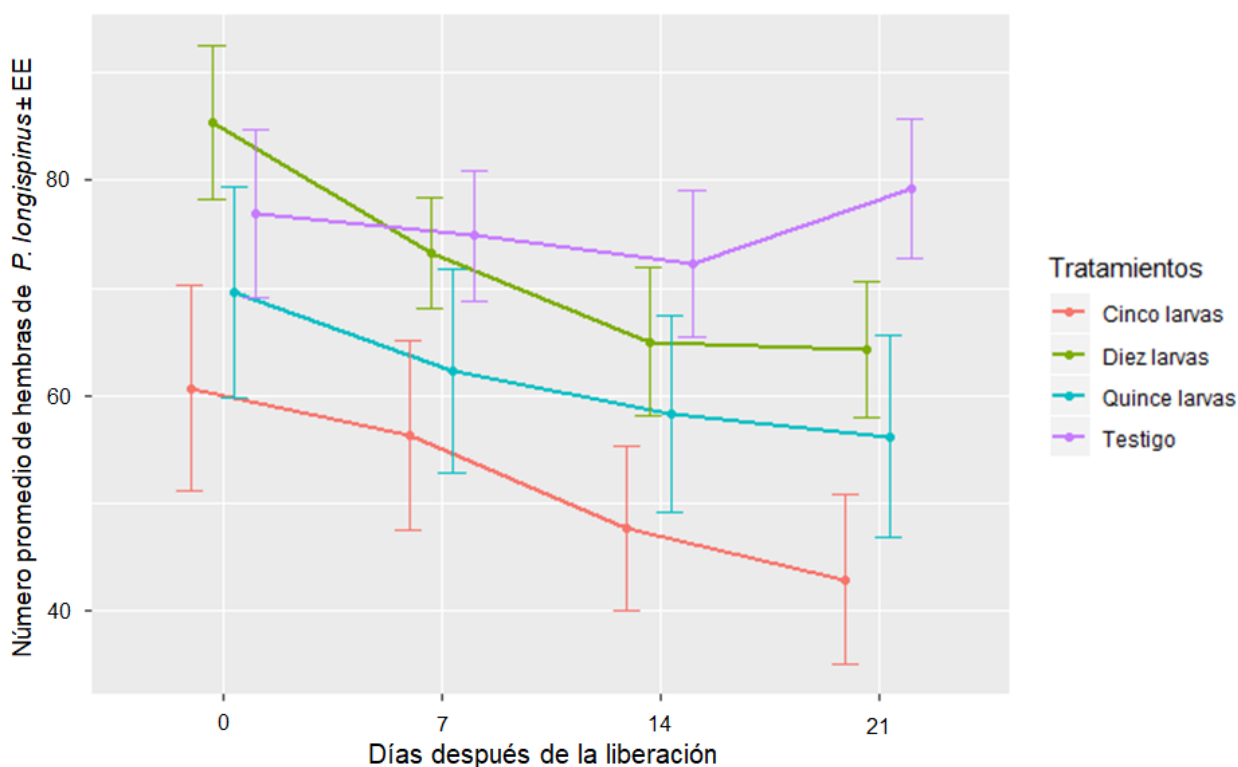


Figura 8. Población promedio de hembras de *Pseudococcus longispinus* expuestas a cuatro tratamientos de densidades de *Ceraeochrysa smithi*.

1.3. Población de pupas de *P. longispinus*

El incremento poblacional de pupas de *P. longispinus* se observó en todos los tratamientos hasta la segunda evaluación, durante la tercera semana el número de pupas donde se liberó cinco larvas de *Ce. smithi* se mantuvieron estables, esto difirió con los tratamientos de liberación de diez y quince larvas del depredador al continuar el aumento de población de pupas (Figura 9). De acuerdo con el cambio porcentual de la población de pupas en los tratamientos con liberación de densidades de *Ce. smithi* alcanzaron un rango de 210,4% a 283,8% más de la población inicial en la tercera semana. Mientras que, el testigo llegó a 476,1% más pupas de *P. longispinus* en comparación a su población inicial (Cuadro 5).

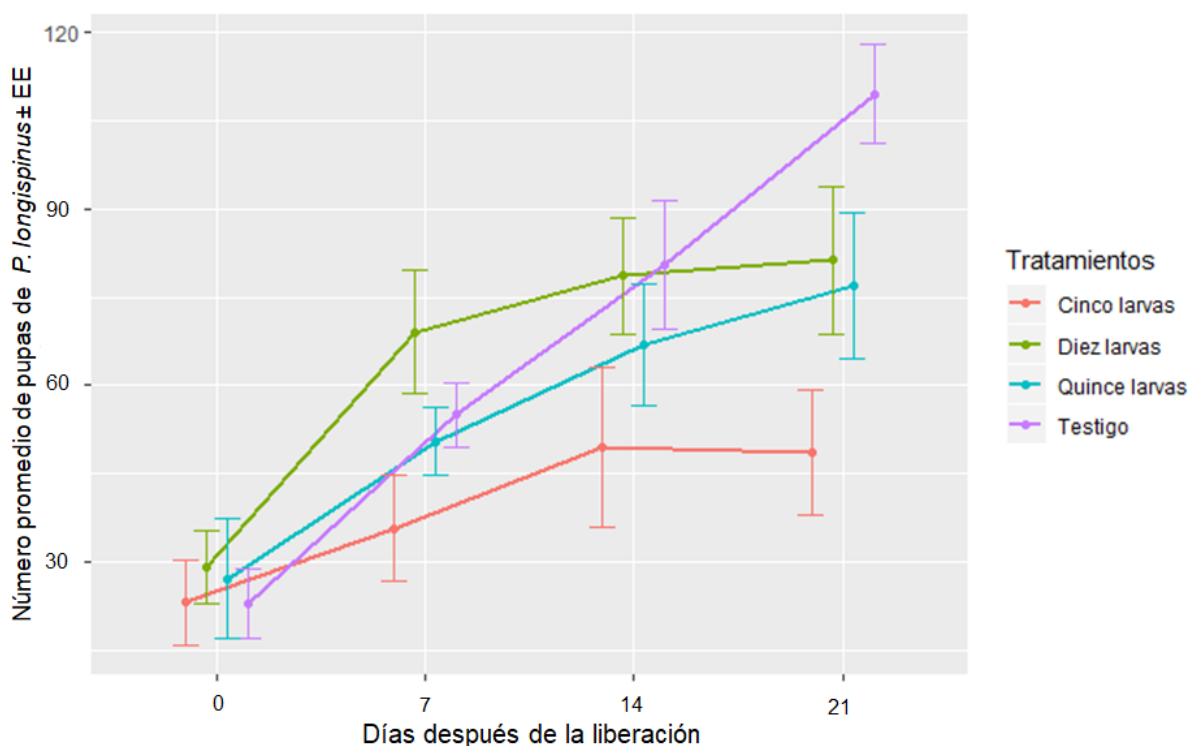


Figura 9. Población promedio de pupas de *Pseudococcus longispinus* expuestas a cuatro tratamientos de densidades de *Ceraeochrysa smithi*.

Cuadro 5. Porcentaje de población observada con respecto a la población inicial de pupas de *Pseudococcus longispinus* expuestas cuatro densidades del depredador *Ceraeochrysa smithi*.

Tratamientos (n=8)	7 días	14 días	21 días
Cinco larvas	155,0	214,3	210,4
Diez larvas	237,5	270,1	279,4
Quince larvas	186,3	246,9	283,8
Testigo (sin larvas)	239,1	350,0	476,1

1.4. Población de ninfas de *P. longispinus*

En la primera semana se observó en los cuatro tratamientos un aumento en las poblaciones de ninfas, las cuales disminuyeron gradualmente entre la segunda y tercera semana (Figura 10). Con base a los cambios porcentuales los mayores valores entre los tratamientos se presentaron en el testigo el 141,5%, 109,3% y 82,9% durante la primera, segunda y tercera semana de evaluación respectivamente. El porcentaje más bajo se observó para el tratamiento donde se liberaron cinco larvas de *Ce. smithi* con el 60,8% de ninfas de *P. longispinus* en la tercera semana (Cuadro 6).

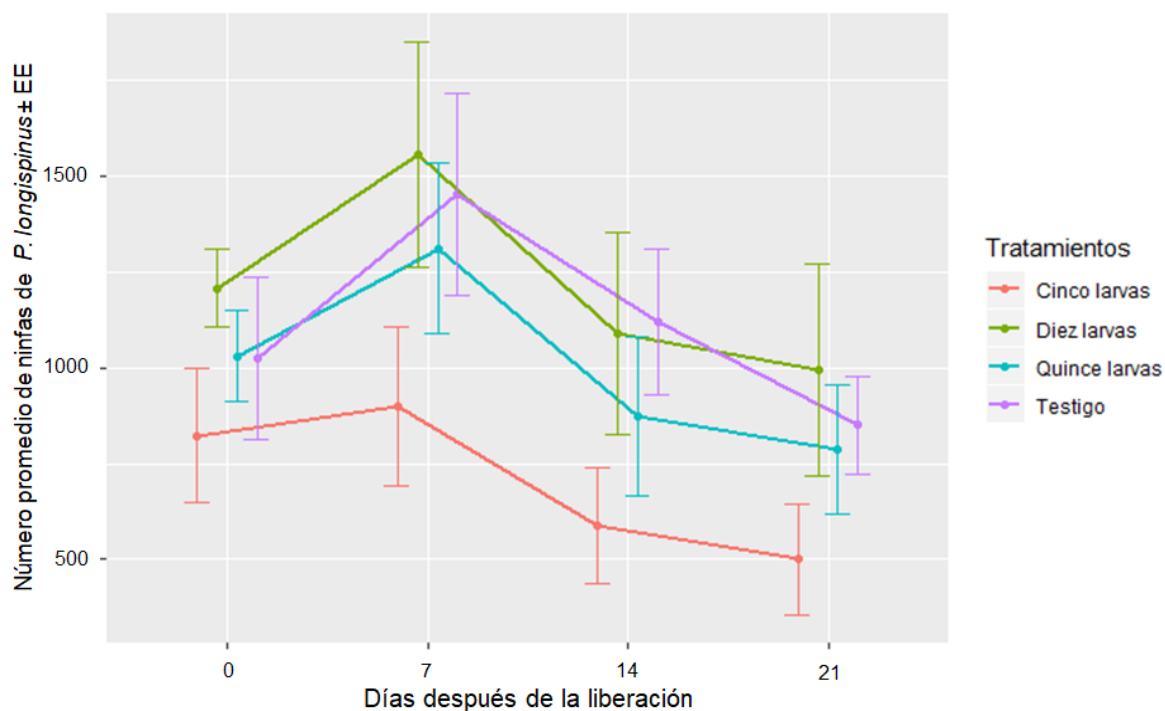


Figura 10. Población promedio de ninfas de *Pseudococcus longispinus* expuestas a cuatro tratamientos de densidades de *Ceraeochrysa smithi*.

Cuadro 6. Porcentaje de población observada con respecto a la población inicial de ninfas de *Pseudococcus longispinus* expuestas a cuatro densidades del depredador *Ceraeochrysa smithi*.

Tratamientos (n=8)	7 días	14 días	21 días
Cinco larvas	109,4	71,6	60,8
Diez larvas	128,7	90,1	82,3
Quince larvas	127,2	84,8	74,5
Testigo (sin larvas)	141,5	109,3	82,9

1.5. Población total de *P. longispinus*

En la evaluación inicial y final no se registró diferencias estadísticamente significativas de las poblaciones de cochinillas en los tratamientos. El mayor porcentaje de reducción poblacional se observó donde se liberaron cinco larvas de *Ce. smithi* (34,7%) en comparación al tratamiento con diez larvas que presentó una disminución del 13,8% (Cuadro 7).

Cuadro 7. Población promedio de *Pseudococcus longispinus* (\pm DE) y porcentaje de reducción poblacional expuestas a cuatro tratamientos de densidades del depredador *Ceraeochrysa smithi*.

Tratamientos (n=8)	Evaluación		Porcentaje de reducción poblacional
	Inicial	Final	
Cinco larvas	905,8 \pm 524,4	591,6 \pm 453,6	34,7
Diez larvas	1322,9 \pm 298,2	1139,8 \pm 806,8	13,8
Quince larvas	1127,6 \pm 362,8	920,6 \pm 517,9	18,4
Testigo (sin larvas)	1124,8 \pm 609,9	1038,8 \pm 398,6	7,6

2. Efecto de depredación de diferentes estadios de *Ce. smithi* sobre la densidad de la presa

2.1. Población inicial de *P. longispinus*

Las poblaciones de hembras y ninfas de *P. longispinus* difirieron estadísticamente entre las plantas infestadas asignadas a los diferentes tratamientos, mientras que las pupas no mostraron diferencia (prueba de Tukey $\alpha = 0,05$, Cuadro 8).

Cuadro 8. Población inicial promedio de *Pseudococcus longispinus* presentes en plantas de banano sometidas a diferentes estadios larvarios de *Ceraeochrysa smithi*.

Tratamientos (n=5)	Hembras	Pupas	Ninfas
Larva I (cinco días de edad)	130,8 ± 57,9 a	85,4 ± 10,8	535,2 ± 139,9 a
Larva II (diez días de edad)	95,4 ± 41,9 ab	87,0 ± 41,2	550,2 ± 189,3 a
Larva III (quince días de edad)	104,8 ± 37,1 ab	84,8 ± 13,6	471,8 ± 152,1 ab
Testigo (sin larvas)	72,6 ± 14,8 b	78,2 ± 23,7	349,6 ± 88,5 b
Valor de <i>F</i>	4,195	0,239	4,76
<i>P>F</i>	0,0151*	0,868	0,00893**

Promedio ± DE dentro de cada columna seguidas con letras iguales no poseen diferencia significativa (Prueba de Tukey $\alpha = 0,05$; Código de significancia: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 '' 1)

2.2. Población de hembras de *P. longispinus*

Las poblaciones de hembras presentes en los tratamientos expuestos a las larvas I y II aumentaron, pero las poblaciones asignadas al tratamiento de larva III no presentaron cambio. Mientras que, en el testigo el número de hembras fue aumentando gradualmente más que los otros tratamientos (Figura 11).

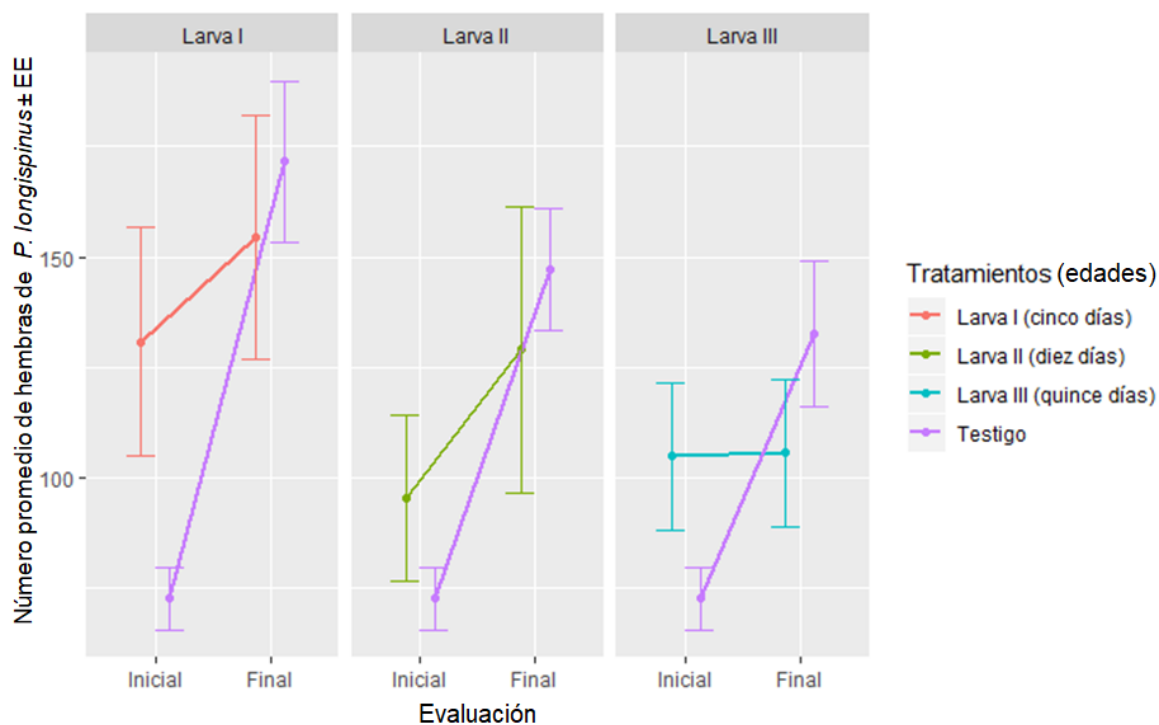


Figura 11 Número de promedio de hembras de *Pseudococcus longispinus* expuestos a cuatro tratamientos de diferentes estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*.

2.3. Población de pupas de *P. longispinus*

Los niveles de población de pupas en los tratamientos donde se liberaron larvas del depredador de segundo y tercer estadio presentaron una disminución en relación con la población inicial. Al contrario, el tratamiento de larva I de *Ce. smithi* no varió el número promedio de pupas, mientras que, en el testigo se registraron aumentos durante la segunda y tercera semana (Figura 12).

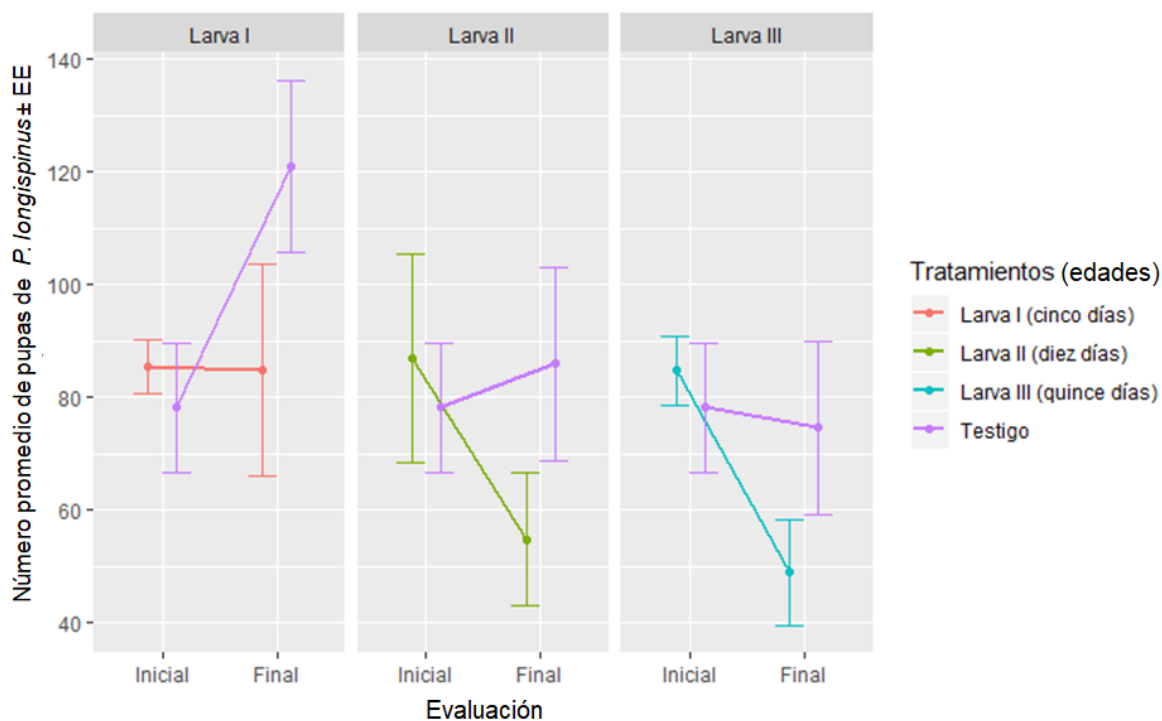


Figura 12. Población promedio de pupas de *Pseudococcus longispinus* en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*.

2.4. Población de ninfas de *P. longispinus*

Se observó una disminución del número de ninfas de cochinillas en el tratamiento donde se liberaron larvas III de *Ce. smithi*. Similar condición, pero en menor proporción se notó en las plantas con larvas del depredador de segundo estado. Una tendencia opuesta con el aumento poblacional de ninfas se registró con larvas de primer estado. Para el testigo el número de ninfas casi se duplicó en relación con la población inicial (Figura 13).

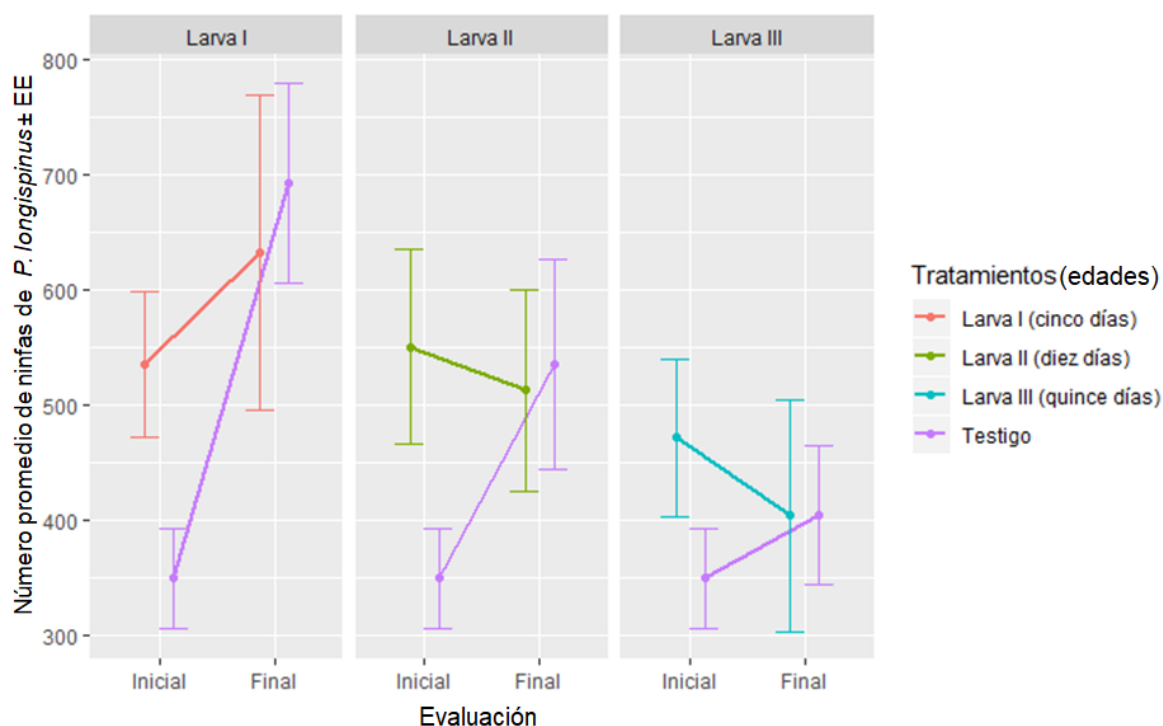


Figura 13. Población promedio de ninfas de *Pseudococcus longispinus* en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*.

2.5. Población final de *P. longispinus*

El efecto que ejercieron los tres estadios larvales de *Ce. smithi* sobre las poblaciones de hembras, pupas y ninfas de *P. longispinus* fue diferente en cada tratamiento. Se observó el 15,5% y 4,9% de disminución donde se liberaron larvas del depredador de tercer y segundo estadio respectivamente. En los tratamientos donde se liberaron larvas de primer estado se registró un incremento del 16% de los individuos sobre la población inicial y un aumento del 96,8% de *P. longispinus* en el testigo (Figura 14).

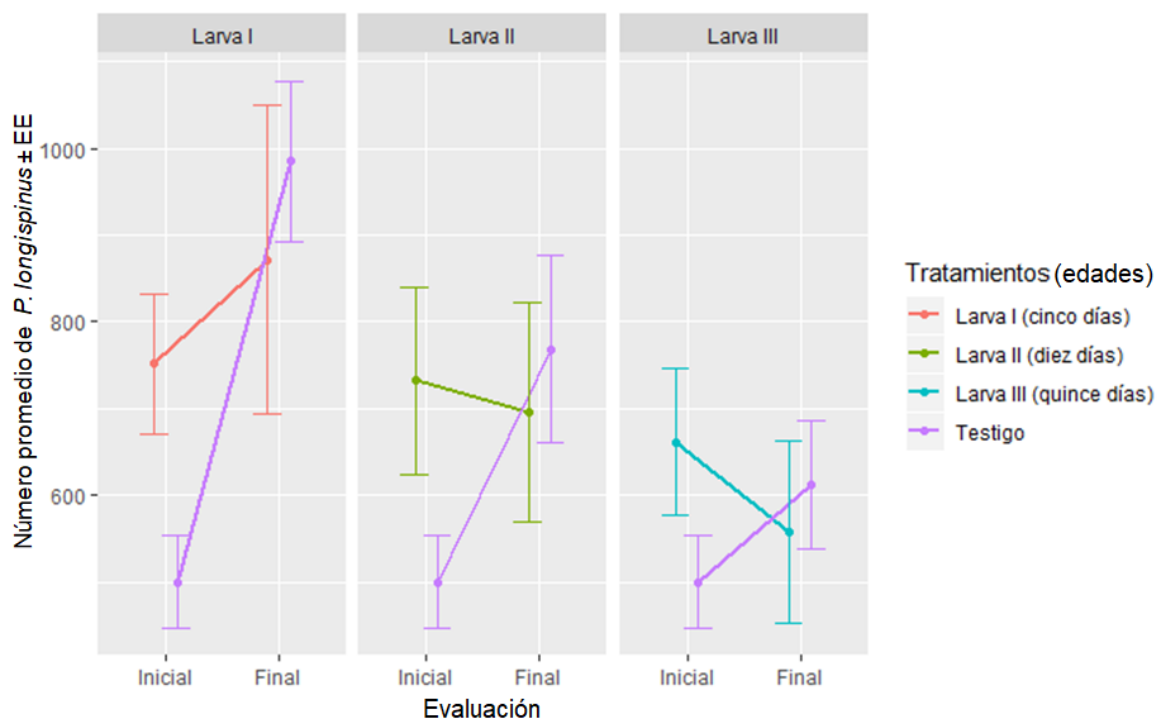


Figura 14. Población promedio de *Pseudococcus longispinus* en plantas de banano expuestas a cuatro estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi*.

2.6. Poblaciones de *Ce. smithi*

Después de la liberación del depredador, el mayor porcentaje de mortalidad de larvas se observó en las larvas I de cinco días (52 %), mientras que, las larvas II de diez días y las larvas III de quince días presentaron el 16% y 8% de mortalidad respectivamente. Las larvas III de *Ce. smithi* mostraron un mayor número de individuos en alcanzar el estadio de pupa y adulto, seguidos por las larvas II y por último las larvas I presentaron el menor número de individuos en convertirse en adultos (Figura 15).

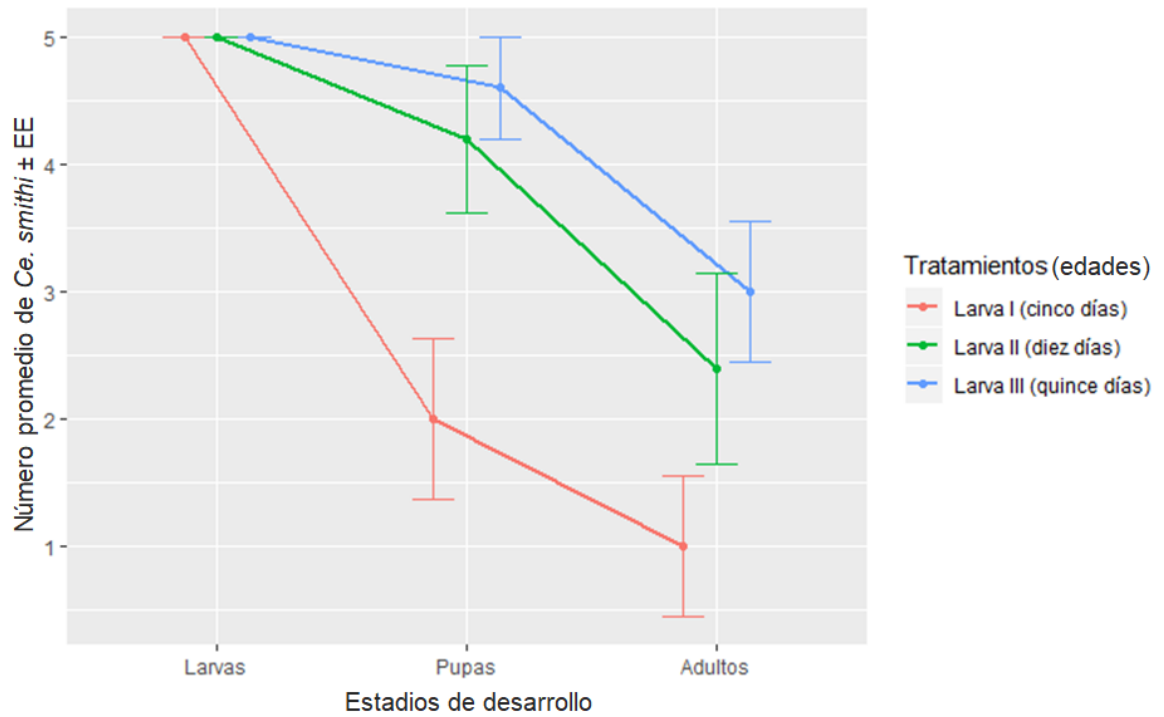


Figura 15. Población promedio observada con respecto a la población inicial de tres estadios larvales de *Ceraeochrysa smithi* liberadas en plantas de banano.

Discusión

Las diferentes densidades larvales de *Ce. smithi* depredando ninfas, pupas y hembras adultas de *P. longispinus*, ejercieron porcentajes de disminución de la población total de la cochinilla durante las tres semanas de evaluación. Se observó una reducción de la plaga de 34,7%, 13,8% y 18,4% cuando se liberaron 5, 10 y 15 individuos del depredador respectivamente. Breene *et al.* (1992) encontraron que el liberar 25 o 50 individuos de *Chrysoperla rufilabris* (Burmeister) por planta mantuvieron las poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) en niveles que no dañaron la calidad de *Hibiscus rosa-sinensis* L. en comparación a la liberación de 5 larvas del depredador donde si encontraron daños de la plaga. Por otro lado, Easterbrook *et al.* (2006) registraron un decrecimiento del 65% de la población de *Chaetosiphon fragaefolii* (Cockerell y TDA) (Hemiptera: Aphididae) en plantas de fresa al liberar 10 larvas de *Chrysoperla carnea* (Stephens), mientras que, con 5 larvas hubo una disminución del 41% de la población total de pulgones. Otros autores han reportado que con una densidad de 240 larvas de *Ch. externa* por planta se obtiene un 65% de reducción de individuos de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en plantas de tomate (Castro-López y Martínez-Osorio 2016), demostrando que la eficiencia del depredador está relacionada a la densidad de liberación.

Posterior a la liberación, durante las siguientes tres semanas se pudo evaluar la supervivencia de *Ce. smithi*. El número de individuos en la primera semana fue de $2,0 \pm 1,5$; $2,5 \pm 1,9$ y $2,3 \pm 1,7$ larvas en los tratamientos cuyas densidades fueron 5, 10 y 15 larvas respectivamente, siendo aún capaces de disminuir la población de *P. longispinus* con los individuos del depredador presentes. De acuerdo con la investigación de Auad *et al.* (2007) una densidad de 5 o 10 larvas de *Chrysoperla externa* (Hagen) por planta pudo disminuir la población de ninfas de *B. tabaci* en un 42%, mientras que, una larva por planta pudo reducir el 30% de la población de esta plaga, demostrando la eficiencia de un solo individuo. Por otro lado, Easterbrook *et al.* (2006), reportaron un 86% de disminución del pulgón *C. fragaefolli* cuando liberaron 8 larvas de *Ch. externa* por planta de fresa.

En este estudio, en invernadero se observó que los valores de supervivencia de *Ce. smithi*, no variaron desde la primera hasta la última semana de evaluación. Las principales causas de mortalidad observadas en larvas de primer estado fueron: presencia de secreción ostiolar en las mandíbulas del depredador y canibalismo. En ensayos de laboratorio se registró que las secreciones ostiolares emitidas por *P. longispinus* de 1 a 4 mm de tamaño ocasionaba un rango mortalidad en larvas de primer estadio de *Ce. smithi* del 10 al 40% dependiendo del tamaño de la cochinilla (ver Capítulo 1). Gillani y Copland (1999) observaron que los fluidos ostiolares de *P. longispinus* endurecían el aparato bucal de *Sympherobius fallax* (Neuroptera: Hemerobiidae) causando la muerte de las larvas. Asimismo, Daane y Yokota (1997) observaron una disminución de casi el 50% en el número de larvas de *Ch. comanche* después de 10 días de la liberación, esta reducción la atribuyeron a causas como dispersión, depredación y mortalidad abiótica.

Pacheco-Covarrubias y Perales-Amador (2013), demostraron que la capacidad de depredación ejercida por las larvas II y III de *Ch. comanche* sobre ninfas 4-5 de *D. citri* fue igual (12 individuos) cuando estas se mantuvieron en ayuno. En contraste, *Ce. valida* mostró diferencias significativas en el número de presas consumidas por las larvas III (27,75) con respecto a larvas II (12,08). En el segundo ensayo cuando se liberaron cinco individuos de III y II estadio, se registró una disminución de *P. longispinus* en un 15,5% y 9,0% respectivamente. Las larvas I del depredador permitieron un incremento del 16% de las poblaciones de cochinillas, mostrando regulación de la población en comparación al tratamiento testigo donde hubo un incremento del 96,8% de la población inicial. Por otro lado, Palomares-Pérez *et al.* (2016), comprobaron la eficiencia de *Ce. valida* liberando larvas de segundo estadio, registraron un 73,51% de mortalidad de *D. citri* durante cuatro meses, a diferencia del 23,01% mortalidad por la acción de fauna benéfica y condiciones naturales en lotes sin liberación del depredador.

En los dos ensayos que se realizaron para esta investigación se obtuvieron reducciones poblacionales de *P. longispinus*, estos resultados oscilaron entre el

9,0% al 34,7% de disminución cuando se liberaron tres densidades (5, 10 y 15 larvas) y tres estadios de desarrollo (larvas I, II y III) de *Ce. smithi*. Zaki *et al.* (1999), observaron del 85% al 99% de descenso en poblaciones de *A. gossypii* después de 12 días de la liberación de larvas II de *Ch. carnea* en relaciones 1:5, 1:10 y 1:20 (depredador: presa) en campos de okra. Alghamdi *et al.* (2018), registraron disminuciones de poblaciones *B. tabaci* después de 10 días de liberar *Ch. carnea* de segundo estado en plantación de calabaza y pimiento dulce en densidades de cinco larvas ($25,6 \pm 12,9\%$; $53,6 \pm 27,4\%$) y diez larvas ($57,5 \pm 17,9\%$; $89 \pm 12,6\%$). Estos valores lograron reducirse hasta en un 100% con liberaciones (intervalos de 10 días) durante dos meses.

El método de liberación inundativas del depredador, es una estrategia usada comúnmente y logra mantener la plaga en niveles deseados (Breene *et al.* 1992; Senior y McEwen 2001). Con estos ensayos se pudo mostrar que con una liberación *C. smithi* en diferentes densidades o edades, el depredador es capaz de bajar en ciertos niveles las poblaciones de *P. longispinus*. Otro punto importante que Itioka e Inoue (1996) reportaron, es que para un buen desempeño de depredadores como *Chilocorus kuwanae* (Coleoptera: Coccinellidae) y una especie de Chrysopidae, es necesario la exclusión de hormigas *Lasius niger* (Hymenoptera: Formicidae), quienes brindaban protección a *Pseudococcus citriculus* (Hemiptera: Pseudococcidae) atacando los enemigos naturales. Al eliminar las hormigas redujeron en un 94% las poblaciones de *P. citriculus*. Asimismo, Liu *et al.* (2011) consideran vital las condiciones ambientales como temperatura, humedad y luminosidad en función a la etapa de desarrollo del controlador biológico para un establecimiento en el campo.

Los resultados obtenidos en estos experimentos nos brindan un panorama de cómo se comporta *Ce. smithi* liberado en diferentes densidades y estadios de desarrollo, con lo cual valdría la pena estudiar su potencial de controlador biológico a nivel de campo, sobre otros insectos plaga y con frecuencias de liberaciones para comprobar su eficacia en el tiempo.

Conclusiones

Liberar larvas neonatas de *Ce. smithi* pudo suprimir la población de *P. longispinus* entre un 13,8% a 34,7%.

En las tres densidades de liberación (cinco, diez y quince larvas neonatas de *Ce. smithi*) se observó que en cada tratamiento llegaron al estado adulto 1,5; 1,6 y 1,1 individuos por planta respectivamente.

El tercer estadio de *Ce. smithi* fue capaz de reducir la población de *P. longispinus* 15,5% en una semana.

Se pudo comprobar en los dos ensayos que la mortalidad del depredador es mayor cuando se libera los estadios de desarrollo más jóvenes.

Las larvas de tercer estadio liberadas presentaron un promedio de 3 individuos por planta en alcanzar el estado adulto.

Agradecimientos

A la Secretaria Nacional de Educación Superior, Ciencia y Tecnología SENESCYT Ecuador por el financiamiento completo de la beca de estudios y de este trabajo de investigación. Al Sistema de Estudios de Posgrado SEP por el financiamiento otorgado para la adquisición de las jaulas entomológicas y al PhD. Javier Monge Meza por sus valiosas recomendaciones en la elaboración del presente trabajo.

Literatura citada

- Adedipe, F; Park, Y.-L. 2012. Effect of plant characteristics and within-plant distribution of prey on colonization efficiency of *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) Adults. Hindawi Publishing Corporation Psyche. (2012):1-5.
- Alghamdi, A; Al-Otaibi, S; Sayed, S. 2018. Field evaluation of indigenous predacious insect, *Chrysoperla carnea* (Steph.) (Neuroptera: Chrysopidae), fitness in controlling aphids and whiteflies in two vegetables crops. Egyptian Journal of Biological Pest Control (2018)28:20.
- Armijos F. 2004a. Poblaciones de piojos harinosos (cochinillas harinosas) presentes en las bananeras. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP-Guayaquil, Ecuador) - Sistema de información internacional para la ciencia y tecnología agrícolas (AGRIS). Consultado el 18 de junio del 2017. Disponible en <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=EC2005000039>
- Armijos, F. 2004b. El virus del estriado del banano (BSV) en plantaciones de plátano y banano en Ecuador. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP-Guayaquil, Ecuador) - Sistema de información internacional para la ciencia y tecnología agrícolas (AGRIS). Consultado el 18 de junio del 2017. Disponible en <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=EC2005000038>
- Auad, A; Carvalho, C; Souza, B; Simões, A; Oliveira, S; Braga, A; Ferreira, R. 2007. Potencial de *Chrysoperla externa* (Hagen) no controle de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B em tomateiro. Acta Scientiarum Agronomy 29(1):29-32.

- Bache, S; Wickham, H. 2014. magrittr: A Forward-Pipe Operator for R. R package version 1.5. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=magrittr>
- Bezerra, G; Santa-Cecília, V; Carvalho, C; Souza, B. 2006. Aspectos biológicos da fase adulta de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) oriunda de larvas alimentadas com *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae). *Ciência e Agrotecnologia* 30(4):603-610.
- Breene, R; Meagher, R; Nordlund, D; Wang, Y. 1992. Biological control of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). *Biological Control* 2:9-14.
- Byron, M; Gillett-Kaufman, J. 2016. Longtailed mealybug – *Pseudococcus longispinus*. University of Florida.
- Castro-López, M; Martínez-Osorio, J. 2016. Capacidad reguladora de *Chrysoperla externa* (Hagen) sobre mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en tomate bajo invernadero. *Revista Ciencia y Agricultura* 13(2):57-66.
- Chan, Ch; Chan, G; Leeper, T; Becker, J. 2018. rio: A swiss-army knife for data file I/O. R package version 0.5.16. <https://CRAN.R-project.org/package=rio>
- Contreras, J. 2010. Identificación de la entomofauna benéfica para el manejo biológico de los vectores del BSV en plantaciones de banano y plátano. Tesis de Grado. Universidad Agraria del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrarias. Milagro. 69 p.
- CORBANA (Corporación Bananera Nacional, Costa Rica) 2019. Exportación Bananera. Estadística Bananera. Industria bananera en Costa Rica (en línea).

- Consultado el 16 de mayo del 2019. Disponible en <https://www.corbana.co.cr/banano-de-costa-rica/#estadistica>
- Corozo, R. 2011. Tecnologías para el manejo de *Dysmicoccus bispinosus* (Hemiptera – Sternorrhyncha: Pseudococcidae) en racimos de banano con diferentes tipos de protectores. Tesis de Grado. Universidad de Guayaquil, Facultad de Ciencias Agrarias. Guayaquil-Ecuador. 77 p.
- Cubillo, D; González, M. 2014. Guía de Manejo de Plagas: Lista verde y Amarilla. Cochinilla del Banano (en línea). Plantwise (Ed.). CABI (Crop Protection Compendium International). Consultado el 25 de mayo del 2017. Disponible en <https://www.cabi.org/ISC/FullTextPDF/2016/20167801171.pdf>
- Daane, K; Yokota, G. 1997. Release strategies affect survival and distribution of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) in augmentation programs. *Environmental Entomology* 26(2):455-464.
- Delgado y Antunes 2017. Asian citrus psyllid predator *Ceraeochrysa valida* (Chrysopidae) tolerant to insecticides. Production, release and effectiveness in field. *Journal of Citrus Pathology* 4(1):9.
- Easterbrook, M; Fitzgerald, J; Solomon, M. 2006. Suppression of aphids on strawberry by augmentative releases of larvae of the lacewing *Chrysoperla carnea* (Stephens). *Biocontrol Science and Technology* 16(9): 893-900.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) 2019. Banana market review: Preliminary results for 2018 (en línea). Roma, Italia. Consultado el 15 de abril del 2019. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/templates/est/COMM_MARKETS_MONITORING/Bananas/Documents/Banana_Market_Review_Prelim_Results_2018.pdf

- García, M; Denno, B; Miller, D; Miller, G; Ben-Dov, Y; Hardy, N. 2016. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics (en línea). Consultado el 24 de mayo del 2017. Disponible en <http://scalenet.info>.
- Gillani, W; Copland, M. 1999. Defensive behaviour of the longtailed mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti) (Hemiptera: Pseudococcidae) against the brown lacewing *Sympherobius fallax* Navas (Neuroptera: Hemerobiidae). *Entomologica* 33(0):279-285.
- Guillén, C; Rodríguez, A; Laprade, S; Valle, H; Segura, R; Uva, V; Sandoval, J. 2010. Biología y Control de Las Cochinillas y Escamas que Atacan al Banano. Dirección de Investigaciones, sección de Protección Ambiental y Entomología. Proyecto REP-Car. Hoja divulgativa N°5.
- Itioka, T; Inoue T. 1996. The role of predators and attendant ants in the regulation and persistence of population of the citrus mealybug *Pseudococcus citriculus* in Satsuma orange orchard. *Applied Entomology and Zoology* 31(2):195-202.
- Kassambara, A. 2019. ggpubr: 'ggplot2' based publication ready plots. R package version 0.2.1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=ggpubr>
- Leman, A; Vijverberg, R; Messelink, GJ. 2014. Optimizing biological control of mealybugs with lacewing larvae. *Integrated Control in Protected Crops, Temperate Climate IOBC-WPRS Bulletin* 102:127-131.
- Liu, Z; McNeil, J; Wu, K. 2011. Flight mill performance of the lacewing *Chrysoperla sinica* (Neuroptera: Chrysopidae) as a function of age, temperature, and relative humidity. *Journal of Economic Entomology* 104(1):94-100.

- Mani, M; Krishnamoorthy, A. 2007. Biological suppression of *Planococcus citri* (Risso) (Homoptera: Pseudococcidae) on *Crossandra undulifolia* Salisb. in India. *Journal Biological Control* 21(2):283-285.
- Mani, M; Krishnamoorthy, A. 2008. Biological suppression of the mealybugs *Planococcus citri* (Risso), *Ferrisia virgata* (Cockerell) and *Nipaecoccus viridis* (Newstead) on pummelo with *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant in India. *Journal Biological Control* 22(1):169-172.
- Mendiburu, F. 2019. agricolae: Statistical procedures for agricultural research. R package version 1.3-1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=agricolae>
- Müller, K. 2018. bindrcpp: An 'Rcpp' interface to active bindings. R package version 0.2.2. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=bindrcpp>
- Pacheco-Covarrubias, J; Perales-Amador, M. 2013. *Chrysoperla carnea* (Stephen), *Chrysoperla comanche* (Banks), *Ceraeochrysa valida* (Banks) (Neuroptera: Chrysopidae) como depredadores de *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae). *Revista Sociedad Mexicana de Entomología* 2013:278-283.
- Palma, M. 2015. Caracterización Morfológica y Molecular de la Cochinilla Harinosa (Pseudococcidae) en el Cultivo de Banano (*Musa* spp) de la Zona Atlántica de Costa Rica y su Comparación con Cochinillas de la Región Neotropical. Tesis de Maestría. Universidad de Costa Rica Sistema de Estudios de Posgrado. Ciudad Universitaria Rodrigo Facio, Costa Rica.
- Palomares-Pérez, M; Ayala-Zermeño, M; Rodríguez-Vélez, B; Cruz-Llanas, J; Sánchez-González, J; Arredondo-Bernal, H; Córdoba-Urtiz, E. 2016.

- Abundancia y depredación de *Ceraeochrysa valida* (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) en Colima, México. Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences, ex Agro-Ciencia 32(3):234-243.
- Penny, N. 2002. A guide to the lacewings (Neuroptera) of Costa Rica. Proceedings of the California Academy of Sciences. 53(12):161-457.
- R Core Team (2019) R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. Disponible en <https://www.R-project.org>
- Rivas, M; Muñoz, D; Ruiz, M; Fernández, L; Muñoz, F; Pérez, N. 2017. Colección Mastozoológica del Museo de Historia Natural de la Universidad del Cauca. Universidad del Cauca. Consultado el 13 de mayo del 2019. Disponible en <https://www.gbif.org/species/2104415>
- Shaukat, M. 2018. Feeding behaviour and life durations of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) feeding on a variety of hosts. Journal of Entomology and Zoology Studies 6(1):691-697.
- Senior, L; McEwen, P. 2001. Lacewings in the Crop Environment: The use of lacewings in biological control. McEwen, P; New, T; A. Whittington, A. (Eds.). Senior, Cambridge, United Kingdom, Cambridge University Press. 546 p. ISBN 978-0-5116-6611-7.
- SEPSA (Secretaría Ejecutiva de Planificación Sectorial Agropecuaria) 2019. Boletín Estadístico Agropecuario N° 28. Serie Cronológica 2014-2017. Comercio Exterior. Exportaciones Nacionales y Cobertura Agropecuaria (en línea). Disponible en <http://www.sepsa.go.cr/DOCS/BEA/BEA28/comercioExterior.html#cerrar>

- Tapajós, S; Lira, R; Silva-Torres, C; Torres, J; Coitinho, R. 2016. Suitability of two exotic mealybug species as prey to indigenous lacewing species. *Biological Control* 96:93-100.
- Tauber, M; Tauber, C; Albuquerque, G. 2009. *Encyclopedia of Insects: Neuroptera (Lacewings, Antlions)*. Resh, V; Cardé, R. (Eds.). Tauber, San Diego, Estados Unidos, Academic Press. 1132 p. ISBN: 978-0-12-374144-8.
- Vargas, C; Luque, J; Villanueva, A. 1987. Reconocimiento e identificación de las especies de *Chrysopas* verdes (Neuroptera: Chrysopidae) en la zona de Puerto Wilches. *Agronomía Colombiana* IV:16-18.
- Villalba, M; Vila, N; Marzal, C; Garcia, F. 2006. Influencia en el control biológico del cotonet *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) de la liberación inoculativa de enemigos naturales y la eliminación de hormigas, en parcelas de cítricos. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 32:205-215.
- Wickham, H. 2016. *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. Springer-Verlag New York. Disponible en <https://ggplot2.tidyverse.org>
- Wickham, H. 2017. *tidyverse: Easily Install and Load the 'Tidyverse'*. R package version 1.2.1. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=tidyverse>
- Wickham, H; Ruiz, E. 2019. *dbplyr: A 'dplyr' Back End for Databases*. R package version 1.4.2. Disponible en <https://CRAN.R-project.org/package=dbplyr>
- Zaki, F; El-Shaarawy, M; Farag, N. 1999. Release of two predators and two parasitoids to control aphids and whiteflies. *Journal of Pest Science* 72(1):19-20.

CAPITULO 3

Discusión final

En la presente investigación realizada en condiciones de laboratorio, al proveer como dieta testigo huevos de *Sitotroga cerealella* a las larvas de *Ceraeochrysa smithi*, estas completaron sus estadios de desarrollo como fue reportados por autores que ofrecieron huevos de *S. cerealella* o huevos de *Anagasta kuehniella* a otras especies de chrysopidos (Santa-Cecilia *et al.* 1997, López-Arroyo *et al.* 1999, De Oliveira *et al.* 2016, Tapajós *et al.* 2017). Del mismo modo, *Ce. smithi* al consumir diferentes tamaños de la cochinilla pudo alcanzar el estado adulto como otras especies de chrysopidos alimentados con cochinillas (Bonani *et al.* 2009, Tapajós *et al.* 2017), pero con una supervivencia menor cuando consumieron *P. longispinus* en comparación a huevos de *S. cerealella*.

La mortalidad de *Ce. smithi* en sus estadios larvales estuvo ligada a la obstrucción de sus mandíbulas por secreciones ostiolares de la cochinilla y la poca capacidad de las larvas neonatas para penetrar la epidermis de las cochinillas de 1 mm en adelante. Gillani y Copland (1999) reportaron que los dos primeros estadios de *Symphorobius fallax* Navás fueron los más susceptibles a estas tácticas de defensa de *P. longispinus*. Por otro lado, De Oliveira *et al.* (2016) indicaron que las larvas de primer estadio de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) no fueron capaces de consumir huevos de *Alerocanthus woglumi* Ashby, debido a la dificultad de sujetar los huevos con sus mandíbulas debido a su pequeño tamaño, esto ocasionó un 100% de mortalidad. El tipo de dieta que consuma el depredador en determinado estadio de larval juega un rol importante en el desarrollo de este. Al ofrecer diferentes tamaños de *P. longispinus* permitió que *Ce. smithi* tuviera más variedad de presas para elegir según su estadio larval.

Las larvas I y II *Ce. smithi* mostraron preferencia por las presas de menor tamaño, específicamente por gateadoras de *P. longispinus* lo que les permitió a las larvas supervivientes pasar al siguiente estadio larval sin presentar daño en sus

mandíbulas. Las larvas III tenían la capacidad de evadir las secreciones ostiolares, su consumo fue diverso, pero tuvieron preferencia por cochinillas de 1 mm; se notó que las cochinillas de 4 mm, a pesar de ser consumidas en menor cantidad, ofrecían mayor biomasa para satisfacer el requerimiento alimenticio del depredador. Gonçalves-Gervásio y Santa-Cecília (2001), registraron un mayor consumo de ninfas I de *Dysmicoccus brevipes* Cockerell por parte de *Chrysoperla externa* (Hagen) en su primer y segundo estadio larval. Similares resultados indicaron Pacheco-Rueda *et al.* (2015) con las especies *Ch. externa*, *Ch. comanche* (Banks), *Ch. rufilabris* (Burmeister), *Ce. cincta* (Schneider), *Ce. claveri* Navás que preferían consumir ninfas pequeñas (primer y segundo estadio) de *Diaphorina citri* Kuwayama.

Con respecto a los aspectos reproductivos, los adultos emergidos de larvas alimentadas con *P. longispinus* mostraron los periodos de preoviposición, oviposición e incubación y el porcentaje de viabilidad estadísticamente igual al de las hembras alimentadas con huevos de *S. cerealella*. De igual manera, no se registró diferencia estadística en el número de huevos ovipositados, eclosionados, sin eclosionar e infértiles entre las dos dietas. De acuerdo con De Oliveira *et al.* (2016), *Ce. cubana* alimentada con diferentes estadios ninfales de *A. woglumi* presentó un periodo de preoviposición de 16 días, lo cual concuerda con el tiempo de *Ce. smithi* en este estudio. Por otro lado, López-Arroyo *et al.* (1999) reportaron en hembras de *Ce. smithi* un porcentaje de viabilidad de los huevos del 52 al 88% según las dietas ofrecidas, mientras que en esta investigación se obtuvo un 63% y 64% de viabilidad de las hembras que consumieron *P. longispinus* y huevos de *S. cerealella*, valores que están dentro del rango del trabajo anteriormente mencionado. Una característica observada en el último cuarto de vida de las hembras de *Ce. smithi* fue el periodo de oviposición de huevos infértiles colocados sin formar el patrón espiral distintivo de la especie. López-Arroyo *et al.* (1999) indicaron un periodo similar en las hebras viejas de *Ce. smithi* y quienes también ovipositaban los huevos con un patrón irregular. Los autores hicieron distinción con las especies *Ce. cubana* y *Ce. cincta* las cuales no presentaron esas

características. De Oliveira *et al.* (2016) en su investigación corroboran que *Ce. cubana* no presenta periodo de oviposición infértil.

Al comparar la fecundidad diaria y los periodos de preoviposición y oviposición de las hembras vírgenes de *Ce. smithi*, no se encontraron diferencias estadísticas entre las hembras que consumieron las dos dietas ofrecidas. Además, todos los huevos ovipositados fueron inviables, corroborándose con lo reportado por Barbosa *et al.* (2002) quienes observaron el 100% de infertilidad de huevos colocados por hembras vírgenes de *Ce. everes*.

En condiciones de invernadero al liberar densidades de cinco, diez y quince larvas neonatas de *Ce. smithi* por planta de banano infestadas con *P. longispinus*, se pudo registrar una reducción del depredador durante los primeros siete días después de la liberación, dentro de las causas de mortalidad se visualizó la presencia de secreción ostiolar (también observada en laboratorio) y canibalismo. La población promedio del depredador presente por planta después de los siete días después de la liberación fue de 2,3 individuos en cada tratamiento, después de 21 días después de la liberación se obtuvieron reducciones poblacionales de *P. longispinus* que oscilaron desde un 13,8% hasta un 34,7%. Según Auad *et al.* (2007) densidades de 5 o 10 larvas de *Ch. externa* por planta fueron capaces de disminuir la población de ninfas de *B. tabaci* en un 42%, e inclusive una larva del depredador por planta pudo reducir el 30% de la población de mosca blanca. Cuando se estableció el pie de cría de *Ce. smithi* se realizó la prospección del depredador en plantaciones de banano, la cantidad de individuos en estadio larval encontrados por planta eran de 2 a 3 lo que concuerda con capacidad de carga del ambiente registrado en el ensayo de invernadero.

Cuando se liberaron larvas de diferentes estadios, se registró disminuciones y aumentos de la población de *P. longispinus* según el tratamiento asignado. Siete días después de la liberación de las larvas III se redujo la población de cochinillas en un 15,5%, a los 14 días después de la liberación las larvas II disminuyeron en un 4,9% la población de *P. longispinus*. Sin embargo, 21 días después de la

liberación de larvas I ocurrió un incremento de cochinillas del 16%. Aún este tratamiento mostró un aumento menor relación al testigo donde hubo un 96,8% más de *P. longispinus* con respecto a la población inicial. De acuerdo con la literatura, la capacidad de depredación está ligada al estadio larval del crisópido, el cual es más voraz en su tercer estadio seguido por el segundo, de este modo otros autores han comprobado que la liberación de estos estadios permite alcanzar la reducción poblacional de la plaga en estudio (Breene *et al.* 1992, Zaki *et al.* 1999, Senior y McEwen 2001, Pacheco-Covarrubias y Perales-Amador 2013, Palomares-Pérez *et al.* 2016, Alghamdi *et al.* 2018). Además, la eficiencia del depredador se encuentra estrechamente relacionada con el método de liberación; y las condiciones ambientales como temperatura, humedad, precipitación y luminosidad afectan en el establecimiento del controlador biológico (Liu *et al.* 2011).

El aporte en condiciones de laboratorio e invernadero de la presente investigación permite conocer cómo influyen los mecanismos de defensas de la cochinilla *P. longispinus* en el desarrollo y la capacidad de depredación de *Ce. smithi*. Adicionalmente cómo el tercer estadio larval de *Ce. smithi* es capaz de evadir las defensas de la cochinilla y reducir las poblaciones de la misma. Por tal razón es importante estudiar este depredador en condiciones de campo donde se podrá determinar su eficacia con las interacciones que ocurren en el agroecosistema.

Literatura citada

- Alghamdi, A; Al-Otaibi, S; Sayed, S. 2018. Field evaluation of indigenous predacious insect, *Chrysoperla carnea* (Steph.) (Neuroptera: Chrysopidae), fitness in controlling aphids and whiteflies in two vegetables crops. Egyptian Journal of Biological Pest Control (2018)28:20.
- Auad, A; Carvalho, C; Souza, B; Simões, A; Oliveira, S; Braga, A; Ferreira, R. 2007. Potencial de *Chrysoperla externa* (Hagen) no controle de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B em tomateiro. Acta Scientiarum Agronomy 29(1):29-32.
- Barbosa, L; Freitas, S; Auad, A. 2002. Capacidade reprodutiva e viabilidade de ovos de *Ceraeochrysa everes* (Banks,1920) (Neuroptera: Chrysopidae) em diferentes condições de acasalamento. Ciência e Agrotecnologia 26(3):466-471.
- Bonani, J; Souza, B; Santa-cecília, L; Batista, L. 2009. Aspectos biológicos de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) e *Toxoptera citricida* (Kirkaldy, 1907) (Hemiptera: Aphididae). Ciência e Agrotecnologia 33(1):31-38.
- Breene, R; Meagher, R; Nordlund, D; Wang, Y. 1992. Biological control of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). Biological Control 2:9-14.
- De Oliveira, R; De Oliveira, V; Lavra, D; Queiroz, F; Batista, J; Henrique, C. 2016. Development and reproduction of *Ceraeochrysa cubana* (Neuroptera: Chrysopidae) fed with *Aleurocanthus woglumi* (Hemiptera: Aleyrodidae). Semina: Ciências Agrárias. 37(1):17-24.

- Gillani, W; Copland, M. 1999. Defensive behaviour of the longtailed mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti) (Hemiptera: Pseudococcidae) against the brown lacewing *Symphorobius fallax* Navas (Neuroptera: Hemerobiidae). *Entomologica* 33:279-285.
- Goncalves-Gervasio, R; Santa-Cecilia, L. 2001. Consumo de alimentos de *Chrysoperla externa* en diferentes fases de desarrollo de *Dysmicoccus brevipes*, en condiciones de laboratorio. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 36(2):378-391.
- Liu, Z; McNeil, J; Wu, K. 2011. Flight mill performance of the lacewing *Chrysoperla sinica* (Neuroptera: Chrysopidae) as a function of age, temperature, and relative humidity. *Journal of Economic Entomology* 104(1):94-100.
- López-Arroyo, J; Tauber, C; Tauber, M. 1999. Comparative life histories of the predators *Ceraeochrysa cincta*, *C. cubana*, and *C. smithi* (Neuroptera: Chrysopidae). *Annals of the Entomological Society of America* 92(2):208-217.
- Pacheco-Covarrubias, J; Perales-Amador, M. 2013. *Chrysoperla carnea* (Stephen), *Chrysoperla comanche* (Banks), *Ceraeochrysa valida* (Banks) (Neuroptera: Chrysopidae) como depredadores de *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae). *Revista Sociedad Mexicana de Entomología* 2013: 278-283.
- Pacheco-Rueda, I; Lomeli-Flores, RJ; López-Arroyo, I; González-Hernández, H; Romero-Napoles, J; Santillán-Galicia M; Suárez-Espinoza, J. 2015. Preferencia de tamaño de presa en seis especies de Chrysopidae (Neuroptera) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). *Revista Colombiana de Entomología* 41(2):187-193.

- Palomares-Pérez, M; Ayala-Zermeño, M; Rodríguez-Vélez, B; Cruz-Llanas, J; Sánchez-González, J; Arredondo-Bernal, H; Córdoba-Urtiz, E. 2016. Abundancia y depredación de *Ceraeochrysa valida* (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) en Colima, México. Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences, ex Agro-Ciencia 32(3): 234-243.
- Santa-Cecilia, L; Souza, B; Carvalho, C. 1997. Influencia de diferentes dietas em fases imaturas de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 26(2):309-314.
- Senior, L; McEwen, P. 2001. Lacewings in the Crop Environment: The use of lacewings in biological control. McEwen, P; New, T; A. Whittington, A. (Eds.). Senior, Cambridge, United Kingdom, Cambridge University Press. 546 p. ISBN 978-0-5116-6611-7.
- Tapajós, S; Lira, R; Silva-Torres, C; Torres, J; Coitinho, R. 2016. Suitability of two exotic mealybug species as prey to indigenous lacewing species. Biological Control 96:93-100.
- Zaki, F; El-Shaarawy, M; Farag, N. 1999. Release of two predators and two parasitoids to control aphids and whiteflies. Journal of Pest Science 72(1):19-20.