UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA

Identificación y morfología de especies de crisópidos (Neuróptera: Chrysopidae) en parcelas de *Myrciaria dubia* "camu camu" del distrito de Yarinacocha, Perú

Tesis para optar el título profesional de

Ingeniero Agroforestal Acuícola

Presentado por:

Bach. Andy Gabriel Pezo Mananita

Yarinacocha - Perú

2023

UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA
REGLAMENTO DE GRADOS Y TÍTULOS

ANEXO 16. ACTA DE CALIFICACIÓN DE LA SUSTENTACIÓN DE LA TESIS

En la sala virtual destinada para la sustentación de la tesis, Campus universitario de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, en el distrito de Yarinacocha Provincia de Coronel Portillo, ciudad de Pucallpa, a las 10:00 horas del día viernes 16 de diciembre del 2022, se reunió el Jurado de Tesis presidido por la M.Sc. Ena Vilma Velazco Castro, e integrado por: M Sc. Jhon Edwar Avilés Sandi y M Sc. Manuel Mario Chuyma Tomaylla, en calidad de miembros, con la exclusiva finalidad de evaluar la sustentación de tesis titulada: **"Identificación y morfología de especies de crisópidos (Neuróptera: Chrysopidae) en parcelas de Myrciaria dubia "camu camu" del distrito de Yarinacocha, Perú"**, cuya responsabilidad corresponde al Bachiller: **Pezo Mananita, Andy Gabriel**; a fin de optar el Título Profesional de Ingeniero Agroforestal Acuícola. Terminada la sustentación, el autor de la tesis respondió a las preguntas formuladas por los miembros del jurado. Cuya evaluación se consolida según la tabla y parámetros cuantitativos que siguen:

JURADO DE TESIS		NOTA
Presidente	Ena Vilma Velazco Castro	25
Miembro	Jhon Edwar Avilés Sandi	26
Miembro	Manuel Mario Chuyma Tomaylla	26
	PROMEDIO	26

El Jurado después de deliberar y calibrar los aportes de la tesis y la fundamentación del sustentante, compatibilizo el resultado cuantitativo con la tabla cualitativa equivalente sobre aspectos relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo y con las sugerencias pertinentes, declara la sustentación como **BUENO**, asignándole un calificativo de **26 puntos**, según el Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía.

Siendo las 11:10 horas del mismo día se dio por terminado el acto de sustentación firmando los miembros del Jurado en señal de conformidad.

Yarinacocha, 16 de diciembre del 2022

Ena Vilma Velazco Castro **Presidente**	Jhon Edwar Avilés Sandi **Miembro**
Manuel Mario Chuyma Tomaylla **Miembro**	

Nombre asesor: Nadia Masaya Panduro Tenazoa

Distribución: Integrantes del Jurado de Tesis y archivo FICA (Todas con firmas en original).

"Año de la unidad, la paz y el desarrollo"

CONSTANCIA

N°031 - 2023

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACION SISTEMA ANTIPLAGIO TURNITIN

La Biblioteca Central, hace constar por la presente, que le informe Final (Tesis) titulado:

IDENTIFICACIÓN Y MORFOLOGÍA DE ESPECIES DE CRISÓPIDOS (NEURÓPTERA: CHRYSOPIDAE) EN PARCELAS DE MYRCIARIA DUBIA "CAMU CAMU" DEL DISTRITO DE YARINACOCHA, PERÚ.

Cuyo autor es : **PEZO MANANITA, ANDY GABRIEL.**

Facultad : FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

Escuela Profesional : INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA.

Después de realizado el análisis correspondiente en el Sistema Antiplagio, dicho documento presenta un porcentaje de similitud de 9%.

En tal sentido, de acuerdo a los criterios de porcentaje establecido en el **artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO**, aprobada con **RESOLUCIÓN N°164-2021-UNIA-CO**, el cual indica que no se debe superar el 24%. Se declara, que el trabajo de investigación: **Si está dentro de los límites aceptables de similitud, por lo que SI se aprueba su originalidad.**

En señal de conformidad y verificación se FIRMA Y SELLA la presente constancia.

Fecha: 27/06/2023

UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONIA - UCAYALI

Dr. Jesús Taylor Dávila Francia
Jefe de la Oficina de Biblioteca Central

DEDICATORIA

A Dios, por estar conmigo en cada paso que doy, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante toda mi formación universitaria.

A mis padres que, con apoyo incondicional, amor y confianza permitieron que logre culminar mis estudios universitarios.

A mi querida esposa, por estar conmigo en aquellos momentos en que el estudio y el trabajo ocuparon mi tiempo y esfuerzo.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía y a mis docentes, quienes me brindaron sus enseñanzas y experiencias académicas durante mi formación profesional.

A mi asesora, Dra. Nadia Masaya Panduro Tenazoa, por haberme brindado orientación, confianza, tiempo, paciencia y apoyo constante para la culminación del presente estudio.

A mi co-asesor, Ing. Bladimir Guerra Ambrosio, por su valiosa colaboración, aporte de conocimiento y experiencia durante todo el proceso de ejecución de la tesis.

A los miembros de jurado de tesis, MSc. Ena Vilma Velazco Castro**,** MSc. Jhon Edward Aviles Sandi y MSc. Manuel Mario Chuyma Tomaylla, por el apoyo y sugerencias realizadas al presente trabajo de investigación con fines de mejora.

A los especialistas, Dr. Francisco José Sosa Duque de Brasil y la Dra. Carmen Reguilón de Argentina, quienes apoyaron con sus conocimientos y con la confirmación taxonómica de las especies de Chysopidae del presente estudio.

ÍNDICE GENERAL

Pág.

DEDICATORIA 2

AGRADECIMIENTO 3

ÍNDICE GENERAL 4

ÍNDICE DE CUADROS 7

ÍNDICE DE FIGURAS 8

RESUMEN 10

ABSTRACT 11

I. INTRODUCCIÓN 12

II. REVISION DE LITERATURA 14

2.1. Antecedentes de la Investigación 14

2.1.1. A nivel internacional 14

2.1.2. A nivel nacional 15

2.1.3. A nivel local 16

2.2. Importancia del cultivo de camu camu 16

2.3. Principales insectos plagas del camu camu 17

2.4. Orden Neuroptera 17

2.5. Familia Chrysopidae 18

2.5.1. Generalidades 18

2.5.2. Taxonomia 18

2.5.3. Distribucion geografica 18

2.5.4. Ecologia y comportamiento 19

2.5.5. Caracteristicas morfologicas 20

A. Huevo 20

B. Larva 21

C. Pre pupa 21

D. Pupa 22

E. Adulto 22

2.5.6. Importancia agroecologica 26

2.5.7. Géneros de importancia agrícola..... 27
A. *Ceraeochrysa* Adams 1982 27
B. *Chrysopodes* Navás 1913 33
III. MÉTODOS 39
3.1. Ubicación y descripción del área de estudio..... 39
3.2. Identificación y descripción del material de estudio..... 40
3.3. Procedimiento..... 40
3.3.1. Fase de campo..... 40
A. Colecta de crisópidos en parcelas de camu camu 40
B. Acondicionamiento y traslado del material biológico..... 41
3.3.2. Fase de laboratorio 41
A. Sacrificio de los crisópidos adultos capturados..... 41
B. Separación de los ejemplares por sexo..... 41
C. Montaje de ejemplares en alfileres entomológicos 41
D. Extracción y montaje temporal de las genitalias..... 42
E. Identificación taxonómica de los ejemplares..... 42
F. Caracterizacion morfológica de los ejemplares..... 42
3.3.3. Registro de los datos climáticos..... 42
3.4. Variables. 43
3.4.1. Variable independiente (X) 43
3.4.2. Variable independiente (Y) 43
3.4.3. Variable interviniente (Z) 43
3.5. Población y muestra 44
3.5.1. Población 44
3.5.2. Muestra. 44
3.6. Recolección de los datos 45
3.6.1. Fuente de información 45
3.6.2. Unidad de estudio y unidades de medición..... 45
3.6.3. Tipo de muestreo 45
3.6.4. Técnica para la recolección de los datos..... 45

3.7. Procesamiento de los datos 45
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES 46
4.1. Especies identificadas de Chrysopidae en camu camu 46
4.2. Características morfológicas de los adultos 51
V. CONCLUSIONES 71
VI. RECOMENDACIONES 72
VII. BIBLIOGRAFÍA 73
VIII. ANEXOS 85
IX. ICONOGRAFÍA 106

ÍNDICE DE CUADROS

En el texto Pág.

1. Datos de georreferenciación de los caseríos de muestreo en el distrito de Yarinacocha 39

2. Operacionalización de las variables de estudio 44

3. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados de noviembre 2021 a marzo 2022 en el distrito de Yarinacocha… 46

En el anexo

4. Número de e species de crisópidos del camu camu registrados en el caserío San Lorenzo… 92

5. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Santa Rosa 94

6. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío San Juan..... 96

7. . Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Panaillo..... 99

8. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío 7 de Junio 100

9. Especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Padre Bernardo… 102

10. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados en los diferentes caserios de Yarinacocha 104

11. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados durante los meses de muestreo en Yarinacocha… 104

12. Datos promedios de temperatura, humedad relativa y precipitación registrados durante los meses de muestreo en Yarinacocha 105

ÍNDICE DE FIGURAS

En el texto Pág.

1. Tipos de huevos en Chrysopidae 20

2. Tipo de larvas en Chysopidae 21

3. Prepupa y Pupa en Chrysopidae 22

4. Esquema de la cabeza, pronoto y mesonoto en Chrysopidae 24

5. Esquema del ala anterior en Chrysopidae 24

6. Esquema de la terminalia del abdomen y genitalia del macho en Chrysopidae 25

7. Esquema de la terminalia del abdomen y genitalia de la hembra en Chrysopidae 26

8. Patrón de manchas en el protórax de *Ceraeochrysa* 29

9. Patrón de manchas del escapo en *Ceraeochrysa* 29

10. Esquema de venaciones alares de *Ceraeochrysa* 30

11. Esquema de la terminalia del abdomen de *Ceraeochrysa* 30

12. Esquema de la genitalia del macho de *Ceraeochrysa* 32

13. Esquema de la genitalia de la hembra de *Ceraeochrysa* 32

14. Esquema de la cabeza y protórax de *Chrysopodes* 35

15. Esquema de venaciones alares de *Chrysopodes* 36

16. Esquema de la terminalia del abdomen del macho de *Chrysopodes* 36

17. Esquema de la genitalia del macho de *Chrysopodes* 37

18. Esquema de la terminalia del abdomen de la hembra de *Chrysopodes* 37

19. Esquema de la genitalia de la hembra de *Chrysopodes* 38

20. Localización de los caseríos de muestreo en el distrito de Yarinacocha 40

21. Especies de crisópidos del camu camu registrados por caserío de noviembre 2021 a marzo 2022 en el distrito de Yarinacocha 49

22. Partes morfológicas de *Ceraeochrysa cornuta*..... 53

23. Variaciones en el patrón de manchas tegumentarias en *Ce. cornuta*..... 54

24. Genitalia del macho de *Ce. cornuta*..... 54

25. Partes morfológicas de *Ceraeochrysa cubana*.....57

26. Genitalia del macho de *Ce. cubana*.....58

27. Partes morfológicas de *Ceraeochrysa fairchildi*.....61

28. Genitalia del macho de *Ce. fairchildi*..... 62

29. Partes morfológicas de *Ceraeochrysa montoyana*..... 65

30. Genitalia del macho de *Ce. montoyana*..... 66

31. Partes morfológicas de *Chrysopodes lineafrons*..... 69

32. Genitalia del macho de *Ch. lineafrons*.....70

En el anexo

33. Documento de confirmación de las especies de Chrysopidae del camu camu..... 86

34. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa cornuta*..... 87

35. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa fairchildi*.....88

36. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa montoyana*.....89

37. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa cubana*..... 90

38. Ilustración morfológica de *Chrysopodes lineafrons*..... 91

39. Visitando los diferentes caserios de muestreo en Yarinacocha..... 107

40. Colectando crisópidos en diferentes parcelas de camu camu en Yarinacocha..... 108

41. Registrando e identifcando los ejemplares colectados en laboratorio.....109

RESUMEN

El cultivo de *Myrciaria dubia* "camu camu" es atacado por númerosos insectos plagas, pero a su vez son regulados por sus enemigos naturales, entre ellas destaca los insectos depredadores de la familia Chrysopidae. El objetivo de la investigación fue identificar y caracterizar morfológicamente las especies de crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae) presentes en diferentes caseríos de producción de camu camu del distrito de Yarinacocha: San Lorenzo, San Juan, Santa Rosa, 7 de Junio, Padre Bernardo y Panaillo. Se realizaron colectas de adultos empleando una red entomológica durante noviembre 2021 a marzo del 2022. De los 278 ejemplares colectados éstos fueron agrupados en la subfamilia Chrysopinae, en dos géneros y cinco especies: *Ceraeochrysa cornuta*, *Ce. cubana*, *Ce. montoyana*, *Ce. fairchildi* y *Chrysopodes lineafrons*. Con respecto a las características morfológicas las especies identificadas variaron de tamaño desde medianos a pequeños y por la coloración de las manchas presentes en la cabeza y tórax de los ejemplares adultos.

Palabra clave: Depredador, taxonomía, Chrysopidae, genitalia.

ABSTRACT

The cultivation of *Myrciaria dubia* "camu camu" is attacked by numerous pest insects, but in turn they are regulated by their natural enemies, among them the predatory insects of the Chrysopidae family. The objective of the research was to identify and morphologically characterize the species of lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) present in different camu camu production villages in the Yarinacocha district: San Lorenzo, San Juan, Santa Rosa, 7 de Junio, Padre Bernardo and Panaillo. Collections of adults were made using an entomological network from November 2021 to March 2022. Of the 278 specimens collected, these were grouped in the subfamily Chrysopinae, in two genera and five species: *Ceraeochrysa cornuta*, *Ce. cubana*, *Ce. montoyana*, *Ce. fairchildi* and *Chrysopodes lineafrons*. Regarding the morphological characteristics, the identified species varied in size from medium to small and by the coloration of the spots present on the head and thorax of the adult specimens.

Keyword: Predator, taxonomy, Chrysopidae, genitalia.

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de *Myrciaria dubia* "camu camu" es afectado por aproximadamente 69 especies de plagas inséctiles (Delgado y Couturier 2004), siendo considerado las especies más perjudiciales el piojo saltador *Tuthillia cognata* (Hemiptera: Psyllidae) (Pérez y Iannacone 2009) que daña los brotes; el chinche *Edessa aulacosterna* (Hemiptera: Pentatomidae) (Iannacone *et al*. 2007) y el picudo *Conotrachelus dubiae* (Coleoptera: Curculionidae) (Pérez y Iannacone 2008) que dañan los frutos y la polilla *Timocratica albella* (Lepidoptera: Elachistidae) que daña las ramas y tronco de la planta (Delgado y Couturier 2004).

En tal sentido, para su manejo fitosanitario se han propuesto diversas formas, entre ellas el control cultural - mecánico que consiste en el recojo y eliminación de órganos afectados (hojas, brotes y frutos), la eliminación de malezas, las podas y los raleos; seguido el control etológico mediante la instalación de trampas amarillas pegajosas y trampas atrayentes de luz, y el control biológico con el empleo de entomomopatogenos y algunas plantas biocidas selectivos (Pinedo *et al*. 2019, Sánchez *et al*. 2015, Pinedo *et al*. 2012); no obstante, el control mediante el uso de insectos benéficos ha sido una alternativa relativamente explorada, requiriéndose de mayores estudios, especialmente en un cultivo tan importante como lo es el camu camu, y la excelente alternativa en que se convierte por la naturaleza de su producción y el mercado orgánico en el que se oferta.

El control natural de algunos insectos plagas del cultivo de camu camu ejercido por la Familia Chrysopidae, fue documentado en Manaus, Brasil (García *et al*. 2014, Sousa *et al*. 2012, Barbosa *et al*. 2004), así como también en Ucayali y Loreto, Perú (Pérez *et al*. 2004); siendo necesario recalcar que este grupo de insectos fue estudiado por primera vez por Elizabeth Nuñez Zacarías en 1988, reportando especies nativas en costa y sierra del Perú (Núñez y Pardo 2000) y posteriormente fueron estudiados por Collantes y Rodríguez (2021) en aguacate y mandarina, Alva *et al*. (2019) en maíz, Cedillo *et al*. (2018) en cítricos y Quintano y Zuñiga (2018) a partir de colecciones depositadas en el museo de Cusco.

En específico, para Ucayali, si bien se reportan a los géneros *Ceraeochrysa* Adams y *Chrysoperla* Steinmann en camu camu depredando a *Tuthillia cognata* (Solís y Panduro 2008, 2007, Barbosa *et al*. 2004, Pérez *et al*. 2004) estos estudios abordan el ciclo biológico de *Chrysoperla* sp. (Solís y Panduro 2008), uso de dietas artificiales sobre *C. externa* (Pinedo *et al*. 2019), más no la caracterizan taxonómica y/o morfológicamente; siendo ello la base para iniciar estudios específicos de su uso en el control biológico de plagas del camu camu en el distrito de Yarinacocha.

Por lo tanto, la taxonomía en el control biológico resulta ser muy útil, ya que brinda el nombre científico de las especies y claves para su identificación. La carencia de conocimientos adecuados en la sistemática ha sido involucrada a fracasos en el manejo integrado de plagas (Rodríguez y Arredondo 2007). Pretendiendo así, mediante este trabajo de investigación, sentar las bases que permitan conocer a estos excelentes controladores biológicos de plagas del camu camu, recordando que serían insectos propios y adaptados a la zona del distrito de Yarinacocha.

La familia Chrysopidae pertenece al orden Neuróptera con 1200 especies a nivel mundial distribuidas en 80 géneros (Monserrat *et al*. 2014), de las cuales 15 géneros presentan especies importantes como enemigos naturales de plagas (López *et al*. 2003, New2001) debido que las larvas son depredadores de un gran número de artrópodos plaga como:ácaros, pulgones, cochinillas, mosquitas blancas, trips, psílidos, estados inmaduros de lepidópteros y otros insectos que tienen cuerpo blando (Monserrat *et al*. 2014, Valencia *et al*. 2006, Oswald, 2003). El uso de especies nativas de Chrysopidae en control biológico de plagas es de gran relevancia, debido a que se adaptan mejor al medio ambiente en comparación con las especies exóticas. Asimismo, el éxito en el control de plagas esta relacionada con el conocimiento taxonómico exacto de las especies en cuestión donde son reconocidos por su morfología externa (Valencia *et al*. 2006).

Los crisópidos se encuentran presentes en diferentes ecosistemas agrícolas y son fáciles de reproducirse bajo condiciones de laboratorio (Montserrat y de Freitas 2005). Por esta razón, que *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cincta* viene siendo criados en grandes cantidades por el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) para su liberación en diversos cultivos agrícolas (Núñez y Pardo, 2000); sin embargo, estas especies no son nativas de Ucayali.

Objetivo general:

Determinar las especies y morfología de crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae) presentes en diferentes parcelas de *Myrciaria dubia* “camu camu” del distrito de Yarinacocha, Perú.

Objetivos específicos:

1. Identificar las especies de crisópidos adultos (Neuroptera: Chrysopidae) presentes en diferentes parcelas de *Myrciaria dubia* “camu camu” del distrito de Yarinacocha, Perú.

2. Caracterizar morfológicamente las especies de crisópidos adultos (Neuroptera: Chrysopidae) presentes en diferentes parcelas de *Myrciaria dubia* “camu camu” del distrito de Yarinacocha, Perú.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes de la Investigación

2.1.1. A nivel internacional

Martins *et al*., (2019) determinó siete especies de Chrysopidae en una plantación de café Conilon (*Coffea canephora*) en el estado de Acre, Brasil, representada por: *Ceraeochrysa cincta*, *Ce. claveri*, *Ce. cubana*, *Ce. everes*, *Chrysoperla externa*, *Leucochrysa (Nodita) cruentata* y *L. (Nodita) marquezi*, siendo *Ce. cubana* la más abundante.

Cortez (2016), identificó cinco especies de Chrysopidae en huertas de naranja y limón mexicano en diferentes regiones del estado de Sinaloa, México, representada por: *Chrysoperla comanche* Banks, *Chrysoperla rufilabris* Burmeister, *Chrysoperla carnea* Stephens, *Ceraeochrysa valida* Banks y *Ce. claveri* Navás, de las cuales *C. comanche* y *Ce. valida* fueron las especies más abundantes.

Sosa (2011), identificó 24 especies de *Ceraeochrysa*, 14 de *Chrysoperla*, 4 de *Chrysopodes* y 7 de *Plesiochrysa* presentes en ecosistemas, y de los especímenes depositados en el Museo de la Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado (UCOB) y el "Instituto de Zoología Agrícola (MIZA) de la Universidad Central de Venezuela", ambos en Venezuela.

Ramírez (2007), identificó especies de Chrysopidae asociadas a frutales del centro y norte de México. Como resultado obtuvo 18 especies agrupadas en seis géneros, las cuales fueron: *Ceraeochrysa caligata*, *Ce. cincta*, *Ce. claveri*, *Ce. smithi*, *Ce. valida*, *Chrysopa nigricornis*, *C. oculata*, C. *quadripunctata*, *Chrysoperla carnea*, *Ch. comanche*, *Ch. exotera*, *Ch. externa*, *Ch. rufilabris*, *Eremochrysa punctinervis*, *Meleoma arizonensis*, *M. colhuaca* y *Leucochrysa (Nodita)* sp.

Montserrat y de Freitas (2005) para Argentina registró cuatro especies de Chrysopidae del género *Chrysoperla* Steinmann: *Ch. externa*, *Ch. asoralis*, *Ch. argentina* y *Ch. defreitasi*. Dentro de ellas, *Chrysoperla asoralis* y *Ch. argentina* fueron encontrados asociado con cultivos de cítricos, olivo, maíz y algodón.

Ramírez (2002), encontró que las especies de Chrysopidae más frecuentes y más ampliamente distribuidas en el Valle del Cauca, Colombia, fueron: *Ceraeochrysa claveri*, *Ce. cubana*, *Chrysoperla externa*; y las especies nativas con mayor capacidad de depredación del pulgón amarillo *Sipha flava* fueron las especies *Ce. cubana*, *Ce. claveri*, *Ch. externa* y L*eucochrysa* sp.

Freitas y Penny (2001) y Freitas (2003) para Brasil reportaron cuatro especies del género *Chrysoperla* Steinmann: *Chrysoperla defreitasi*, *Ch. raimundoi*, *Ch. genanigra* y *Ch. externa*, de las cuales *Chrysoperla externa* es la más común en la región neotropical, ocurriendo en asociación con diferentes tipos de cultivo.

2.1.2. A nivel nacional

Collantes y Rodríguez (2021), identificaron a los insectos y arácnidos depredadores de plagas asociados a cultivos de aguacate y mandarina en Cañete, dentro de ellas fue encontrado en abundancia la especie *Ceraeochrysa cincta* alimentándose del pulgón *Aphis spiraecola*, thrips y moscas blancas.

Alva *et al*. (2019), determinaron las especies de crisópidos que predominan en zonas maiceras de Lambayeque, las cuales fueron: *Chrysoperla externa*, *C. carnea*, *C. assoralis*, *Ceraeochrysa* sp., *Ce. cincta*, *Ce.cubana*, *Ce. valida*, *Leucochrysa* (*Nodita*) sp., y *Plesiochrysa paessleri*. Las especies dominantes fueron *Ch. externa* y *Ce. cincta* en horario diurno y *C. carnea* en horario nocturno.

Quintano y Zuñiga (2018), revisaron las especies de Neuroptera depositadas en la Colección Entomológica de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, identificando las siguientes especies de Chrysopidae: *Plesiochrysa elongata*, *Chrysoperla externa*, *Ceraeochrysa scapularis*, *Ce. cincta*, *Chrysopodes* sp., *Ungla* sp., y *Leucochrysa* (*Nodita*) *cruentata*.

Cedillo *et al.* (2018), identificaron las especies de crisópidos presentes en plantaciones de limón sutil en Tumbes. Como resultado se registraron las siguientes especies: *Ceraeochrysa* sp., *Ce. acmon*, *Ce. cincta*, *Ce. claveri*, *Ce. costaricensis*, *Ce. montoyana*, *Ce. smithi*, *Chrysoperla externa*; *Chrysopodes* (*Neosuarius*) sp., *Leucochrysa* (*Nodita*) sp., y *Plesiochrysa brasiliensis*.

Núñez y Pardo (2000), determinaron que *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cinta* destacan por sus características predatoras sobre *Spodoptera frugiperda* y *Diatrea saccharalis* en maíz, por su amplia distribución, presencia de adultos todo el año, fácil crianza en cautiverio, potencial para adaptarse a varios ambientes de cultivo y su resistencia a numerosos pesticidas.

Núñez (1998) elaboró una lista de 26 especies de crisópidos pertenecientes a 11 géneros, de las cuales 10 especies fueron las más comunes en el territorio peruano: *Chrysoperla externa*, *Ch. asoralis*, *Ch. arequipae*, *Leucochrysa* (*Nodita*) *cruentata*, *Plesiochrysa paessleri*, *Ceraeochrysa* sp., *Ce. cinta*, *Chrysopodes* sp., *Neosuarius* sp. y *Suarius figuralis*.

2.1.3. A nivel local

Solís y Panduro (2007), (2008) realizaron una prospección con el objetivo de identificar controladores biológicos presentes en los cultivos de maíz, arroz, cítricos, camu camu, palma aceitera y algodón en Pucallpa. Como resultado se identificó crisópidos del género *Ceraeochrysa* y *Chrysoperla* en cítricos y camu camu.

Pérez *et al.* (2004) de igual manera reportaron la presencia de los crisópidos nativos *Ceraeochrysa* sp., y *Chrysoperla* sp., en el cultivo de camu camu.

2.2. Importancia del cultivo de camu camu

Los frutos del camu camu poseen altas concentraciones de ácido ascórbico natural que varía entre 1900 a 5900mg/100g de pulpa (Oliva y Pie 2011), y está concentrado principalmente en la cáscara del fruto (Imán *et al*., 2011; Reyes *et al*., 2009; Imán y Melchor, 2007). Asimismo, contiene antioxidantes nutricionales, vitaminas C y β-caroteno, minerales tales como sodio, potasio, calcio, zinc, magnesio, manganeso, cobre (Akachi *et a*l., 2010) y aminoácidos como serina, valina y leucina (Akter *et al*., 2011).

El consumo directo de camu camu ayuda a fortalecer e incrementar el sistema inmunológico frente a enfermedades respiratorias y broncopulmonares (Nascimento *et al*., 2013); reduce los niveles de colesterol en la sangre, evita el cáncer y la diabetes (Pinedo *et al*., 2019), y además ayudan a la protección y regeneración celular de los tejidos (Fujita *et al*., 2015).

La pulpa del camu camu es empleada para la elaboración de diferentes productos, en la que destacan las siguientes industrias: alimentaria (chupetes, helados, néctares, yogurt, mermelada, caramelos, vino, vinagre, postres y comidas, entre otros), farmacéutica (pastillas, bebidas energéticas y cápsulas de vitamina C) y cosmética (perfumes y cremas de belleza), y es consumido mayormente por los pobladores locales en gasesoas, refrescos, helados y cócteles (Pinedo *et al*., 2019).

El Perú tiene aproximadamente 3958 hectáreas de superficie cosechada, el cual lo convierte en el principal centro productor de camu camu con una producción de 14028 toneladas métricas (TM) de fruto/año (MIDAGRI 2021). En Ucayali, actualmente existen 2313 hectáreas de camu camu sembradas, comprendiendo los distritos de Yarinacocha, Manantay, Callería y Masisea. De todas ellas, 937 hectáreas son de superficie cosechada, con una producción de 1836 toneladas métricas (TM) de fruto/año, rendimiento promedio de 1.96 tn/ha y precio en chacra de S/. 2.25/kg (MIDAGRI 2021).

2.3. Principales insectos plagas del camu camu

En Perú, entre Loreto y Ucayali se ha registrado casi 69 especies de insectos plagas por Delgado y Couturier (2004) en el cultivo de camu camu. Dentro de las plagas más perjudiciales para el agricultor tenemos las siguientes especies: el pegador de hojas *Tuthillia cognata* que daña los brotes tiernos hasta en un 94 % en plantaciones jóvenes y débiles, asi como también los pulgones *Aphis gossypii* (Delgado y Couturier 2013, Barbosa *et al*. 2004); el coleoptero *Xylosandrus compactus* que perfora los tallos de la planta en vivero; *Timocratica alb*ella que barrena ramas y tronco; los coleópteros: *Periparia* sp. y *Luperodes* sp. y la mariposa *Mimallo amilia* que consumen hojas; el chinche *Edessa aulacosterna* y el picudo *Conotrachelus dubiae* que dañan y provocan la caída de los frutos (Farro y Pinedo 2010, Delgado y Couturier 2004); esto a su vez se agravan con el tiempo si no es controlado adecuadamente el cultivo (Pinedo *et al*. 2019, Pinedo *et al*. 2012, Delgado y Coutirier 2004).

2.4. Orden Neuroptera

La fauna de Neuroptera comprende 5750 especies (Winterton *et al*. 2010) descritas en el mundo. Las especies se caracterizan por poseer 2 pares de grandes alas membranosas, las cuales son reforzadas por una compleja venación reticulada (Contreras y Rosas 2014). Las especies se comportan como depredadoras en el estado de larva. Una sinapomorfía del grupo es la presencia de mandíbulas larvales huecas, que funcionan para succionar fluidos de sus presas (Grimaldi y Engel 2005).

Presenta una variable diversidad en morfología y una especialización en historias de vida, particularmente como larvas (Winterton y Makarkin 2010), lo cual da un grado alto de distinción entre familias. La mayoría de larvas son predadoras generalistas, anque existen algunas especializadas en un restringido rango de presas (Winterton *et al*. 2010).

2.5. Familia Chrysopidae

2.5.1. Generalidades

Se trata de una de las familias más grandes en cuanto al número de especies (Pineda 2007, McEwen *et al*. 2001) y una de las más importantes en términos económicos dentro del orden Neuroptera (Monserrat *et al*. 2014, Penny 2002, Brooks y Barnard, 1990). Asímismo, los crisópidos son conocidos comúnmente como “alas de encaje verde”, “moscas de ojos dorados”, “leones de áfidos” o simplemente “crisopas”; son de metamorfosis completa (huevo, tres instares larvales, pupa y adulto) (Valencia *et al*. 2006).

2.5.2. Taxonomía

Esta familia posee alrededor de 1 200 especies reconocidas, agrupadas en 80 géneros y 3 subfamilias (Monserrat *et al*. 2014, Brooks y Barnard 1990), cifras que han venido modificándose desde entonces 1415 especies en 81 géneros, según Oswald y Machado (2018).

Este grupo de crisópidos se divide en tres subfamilias: Nothochrysinae, Apochrysinae y Chrysopinae (McEwen *et al*. 2001, Brooks y Barnard 1990), cuya diferenciación está basada en la morfología y venación de las alas y presencia o ausencia de un órgano timpanal (Valencia *et al*. 2006). Sin embargo, Chrysopinae, es la subfamilia más grande y diversa, abarcando más del 97% de las especies de crisópidos conocidas, que comprende cuatro tribus, de las cuales Chrysopini se considera el grupo más relevante, incluidos todos los crisópidos de importancia económica y aplicada en control biológico (New 2001).

2.5.3. Distribución geográfica

Esta familia presenta una distribución cosmopolita (excepto en Antártida y zonas particularmente elevadas y frías) (Oswald y Machado 2018), por lo que es muy frecuente en zonas tropicales o templadas (Monserrat *et al*. 2014, Monserrat 2008, Haruyama *et al*. 2008, Albuquerque

et al. 2001, Brooks y Barnard 1990).

En las ecozonas Neártica y Neotropical, los crisópidos se encuentran desde Canadá hasta el sur de América (Tauber *et al*. 2000). La fauna del Paleártico occidental está representada por unas 116 especies (Aspöck *et al*. 2001).

2.5.4. Ecología y comportamiento

Los crisópidos están presentes tanto en ecosistemas naturales como en ambientes humanos modificados (antrópicos), evidenciando así una notable plasticidad ecológica (Carvalho y Souza 2009). Además, pueden tener de una a varias generaciones por año (Haruyama *et al*. 2008). Los huevos son puestos al final de largos filamentos adheridos sobre las hojas, ramas, frutos o tallos de las plantas y dependiendo de la especie pueden ser puestos de uno en uno, o en grupos (Monserrat y Díaz 2012, Monserrat 2008).

Las larvas se dividen en dos grupos en cuanto a su morfología y comportamiento: en el primer grupo, las larvas de escombros o carga basura (por ejemplo, las larvas de los géneros *Dichochrysa*, *Ceraeochrysa*, *Glenochrysa*, *Leucochrysa* y *Italochrysa*) recogen con sus piezas bucales restos de material vegetal muerto o exuvias de sus presas y las colocan en su parte dorsal, formando así un pequeño paquete de basura que usan para protegerse de las hormigas o de sus depredadores, y en el segundo grupo, las larvas no tienen basura en su parte dorsal y por el contrario se encuentran desnudos (por ejemplo, las larvas de *Chrysoperla*) (Monserrat y Díaz 2012).

Además, la larvas se alimentan de insectos plagas de cuerpo blando que son lo suficientemente pequeños para que puedan ser capturados, como los áfidos, escamas, cochinillas, moscas blancas, orugas, saltamontes, psílidos, thrips, cicadelidos, ácaros, huevos y larvas de coleópteros y lepidópteros como; *Spodoptera frugiperda*, *S. eridania*, *Helicoverpa zea*, *Cydia pomonella*, *Pectinophora gossypiella*, *Orthezia olivícola* entre otros insectos que se localizan en el follaje (Redolfi y Campos 2011, Carvalho y Souza 2009, Valencia *et al*. 2006, Miller *et al*. 2004, Penny 2002, Canard 2001, Núñez 1988). Sin embargo, en condiciones de escases de alimento o en cuartos confinados las larvas pueden ser altamente agresivos y caníbales, quiere decir, comerse entre ellos (Ghahari *et al*. 2010).

Los adultos no depredadan, si no al contrario se alimentan del néctar y polen de las flores, así como también de secreciones o melazas producidos por insectos (Carvalho y Souza 2009, Penny 2002) y sobre todo la mayoría son nocturnos o crepusculares, y pocas especies son diurnas (Valencia *et al*. 2006, Redolfi y Campos 2011). El adulto al igual que la prepupa tiene la capacidad de hibernación y su longevidad puede ser de varios meses (Duelli 2001).

2.5.5. Características morfológicas

A. Huevo

Son de forma ovalada o elipsoidales, que varía de color verde, verde pálido, azulado hasta crema oscuro según la maduración; su tamaño oscila desde 0.7 a 2.3 mm de longitud y 0.4 mm de diámetro; estos son depositados de forma aislada hasta un número máximo de seis (ver fiigura 1A), en grupos generalmente en números que van de 20 a 40 (ver figura 1B) y en racimos con pedicelos ligeramente o fuertemente conectados (ver figura 1C); habitualmente son colocadas sobre el extremo superior de un filamento hialino de seda conocido también como pedicelo, cuyo filamento, cumple un importante papel defensivo contra otros depredadores o nutricional para la larva neonata y su longitud es una característica específica de la especie que puede variar de 4 a 8 mm (Monserrat y Díaz 2012, Tauber *et al*. 2008, Monserrat 2016, Monserrat *et al*. 2001), a excepción de *Anomalochrysa* que pone huevos sin pedicelo (Monserrat *et al*. 2001). El tiempo de desarrollo embrionario varía de 3 a 12 días, dependiendo de la especie, condiciones ambientales y alimentación de las hembras (Mantoanelli y Albuquerque 2007).

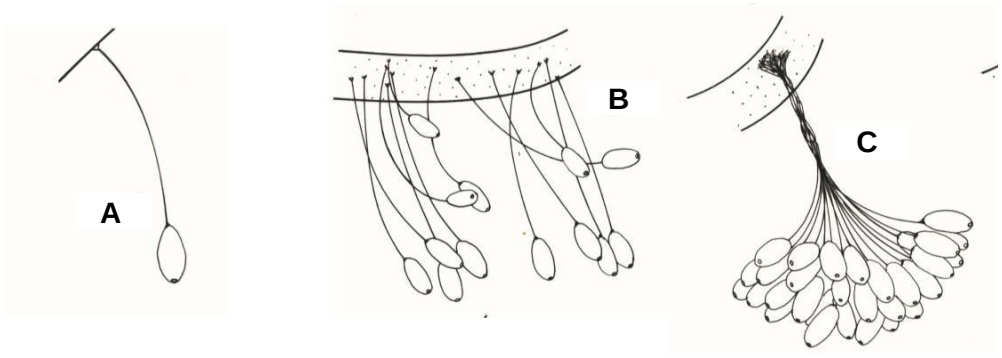


Figura 1. Tipos de huevos en Chrysopidae: A. Puesta aislada, B. Puesta en grupos y C. Puesta en racimos.

Fuente: Monserrat (2016).

B. Larva

De cuerpo alargado con el abdomen engrosado (campodeiformes), de color crema con manchas marrones o negro según la especie, de cabeza aplanada, el aparato bucal con un par de pinzas encurvadas, que sirven para agarrar sus presas y succionar sus fluidos corporales y pasan por 3 estadios larvarios (Monserrat y Díaz 2012, Freitas y Penny 2001). Algunas larvas presentan proyecciones torácicas y setas largas para sujetar los exoesqueletos secos de sus presas y desechos sobre sus cuerpos, lo cual les permite protegerse de predadores y parásitos. Además, se pueden distinguir dos tipos básicos de larvas en función de sus hábitos de camuflaje con el medio: las denominadas larvas portadoras de capa de camuflaje (ver figura 2A) y las larvas desnudas (ver figura 2B) (Cadena *et al.* 2007, Penny 2002).

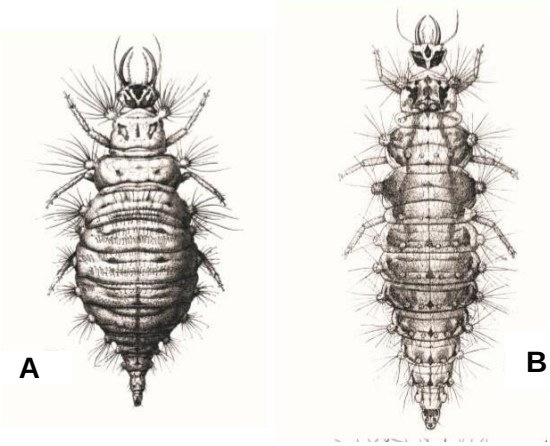


Figura 2. Tipo de larvas en Chysopidae: A. Larva portadora de capa de camuflaje y B. Larva desnuda.

Fuente: Monserrat (2016).

C. Prepupa

Según la época del año y especies, la fase de prepupa, ya incapaz de desplazarse y fuertemente recurvada sobre sí misma en sus extremos dentro del capullo (ver figura 3A), pierde su color normal como larva y dependiendo de la temperatura puede variar su duración de 4 días a tres semanas, desde que se tejió el capullo a partir de finos hilo de seda, antes de pasar a la fase de pupa, o mantenerse en este estadio para pasar por diapausa (Monserrat 2016).

D. Pupa

Es de tipo exarata, de color crema al inicio y posteriormente adopta la coloración del adulto. Presenta mandíbulas simétricas portadoras de pequeños dientes en la parte interna y apical, y las antenas, son libres, aunque acopladas sobre el margen superior de los ojos antes de finalizar en un bucle sobre las pterotecas (ver fiigura 3B). El periodo pupal es relativamente corto con una duración de 8 a 30 días, según la especie (Monserrat 2016).

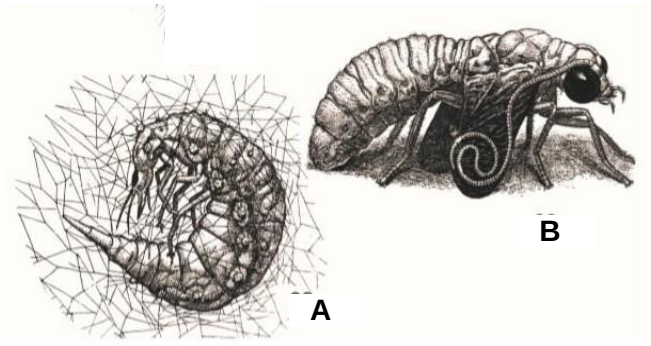


Figura 3. A. Prepupa y B. Pupa en Chrysopidae.

Fuente: Monserrat (2016).

E. Adulto

Son de tamaño pequeño a mediano que miden de 10 a 15 mm de longitud; su coloración en su mayoria es verde, pero existen especies pardas ynegras**;** tienen alas hialinas, con o sin manchas**,** generalmente con venas verdes, negras o marrones y, en reposo, sus alas están dispuestas en forma de techo a dos aguas **(**Valencia *et al*. 2006, Penny 2002, Gallo *et al*. 2002**).**

La cabeza es bien esclerotizada, con un par de ojos doradosprominentes; no presenta ocelos; vértice liso o rugoso (a veces define el dimorfismo sexual); antenas largas, multisegmentadas y filiformes, que pueden ser más cortas, iguales o más largas que las alas anteriores; el escapo es muyalargado, con o sin manchas lineales; labro rectangular o ligeramente bilobulado; las mandíbulas pueden ser cortas y anchas, o alargadas, y simétricas o asimétricas, con dientes basales prominentes; palpos maxilares de5 segmentos y labiales de 3 segmentos (ver figura 4) (Valencia *et al*. 2006, Penny 200).

Pronoto generalmente más ancho que largo (a veces su forma define el dimorfismo sexual como en *Mallada* (Banks), a menudo con franjas laterales rojas o marrones; mesotórax robusto, de color variable entre verde y marrón; metatórax menos desarrollado que el mesotórax, pero con una coloración similar. Las patas son generalmente largas y delgadas con 5 segmentos tarsales (ver figura 4) (Valencia *et al*. 2006, Freitas *et al*. 2009).

Las alas son grandes y ampliamente ovaladas, pero en cambio el ala posterior es angosta, membrana transparente o marcada con machas marrones, pero algunas veces ornamentadas dorsalmente (*Loyola*) o con grandes infuscaciones de membrana, como en los géneros *Gonzaga*, *Vieira* y *Berchmansus* (Valencia *et al*. 2006, Tauber 2007). Las venas en su mayoría son verdes, asimismo, las venas longitudinales y las venas transversalesmuestran macrotriquias dispersas en la superficie dorsal y ventral, mientras que los márgenes de las alas tienen franjas densas. El pterostigma es visible y no muy conspicuo. El área costal del ala anterior es ancha, y en cambio en el ala posterior es angosta. Las venas transversales costales normalmente son simples y las venas transversales humerales no recurrentes. La subcosta (Sc) es larga y simple en ambas alas, donde la radial se extiende paralela a ésta. El radio sector (Rs) se origina cerca del radio en la base del ala y continua un curso en zigzag con algunas ramas. La celda intermedia (im) está formada por la fusión secundaria de las dos ramas principales de la media posterior (MP). La vena cubital posterior (CuP) solo se bifurca normalmente en el ala anterior. Las venas anales se consituyen por tres; la primera anal (1A) se bifurca una o dos veces o es simple, la segunda anal (2A) casi siempre se bifurca y la tercera(3A) es simple (ver figura 5) **(**Valencia *et al*. 2006, Tauber *et al*. 2000, Tauber yde León 2001, Brooks y Barnard 1990).

El abdomen es cilíndrico, con ocho segmentos y ocho espiráculos visibles; en las hembras el tegito 9 más el ectoprocto (T9+ect) se proyecta lateralmente y ocupa la región pleural y el esternito 8 más 9 (S8+9) está ausente; en los machos el T9+ect se proyecta anteriormente, y presenta formas variables, y los esternitos S8 y S9 generalmente estan fusionados y dan lugar a S8+9 (ver figuras 6 y 7) (Valencia *et al*. 2006; Brooks y Barnard 1990). Solamente en pocos géneros es posible observar T9 libre de ectoprocto (*Astenochrysa* y *Hypochrysa*) o S8 y S9 libres (*Chrysopa*) (Valencia *et al*. 2006; Adams y Penny 1992).

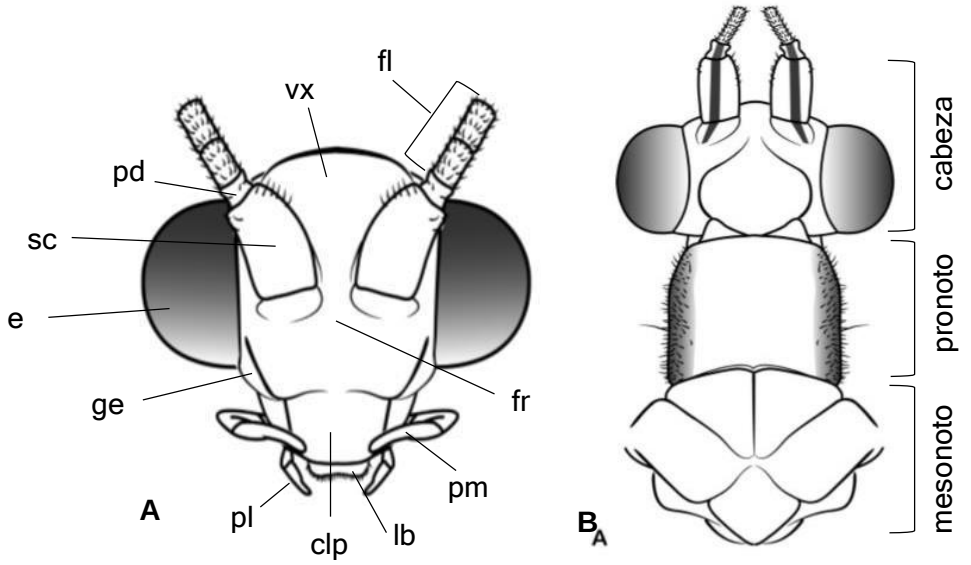


Figura 4. Esquema de la cabeza, pronoto y mesonoto en Chrysopidae (A y B). Abreviaturas: e= ojos, vx= vértice, ge= gena, fr= frente, clp= clípeo, lb= labro, pm= palpo maxilar, pl= palpo labial, sc= escapo, pd= pedicelo, fl= flagelo.

Fuente: Martins (2014).

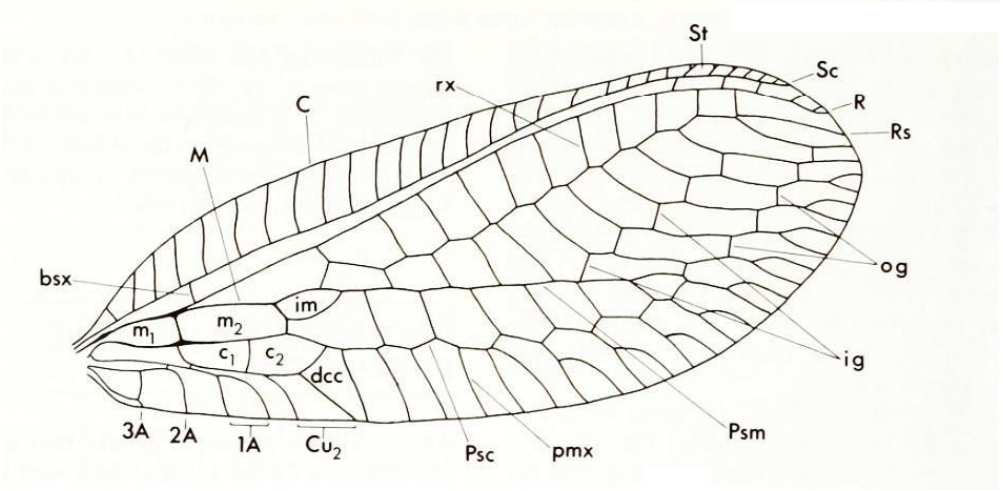


Figura 5. Esquema del ala anterior en Chrysopidae. Abreviaturas: bsx=vena basal subcostal transversal, C= costa, c1 y c2= celdas primera y segunda cubital, Cu2= segunda vena cubital, dcc= celda distal cubital, i.g.= gradadas internas transversales, im= celda intermedia, M= media, m1 y m2= primera y segunda celda media, o.g.= gradadas transversales externas, pmx= vena media transversal posterior, Psc= pseudocubito, Psm= pseudomedia, R= radio, Rs= sector radial, rx= venas radiales transversales, Sc= subcosta, St=pterostigma, 1A-3A= primera y tercera venas anales.

Fuente: Brooks y Barnard (1990).

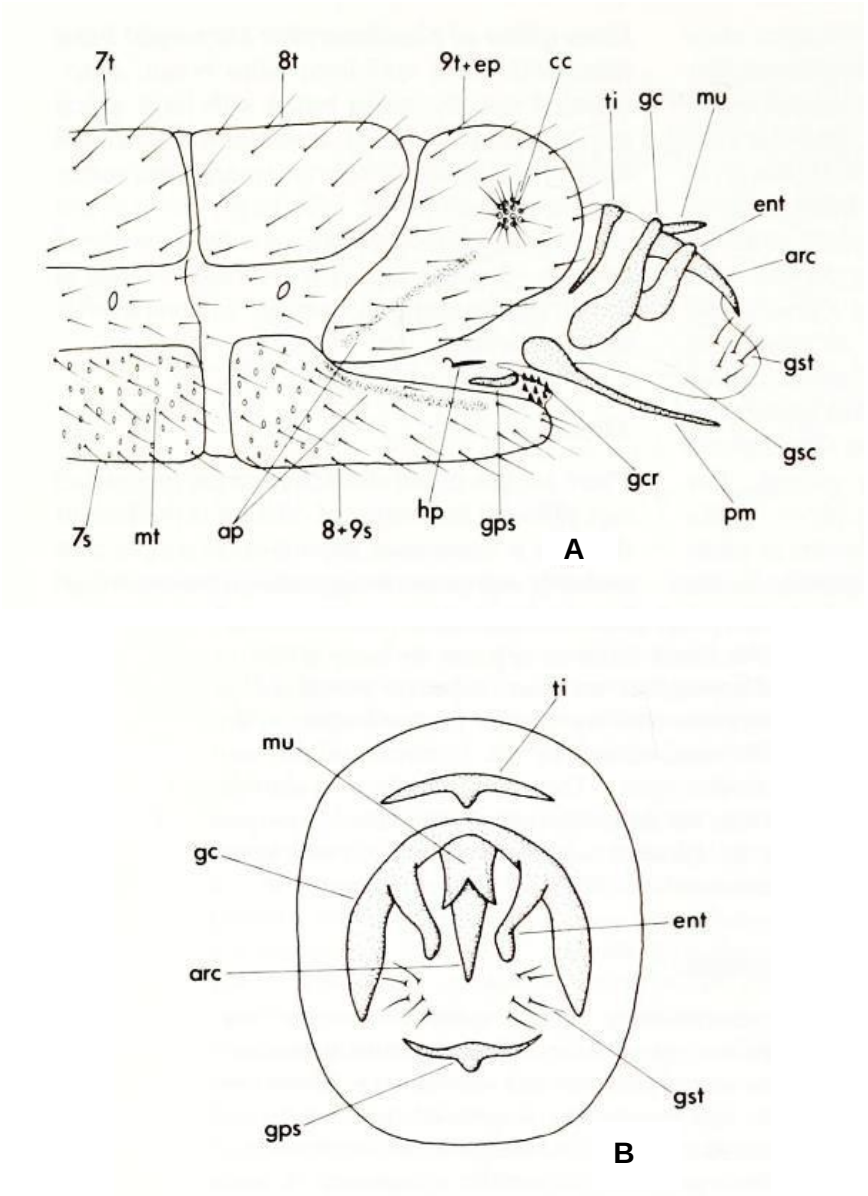


Figura 6. A. Esquema de la terminalia del abdomen del macho en Chrysopidae (vista lateral) y B. Genitalia (gonarco). Abreviatura: ap= apodema, arc= arcesso, cc= callus cersi, ent= entoproceso, gc= gonarco, gcr= gonocrista, gps= gonapsis, gsc= gonosaco, gst= gonosedas, hp= hipandrio interno, mt= microtholi, mu= placa media, pm= parameros, ti= tignum, 7s= séptimo esternito, 7t y 8t= séptimo y octavo tergito, 8+9s= octavo más noveno esternito fusionados, 9t+ep= noveno tergito más ectoprocto fusionados.

Fuente: Brooks y Barnard (1990).

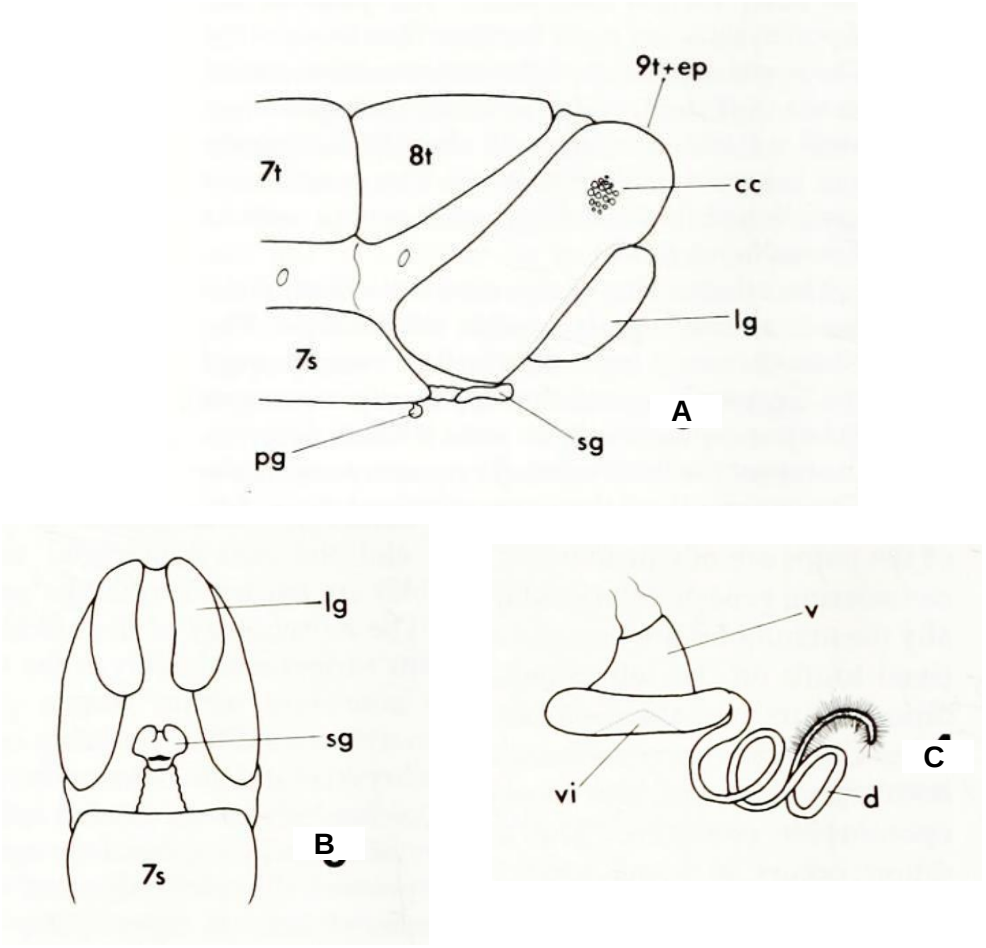


Figura 7. A y B. Esquema de la terminalia del abdomen de la hembra en Chrysopidae (vista lateral y ventral) y C. Genitalia (espermateca). Abreviatura: cc= callus cerci, d= conducto, lg= gonapófisis lateral, pg= praegenital, sg= subgenital, v= vela, vi= invaginación ventral, 7s= séptimo esternito, 7t y 8t= séptimo y octavo tergito, 9t+ep= noveno tergito más ectoprocto fusionados.

Fuente: Brooks y Barnard (1990).

2.5.6. Importancia agroecológica

Los crisópidos se encuentran naturalmente en varios cultivos agrícolas de importancia económica y en los bosques (Penny 2002, Tauber *et al*. 2000). La voracidad que presentan las larvas de este grupo de insecto las ha convertido en uno de los agentes de control biológico más favorecidos en cultivos agrícolas para combatir diversas plagas de importancia económica y su aplicación es amigable con el medio ambiente (Monserrat *et al*. 2014, Oswald 2003, McEwen 2001). Por este motivo, que son muchas las especies se vienen criando en forma masiva para su liberación en el campo (Sosa 2008).

En tal sentido, diversas especies son utilizadas en el control biológico aumentativo, como por ejemplo *Chrysoperla carnea* en el cultivo de olivo (Freitas y Penny 2001, Valencia *et al*. 2006) y *Ch. comanche* en cítricos (Cortez *et al*. 2016). En el caso de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) y *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861), éstas se alimentan agresivamente de numerosas plagas de cultivos importantes (Albuquerque *et al*. 2001).

2.5.7. Géneros de importancia agrícola

Los géneros reportados para la región Neotropical son: *Chrysoperla* Steinmann 1964, *Ceraeochrysa* Adams 1982, *Plesiochrysa* Adams 1982, *Chrysopodes* Navás 1913, *Leucochrysa* McLachlan 1868, *Loyola* Navás 1913, *Nacarina* Navás, 1915, *Meleoma* Fitch 1855, *Vieira* Navás 1913 (Brooks y Barnard, 1990; Tauber *et al*., 2012), *Ungla* Navás 1914 (Freitas, 2007; Monserrat y Freitas, 2005), *Santocellus* Tauber 2008 (Tauber *et al*., 2008) y *Titanochrysa* Sosa y Freitas 2012 (Sosa y Freitas, 2012). De todas las señaladas anteriomente, los géneros más importantes y reportadas en este estudio se detallan a continuación:

A. *Ceraeochrysa* Adams 1982

Ceraeochrysa es el género neotropical más abundante en número de especies e individuos y quizás mejor estudiado de crisópidos verdes de la subfamilia Chrysopinae (Sosa y Tauber 2021, Freitas y Penny 2001, New 2001, Brooks y Barnard 1990). Este género fue revisado por Freitas *et al*. (2009) donde fueron reconocidas 64 especies, sin embargo, con el descubrimiento y descripción de nuevas especies y el reconocimiento de sinonimias, nuevas afiliaciones taxonómicas y errores de identificación resultaron en la adición de cinco especies y la remoción o sinonimización de siete especies (Cancino y Contreras 2019, Tauber y Pantaleoni 2018, Tauber y Garland 2014, Sosa y Freitas ,2012, 2011, 2010). Por lo tanto, el número total de especies de *Ceraeochrysa* reconocidas a la actulidad es de 62 (Sosa y Tauber 2021, Oswald 2019).

Adémas, se han reportado especies de este género en bosques secos y abiertos y en varios agroecosistemas (Tauber *et al*. 2000; Freitas *et al*. 2009). Sus larvas son portadoras de basura y consumen artrópodos de cuerpo blando como pulgones, diaspídidos, trips, aleuródidos, psílidos y larvas neonatales de lepidópteros, lo que las hace potencialmente útiles para el control biológico de plagas (Freitas *et al*. 2009, Penny 2002, Tauber *et al*. 2000).

Este género se distribuye desde el sureste de Canadá hasta Argentina, pero su mayor riqueza y abundancia de especies se encuentra en los trópicos (Sosa y Freitas 2010, Freitas *et al*. 2009, Viana y Albuquerque 2009, Tauber *et al*. 2000). Por su parte, Martins (2014) menciona que está ampliamente distribuido en América, así como en el Caribe y las Indias Occidentales; Neartica y Neotropical (Valencia *et al*. 2006), donde son los más comunes en diferentes ecosistemas, como bosques abiertos, cultivos frutales y hortalizas (Tauber *et al*. 2000, Penny 2002). En estos cultivos, sus larvas se alimentan de diversos insectos plagas, como pulgones, mosca blanca, ácaros y cochinillas (Albuquerque *et al.* 2001, Freitas y Penny 2001, Tauber y De león 2001).

Los países con mayor riqueza de especies de *Ceraeochrysa* son Brasil (33 especies), Costa Rica (23), México (15), Panamá (14) y Venezuela (12) (Martins y Machado 2019, Oswald y Machado 2018, Martins 2014, Sosa y Freitas 2010). En tal sentido, *Ceraeochrysa cincta* (Schneider), *Ce. claveri* (Navás) y *C. cubana* (Hagen) se encuentran registrado en Brasil y México; en Argentina y Honduras (*C. cincta* y *C. claveri*); en Cuba, Guatemala, Guyana, Jamaica, Panamá, Puerto Rico y EE. UU. (*Ce. cincta* y *Ce. cubana*); en Haití (*Ce. claveri* y *Ce. cubana*); en Ecuador, Costa Rica, Paraguay, Surinam y Uruguay (*Ce. cincta*); en Colombia, Guayana Francesa y Venezuela (*Ce. claveri*); finalmene en Barbados, Bolivia, Islas Caimán, Dominica y República Dominicana (*Ce. cubana*) (Santos *et al*. 2020, Martins 2014). Las especies, *Ce. claveri*, *Ce. fairchildi* y *Ce. montoyana* fueron registradas en Brasil y Venezuela (Sosa y Freitas 2011). En Perú, estuvo únicamente registrado *Ce. cincta* para la costa (Núñez y Pardo 2000, Núñez 1998); sin embargo, recientemente se adicionaron: *Ce. cubana*, *Ce. valida, Ce. scapularis***,** *Ce. acmon*, *Ce. claveri*, *Ce. costaricensis*, *Ce. montoyana* y *Ce. smithi* (Collantes y Rodríguez 2021, Alva *et al*. 2019, Quintano y Zuñiga 2018, Cedillo *et al.* 2018).

En Brasil, se registraron especies de *Ceraeochrysa* principalmente en cítricos, café, maíz, eucalipto, guayaba, mango (*Ce. cincta*, *Ce. claveri* y *Ce. cubana*); aguacate, algodón, durazno, calabaza, boniato (*Ce. cincta* y *Ce. cubana*); manzana, col, mandioca (*Ce. cincta* y *Ce. claveri*); árboles de caucho (*Ce. claveri* y *Ce. cubana*); cereza acerola, melón (*Ce. cubana*) y guanábana (*Ce. cincta*) (Freitas y Penny 2001). En Perú fueron registrados, *Ce. cincta*, *Ce. cubana* y *Ce. valida* en maíz *(*Alva *et al*. 2019); *Ce. acmon*, *Ce. cincta*, *Ce. claveri*, *Ce. costaricensis*, *Ce. montoyana* y *Ce. smithi* en cítricos (Cedillo *et al.* 2018) y *Ceraeochrysa* spp. en camu camu (Solís y Panduro 2007, 2008, Pérez *et al*. 2004).

La especie, *Ce. cornuta* (=*Ce. caligata*) fue registrada para México, Panamá, Brasil (Adams y Penny 1985) y Costa Rica (Penny 2002); además esta especie muestra una variación en el patrón de manchas torácicas (mesoescudo) en adulto (Viana y Albuquerque 2009, Freitas y Penny 2001) y presenta un potencial para su uso en programas de control biológico de plagas agrícolas.

Los adultos son crisopas de tamaño mediano a pequeño, de color verde a verde oscuro; el ala anterior es angosta; las venas anales no están engrosadas y las venas radiales son rectas. En cuanto el escapo o pronoto están marcados con franjas o líneas rojas laterales y las venas radiales transversales son oscuras (ver figuras 8, 9 y 10). El macho presenta el gonapsis recto y alargado y placa media en forma de gancho (cuernillos) y la hembra con el espermateca relativamente pequeña (ver figuras 11, 12 y 13) (Martins 2014, Valencia *et al*. 2006, Brooks y Barnard 1990).

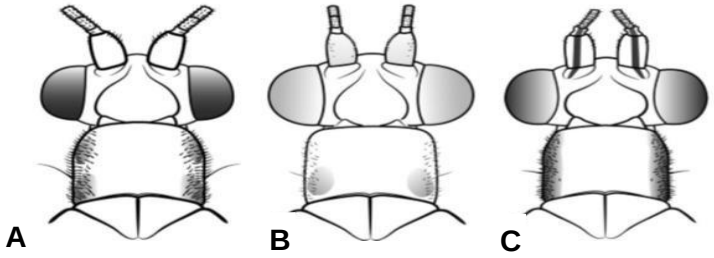


Figura 8. Patrón de manchas en el protoráx de *Ceraeochrysa* (vista dorsal). A. *Ce. angulata,* B. *Ce. costaricensis* y C. *Ce. cornuta*.

Fuente: Martins (2014).

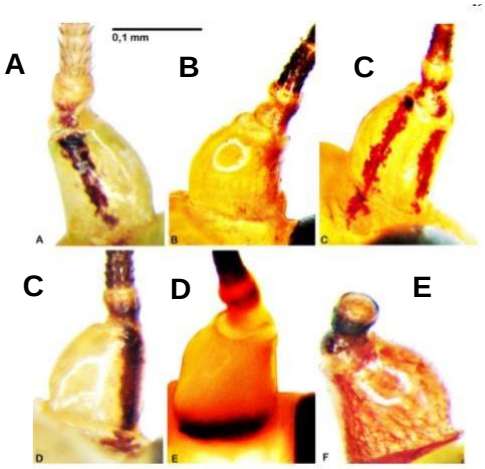


Figura 9. Patrón de manchas del escapo en *Ceraeochrysa*. A. *Ce. cornuta*, B. *Ce. everes*, C. *Ce. montoyana*, D. *Ce. scapularis*. E. *Ce. nigripes* y F. *Ce. smithi*.

Fuente: Martins (2014).

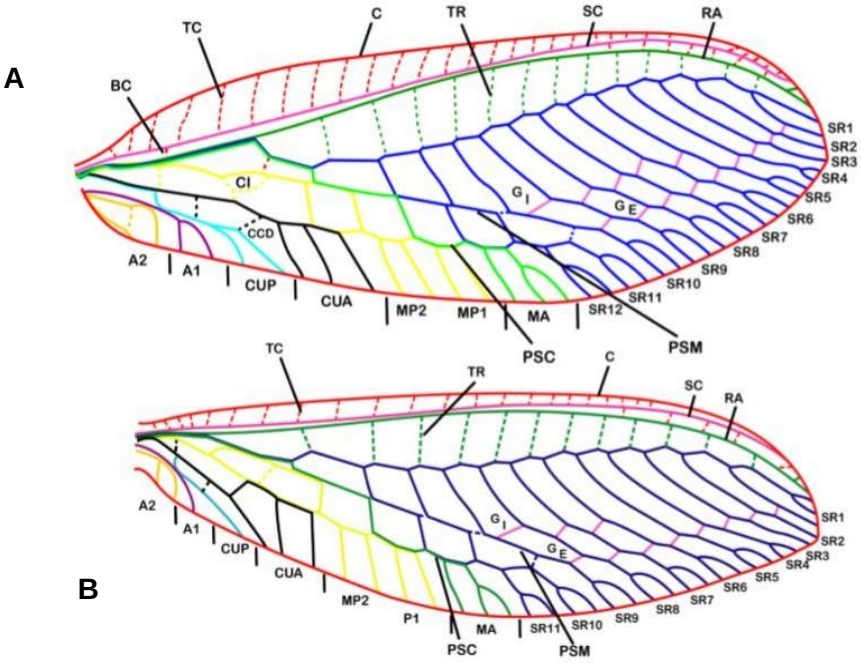


Figura 10. Esquema de venaciones alares de *Ceraeochrysa*. A. Ala anterior y B. Ala posterior. Abreviaturas: A1= anal 1; A2= anal 2; BC= costal basal; CCD= celda cubital distal; CI= celda intramediana; C= costal; CUA= cubital anterior; CUP= cubital posterior; GE= gradiformes externas; GI= gradidormes internas; MA= medial anterior; MP1= medial posterior 1; MP2= medial posterior 2; Psc= nervadura pseudocubital; Psm= nervadura pseudomedial; RA= radial anterior; TC= costal transversal; TR= radial transversal; SC= subcostal; SR1-SR2= ramas del sector radial.

Fuente: Martins (2014).

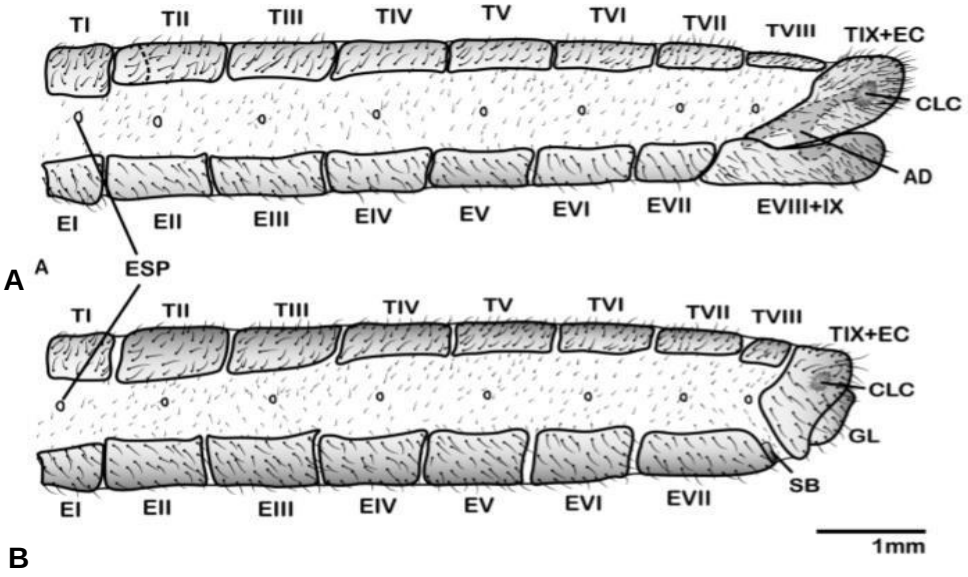


Figura 11. Esquema de la terminalia del abdomen de *Ceraeochrysa* (vista lateral). A. Macho y B. Hembra. Abreviaturas: AD= apodema dorsal; CLC= callus cerci; EI-EIX= esternito 1-9; EC= ectoprocto; ESP= espiráculo; GL= gonopófisis lateral; SB= subgenitalia; TI-TIX= tegito 1-9.

Fuente: Martins (2014).

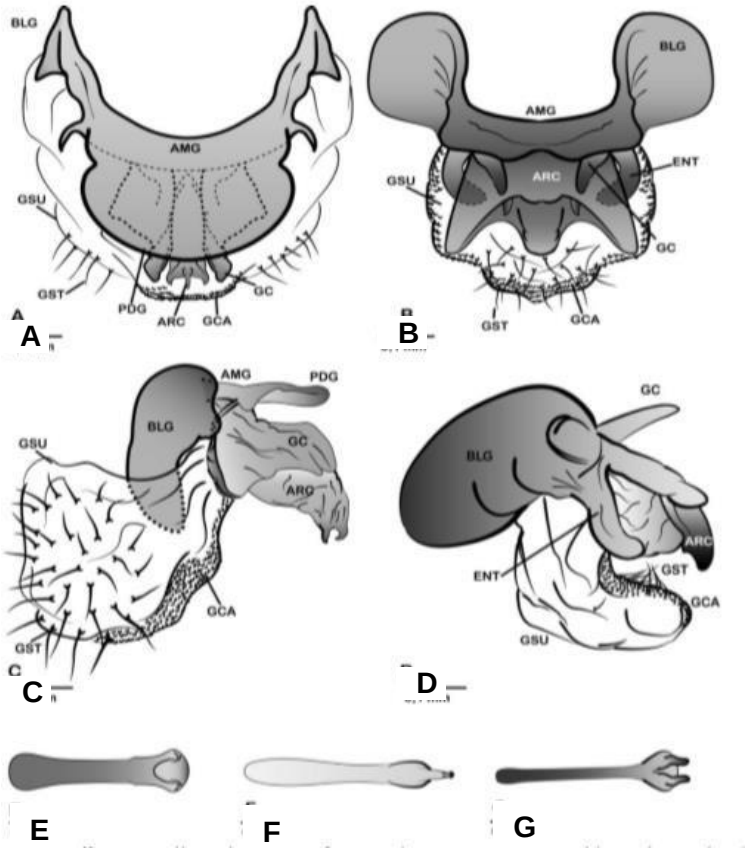


Figura 12. Esquema de la genitalia del macho de *Ceraeochrysa*. A y C. *Ce. everes*; B y D. *Ce. cincta*; E. Gonapsis de *Ce. cincta*; F. Gonapsis de *Ce. everes*. G. Gonapsis de *Ce. achillea*. Abreviaturas: ARC= Arceso; AMG= arco medial del gonarco; BLG= brazo lateral del gonarco; ENT= entoproceso; GC= gonocorno; GCA=gonocrista; GST= gonoseda; GSU= gonosaco; PDG= placa dorsal del gonarco.

Fuente: Martins (2014).

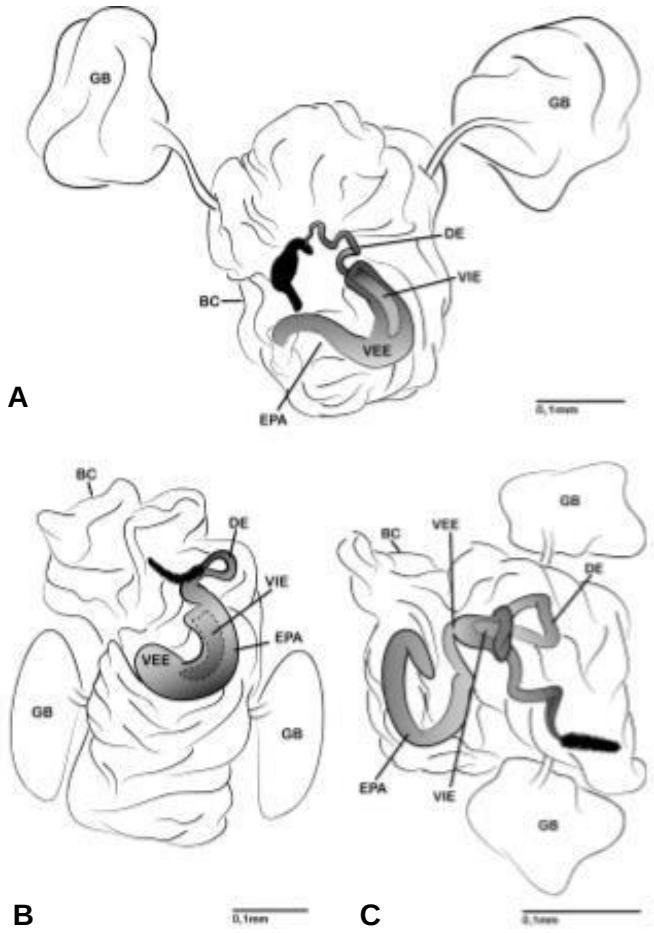


Figura 13. Esquema de la genitalia de la hembra de *Ceraeochrysa*. A. Espermateca en forma de "J", B. Espermateca en forma de "U", C. Espermateca alargada sin forma definida. Abreviaturas: BC= bursa copulatrix; DE= conducto espermático; EPA= espermateca; GB= glándula bursal; VEE= vela externa de la espermateca; VIE= vela interna de la espermateca.

Fuente: Martins (2014).

B. *Chrysopodes* Navás 1913

Chrysopodes es el género neotropical relativamente grande, extenso y taxonómicamente complicado; se encuentra en toda América tropical y subtropical y actualmente consta de 47 especies descritas (Tauber *et al.* 2012, Tauber 2010, Penny 2001, Brooks y Barnard 1990). A partir de características distintivas, este grupo fue divido en dos subgéneros: *Chrysopodes* con mandíbulas en forma de hoz (30) y *Neosuarius* con mandíbulas de base ancha (19), siendos estas características los que lo diferencian (Tauber 2010, Tauber 2003, Brooks y Barnard 1990, Adams y Penny 1985). Posteriormente, fueron descritas en Brasil otras especies de *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) que fueron: **C.** (*Chrysopodes*) *serrabonitensis, C. (Chrysopodes) fumosus* y *C. (Chrysopodes) hagenorum* (Tauber *et al*. 2012) y revisada el subgénero *Chrysopodes* (*Neosuarius*) (Tauber 2010).

Aunque la mayor parte del trabajo taxonómico sobre el género *Chrysopodes* fue centrado en ejemplares adultos, también fue mostrado un amplio conjunto de rasgos morfológicos para distinguir las larvas de *Chrysopodes* de las de otros géneros de Chrysopini (Tauber 2003). Actualmente, se han descrito características larvarias de dos especies del subgénero *Neosuarius*: *C.* (*Neosuarius*) *porterinus* presentes en Agentina y Chile y *C.* (*Neosuarius*) *collaris* en Estados Unidos (Monserrat y De Freitas 2005, Tauber 2003). Por otro lado, Silva *et al.* (2013) describieron la morfología de larvas de cinco especies del subgénero *Chrysopodes*: *C*. (*Chrysopodes*) *divisus*, *C.* (*Chrysopodes*) *fumosus*, C. (*Chrysopodes*) *geayi*, *C.* (*Chrysopodes*) *lineafrons* y *C.* (*Chrysopodes*) *spinellus*, cuyas especies se encuentran comúnmente en los huertos frutales de Brasil.

Por su parte, Tauber (2003) describió e ilustró la morfología en larvas y adultos de dos especies de *Chrysopodes* citadas para los Estados Unidos de América: *C.* (*Neosuarius*) *placita* y *C.* (*Neosuarius*) *collaris.* Además, este autor indica que la ausencia de gonapsis en la genitalia del macho no es una característica determinante para el género *Chrysopodes*.

La especie *C.* (*Neosuarius*) *collaris* también se conoce en toda la región del Caribe, América Central y hacia el oeste en el norte de México hasta Baja California (Adams y Penny 1985) e incluso los registros de América del Sur incluyen Colombia, Venezuela y Guyana; mientras que *C.* (*Neosuarius*) *placita* fue registrado al Sur de Canadá, este y oeste de Estados Unidos y norte de México (Tauber *et al.* 2000, Penny *et a*l. 1997).

En Argentina, fueron registradas las siguientes especies: *C.* (*Chrysopodes*) *polygonicus*, *C.* (*Neosuarius*) *divisus*, *C.* (*Neosuarius*) *porterinus* y *C.* (*Chrysopodes*) *lineafrons* (González y Reguilón 2008, Monserraty Freitas 2005, González *et al.* 1999). Asimismo, *C.* (*Chrysopodes*) *lineafrons* fue reportado depredando moscas blancas *Bemisia tabaci* en el cultivo de tomate en la provincia de Tucumán (Ortega *et al*. 2014); y asimismo, se describieron los estadios larvales de *C.* (*Chrysopodes*) *spinellus* (González *et al*. 2010).

Antes de la publicación del estudio realizado por Tauber (2010), 19 especies fueron asignadas al subgénero *Neosuarius*; 17 se incluyeron en el catálogo en línea "Neuropterida Species of the World" (Oswald 2007) y dos adicionales se describieron recientemente (Tauber y Tauber 2010). Por lo tanto, cinco de las especies mencionadas anteriormente [*C.* (*Neosuarius*) *apurinus*, *C.* (*Neosuarius*) *crassipennis*, *C.* (*Neosuarius*) *divisus*, *C.* (*Neosuarius*) *placitus* y *C.* (*Neosuarius*) *poujadei*] no se ajustaron a la nueva definición restringida del subgénero propuesto por Tauber (2010), por lo que pasaron a eliminarse y ser tratados en otro lugar. Por lo tanto, el subgénero *Chrysopodes* (*Neosuarius*) actualmente contiene 10 especies en dos grupos de especies distintos: (1) el grupo de especies *collaris*: *C.* (*Neosuarius*) *collaris*, *C.* (*Neosuarius*) *figuralis*, C. (*Neosuarius*) *krugii* y C. (*Neosuarius*) *oswaldi*; y (2) el grupo de especies *flavescens*: *C.* (*Neosuarius*) *escomeli*, *C.* (*Neosuarius*) *flavescens*, *C.* (*Neosuarius*) *nigricubitus*, *C.* (*Neosuarius*) *nigripilosus*, *C.* (*Neosuarius*) *pecki* y *C.* (*Neosuarius*) *porterinus* (Tauber 2010).

Diferentes autores, mencionan que *Chrysopodes* es uno de los principales grupos de insectos depredadores que tienen valor en el control biológico de plagas en la agricultura neotropical (Gonzáles y Heredia 2010, Silva *et al.* 2007, Albuquerque *et al.* 2001, Freitas y Penny 2001).

Los adultos son crisopas de tamaño mediano, de color verde pálido a verde oscuro. Presenta la cabeza a menudo marcada con una franja roja en la gena, clípeo, escapo y con una mancha postocular; galea estrecho; palpos alargados; labro dentado; mandíbulas en forma de guadaña, simétricas sin dientes basales; vértice con numerosas muescas pequeñas; antena tan larga como el ala delantera; segmentos flagelares 3 veces más largos que anchos. Pronoto marcado con una franja mediana amarilla; setas dorsales largas, pálidas; meso y metanoto marcados con una franja amarilla mediana (ver figura 14). Ala anterior ancha, a veces marcada con una leve sufusión grisácea en el

margen posterior y alrededor de las venas transversales; setas costales largas, erectas; subcosta y radio cerca o muy separados; subcosta largo; vena transversal Sc basal; im ovalada, a veces cuadrangular; venas transversales radiales mediales oblicuas, sinuosas; gradadas en dos series (a veces con series medianas irregulares adicionales), ya sea paralelas o divergentes; venas anales a menudo ligeramente crasada en machos; ; c1 más corto que c2. Ala posterior estrecha (ver figura 15). Abdomen sin manchas o con una franja amarilla mediana. En el macho el ectoprocto es profundamente invaginado apicalmente, extendido basalmente; esternito S8+9 con pequeño tubérculo ventral, gonapsis ausente (ver figuras 16 y 17) y en la hembra el callo cerci redondeado; esternito 7 con pequeño tubérculo ventral (ver figuras 18 y 19) (Tauber 2010, Freitas y Penny 2001, Brooks y Barnard 1990).

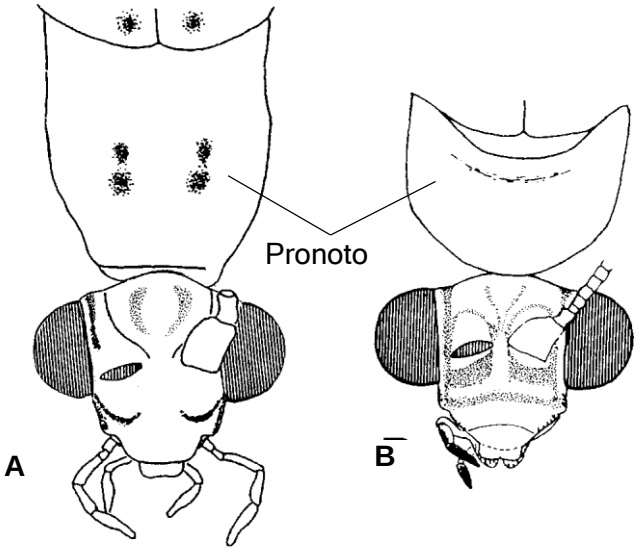


Figura 14. Esquema de la cabeza y protórax de *Chrysopodes.* A. *Ch. placita* y B. *Ch. collaris.*

Fuente: Tauber (2010).

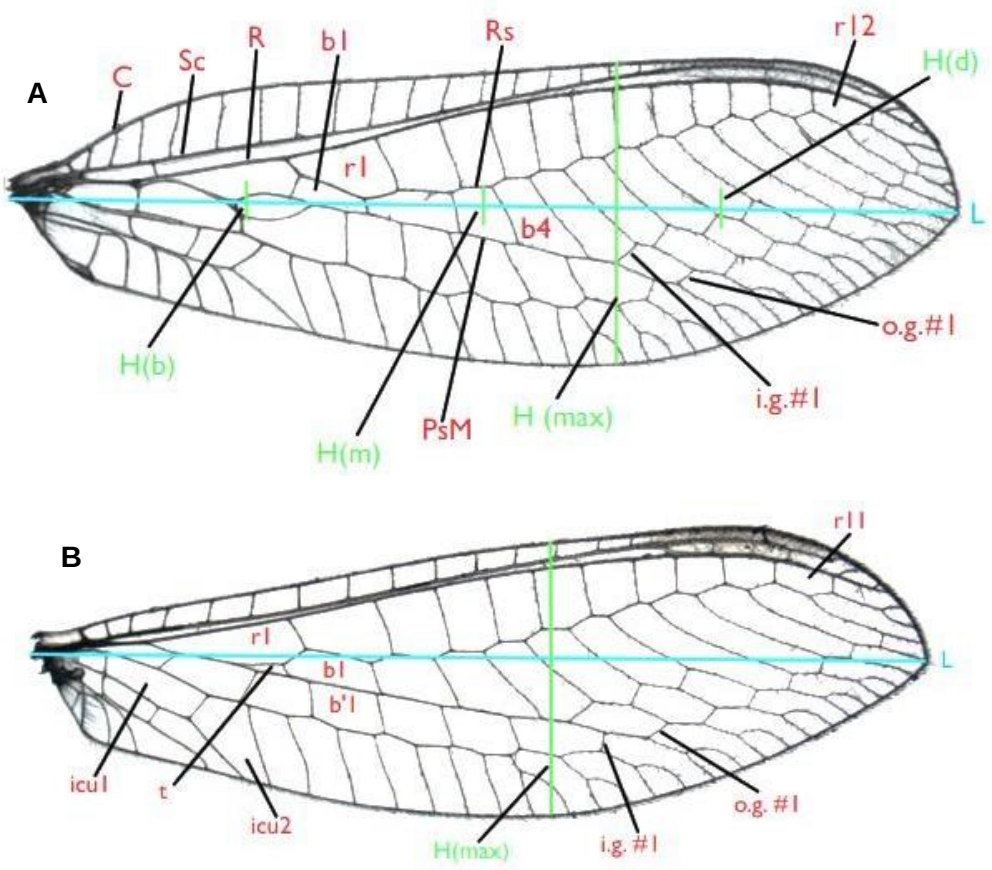


Figure 15. Esquema de venaciones alares de *Chrysopodes*. A. Ala anterior y B. Ala posterior. Abreviaturas: C= costa; PsM= pseudomedia; R= radio; Rs= sector radial; Sc= subcostal; b1= primera celda Banksian superior; b'1= primera celda Banksian inferior; b4= cuarta celda Banksian superior; i.g.#l= primera vena gradada interna; o.g.#1= primera vena gradada externa; r1= primera celda radial; r11= onceava celda radial; r12= doceava celda radial; Icu1, Icu2= primera y segunda celda intracubital; t= celda triangular diminuta.

Fuente: Tauber (2010).

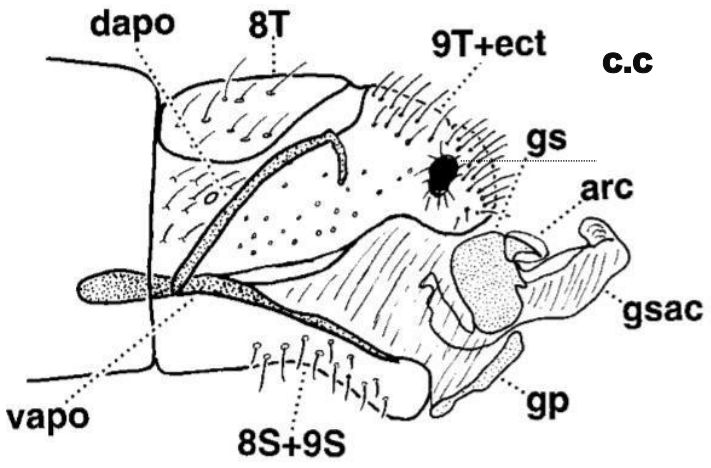


Figura 16. Esquema de la terminalia del abdomen del macho de *Chrysopodes*, complejo gonarcal expandido. Abreviaturas: arc= arceso; c.c= callus cerci; dapo= apodema dorsal de 9T+ect; gp= gonapsis; gs= gonarco; gsac= gonosaco; vapo= apodema ventral de 9T+ect; 8S+9S= octavo y noveno esternito fusionados; 8T octavo tergito; 9T+ect= noveno tergito más ectoprocto fusionados.

Fuente: Tauber (2003).

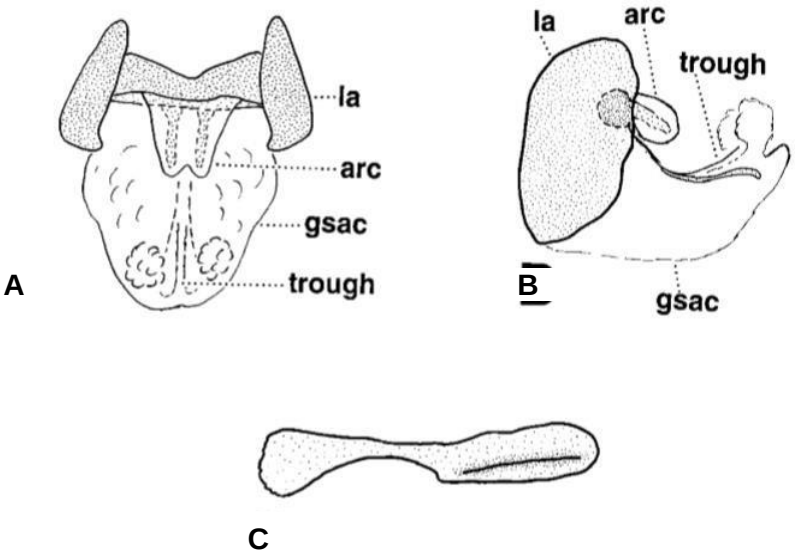


Figura 17. Esquema de la genitalia del macho de *Chrysopodes*. A. Complejo gonarcal expandido (vista dorsal), B. Complejo gonarcal expandido (vista lateral) y C. Gonapsis (vista lateral). Abreviaturas: arc= arceso; gsac= gonosaco; la= brazo lateral del gonarco.

Fuente: Tauber (2003).

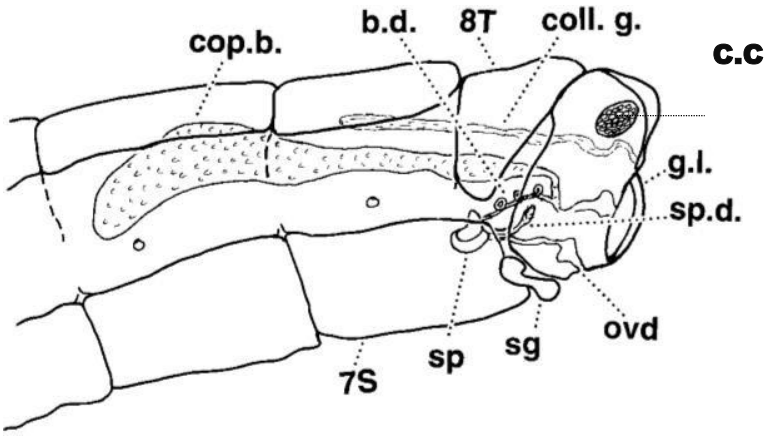


Figura 18. Esquema de la terminalia del abdomen de la hembra de *Chrysopodes*. Abreviaturas: b.d.= conducto bursal; col. g.= glándula colateral; cop.b.= bursa copulatoria; g.l.= gonopófisis lateral; c.c= callus cerci; ovd= oviducto; sg= subgenital; sp= espermateca; sp.d.= conducto espermatecal; 7S= séptimo esternito; 8T= octavo tergito.

Fuente: Tauber (2003).

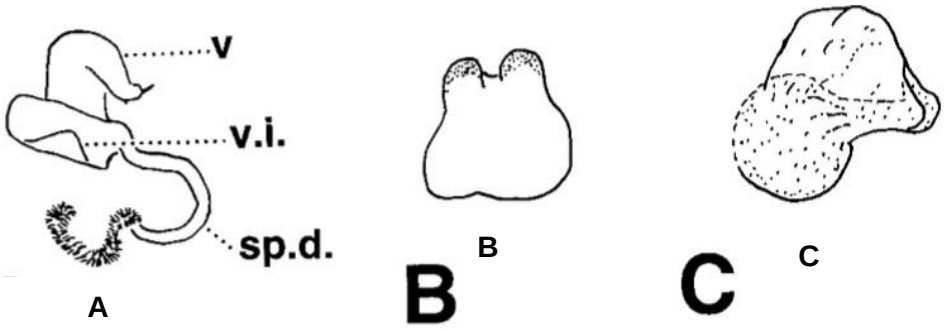


Figura 19. Esquema de la genitalia de la hembra de *Chrysopodes*. A. Espermateca (vista lateral), B y C. Subgenital (vista lateral y ventral). Abreviaturas: spd= conducto espermatecal; v = vela; vi= invaginación ventral.

Fuente: Tauber (2003).

III. MÉTODOS

3.1. Ubicación y descripción del área de estudio

Los muestreos fueron realizados en 6 parcelas de *Myrciaria dubia* "camu camu" de zonas inundables de diferentes caseríos del distrito de Yarinacocha, provincia Coronel Portillo, región Ucayali, cuya georreferenciación y ubicación son mostradas en el Cuadro 1 y Figura 20.

Con respecto a los datos metereológicos, la temperatura promedio fue 27.4°C, la humedad relativa promedio fue 79.6% y la precipitación pluvial acumulado fue 219.2 mm registrados en la Estación Metereológica de la Universidad Nacional de Ucayali. Por otro lado, según Holdridge la zona de vida del lugar de estudio corresponde a un Bosque Húmedo Premontano Tropical (bh-PT) donde abundan una gran biodiversidad de flora y fauna silvestre, así como también algunas quebradas que conectan con la laguna de Yarinacocha y su fisiografía es parte del paisaje de Planicie Aluvial y subpaisaje de Llanura Inundable, agregado de un elemento de paisaje Terraza Baja, con pendientes por debajo del 2% (Casas, 2014).

Cuadro 1. Datos de georreferenciación de los caseríos de muestreo en el distrito de Yarinacocha.

N°	Caseríos	Coordenadas UTM		Altitud (msnm)
		Norte	Este	
1	San Lorenzo	9077671	544483	145
2	San Juan	9080177	543990	152
3	Santa Rosa	9081948	542508	150
4	7 de Junio	9083555	541182	149
5	Padre Bernardo	9086994	538814	184
6	Panaillo	9091310	533449	150

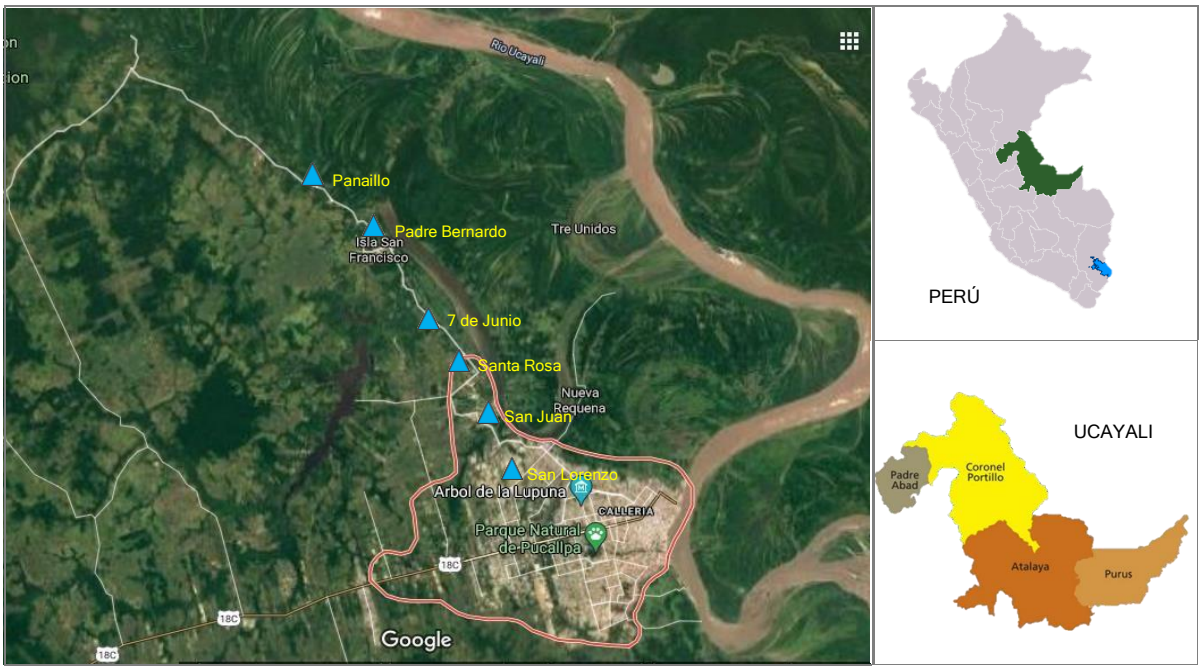


Figura 20. Localización de los caseríos de muestreo en el distrito de Yarinacocha.

Fuente: Google Earth, 2022

3.2. Identificación y descripción del material de estudio

El material de estudio fueron los ejemplares de crisópidos adultos colectados mediante red entomológica en 6 parcelas de camu camu del distrito de Yarinacocha.

La descripción consistió en que los adultos de Chrysopidae presentan el cuerpo de color verde; cabeza con ojos prominentes dorados; antenas filiformes, alargadas y multisegmentadas; alas transparentes con numerosas venaciones transversales y longitudinales (Monserrat y Díaz 2012, Valencia *et al*. 2006).

3.3. Procedimiento

3.3.1. Fase de campo

A. Colecta de crisópidos en parcelas de camu camu

Previamente se seleccionaron una (1) hectárea de parcela de camu camu en cada caserío de muestreo en el distrito de Yarinacocha. Los crisópidos adultos fueron colectados con una red entomológica recorriendo toda el área, durante el horario diurno de muestreo entre 9:00 am a 6:00 pm (Alva *et al.* 2019, Cedillo *et al*. 2018). La técnica de colecta consistió en sacudir las ramas terminales de forma manual antes de pasar la red por el follaje de la planta, esto permitió que los crisópidos adultos salgan de su escondite y vuelen por el aire para ser atrapados con mayor facilidad sin causarles

daños. La red entomológica estuvo elaborada por un cono de tela organsa blanca de 80 cm de largo, un aro de alambre acerado de 30 cm de diámetro y un mango telescópico de aluminio de 90 cm de largo (ver Figuras 43 y 44).

B. Acondicionamiento y traslado del material biológico

Los adultos colectados fueron depositados en frascos de plástico transparente de 30 ml de capacidad, previamente preparada con agujeros en su tapa y cubiertos con tela organsa antes de poner la tapa, lo que permitió brindar una adecuada ventilación ala muestra. Asimismo, los frascos fueron rotuladas con un plumón indeleble indicando la fecha, lugar de colecta (caserío) y sus coordenadas UTM (Alva *et al.* 2019, Cedillo *etal*. 2018, Velozo 2018).

Posteriormente, el material biológico fue trasladado al Laboratorio de Entomología Agroforestal de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía (UNIA), ubicado en la carretera a San José Km. 0.63, del distrito de Yarinacocha, Ucayali, Perú.

3.3.2. Fase de laboratorio

A. Sacrificio de los crisópidos adultos capturados

En el laboratorio, los frascos conteniendo los adultos colectados fueron llevados al interior de la nevera de un refrigerador por el tiempo de una hora a 4°C, esto permitió ocasionarles muerte inmediata y mantuvo intacta la coloración natural del insecto (Valencia *et al*. 2006, Márquez 2005).

B. Separación de los ejemplares por sexo

Siguiendo la metodología de Cedillo *et al*. (2018), los ejemplares fueron sexados por su terminación abdominal y con ayuda de un microscopio electrónico (objetivo 4x). Por lo tanto, los machos fueron observados lateralmente ya que en la parte terminal estás muestran dos lóbulos muy similares que dan el aspecto de dos labios bien diferenciados; en cambio, en las hembras terminan en punta o son redondeados, sin lóbulos y con una subgenitalia oculta por la parte inferior.

C. Montaje de ejemplares en alfileres entomológicos

Los ejemplares fueron montados en alfileres entomológicos (N° 0, 1 y 2), debidamente etiquetados con sus respectivos datos de colecta, siguiendo las Normas Internacionales de Colecciones Entomológicas, y luego se acondicionaron en cajas entomológicas, modelo Schmitt, que tuvo una dimensión estándar de 33 x 23 x 6.5 cm (ver Figura 45).

D. Extración y montaje temporal de las genitalias

Para el análisis de la genitalia del adulto se siguió el procedimiento de Cedillo *et al*. (2018), procediéndose a diseccionar la terminalia abdominal (segmentos abdominales VII, VIII y IX), seguidamente estás fueron introducidas en microviales tipo Eppendorf de 1.5 ml de capacidad conteniendo hidróxido de potasio (KOH) al 10% dejándose macerar por un tiempo aproximado de dos horas a temperatura ambiente; luego con una jeringa de tuberculina se retiró el KOH e inmediatamente se lavó las estructuras con agua destilada. Finalmente, fueron montados en láminas portaobjetos conteniendo unas gotas de glicerina para la observación al microscopio a un aumento de 40X.

De la genitalia del macho se observó, el tignum, gonarco, gonocorno, mediuncus, gonapis y arcesso; y en el caso de la genitalia de la hembra para este estudio no fue considerado ya que sus estructuras morfológicas suelen ser similares entre especies (Valencia *et al.,* 2006). Para la interpretación de las genitalias se utilizó las descripciones morfológicas de Cadena *et al.* (2007) y Sosa (2008).

E. Identificación taxonómica de los ejemplares

De acuerdo a la metodología se realizó la identificación de los ejemplares adultos a nivel de género en base a la clasificación taxonómica de Valencia *et al.* (2006), Freitas y Penny (2001) y Brooks y Barnard (1990).

Para la identificación a nivel de especie se utilizaron las claves taxonómicas desarrolladas por Sosa y Freitas (2011), Freitas *et al*. (2009) para el género *Ceraeochrysa* y las de Tauber (2010) y Tauber *et al*. (2012) para el género *Chrysopodes*.

Posteriormente, la confirmación de las especies de los ejemplares fue realizada por la Dra. Carmen Reguilón del Instituto de Entomología “Fundación Miguel Lillo” de Tucumán, Argentina (ver Figura 33).

F. Caracterización morfológica de los ejemplares

Siguiendo la metodología de Cedillo *et al*. (2018), en la cabeza de cada ejemplar se observaron las manchas y coloración de: genas, clípeo, labro, palpos maxilares, palpos labiales, frente y vértex; en las antenas se tomó en cuenta el tamaño, la coloración y manchas del escapo, pedicelo y flagelomeros. En el tórax se tomó en cuenta el tamaño y forma del pro, meso y metatórax. En las alas se tomó en cuenta el tamaño y se observó la presencia del color y número de las diferentes venas que conforman las alas, así como el número de venas gradiformes internas y externas, formade la celda intermedia y manchas presentes. En el abdomen se tomó en cuenta el

tamaño y se consideró las manchas presentes en algunos de sus tergitos o esternitos.

Estas observaciones fueron realizadas con ayuda de un microestereoscopio trinocular, marca Carl Zeiss, modelo Stemi 2000-c y las imágenes fueron obtenidas con una cámara digital marca Canon. Las mediciones morfológicas de los ejemplares fueron tomadas con el micrométrico ocular del equipo mencionado anteriormente y con un vernier digital, marca Mitutoyo, a partir de una muestra de 10 individuos por especie (Sosa y Freitas 2011).

3.3.3. Registro de datos climáticos

De forma adicional al muestreo, se registraron los datos temperatura (°C) y humedad relativa (%) con ayuda de un termohigrómetro digital, marca Traceable; mientras que la precipitación fue tomada de la Estación Metereológica Agrícola de la Universidad Nacional de Ucayali (UNU) (ver Cuadro 12).

3.4. Variables

3.4.1. Variable independiente (X)

- Parcelas de camu camu en diferentes caserios de Yarinacocha.

3.4.2. Variable dependiente (Y)

- Especies de crisópidos identificados.
- Características morfológicas de crisópidos adultos.

3.4.3. Variable Interviniente (Z)

- Temperatura (°C).
- Humedad relativa (%)
- Precipitación (mm).

Cuadro 2. Operacionalización de las variables de estudio.

Variables	Definición	Dimensión	Indicador	Instrumento
Independiente Parcelas de camu camu	Es un arbusto nativo de la Amazonía peruana que crece en zonas inundables y sus frutos contienen alta Vitamina C (Pinedo *et al.* 2019).	Caseríos de Yarinacocha	San Lorenzo San Juan Santa Rosa 7 de Junio Padre Bernardo Panaillo	- Observación directa. - Formatos de registro.
Dependiente Especies de crisópidos identificados	Los crisópidos son del orden neuróptera, cuyas larvas son depredadoras de varios insectos plagas (Monserrat *et al.* 2014).	Crisópidos colectados	Número de adultos por especie (N°)	
Dependiente Caracteristicas morfológicas de crisópidos adultos	Indica la forma y estructura externa del cuerpo de los crisópidos (Valencia *et al*. 2006).	Morfología del adulto por especie	Longitud y ancho en milímetros (mm) Descripción	
Interviniente Condiciones climáticas.	Es un conjunto de condiciones atmosféricas medias que caracterizan a un lugar determinado (SENAMHI 2018).	Temperatura	Grados centígrados (°C)	Termohigrómetro digital. Estación metereológica UNU
		Humedad relativa	Porcentaje (%)	
		Precipitacion	Milímetros (mm)	

3.5. Población y muestra

3.5.1. Población: Estuvo comprendida por todos los adultos de la familia Chrysopidae presentes en las parcelas de camu camu de seis caseríos del distrito de Yarinacocha.

3.5.2. Muestra: Estuvo constituida por los crisópidos adultos colectados en cada caserío (Alva *et al*. 2019).

3.6. Recolección de los datos

3.6.1. Fuente de información

Se utilizó la fuente de información primaria, por que se tuvo recolectar las especies de crisópidos en los diferentes caserios de Yarinacocha donde se cultiva el camu camu.

3.6.2. Unidad de estudio y unidad de medición

La unidad de estudio estuvo representada por el número de individuos de la familia Chrysopidae y la unidad de medida fue un adulto.

3.6.3. Tipo de muestreo

Se empleó un muestreo aleatorio simple para la colecta de crisópidos adultos en diferentes parcelas de camu camu (Cedillo *et al*. 2018).

3.6.4. Técnicas para la recolección de los datos

Se utilizó la técnica de observación directa, ya que se estuvo en contacto con las muestras de diferentes especies de crisópidos adultos.

3.7. Procesamiento de los datos

De acuerdo a los formatos, los datos obtenidos fueron tabulados en una hoja de Excel 2013, luego se elaboraron cuadros y figuras para comparar el número de crisópidos adultos colectados por especie en el cultivo de camu camu y por cada caserío en el distrito de Yarinacocha.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Especies de Chrysopidae identificadas en camu camu

El total de crisópidos adultos encontrados en los diferentes caseríos del distrito de Yarinacocha, Ucayali, fue de 278 ejemplares. Como resultado se identificó una subfamilia (Chrysopinae), dos géneros y 5 especies de Chrysopidae en el cultivo de *Myrciaria dubia* "camu camu" establecido en suelos aluviales inundables de un Bosque Húmedo Premontano Tropical (bh-PT) con paisaje de Planicie Aluvial - Terraza Baja. El mayor número de especies se encuentran contenidas en el género *Ceraeochrysa*, identificándose cuatro especies: *Ce. fairchildi* (Banks 1946), *Ce. cornuta* (Navás 1925), *Ce. montoyana* (Navás 1913) y *Ce. cubana* Hagen 1861. Por otro lado, al género *Ceraeochrysa* le corresponde el 83% del total de ejemplares colectados y el 17% restante corresponde al género *Chrysopodes* representada por una especie *Chr. lineafrons* (ver Cuadro 3).

Cuadro 3. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados de noviembre 2021 a marzo 2022 en el distrito de Yarinacocha.

Especies de Chrysopidae	Total de ejemplares colectados
Ceraeochrysa fairchildi	52
Ceraeochrysa cornuta	104
Ceraeochrysa montoyana	33
Ceraeochrysa cubana	43
Chrysopodes lineafrons	46
Total	278

Con respecto al número de especies de la familia Chrysopidae citadas para el Perú, Núñez & Pardo (2000) y Núñez (1988) mencionan que fueron registradas 26 especies (20 a nivel de especie y 6 a nivel de género), donde informa de la presencia de los géneros *Ceraeochrysa* y *Chrysopodes*, en su mayoría distribuidas en diferentes cultivos agrícolas de la costa. Sin embargo, con este trabajo de investigación se reportan 5 especies de crisópidos asociadas al cultivo de camu camu, como un nuevo registro para la selva peruana (ver Cuadro 3).

En cuanto a la especie *Ce. cornuta* (=*Ce. caligata*), ésta fue encontrada en México asociadas a frutales (Ramírez 2007), Panamá y en los Estados Brasileños (Romaina, Amazonas, Pará, Pernambuco, Mato Grosso, Goiás, Minas Gerais y Sao Paulo)

presentes en citricos y en plantaciones de caucho (Freitas *et al*. 2009, Freitas y Penny 2001, Adams y Penny 1985); también se ha reportado presente en cultivos de palto, coliflor, *Citrus* sp, guanábana, shiringa, mango, guayaba y eucalipto en Costa Rica (Penny 2002) y Venezuela (Sosa 2011, 2008). De manera que los resultados obtenidos demuestran que ésta especie se registra por primera vez para el Perú y en el cultivo de camu camu de Yarinacocha.

A su vez la especie *Ce. fairchildi* (=*Ce. acutipuppis*) fue encontrada solamente una vez en el Estado de Roraima, en Brasil (Freitas *et al*. 2009); también existen registros de la especie para Panamá, Trinidad (Freitas *et al*. 2009) y Venezuela (Sosa yFreitas 2011), en su mayoría presentes en cultivos agrícolas. De modo que los resultados obtenidos demuestran que ésta especie se registra por primera vez para el Perú y en el cultivo de camu camu de Yarinacocha.

Acerca de la especie *Ce. cubana*, ésta fue reportada en diferentes países como: Estados Unidos de América, México, Costa Rica, Honduras, Cuba, Puerto Rico, Jamaica, Islas caimán, República Dominicana, Haití, Dominica, Barbados, Guatemala, Panamá, Guyana, Ecuador y Bolivia (Freitas *et al*. 2009, Feitas y Penny 2001, Adams y Penny 1985), Venezuela (Sosa 2011, 2008), en el Valle de Cauca de Colombia (Ramírez 2002) y Perú (Alva *et al*. 2019). En Brasil tiene registro de ocurrencia para 13 Estados (Roraima, Acre, Amazonas, Rondonia, Pará, Mato Grosso, Ceará, Rio Grande del Norte, Paraiba, Pernambuco, Bahia, Espiritu Santo, Sao Paulo) (Freitas *et al*. 2009), en su mayoría presentes en cultivos de mango, café, palto, algodonero, shiringa, maíz, guayaba, eucalipto, *Citrus* sp, melón, calabaza, durazno, acerola y papa dulce, así como en café conilon (*Coffea canephora*) (Martins *et al*. 2019).

Asimismo, reportan que *Ce. cubana* se encuentra asociada a plantaciones de hule, maíz, guayaba, algodón, eucaliptos, tomate y ocasionalmente cítricos (Freitas y Penny 2001); pero al parecer tiene por preferencia los arbustos y áreas de vegetación herbácea baja y pastos, tal como lo menciona Adams y Penny (1985). Sin embargo, los resultados obtenidos demuestran que, para el Perú, esta especie es registrada por primera vez para el cultivo de camu camu en Yarinacocha, ya que en un estudio anterior ésta especiefue reportada en zonas maíceras de Lambayeque (Alva *et al*. 2019).

Con respecto a la especie *Ce. montoyana*, ésta fue encontrada solamente en los Estados de Pernambuco y Sao Paulo, en Brasil (Freitas *et al*. 2009); aunque también existen registros de la especie en Paraguay (Freitas *et al*. 2009) y Perú (Cedillo *et al.* 2018). Por su parte, Sosa y Freitas (2011) y Sosa (2011) menciona que esta especie fue encontrada en cultivos de cacao y cítricos en Costa Rica, Venezuela, EE. UU, Cuba,

Haití, Puerto Rico, Honduras, Guatemala, Brasil, Venezuela, Paraguay, Panamá, Colombia, Trinidad y Granada. Sin embargo, los resultados obtenidos demuestran que, para el Perú, esta especie es registrada por primera vez para el cultivo de camu camu en Yarinacocha, y que anteriormente ésta especie fue registrada en plantaciones de cítricos en Tumbes (Cedillo *et al.* 2018).

En relación a la especie *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *lineafrons*, ésta tiene registro de ocurrencia para Brasil (Cuenca Amazónica, São Paulo y Santa Catarina) (Sosa 2011, Freitas y Penny 2001, Adams y Penny 1985) y para Venezuela (Sosa 2011). Además, existe el registro de *Chrysopodes* sp., en el Perú, cuyo ejemplar se encuentra depositada en la Colección Entomológica de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco (Quintano y Zuñiga 2018). De igual manera, Núñez (1988) reporta a *Chrysopodes* sp., en cítricos para la costa norte. Sin embargo, los resultados obtenidosdemuestran que, para el Perú, esta especie es registrada por primera vez para el cultivode camu camu en Yarinacocha, y que solamente *Chrysopodes* sp., fue registrada en plantaciones de cítricos en Tumbes (Cedillo *et al.* 2018).

Asimismo, Ortega *et al*. (2017) reportan para Tucumán, Argentina, haber realizados estudios acerca de la biología y supervivencia de las fases inmaduras de *Chr. lineafrons*, teniendo como resultado que las larvas de esta especie consumen en promedio 127 huevos de *Bemicia tabaci* y 44 huevos de *Sitotroga cerealella* por día y que la duración del ciclo de vida de *Chr. lineafrons* alimentados con huevos de *B. tabaci* fue de 45 días y con huevos de *S. cereal*ella fue de 35 días, demostrándose de ésta manera que *Chr. lineafrons* es un depredador eficiente sobre la mosca blanca *B. tabaci* en cultivos de tomate.

Por otro lado, Solís y Panduro (2008, 2007), Barbosa *et al*. (2004) y Pérez *et al*. (2004) reportaron para Ucayali a los géneros *Ceraeochrysa* y *Chrysoperla* presentes en el cultivo de camu camu, sin embargo, en este estudio solo se confirma la presencia del género *Ceraeochrysa* representado por cuatro especies en el distrito de Yarinacocha. Adémas, es importante señalar que durante la investigación se pudo observar que *Ce. cornuta* es el principal depredador del psílido *T. cognata* y del pulgón *Aphis gossypii*, esto cuando fueron colectados brotes afectados de camu camu por la plaga, en cambio de las otras especies no se pudo registrar sus presas en condiciones naturales, por lo que es necesario seguir estudiando este grupo de insectos por ser de importancia en el control biológico de plagas.

En la Figura 21, se puede apreciar que en el caserío San Lorenzo fueron encontrados las especies de crisópidos: *Ce. cornuta, Ce. cubana* y *Ce. montoyana*, siendo la especie más abundante *Ce. cornuta.* En el caserío San Juan fueron encontrados las especies de crisópidos: *Ce. cornuta, Ce. cubana*, *Ce. fairchildi* y *Chr. lineafrons*, pero la especie más abundante fue *Ce. cornuta.* En el caserío Santa Rosa fueron encontrados las especies de crisópidos: *Ce. fairchildi*, *Ce. cornuta* y *Ce. cubana*, sin embargo, la especie más abundante fue *Ce. fairchildi.* En el caserío 7 de Junio fueron encontrados *Ce. fairchildi*, *Ce. montoyana*, *Ce. cornuta* y *Chr. lineafrons*, en cambio las especies más abundantes fueron *Ce. cornuta* y *Ce. fairchildi.* En el caserío Padre Bernardo fueron encontrados las especies de crisópidos: *Ce. cornuta*, *Ce. cubana* y *Chr. lineafrons* en cantidades semejantes. En el caserío Panaillo fueron encontrados las especies de crisópidos: *Ce. cornuta*, *Ce. fairchildi* y *Ce. montoyana*, donde la especie más abundante fue *Ce. montoyana*.

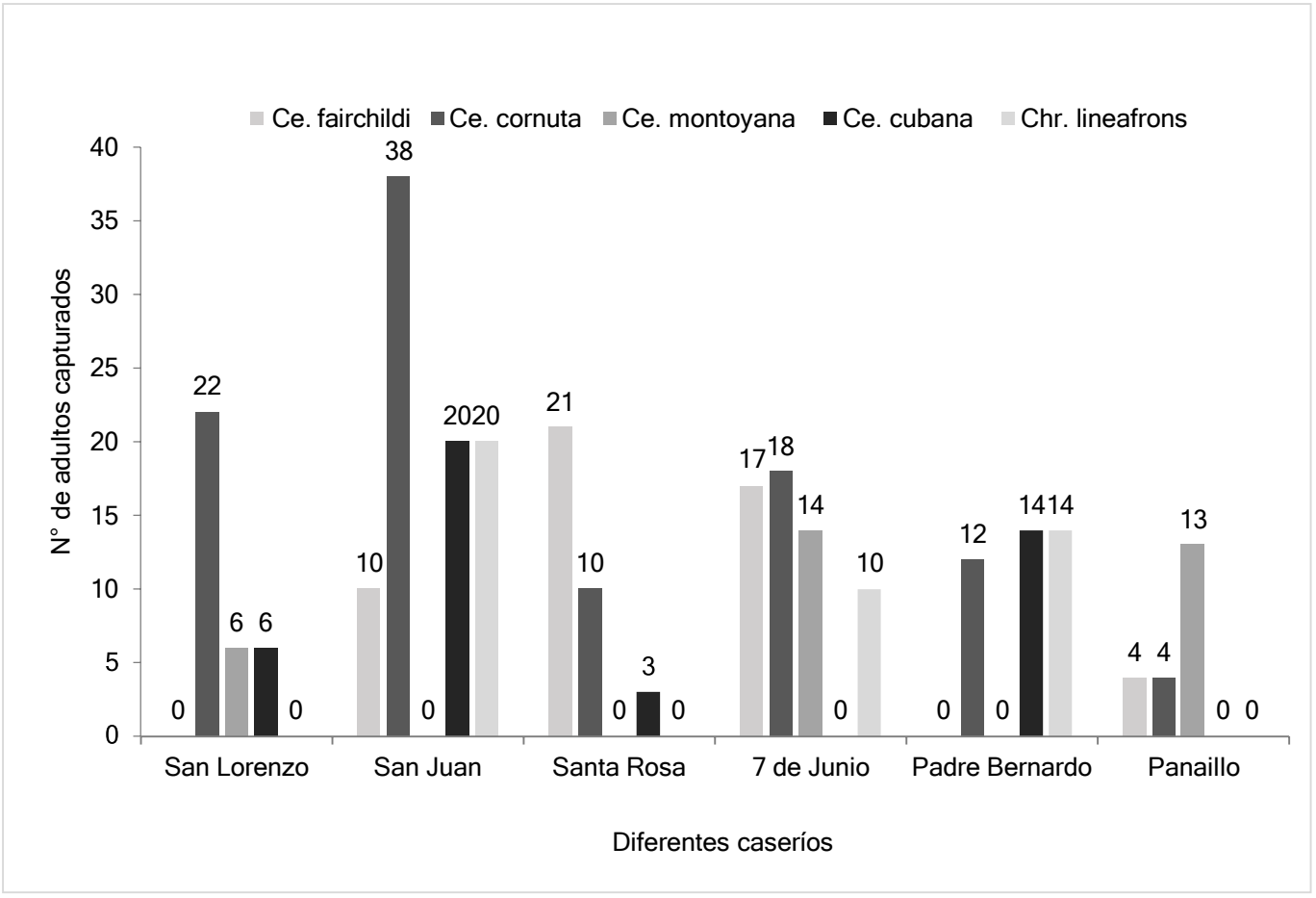


Figura 21. Especies de crisópidos del camu camu registrados por caserío de noviembre 2021 a marzo 2022 en el distrito de Yarinacocha. Abreviaturas: Ce= *Ceraeochrysa* y Chr= *Chrysopodes*.

Con respecto a los resultados obtenidos, en la Figura 21, fue posible encontrar varias especies de crisópidos en el cultivo de camu camu, tal como fue documentado en Manaus, Brasil (García *et al*. 2014, Sousa *et al*. 2012, Barbosa *et al*. 2004), así como también en Ucayali y Loreto, Perú (Pérez *et al*. 2004), esto debido a que las copas de la planta forman un microhábitat ideal para este insecto benéfico donde encuentran disponibles sus presas (Freitas 2002, Freitas y Penny 2001, Carvalho y Souza 2000), tales como fueron reportadas una variedad de insectos plagas en este cultivo como: mosca blanca, pulgones, psilidos, cochinillas, queresas, huevos y larvas recién nacidas de lepidópteros, coleópteros y estados inmaduros de chinches y entre otros artrópodos (Delgado y Couturier 2013, Pérez y Iannacone 2009, Pérez y Iannacone 2008, Iannacone *et al*. 2007, Delgado y Couturier 2004, Couturier *et al.* 1994) y además esto pudiera deberse a que en los caseríos muestreados se encuentran instalados varios cultivos perennes como cítricos, caimito, mango, zapote, platano y cultivos anuales (maíz, frejol, sandia, y hortalizas) (Verde y Nazario 2018, Pinedo 2001) que favorecen con brindar un adecuado refugio y alimento para los crisópidos del camu camu, garantizando de esta manera su presencia en dichos caseríos de estudio.

Adicionalmente se debe indicar que, durante las colectas realizadas de crisópidos adultos en las parcelas de camu camu se pudo registrar las condiciones de temperatura entre 23.1 a 31.9°C, humedad relativa de 76.7 a 82.6% y precipitación de 24.1 a 62 mm (ver Cuadro 12), y éstas variables climáticas a su vez ejercieron influencia sobre la población del insecto, ya que en los momentos cuando no hubo mucha calor o el cielo se encontraba nublado era más seguro encontrar a los adultos presentes en el follaje de las plantas y en cambio cuando hacía mucha calor por el efecto de los rayos solaresera muy difícil encontrarlos y pocos ejemplares erán colectados; esto a causa de que el crecimiento de la población de insectos benéficos depende de la temperatura y la humedad atmosférica (Malais y Ravensberg 2003). Asimismo, otros autores indican que las variaciones ambientales de temperatura, precipitación y humedad relativa interfieren en la distribución de los diferentes grupos de insectos, incluida la familia Chrysopidae, ya que los factores climáticos están asociados a la distribución estacional de muchas especies, las cuales, bajo condiciones extremas, necesitan adaptarse al medio o sufrirán altas tasas de mortalidad (Gachter 2018, Araújo 2013, Tauber *et al*. 1986).

4.2. Características morfológicas de adultos

A. Ceraeochrysa cornuta

Sinónimos: *Ceraeochrysa cornuta* (Navás 1925), *Chrysopa* cornuta Navás 1925*, Chrysopa caligata* Banks 1945, *Ceraeochrysa caligata* (Banks 1945).

Cabeza: vértice (vertex) de color verde, frente y gena de color verde sin manchas; antenas con escapo y pedicelo de color verde con una línea dorsal de color rojo oscuro que recorre hasta el margen externo de la fosa antenal y flagelo de color claro (ver Figura 22A).

Tórax: pronoto de color verde con una franja lateral de color rojo oscuro, mesoscuto a veces con pequeñas manchas redondeadas de color rojo oscuro; metanoto de color verde sin manchas y patas de color verde (ver Figuras 22B, 22C, 23A y 23B). Ala anterior transparente con venas longitudinales de color verde y venas transversales: costal del tercero al noveno, sector radial, radial, gradadas interna del primero al cuarto y externa del primero al sexto, de color negro; 3 a 5 gradadas internas y 6 a 7 externas (ver Figura 22D). Ala posterior transparente con venas longitudinales y transversales de color verde; 2 a 3 gradiformes internas y 5 a 7 externas (ver Figura 22E).

Abdomen: de color verde y sin manchas. **Hembra:** subgenitalia corta y gruesa, formando parte de una placa fuertemente esclerotizada; bursa grande en forma de saco y espermateca con invaginación ventral corta (ver Figuras 22F y 40). **Macho:** ramificación ventral del apódema del noveno tergito más ectoprocto (T9+ect) terminando en margen dentado; genitalia (gonarco quitinizado, curvado y abierto (en forma de alicate), con brazos moderadamente rectangulares; entoproceso alargado y estrecho que se proyecta hacia adelante y se curva ventralmente en el ápice; arceso ancho con dos cuernos mediales bien desarrollados y apicalmente curvados hacia abajo; gonocorno alargado y decurvado en su ápice; y placa mediana con procesos laterales en forma de cuerno (ver Figuras 22G, 24 y 40).

Medidas (n=10). Cabeza: 0.5 mm de longitud por 1.6 mm de ancho por 1.4 mm de alto. Antena: escapo (0.4 mm de longitud por 0.3 mm ancho), pedicelo (0.1 mm de longitud por 0.1 mm de ancho) y flagelo (18 mm de longitud por 0.1 mm de ancho). Pronoto: 1.1 mm de longitud por 1.2 mm de ancho. Mesonoto: 1.5 mm de longitud por 1.9 mm de ancho. Metanoto: 1.0 mm de longitud por 1.9 mm de ancho. Patas: anterior (3.1 mm de longitud por 0.2 mm de ancho), medio (4.1 mm de longitud por 0.2 mm de ancho) y posterior (5.2 mm de longitud por 0.2 mm de ancho). Abdomen: 5.5-6.3 mm de longitud por 1.3-1.5 mm de ancho. **Macho.** Cabeza: 1.5 mm de ancho. Pronoto: 1.1 mm

de largo por 1.2 mm de ancho. Ala anterior: 11.47 mm de longitud por 3.75 mm de ancho. 3 gradiformes internas y 7 externas. Ala posterior: 10.59 mm de longitud por 3.05 mm de ancho. 2 gradadas internas y 5 externas. **Hembra.** Cabeza**:** 1.6 mm de ancho. Pronoto: 1.1 mm de largo por 1.3 mm de ancho. Ala anterior: 12.63 mm de longitud por 4.64 mm de ancho. 5 gradiformes internas y 7 externas. Ala posterior: 11.46 mm de longitud por 3.43 mm de ancho. 3 gradadas internas y 7 externas.

Los resultados obtenidos de la característica de la cabeza, tórax y abdomen (incluida genitalia del macho) de *Ce. cornuta* (=*Ce. caligata*) concuerdan con las descripciones realizadas en los trabajos de Sosa (2011, 2008) y Freitas & Penny (2001). Aunque anteriormente casi todas las descripciones del estado adulto de la especie mencionan manchas en el dorso del escapo de la antena y del pronoto, mientras que el resto del cuerpo mencionan que son de color verde (Penny 2002, Adams y Penny 1985).

Sin embargo, Freitas y Penny (2001) indicaron adicionalmente un par de manchas tegumentarias de color rojo oscuro en el mesoscuto del tórax, sin considerarlas como una diferencia morfológica de la especie. Razón por la cual, que en esta investigación también estuvo presente las manchas en el mesoscuto de algunos de los ejemplares colectados en los diferentes caseríos de Yarinacocha, tanto en hembras como en machos (ver Figuras 23A y 23B), demostrándose así claramente un polimorfismo en el patrón de manchas tegumentarias en el tórax del adulto, donde varios autores citados mencionan que es por causa de una variación intrapoblacional e intraespecífica propia de la especie (Sosa 2011, Tauber y Flint 2010, Viana y Albuquerque 2009, Tauber y De León 2001).

Por otro lado, es importante tomar en cuenta que *Ce. cornuta* es similar a *Ce. cincta*, de la cual se diferencia por tener solo una mancha lineal roja en el escapo que se proyecta hacia el margen exterior de la fosa antenal, mientras que *Ce. cincta* tiene dos manchas lineales, una lateral y otra dorsal, ninguna de las cuales alcanza la base del escapo. Además, otra especie similar es *Ce. claveri*, donde ambas tienen una franja dorsal en el escapo que llega hasta el margen exterior de la fosa antenal, sin embargo, en *Ce. claveri* el color del cuerpo es verde amarillento y las antenas tienen un flagelo negro (Sosa 2011, 2008, Freitas y Penny 2001).

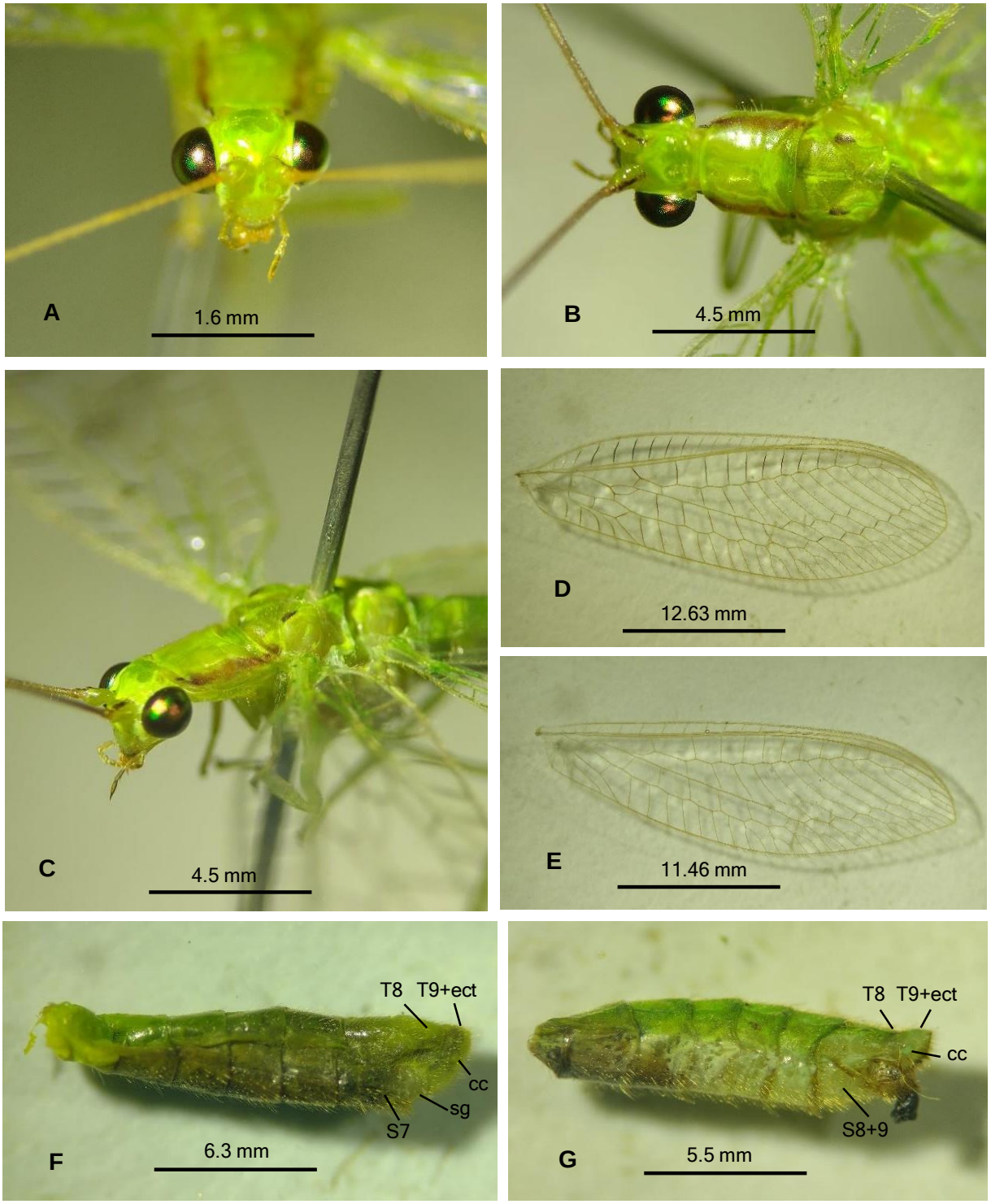


Figura 22. *Ceraeochrysa cornuta.* A. Cabeza (vista frontal); B y C. Cabeza y tórax (vista dorsal y lateral); D. Ala anterior; E. Ala posterior; Abdomen: F. Hembra y G. Macho; Abreviaturas: cc= callus cerci, T8= octavo tergito, T9+ect= noveno tergito más ectoprocto fusionados, S7= séptimo esternito, S8+9= octavo y noveno esternito fusionados, sg= subgenitalia.

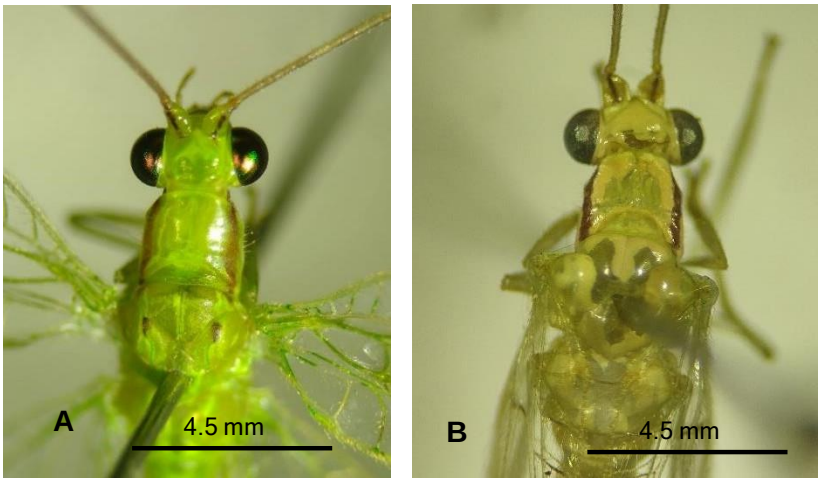


Figura 23. Variaciones en el patrón de manchas tegumentarias en hembras y machos de *Ce. cornuta*: A. Adulto con manchas rojo oscuro en el mesoscuto y B. Adulto sin manchas en el mesoscuto.

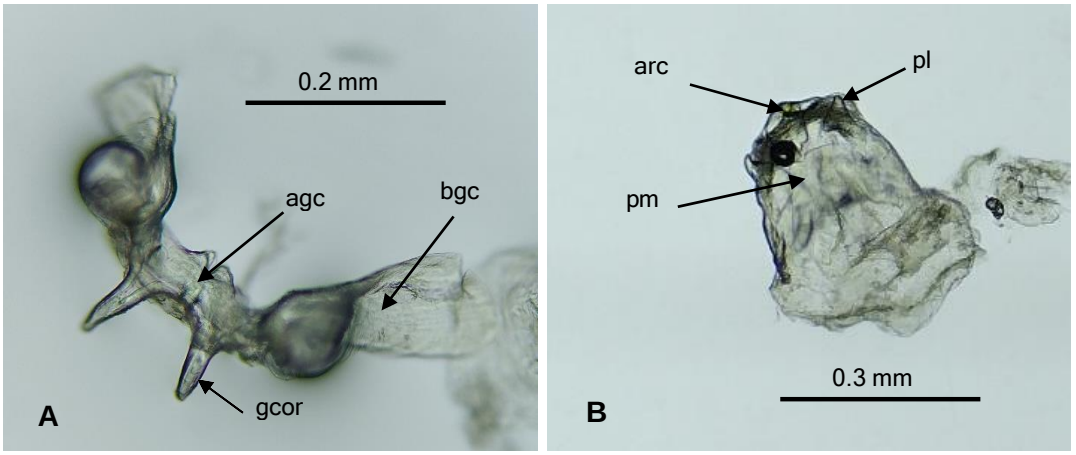


Figura 24. Genitalia del macho de *Ce. cornuta*. A y B. Gonarco. Abreviaturas: arc= arcesso, agc= arco del gonarco, bgs = brazo del gonarco; gcor=gonocorno, pl=proceso lateral, pm= placa mediana.

B. Ceraeochrysa cubana

Sinónimos: *Chrysopa cubana* Hagen 1861, *Chrysopa tolteca* Banks 1901. *Chrysopa venularis* Navás 1913, *Chrysopa albatatala* Banks 1913, *Chrysopa imbecilla* Navás 1914, *Chrysopa epheba* Navás 1924, *Chrysopa seminole* Banks 1924, *Chrysopa freemani* Smith 1931, *Chrysopa damiensis* Banks 1941.

Cabeza: vértice (vertex) de color verde pálido, elevado dorsalmente, de aspecto rugoso en el macho y liso en la hembra; frente y gena de color verde pálido sin manchas; palpos maxilares de color negro; antenas con escapo y pedicelo de color verde pálido con una delgada línea dorsolateral de color rojo que no llega a la base y flagelo de color claro (ver Figura 25A).

Tórax: pronoto de color verde pálido con una franja lateral de color rojo que alcanza sus márgenes anterior y posterior; mesonoto, metanoto y patas de color verde pálido (ver Figuras 25B y 25C). Ala anterior transparente con venas longitudinales de color verde pálido y venas transversales: costal, radial, medial más la base de la pseudomediana y cubital, de color negro; 2 a 4 gradadas internas y 5 a 6 externas, también de color negro (ver Figura 25D). Ala posterior transparente con venaciones longitudinales de color verde pálido y venaciones tranversales: costal y gradadas internas y externas de color negro; 1 a 2 gradiformes internas y 4 a 5 externas (ver Figura 25E).

Abdomen: de color verde y sin manchas, último esternito bifurcado. **Hembra:** espermateca ovalada y alargada, sin forma definida (ver Figuras 25F y 43). **Macho:** octavo y noveno esternito (S8+S9) bifurcados apicalmente que le da una apariencia de fórceps y espinoso, escaso de proyección dorsal; genitalia (gonarco laminar con dos brazos bien desarrolladas también laminares; gonocorno alargado, proyectados hacia adelante con ápice agudo y ventralmente son más o menos cuadrado proyectándose ventralmente debajo del arcesso, arcesso largo y angosto terminado en forma curvada; gonosaco bien desarrollado con gonosedas que se originan de papilas redondeadas; gonapsis alargado con el ápice proyectándose ventralmente en forma de espátula (ver Figuras 25G, 26 y 43).

Medidas (n=10). Cabeza: 0.6 mm de longitud por 1.4 mm de ancho por 1.1 mm de alto. Antena: escapo (0.4 mm de longitud por 0.2 mm ancho), pedicelo (0.1 mm de longitud por 0.1 mm de ancho) y flagelo (9.2 mm de longitud por 0.08 mm de ancho). Pronoto: 1.0 mm de longitud por 1.0 mm de ancho. Mesonoto: 1.5 mm de longitud por 1.4 mm de ancho. Metanoto: 1.0 mm de longitud por 1.4 mm de ancho. Patas: anterior (2.5 mm de longitud por 0.1 mm de ancho), medio (3.1 mm de longitud por 0.1 mm de

ancho) y posterior (4.5 mm de longitud por 0.1 mm de ancho). Abdomen: 4.5-5.5 mm de longitud por 0.5-0.7 mm de ancho. **Macho:** Cabeza: 1.3 mm de ancho. Pronoto: 1.0 mm de longitud por 0.9 mm de ancho. Ala anterior: 9.5 mm de longitud por 3.0 mm de ancho. 3 gradadas internas y 5 externas. Ala posterior: 8.5 mm de longitud por 2.5 mm de ancho. 1 gradiformes internas y 4 externas. **Hembra:** Cabeza: 1.5 mm de ancho. Pronoto: 1.2 mm de longitud por 1.0 mm de ancho. Ala anterior: 11.60 mm de longitud por 4.0 mm de ancho. 2 gradadas internas y 5 externas. Ala posterior: 9.72 mm de longitud por 3.0 mm de ancho. 1 gradiformes internas y 4 externas.

Los resultados obtenidos de la característica de la cabeza, torax y abdomen (incluida genitalia) de *Ce. cubana* concuerdan con las descripciones realizadas en los trabajos de Sosa (2011, 2008) y Freitas & Penny (2001). Por otra parte, es importante mencionar que *Ce. cubana* es similar a *Ce. scapularis* y *Ce. valida*. Se separa de *Ce. scapularis* porque esta última tiene un flagelo negro, el cual es claro en *Ce. cubana*, además, el gonarco en *Ce. cubana* presenta una proyección dorsal prominente de forma ovoide y vestigial en *Ce. scapularis*; de *Ce. valida* por presentar una delgada línea roja dorsolateral en el escapo y que tiene el margen posterior del octavo y noveno esternito (S8+9) en forma de pinzas (fórceps), mientras que en *Ce. valida* el escapo presenta una ancha línea roja lateral que a veces se extiende hasta la fosa antenal y el margen posterior del octavo y noveno esternito (S8+9) no tiene forma de pinzas (Sosa 2011, 2008, Freitas y Penny 2001).

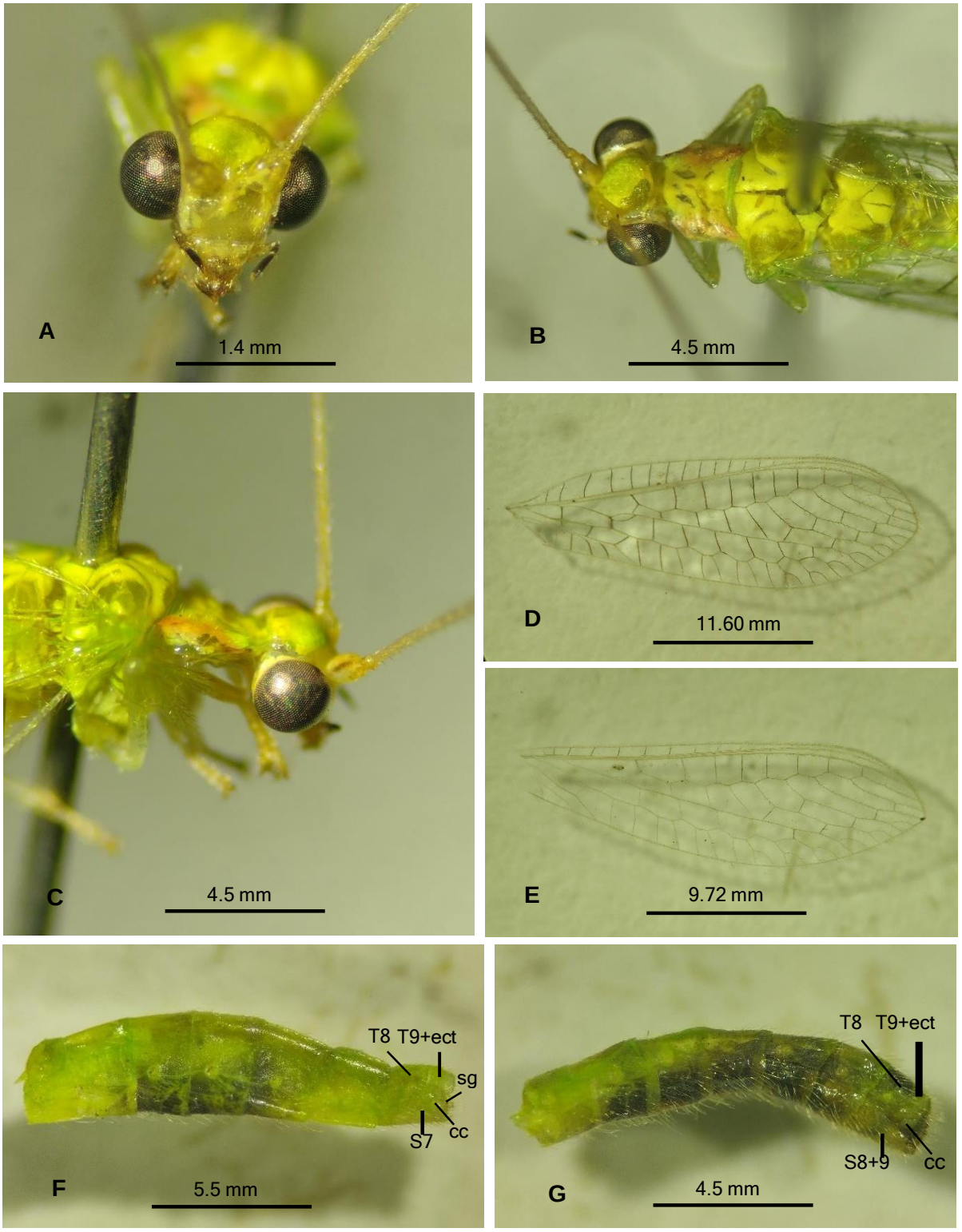


Figura 25. *Ceraeochrysa cubana.* A. Cabeza (vista frontal); B y C. Cabeza y tórax (vista dorsal y lateral); D. Ala anterior; E. Ala posterior; Abdomen: F. Hembra y G. Macho; Abreviaturas: cc= callus cerci, T8= octavo tergito, T9+ect= noveno tergito más ectoprocto fusionados, S7= séptimo esternito, S8+9= octavo y noveno esternito fusionados, sg= subgenitalia.

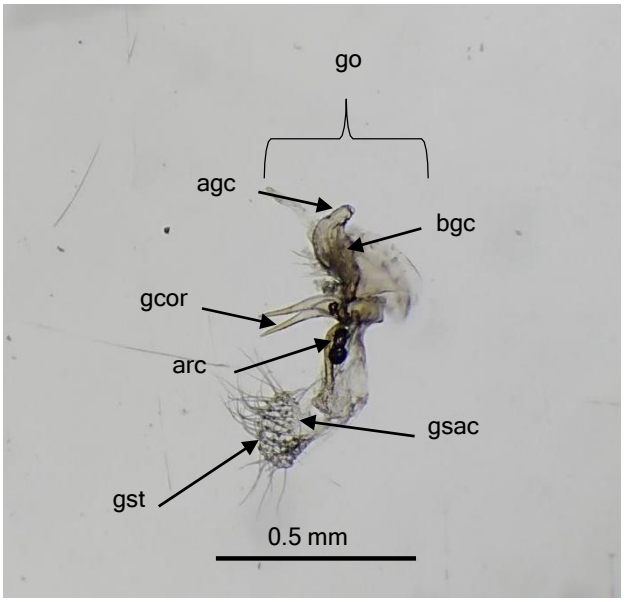


Figura 26. Genitalia del macho de *Ce. cubana.* Abreviaturas: go= gonarco, arc= arcesso, agc= arco del gonarco, gst= gonosetas, bgc = brazo del gonarco, gcor=gonocorno, gsac= gonosaco.

C. Ceraeochrysa fairchildi

Sinónimos: *Chrysopa fairchildi* Banks 1946, *Ceraeochrysa fairchildi* (Banks 1946), *Ceraeochrysa acutipuppis* Adams y Penny 1985.

Cabeza: frente, gena y vértice (vertex) de color verde sin manchas; palpos maxilares y labiales de color verde pálido; escapo y pedicelo de color verde sin línea dorsal; flagelo de color pálido con cerdas negras (ver Figura 27A).

Tórax: pronoto de color verde con una franja lateral de color naranja que no alcanza los extremos anterior y posterior; meso y metanoto de color verde; pleura de color verde pálido y patas de color verde con tarsos claros (ver Figuras 27B y 27C). Ala anterior transparente con venas longitudinales de color verde y venas transversales: costal del cuarto al décimo, subcostal, sector radial más mediana anterior, de color verde oscuro; 3 a 6 gradadas internas y 7 a 8 externas (ver Figura 27D). Ala posterior transparente con venaciones longitudinales y transversales de color verde; 2 a 4 gradiformes internas y 6 a 8 externas (ver Figura 27E).

Abdomen: de color verde y sin manchas. **Hembra:** ápice del séptimo esternito (S7) con setas alargadas que salen de la calaza; espermateca en forma de "C", con el extremo anterior aplanado; invaginación ventral superficial; conducto espermatecal corto, que se origina lateralmente en el extremo anterior; subgenitalia triangular y lobulada dorsalmente (ver Figuras 27F y 41). **Macho:** apodema del tergito 9 más ectoprocto (T9+ect) fuertemente esclerotizado y ramificado dorsal y ventralmente al nivel del *callus cerci*; ápice del octavo y noveno esternito (S8+S9) con largas setas que se originan de la calaza (estructura coneiforme); arco gonarcal ancha y curvada, brazos laterales estrechos con forma de coma invertida; gonocrono aplanada de forma cuadrada; arceso con ápice apuntando ventral y lateralmente lobulado; procesos laterales con dos lóbulos divergentes con forma de cuerno; gonosaco prominente con numerosas gonocristas escamiformes; gonapsis alargado y ápice bifurcado (ver Figuras 27G, 28 y 41).

Medidas (n=10). Cabeza: 0.5 mm de longitud por 1.5 mm de ancho por 1.2 mm de alto. Antena: escapo (0.4 mm de longitud por 0.3 mm ancho), pedicelo (0.1 mm de longitud por 0.1 mm de ancho) y flagelo (19 mm de longitud por 0.1 mm de ancho). Pronoto: 1.1 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. Mesonoto: 1.5 mm de longitud por 2.0 mm de ancho. Metanoto: 1.0 mm de longitud por 1.8 mm de ancho. Patas: anterior (2.8 mm de longitud por 0.2 mm de ancho), medio (4.0 mm de longitud por 0.2 mm de ancho) y posterior (5.2 mm de longitud por 0.2 mm de ancho). Abdomen: 5.7-6.0 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. **Macho:** Cabeza: 1.5 mm de ancho. Pronoto: 1.1 mm de

longitud por 1.4 mm de ancho. Alas anteriores: 12.59 mm de longitud por 4.54 mm de ancho. 4 gradadas internas y 8 externas. Ala posterior: 10.82 mm de longitud por 3.64 mm de ancho. 3 gradiformes internas y 7 externas. **Hembra:** Cabeza: 1.6 mm de ancho. Pronoto: 1.1 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. Ala anterior: 12.62 mm de longitud por 4.72 mm de ancho. 6 gradiformes internas y 8 externas. Ala posterior: 11.42 mm de longitud por 3.52 mm de ancho. 4 gradadas internas y 6 externas.

Los resultados obtenidos de la característica de la cabeza, tórax y abdomen (incluida genitalia del macho) de *Ce. fairchildi* (=*Ce. acutipuppis*) concuerdan con las descripciones realizadas en los trabajos de Sosa y Freitas (2011), Sosa (2011), Freitas *et al*. (2009) y Freitas & Penny (2001). Por otra parte, es importante indicar que *Ce. fairchildi* es similar a *Ce. acmon*, ya que ambas especies muestran el noveno tergito más ectoptocto (T9+ect) semejantes. Sin embargo, *Ce. fairchildi* presenta antenas con flagelo claro, escapo sin mancha, pronoto con franjas laterales de color naranja y gonapsis con ápice laminar con márgenes irregulares, mientras que *C. acmon* tiene antenas con flagelo negro, escapo con mancha lateral de color marrón, pronoto con franjas laterales rojas y gonapsis con ápice agudo (Sosa y Freitas 2011, Sosa 2011).

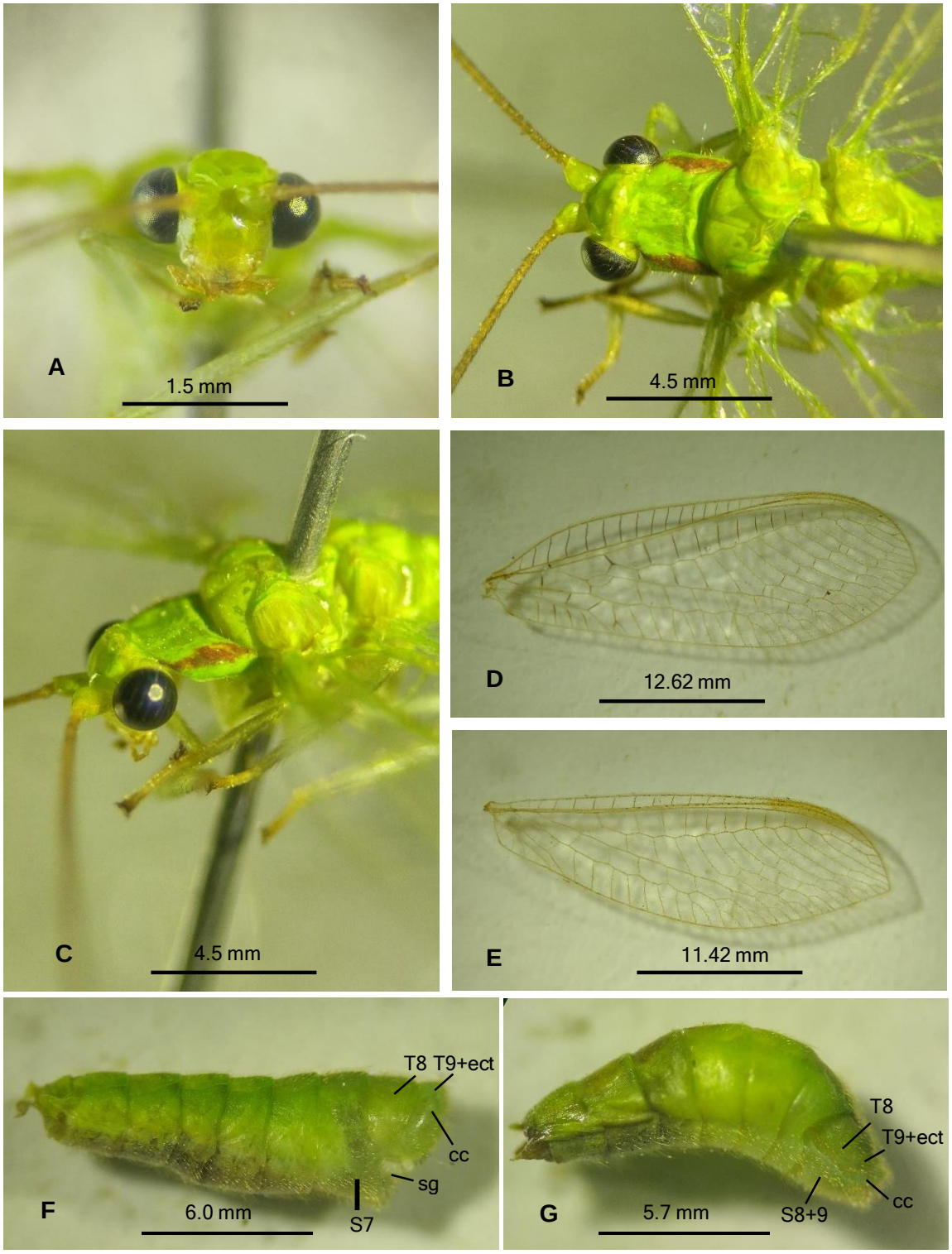


Figura 27. *Ceraeochrysa fairchildi.* Cabeza y pronoto: A. Vista frontal; B. Vista dorsal y C. Vista lateral; D. Ala anterior; E. Ala posterior; Abdomen: F. Hembra y G. Macho; Abreviaturas: cc= callus cerci, T8= octavo tergito, T9+ect= noveno tergito más ectoptocto fusionados, S7= séptimo esternito, S8+9= octavo y noveno esternito fusionados, sg= subgenitalia.

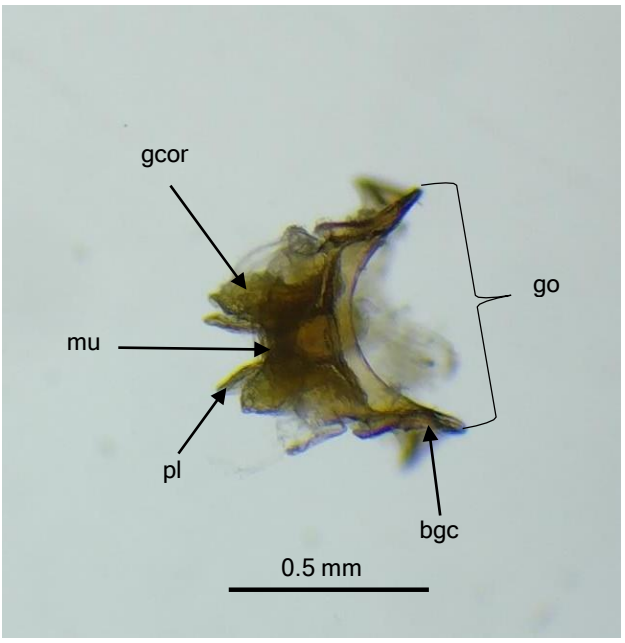


Figura 28. Genitalia del macho de *Ce. fairchildi*. Abreviaturas: bgs= brazo del gonarco, go= gonarco, gco=gonocorno, pl=proceso lateral, mu=mediuncus.

D. Ceraeochrysa montoyana

Sinónimos: *Chrysopa montoyana* Navás 1913, *Ceraeochrysa montoyana* (Navás 1913).

Cabeza: vértice (vertex), frente, gena y clipeo de color amarillo; palpos maxilares y labiales de color amarillo dorado; escapo y pedicelo de color amarillo con dos líneas de color rojo oscuro, una lateral que no alcanza la base del escapo y la otra dorsal que se extiende a lo largo del vértice hasta el margen externo de las fosas antenales; flagelo de color negro, volviéndose más claro hacia el ápice (ver Figura 29A).

Tórax: pronoto de color verde amarillento con una franja lateral de color rojo oscuro; meso y metanoto de color amarillo dorado; pleura de color verde claro y patas de color verde pálido con tarsos amarillo (ver Figuras 29B y 29C). Ala anterior transparente con venas longitudinales de color verde y venas transversales: costal del tercero al octavo; radial del primero al noveno y las gradadas externa e interna, de color negro; 6 a 8 gradiformes internas y 7 a 9 externas, que se abren hacia el ápice (ver Figura 29D). Ala posterior transparente con venas longitudinales de color verde y venas transversales: radial del quinto al noveno y las gradiformes externa e interna, de color negro; 5 a 8 gradiformes internas y 7 a 8 externas (ver Figura 29E).

Abdomen: de color verde amarillento y sin manchas. **Hembra:** subgenitalia redondo con dos lóbulos anchos dorsolaterales; espermateca en forma de "U"; conducto espermatecal fuertemente enrolladas con varias curvas compactas (ver Figuras 29F y 42). **Macho:** apodema del noveno tergito más ectoprocto (T9+ectoprocto) fuertemente esclerotizado con rama ventral curvado terminando en punta aguda; octavo y noveno esternito (S8+S9) más largo que ancho; gonarco curvo, con un proceso ventral medio digitiforme, brazos laterales más largo que ancho; gonocorno promimente; entoproceso dirigido posteroventralmente; arcesso con ápice trifurcado; gonosaco pequeño; gonoseda en grupos laterales; gonocristas pequeñas localizadas lateralmente; gonapsis larga, plana y con ápice bifurcado (ver Figuras 29G, 30 y 42).

Medidas (n=10). Cabeza: 0.7 mm de longitud por 1.8 mm de ancho por 1.3 mm de alto. Antena: escapo (0.5 mm de longitud por 0.3 mm ancho), pedicelo (0.1 mm de longitud por 0.1 mm de ancho) y flagelo (20 mm de longitud por 0.1 mm de ancho). Pronoto: 1.1 mm de longitud por 1.4 mm de ancho. Mesonoto: 2.0 mm de longitud por 2.5 mm de ancho. Metanoto: 1.0 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. Patas: anterior (3.9 mm de longitud por 0.2 mm de ancho), medio (4.9 mm de longitud por 0.2 mm de ancho) y posterior (7.0 mm de longitud por 0.2 mm de ancho). Abdomen: 6.5-7.0 mm de longitud por 1.4-1.5 mm de ancho. **Macho:** Cabeza: 1.8 mm de ancho. Pronoto: 1.0 mm

de longitud por 1.4 mm de ancho. Ala anterior: 14.66 mm de longitud por 4.93 mm de ancho. 8 gradadas internas y 9 externas. Ala posterior: 12.95 mm de longitud por 4.45 mm de ancho. 8 gradadas internas y 8 externas. **Hembra:** Cabeza: 1.9 mm de ancho. Pronoto: 1.1. mm de longitud por 1.4 mm de ancho. Ala anterior: 14.44 mm de longitud por 5.23 mm de ancho. 7 gradiformes internas y 8 externas. Ala posterior: 12.84 mm de longitud por 4.25 mm de ancho. 7 gradiformes internas y 7 externas.

Los resultados obtenidos de la característica de la cabeza, tórax y abdomen (incluida genitalia del macho) de *Ce. montoyana* concuerdan con las descripciones realizadas en los trabajos de Sosa y Freitas (2011), Sosa (2011), Freitas *et al*. (2009) y Freitas & Penny (2001); aunque el resultado encontrado en el ala anterior muestra que las venas gradifomes se abren hacia el apice, lo que le hace diferente a las alas del ejemplar reportado para Venezuela (Sosa y Freitas 2011); pero todo lo demás es idéntico, especificamente la genitalia del macho (ver figura 35).

Por otro lado, es importante considerar que *Ce. montoyana* es similar a *Ce. claveri* (Freitas *et al*. 2009). Ambas especies son de color verde amarillento y tienen antenas con un flagelo negro. Sin embargo, *Ce. montoyana* se distingue de *Ce. claveri* por tener en el escapo dos manchas lineales de color rojo oscuro, uno dorsal y otro lateral, mientras que *Ce. claveri* solo tiene una línea dorsal de color rojo oscuro en el escapo (Sosa y Freitas 2011), Sosa 2011, Sosa 2008). Sin embargo, otras especies también pueden tener dos líneas en el escapo, tal como es el caso de *Ce. cincta*, *Ce. arioles* y *Ce. pitieri* (Sosa y Freitas 2011), pero estos pueden distinguirse de *Ce. montoyana* por su flagelo pálido de la antena.

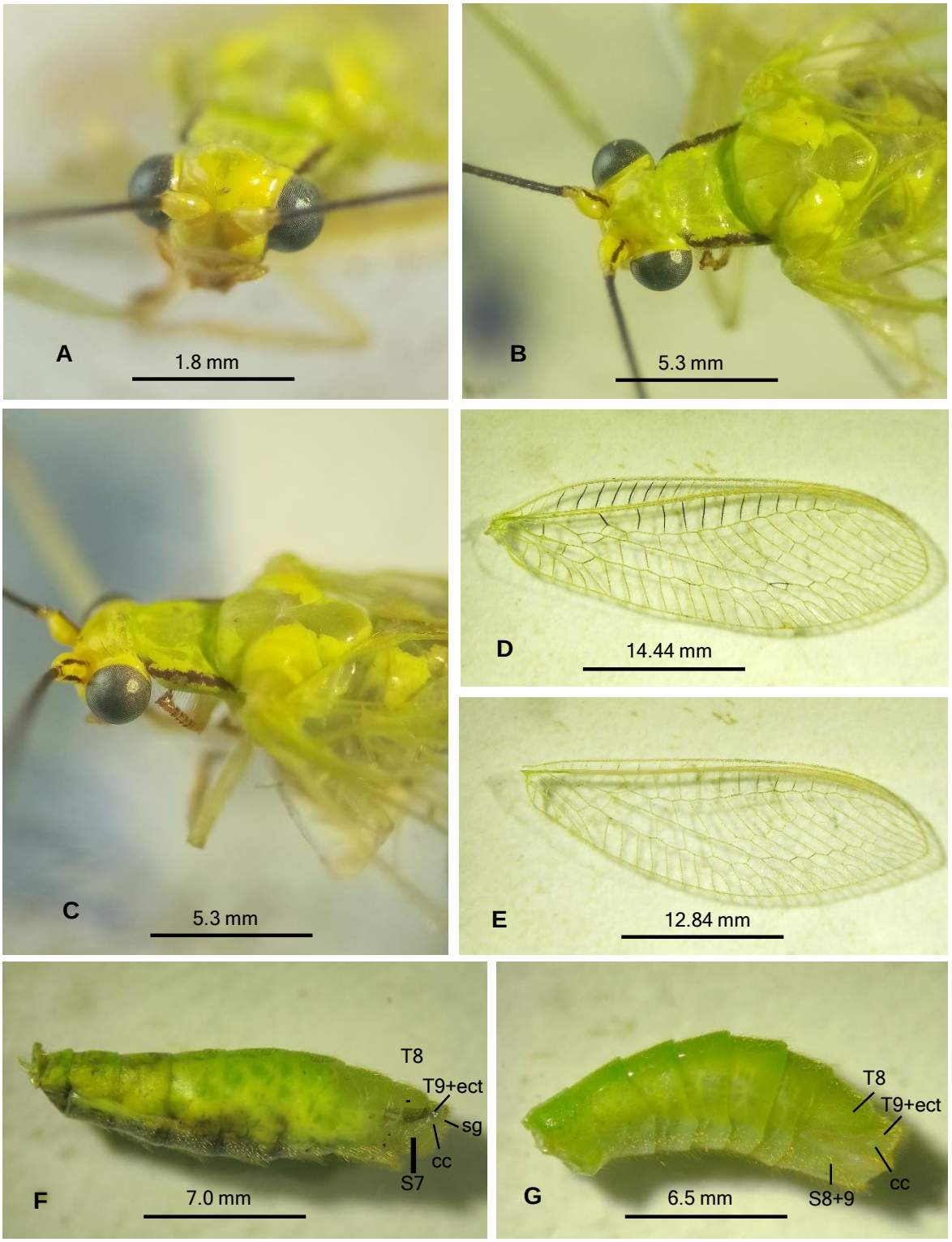
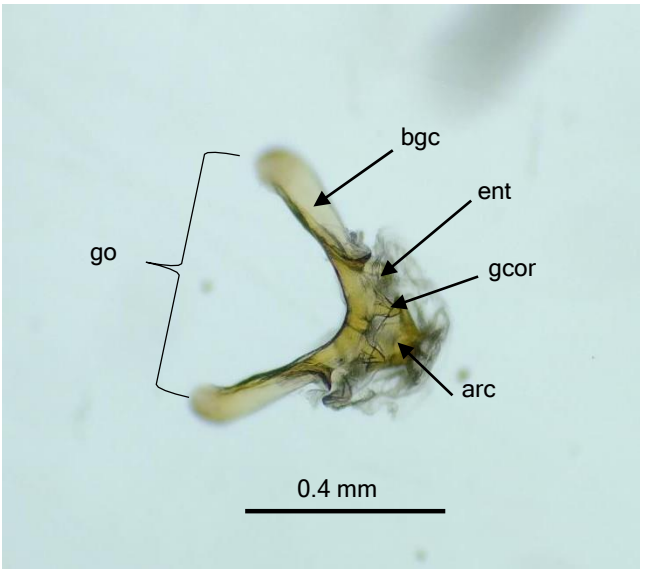


Figura 29. *Ceraeochrysa montoyana*. A. Cabeza (vista frontal). B y C. Cabeza y tórax (vista dorsal y lateral; D. Ala anterior; E. Ala posterior; Abdomen: F. Hembra y G. Macho; Abreviaturas: cc= callus cerci, T8= octavo tergito, T9+ect= noveno tergito más ectoptocto, S7= séptimo esternito, S8+9= octavo y noveno esternito, sg= subgenitalia.



Figuras 30. Genitalia del macho de *Ce. montoyana*. Abreviaturas: arc= arcesso, ent= entoproceso, go= gonarco, gcor=gonocorno; bcg= brazo del gonarco.

E. Chrysopodes lineafrons

Cabeza: vértice (vertex) de color verde amarillento con manchas lineales de color rojo en el margen ocular posterior; escapo y pedicelo de color verde; flagelo de color amarillo claro; frente de color verde a verde claro, con una línea de color rojo que se origina entre el margen del ojo y la base del escapo y bordea la sutura subantenal, siendo levemente interrumpida en la región media debajo de los escapos; genas rojas en los márgenes de la sutura frontogenal; palpos maxilares de color negro y palpos labiales de color marrón (ver Figura 31A).

Tórax: de color verde con franja de color amarillo a lo largo de la línea media del cuerpo; pronoto con una franja lateral de color rojo que no llega al margen posterior; meso y metanoto sin manchas (ver Figuras 31B y 31C). Ala anterior transparente con venaciones longitudinales de color verde y tranversales: costal del primero al onceavo, sector radial del primero al octavo y las gradadas externa e interna, de color negro; 5-6 gradadas internas y 7-8 externas. (ver Figura 31D). Ala posterior aguda, transparente con venas longitudinales verdes, excepto las venas transversales costales de color negro; 2-5 gradadas internas y 4-7 externas (ver Figura 31E).

Abdomen: de color verde y sin machas. **Hembra:** el séptimo esternito (S7) es agudo en el ápice con el margen inferior más largo que el margen dorsal; espermateca en forma de “J”, vela corta y estrecha en el extremo distal, ducto bursal membranoso y fino; bursa copulatrix con forma de saco y glándulas bursales globosas (ver Figuras 31F y 44). **Macho:** apodema del noveno tergito más ectoprocto (T9+ect) esclerotizado, subtriangular y se extiende a lo largo del margen inferior con dos proyecciones, una ventral debajo del callus cerci y la otra posterior espiniforme; el octavo y noveno esternito (S8+S9) se estrecha abruptamente desde el margen inferior hasta el ápice; genitalia (gonarco arqueado, arcesso alargado y fino en el ápice (ver Figuras 31G, 32 y 44).

Medidas (n=10). Cabeza: 0.6 mm de longitud por 1.4 mm de ancho por 1.0 mm de alto. Antena: escapo (0.3 mm de longitud por 0.2 mm ancho), pedicelo (0.1 mm de longitud por 0.1 mm de ancho) y flagelo (10 mm de longitud por 0.1 mm de ancho). Pronoto: 1.5 mm de longitud por 1.1 mm de ancho. Mesonoto: 1.5 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. Metanoto: 1.0 mm de longitud por 1.5 mm de ancho. Patas: anterior (2.5 mm de longitud por 0.2 mm de ancho), medio (3.5 mm de longitud por 0.2 mm de ancho) y posterior (5.0 mm de longitud por 0.2 mm de ancho). Abdomen: 4.5-5.5 mm de longitud por 0.5-0.7 mm de ancho. **Macho:** Cabeza: 1.5 mm de ancho. Pronoto: 1.0 mm de longitud por 1.1 mm de ancho. Ala anterior: 13.20 mm de longitud por 4.5 mm de ancho. 6 gradiformes internas y 8 gradiformes externas. Alas posteriores: 10.11 mm de

longitud por 3.5 mm de ancho. 5 gradiformes internas y 7 gradiformes externas. **Hembra:** Cabeza: 1.6 mm de ancho. Pronoto: 1.5 mm de longitud por 1.1 mm de ancho. Ala anterior: 12.02 mm de longitud por 4.5 mm de ancho. 5 gradiformes internas y 7 gradiformes externas. Ala posterior: 10.69 mm de longitud por 3.5 mm de ancho. 4 gradiformes internas y 6 externas.

Los resultados obtenidos de la característica de la cabeza, tórax y abdomen (incluida genitalia del macho) de *Chr. lineafrons* concuerdan con las descripciones realizadas en los trabajos de Sosa (2011), Freitas *et al*. (2009) y Freitas & Penny (2001).

Por otro lado, es importante mencionar que *Chr. lineafrons* es similar a *Chrysopodes* sp., reportada para Venezuela (Sosa 2011). En el caso de *Chr. lineafrons* éstas presentan franjas frontales ligeramente separadas debajo de los escapos y la franja lateral del pronoto no se extiende hasta el margen posterior; mientras que, en *Chrysopodes* sp., la franja frontal subantenal está muy separada debajo de los escapos y la franja del pronoto separada entre los márgenes anterior y posterior. Además, el noveno tergito más ectoprocto (T9+ect) en *Chr. lineafrons* es subtriangular, el apodema fuertemente esclerotizado y el octavo más noveno esternito (S8+9) disminuye progresivamente a lo largo del margen inferior hasta el ápice; a diferencia de *Chr*. sp. que el T9+ect es de forma cónica, el apodema poco quitinizado y S8+9 disminuye progresivamente a lo largo del margen dorsal hasta el ápice (Sosa 2011, Freitas *et al*. 2009, Freitas y Penny 2001).

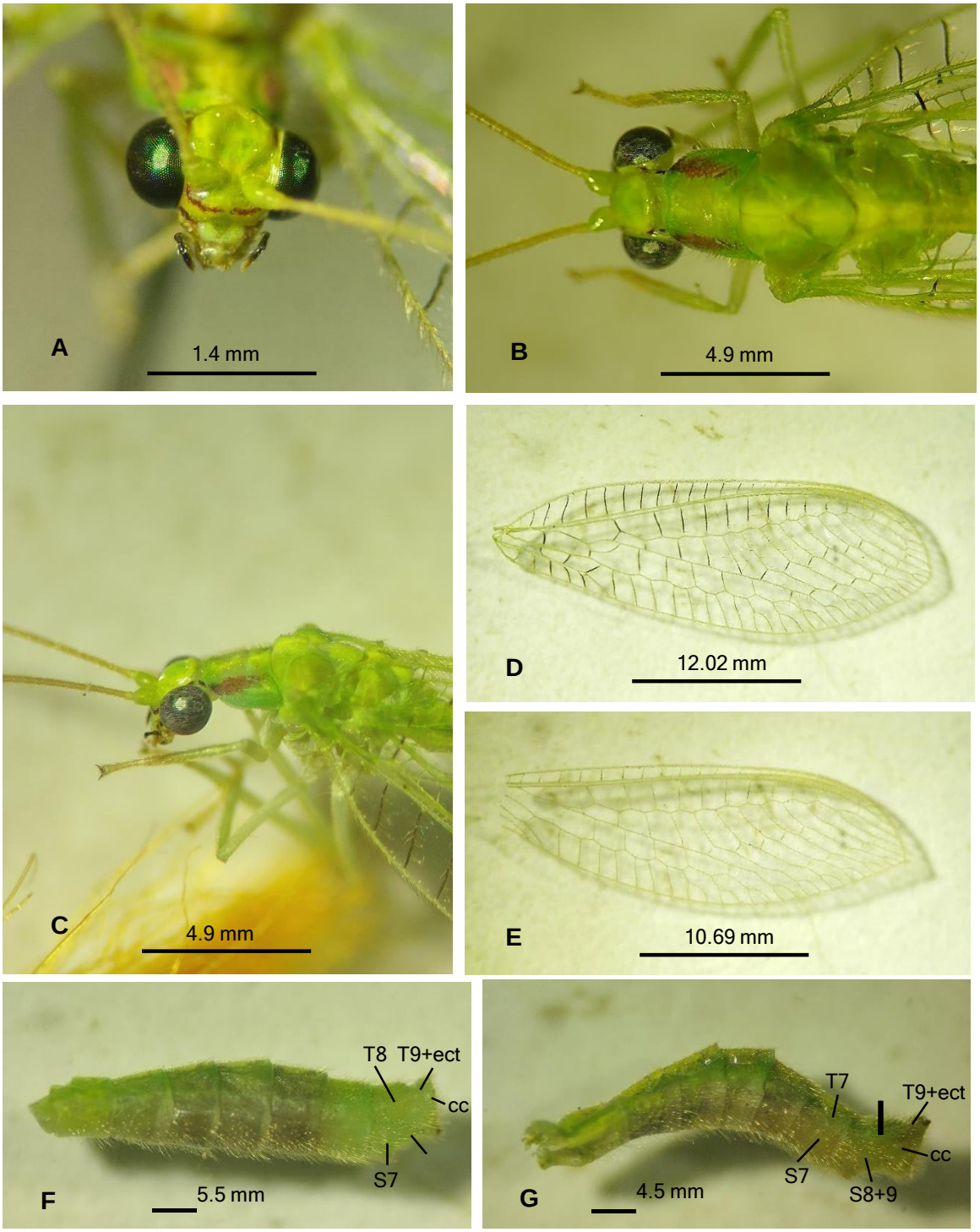


Figura 31. *Chrysopodes lineafrons*. Cabeza y pronoto: A. Vista dorsal, B. Vista lateral y C. Vista frontal; D. Ala anterior, E. Ala posterior; Abdomen: F. Hembra y G. Macho. Abreviaturas: cc= callus cerci, T7= séptimo tergito, T8= octavo tergito, T9+ect= noveno tergito más ectoprocto, S7= séptimo esternito, S8+9= octavo y noveno esternito, sg= subgenitalia.

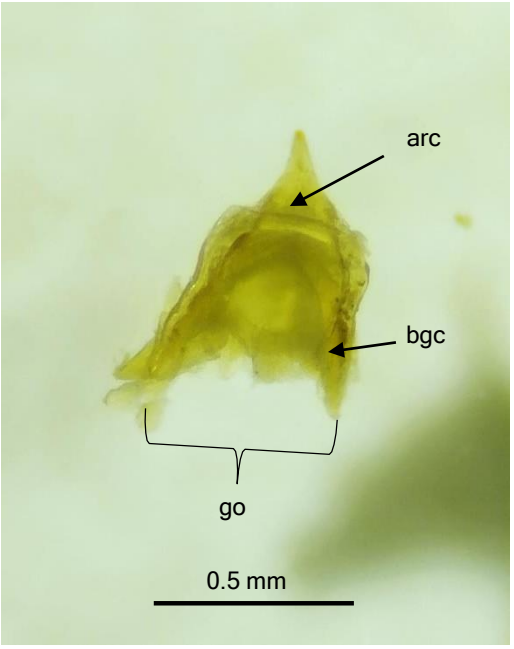


Figura 32. Genitalia del macho de *Ch. lineafrons*. Abreviaturas: arc= arcesso, bgc= brazo del gonarco, go= gonarco.

V. CONCLUSIONES

Se identificaron 5 especies de crisópidos (*Ceraeochrysa cornuta*, *Ce. fairchildi*, *Ce. montoyana*, *Ce. cubana* y *Chrysopodes lineafrons* en parcelas de camu camu del distrito de Yarinacocha, de las cuales *Ce. cornuta*, *Ce. montoyana* y *Ce. cubana* se presentaron en San Lorenzo; *Ce. cornuta*, *Ce. fairchildi*, *Ce. cubana* y *Chr. lineafrons* se presentaron en San Juan; *Ce. cornuta*, *Ce. fairchildi* y *Ce. cubana* en Santa Rosa; *Ce. cornuta*, *Ce. fairchildi*, *Ce. montoyana* y *Chr. lineafrons* se presentaron en 7 de Junio; *Ce. cornuta*, *Ce. cubana* y *Chr. lineafrons* se presentaron en Padre Bernardo y *Ce. cornuta*, *Ce. fairchildi* y *Ce. montoyana* se presentaron en Panaillo. Asimismo, se encontró que *Ce. cornuta* es el principal depredador del psílido *Tuthillia cognata* y el pulgón *Aphis gossypii* en este cultivo.

De acuerdo a las características morfológicas, *Ceraeochrysa cornuta* es de tamaño mediano y presenta una línea dorsal de color rojo en el escapo y una franja lateral del mismo color en el pronoto, a veces con manchas en el mesoscuto; *Ce. fairchildi* es de tamaño mediano y solamente presenta una franja lateral de color naranja en el pronoto; *Ce. montoyana* es de tamaño mediano y presenta dos líneas dorsolaterales de color rojo oscuro en el escapo y una franja lateral del mismo color en el pronoto; *Ce. cubana* es de tamaño muy pequeño y presenta una delgada línea dorsal de color rojo en el escapo y una franja lateral del mismo color en el pronoto; y *Chrysopodes lineafrons* es de tamaño pequeño y presenta líneas frontales de color rojo ligeramente separadas debajo de los escapos y una franja lateral de color marrón claro en el pronoto.

VI. RECOMENDACIONES

Si bien ya se conocen las especies de crisópidos presentes en este cultivo, se recomienda realizar una investigación que permita identificar sus presas o plagas que consumen en condiciones naturales.

A partir de ello, continuar con el estudio de su ciclo biológico, fluctuación poblacional, capacidad depredadora y comportamiento bajo condiciones de laboratorio, ya que son fudamentales obtener éstas informaciones para poder establecer el control biológico con éxito en nuestra región.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Alva, R.D.; Pérez, T.E.; Calderón, A.C.; Neira, P.M. 2019. Especies de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) asociados al cultivo de maíz amarillo duro en el departamento de Lambayeque. Agroindustrial Science, 9(2): 211 - 218.

Alva, R.D. 2017. Especies de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en tres zonas maiceras (Jayanca, Pítipo y Lagunas) del Departamento de Lambayeque. Tesis de pregrado. Universidad Nacional "Pedro Ruiz Gallo". Facultad de Ciencias Biológicas. 82 p.

Araújo, W.S. 2013. A importância de fatores temporais para a distribuição de insetos herbívoros em sistemas Neotropicais. Revista da Biologia, 10: 1-7.

Adams P.A; Penny N.D. 1992. New genera of Nothochrysinae from South America (Neuroptera: Chrysopidae). Pan-Pacific Entomology, 68: 216-221.

Adams, P.A; Penny N.D. 1985. Neuroptera of the Amazon Basin, Part 11a. Introduction and Chrysopini. Acta Amazónica 15: 413-479.

Aspöck, H.; Hölzel, H.; Aspöck, U. 2001. Kommentierter Katalog der Neuropterida (Insecta: Raphidioptera, Megaloptera, Neuroptera) der Westpaläarktis. Denisia, 2: 1606 p.

Akachi, T.; Yasuyuki, S.; Kawaguchi, T.; Tatsuya, M.; Sugiyama, K. 2010. 1methylmalate from camu-camu (*Myrciaria dubia*) suppressed Dgalactosamineinduced liver injury in rats. Biosci Biotechnol Biochem, 74(3): 573-578.

Akter, S.; Oh, S.; Bang, J.; Ahmed, M. 2011. Nutritional compositions and health promoting phytochemicals of camu-camu (*Myrciaria dubia*) fruit: A review. Food Research International, 44(7): 1728-1732.

Albuquerque, G.S.; Tauber, C.A.; Tauber, M.J. 2001. *Chrysoperla externa* and *Ceraechrysa* spp.: potential for biological control in the New World tropics and subtropics. In: McEwen, P.; New, T.R.; Whittington, A.E. (eds.). Lacewings in the crop environment. Cambridge: Cambridge University Press, 2001. p. 408-423.

Barbosa, M.L; Acioli, A.N.; Oliveira, A.N.; Silva, N.M.; Canto, S.L. 2004. Ocorrência de *Tuthillia cognata* Hodkinson, Brown & Burckhardt, 1986 (Hemiptera: Homoptera, Psyllidae) em plantios experimentais de camu-camu *Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh em Manaus (Amazonas, Brasil). Acta Amazónica 34: 115-119.

Brooks, S.J.; Barnard, P.C. 1990. The green lacewings of the world: a generic review (Neuroptera: Chrysopidae). Bulletin British Museum National History (Entomology), 59:117-

286.

Carvalho, C.F.; Souza, B. 2009. Métodos de criação e produção de crisopídeos. pp. 91-110. Bueno, V. H. P. (Ed.). Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. MG, Brasil: Universidade Federal de Lavras. 429 p.

Cadena, P.; Ángel, F.; Gómez, L.; González, R. 2007. Diferenciación morfológica y molecular de especies de crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae). Revista Colombiana de Entomología, 33: 171-177.

Canard, M. 2001. Natural food and feeding habits of lacewings. In: P. McEwen, T. R. New y A. E. Whittington, Lacewings in the Crop Environment. Cambridge University Press. Cambridge: pp. 116-129.

Cancino L.R; Contreras R.A. 2019. A new species of *Ceraeochrys*a Adams (Neuroptera, Chrysopidae), with a key to the species from Mexico. ZooKeys, 888: 95-104.

Carvalho C; Souza B. 2000. Métodos de criação e produção de crisopídeos. En: Bueno, V.H.P. (ed.). Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Lavras: UFLA. Pp 91-109.

Casas, J. 2014. Curva de absorción de nutrientes en la biomasa estacional del cultivo de camu camu (*Myrciaria dubia* HBK Mc Vaugh) en suelos de Yarinacocha (Pucallpa). Tesis de maestría. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. Perú. 80 p.

Cedillo, M.K.; Castillo, C.P.; Núñez, S.E. 2018. Especies de crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae) presentes en plantaciones de limón sutil (*Citrus aurantifolia* Swingle) en la Región de Tumbes, Perú. Revista Peruana de Entomología, 53 (1): 1-10.

Couturier, G; Tanchiva, FE; Cárdenas, MR; Gonzales, TJ; Inga, SH. 1994. Los insectos plagas del camu camu (*Myrciaria dubia* H.B.K.) y del arazá (*Eugenia stipitata* McVaugh). Identificación y Control. Serie Informe Técnico N° 26, INIA, Lima, 28 p.

Cortez, M.E.; López, A.J; Rodríguez, R.L; Partida, V.M; Pérez, M.J. 2016. Especies de Chrysopidae asociadas a *Diaphorina citri* kuwayama en cítricos y capacidad de depredación en Sinaloa, México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 7(2): 363-374.

Cortez, E.; Partida, M.; López, J; Ruíz, L.; González, V. 2011. Capacidad depredadora de especies de Chrysopidae sobre el psílido asiático de los cítricos *Diaphorina citri* Kuwayama. In: Memorias del XXXIV Congreso Nacional de Control Biológico, Sociedad Mexicana de Control Biológico. Monterrey, N. L. México. pp 187-192.

Collantes, G.R.; Rodríguez B.A. 2021. insectos y arácnidos depredadores asociados a aguacate (*Persea americana* Mill.) y mandarina (*Citrus unchiu* Marc.; *Citrus reticulata* Blanco) en Cañete, Lima, Perú. Revista Investigaciones Agropecuarias, 3(2): 21-34.

Contreras, R.A.; Rosas, M. 2014. Biodiversidad de Neuroptera en México. Revista Mexicana de Biodiversidad, Supl. 85:264-270.

Delgado, C.; Couturier, G. 2004. Manejo de insectos plagas en la Amazonia y su aplicación en camu camu. Manual Técnico del IIAP. Iquitos, Ucayali, Perú. 147 p.

Delgado, C; Couturier, G. 2013. Controlemos las principales plagas del camu camu: manual para agricultores. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, Iquitos. 68 p.

Duelli, P. 2001. Lacewings in Field Crops. In: Lacewings in the Crop Environment, McEwen, P.K., T.R. New and A.E. Whittington (Eds.). Cambridge University Press, Cambridge, pp. 158-171.

Farro, S; Pinedo M. 2010. Posibles factores que producen la caída de fruto de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, "camu camu" durante la fenología reproductiva de la colección "cinco cuencas" en el centro experimental San Miguel - IIAP, Loreto, Perú. Scientia Agropecuaria, 1(2): 117-123.

Freitas, S.; Penny, N.D. 2001. The green lacewing (Neuroptera: Chrysopidae) of brazilian agro-ecosistems. Proc. Calif. Acad. Sci. 52: 245-395.

Freitas, S; Penny, N.D; Adams, P.A. 2009. A revision of the New world genus *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). Proceedings of the California Academy of Sciences, 60: 503-610.

Freitas, S. 2007. Ocorrência de Ungla Navás (Neuroptera, Chrysopidae) no Brasil e descrição de nova espécie. Revista Brasileira de Entomologia, São Paulo, 51(4): 413-415.

Freitas, S. 2003. *Chrysoperla* Steinmann, 1964 (Neuroptera, Chrysopidae): descrição de uma nova espécie do Brasil. Revista Brasileira de Entomología, 47(3): 385-387.

Freitas S; Penny N.D; Adams P.A. 2009. A revision of the New World genus *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). Proceedings of the California Academy of Sciences, 60: 503-610.

Freitas S. 2002. O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas. In: Parra, J.R.P.; Botelho, P.S.M.; Corrêa Ferreira, B.S.; Bento, J.M.S. (Orgs.). Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores. Pp 209-224.

Fujita, A.; Sarkar, D.; Wu, S.; Kennelly, E.; Shetty, K.; Genovese, M. 2015. Evaluation of phenolic-linked bioactives of camu-camu (*Myrciaria dubia* Mc. Vaugh (Myrtaceae)) for antihyperglycemia, antihypertension, antimicrobial properties and cellular rejuvenation. Food Research International, 77(2): 194-203.

Gallo, D.; Nakano, O.; Silveira N.S.; Carvalho, R.P.; Baptista, G.C.; Berti, F.E.; Parra, J.R.; Zucchi, R.A; Alves, S.B; Vendramin, J.D; Marchini, L.C; Lopes, J.R; Omoto, C. 2002. Entomologia Agrícola. Piracicaba: FEALQ. 920 p.

Ghahari, H.; A. Satar, F.; Anderle, M.; Tabari, M.; Havaskary and Ostovan, H. 2010. Lacewings (insecta: neuroptera) of iranian rice fields and surrounding grasslands. Mun. Ent. Zool. 5(1): 65-72.

García, B.D.; da Silva, N.A.; Monteiro, O.J.; Tavares, F.C. 2014. Artrópodes em *Myrciaria dubia* em área de terra firme em Belém, Pa. Embrapa, 4 p.

Gachter S.C. 2018. Aspectos biológicos y exigencias térmicas en cuatro especies de Chrysopidae (Neuroptera). Tesis de Maestría. Universidad de Sao Paulo. Escuela Superior de Agricultura “Luis de Queiroz”. 88 p.

Grimaldi, D.; Engel, M.S. 2005. Evolution of the insects. Cambridge University Press. Cambridge. 755 p.

González O.E; Reguilón, C. 2008.Neuroptera. In L. E. Claps, G. Debandi, S. Roig-Juñent [eds.], Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Sociedad Entomológica Argentina, 2: 235-251.

González O.E; Toledo, S; Zaia, G. 1999. Nuevas citas de Chrysopidae (Neuroptera: Planipennia) para la Argentina. Acta Zool. Lilloana, 45: 151-152.

González O.E; Heredia J.F. 2010. Morfología de los estadios larvales y datos biológicos de *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *spinellus* (Neuroptera: Chrysopidae), nueva cita para la Argentina. Acta Zoológica Lilloana 54: 87-92.

González O.E; Heredia J.F. 2010. Morfología de los estadios larvales y datos biológicos de *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *spinellus* (Neuroptera: Chrysopidae), nueva cita para la Argentina. Acta zoológica lilloana, 54 (1-2): 87-92.

Haruyama, N.; Mochizuki, A.; Duelli, P.; Naka, H.; Nomura, M. 2008. Green lacewing phylogeny, based on three nuclear genes (Chrysopidae, Neuroptera). Systematic Entomology, 33: 275-288.

Imán, C.S.; Melchor, A.M. 2007. Tecnología para la producción del camu camu. Serie Manual N°1-7. Instituto Nacional de Investigación Agraria-INIA. Primera Edición. Lima. 51 p.

Iannacone, J.; Pérez, D.; Tueros, A. 2007. Ciclo de vida y aspectos poblacionales de *Edessa aff. aulacosterna* Stal, 1872 (Heteroptera: Pentatomidae) chinche del fruto del camu camu (Myrtaceae) en zonas de restingas, Ucayali, Perú. Acta Amazónica, 37(4): 635-642.

López, J.; González, A.; Reyes, M.; Rodríguez, R.; Lozano, M.; Jasso, J.; Cortez, E. 2010. Avances en el control biológico de *Diaphorina citri*, vector del patógeno causante del huanglongbing de los cítricos. In: Memoria del Simposio Nacional para el Control Biológico del Psílido Asiático de los Cítricos. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Uruapan, Michoacá, México.

López, A.J.; Valencia, L.L.; Loera, G.J. 2003. Introducción a Chrysopidae (Neuroptera): taxonomía y bioecología. Pp. 30-34. In: J. I. López Arroyo y M A. Rocha Peña (eds.). Memorias del Curso Nacional Identificación y Aprovechamiento de Depredadores en Control Biológico Chrysopidae y Coccinellidae. Monterrey, Nuevo León, México.

Márquez, L.J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 37: 385-408.

Malais, M.H.; Ravensberg, W.J. 2003. Knowing and recognizing. The biology of glasshouse pests and their natural enemies. Koppert B.V.; Berkel en Rodenrijs, The Netherlands. 288 p.

Martins C.C; Machado RJ. 2019. Chrysopidae in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. PNUD. http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/7242 [Accessed on: 10-06-2022].

Mantoanelli E; Albuquerque G.S. 2007. Desenvolvimento e comportamento larval de *Leucochrysa* (*Leucochrysa*) *varia* (Schneider) (Neuroptera, Chrysopidae) em laboratório. Revista Brasileira de Zoologia, 24(2): 302-311.

Martins, C.C.; Santos, S.R.; Sutil, P.W.; Oliveira, A.J. 2019. Diversity and abundance of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) in a Conilon coffee plantation in Acre, Brazil. Acta Amazónica, 49(3): 173-178.

Martins C.C. 2014. Morfología e filogenia de *Ceraeochrysa* Adams, 1982 (Neuroptera: Chrysopidae). M.S. thesis. Universidade de São Paulo FFCLRP, Ribeirão Preto. 155 p.

Miller, G.L; Oswald, J.D.; Miller, D.R. 2004. Lacewings and scale insects: a review of predator/prey associations between the Neuropterida and Coccoidea (Insecta: Neuroptera, Raphidioptera, Hemiptera). Annals of the Entomological Society of America, 97(6): 1103-1125.

MIDAGRI (Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego). 2021. Perfil Productivo Regional. Sistema de Integrado de Estadística Agraria. Disponible en línea: https://siea.midagri.gob.pe/portal/siea_bi/index.html.

Monserrat, V.J. 2016. Los crisópidos de la península ibérica y Baleares (Insecta, Neuropterida, Neuroptera: Chrysopidae). Graellsia, 72(1): e037.

Monserrat, V.J.; Acevedo, F.; Pantaleoni, R.A. 2014. Nuevos datos sobre algunas especies de crisópidos de la Península Ibérica, islas baleares e islas canarias (Insecta, Neuroptera, Chrysopidae). Graellsia. 70(1): e002.

Monserrat, V.J.; Díaz, A.L., 2012. Los estadios larvarios de los Crisópidos ibéricos (Insecta, Neuroptera, Chrysopidae), nuevos elementos sobre la morfología larvaria aplicables a la sistemática de la familia. Graellsia, 68(1): 31-158.

Monserrat, V.J., 2008. Nuevos datos sobre algunas especies de crisópidos (Insecta: Neuroptera, Chrysopidae). Heteropterus Revista de Entomología, 8(1): 171-196.

Monserrat, V.J.; Freitas, S. 2005. Contribución al conocimiento de los Crisópidos de Coquimbo, Patagonia y Tierra del Fuego (Argentina, Chile) (Insecta, Neuroptera, Chrysopidae. Graellsia, 61(2): 163-179.

Monserrat V.J; Oswald J.D; Tauber C.A; Díaz AL. 2001. Recognition of larval Neuroptera. In: McEwen, P.K., New, T.R. & Whittington, A. E. (eds.). Lacewings in the Crop Environment. Cambridge University Press. Cambridge: 43-81.

McEwen, P.; New, T.R.; Whittington, A.E., 2001. Lacewings in the Crop Environment. Cambridge University Press. Cambridge. 546 p.

Nascimento, O.; Boleti, A.; Yuyama, L.; Lima, L. 2013. Effects of diet supplementation with camu-camu (*Myrciaria dubia* HBK McVaugh) fruit in a rat model of diet-induced obesity. Anais da Academia Brasileira de Ciências, 85(1): 355-63.

New, T.R. 2001. Introduction to the systematics and distribution of Coniopterygidae, Hemerobiidae, and Chrysopidae used in pest management. In: McEwen, P.K.; New, T.R.; Whittington, A.E. (eds.). Lacewings in the crop environment. Cambridge: Cambridge University Press, p. 6-28.

Nuñez, E.; Pardo, H. 2000. Capacidad de ingesta comparada entre Chrysoperla externa y Ceraeochrysa cincta, utilizando como presas las moscas blancas *Aleurodicus cocois* y *Bernisia tabaci* Biotipo “B”. XLII Convención Nacional Entomología. Tarapoto – Perú. 54 p.

Nuñez, Z.E. 1988. Chrysopidae (Neuroptera) del Perú y sus especies más comunes. Revista peruana de entomología, 31: 69-75.

Oswald, J.D.; Machado, R.J. 2018. Biodiversity of the Neuropterida (Insecta: Neuroptera: Megaloptera, and Raphidioptera). In: Foottit, R.G.; Adler, P.H. (Eds.). Insect Biodiversity: Science and Society. 1st ed. John Wiley & Sons, New York, p. 627-671.

Ortega S.E; Veggiani A.C; Avila L.A; Heredia F.J; Reguilón C. 2014. First Report of *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *Lineafrons* (Neuroptera: Chrysopidae) in Tucumán Province, Northwestern Argentina. Florida Entomologist 97(1): 266-268.

Ortega E.S; Veggiani A.C; Ávila A.L; Reguilón, C. 2017. New Records of Predation on Eggs of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) by *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *lineafrons* (Neuroptera: Chrysopidae) In Northwestern Argentina. Revista Intropica, 12(2): 101-118.

Oswald, D.J. 2003. Bibliography of the Neuropterida. A Working Bibliography of the Literature on Extant and Fossil Neuroptera, Megaloptera and Raphidioptera (Insecta: Neuropterida) of the World. http://insects.tamu.edu/research/ neuropterida/bibhome.html.

Oswald J.D. 2007. Neuropterida Species of the World. Version 2.0. http://lacewing.tamu.edu/ species-catalogue/. [accessed January 18, 2022].

Oswald J. D. 2019. LDL neuropterida species of the World. In Y. Roskov et al. (eds.), Species 2000 and ITIS catalogue of life: annual checklist 2019. Digital resource at www.catalogueoflife.org/annual-checklist/2019. Species 2000, Naturalis, Leiden, Netherlands.

Oliva C; Pie J. 2011. Palmagro, cultiva el camu camu con más alto contenido de Vitamina C del Mundo. (Plantación Comercial de Camu camu - Fundo Refugio). Nota técnica. Pucallpa, Perú. 2 p.

Palomares, P.M; Ayala, Z.M; Rodríguez, V.B; de la Cruz, L.J; Sánchez, G.J; Arredondo, B.H; Córdoba, U.E. 2016. Abundancia y Depredación de *Ceraeochrysa valida* (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) en Colima, México. Chilean J. Agric. Anim. Sci., ex AgroCiencia, 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.

Pérez, D.; Couturier, G.; Delgado, C. 2004. Manual Práctico para el Reconocimiento de las principales plagas del camu camu. Proyecto: Manejo integrado de pagas del camu camu y clonación para resistencia en Ucayali. IIAP, Ucayali. Programa de Biodiversidad. 48 p.

Pérez, D.; Iannacone, J. 2009. Fluctuación y distribución espacio-temporal de *Tuthillia cognata* (Hemiptera, Psyllidae) y de *Ocyptamus persimilis* (Diptera, Syrphidae) en el cultivo de camu camu *Myrciaria dubia* (Myrtaceae) en Ucayali, Perú. Revista Brasileira de Entomología, 53(4): 635-642.

Pérez, D.; Iannacone, J. 2008. Ciclo biológico, comportamiento y censo del picudo del camu camu, *Conotrachelus dubiae* O'Brien 1995 (Coleoptera: Curculionidae) en Pucallpa, Perú. Acta Amazónica. 38 (1): 145-152.

Pérez, D.; Couturier, G.; Delgado, C. 2004. Manual Práctico para el Reconocimiento de las Principales Plagas del camu camu. Proyecto: Manejo integrado de pagas del camu camu y clonación para resistencia en Ucayali. IIAP, Ucayali. Programa de Biodiversidad. 48 p.

Penny N.D. 2001. New species of Chrysopinae (Neuroptera: Chrysopidae) from Costa Rica, with selected taxonomic notes and a neotype designation. Entomological News, Philadelphia, 112: 1-14.

Penny N.D; Adams P.A; Stange L.A. 1997. Species catalog of the Neuroptera, Megaloptera, and Raphidioptera of America North of Mexico. Proceedings of the California Academy of Sciences (4)50: 39-114.

Pinedo, M; Rita, R; Rengifo, E; Delgado, C; Villacrez, J; Gonzales, A; Inga, E; Linarez, C. 2001. Sistema de Producción de camu camu en Restinga. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana. Iquitos, Perú. 141 p.

Pinedo, P.B.; Guerra, A.B.; Velasco, C.E.; Sánchez, C.H. 2019. Evaluación de dietas artificiales sobre la fecundidad y longevidad del depredador *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae). Revista Peruana de Entomología, 54(2): 21-28.

Pinedo, P.M.; Paredes, D.E.; Abanto, R.C.; Del Castillo, T.D.; da Silva M.S.; Fasabi, J.V.; Bardales, L.R.; Durand, V.J.; Zumba, L.C: Soregui, M.G.; Oroche, A.D.; Rios, R.C.; Vasquez, B.J.; Iman, C.S.; Romero, V.J.; Alves, C.E. 2019. Técnicas agronómicas prioritarias del camu camu (*Myrciaria dubia*); Tres manuales para el productor: podadefoliación, control del gorgojo del fruto y fertilización orgánica. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP. 33 p.

Pinedo, M.; Delgado, C.; Vega, R.; Sotero, V.; Farronay, R. 2012. Cultivo de camu camu en áreas inundables. Manual técnico ocho fascículos para el productor. Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP). PROBOSQUES. 89 p.

Quintano, L.J.; Zuñiga, F.W. 2018. Taxonomía de Neuroptera de la colección entomológica de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco. Tesis para optar el título profesional de Biólogo. 110 p.

Ramírez, D.M. 2007. Distribución, abundancia, diversidad y atributos bioecológicos de especies de Chrysopidae (Neuroptera) asociadas a frutales del centro y norte de México. Tesis de doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas. 157 p.

Ramírez, D.M. 2002. Reconocimiento y evaluación del uso de especies de la familia Chrysopidae para el manejo del pulgón amarillo *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) en caña de azúcar. Tesis de pregrado, Universidad Nacional Palmira. Cali, Colombia. 137 p.

Redolfi, I.; Campos, M. 2011. Distribución espacial de posturas de controladores biológicos crisópidos Neuroptera, en cuatro cultivares de olivo en La Rioja. UNLaR Ciencia, 1(3): 21-24.

Reyes, M.; Gómez, SI.; Espinoza, C.; Bravo, F.; Ganoza, L. 2009. Tablas peruanas de composición de alimentos. Instituto Nacional de Salud del Perú. Disponible en: http://www.ins.gob.pe/insvirtual/images/otrpubs/pdf/T abla%20de%20Alimentos.pdf.

Rodríguez, B.L.; Arredondo, B.H. 2007. Teoría y aplicación del control biológico. Sociedad Mexicana de Control biológico. México. 303 p.

Sánchez, C.J; Abanto, R.C.; Casas, R.R. 2015. Evaluación del manejo integrado de plagas de *Myrciaria dubia* en suelos no inundables de la cuenca del Ucayali, Perú. Folia Amazónica, 24(1): 39-44.

Santos F.A; Pena B,N; Coelho T.T; Coletto M.A. 2020. Genetic Variability of *Ceraeochrysa cincta*, *Ceraeochrysa claveri*, and Ceraeochrysa cubana (Neuroptera: Chrysopidae) Populations in Agroecosystems of Southeast Brazil. Environmental Entomology, 20(20): 1-11.

Silva S.P; Tauber A.C; Albuquerque S.G; Tauber J.M. 2013. Larvae of five horticulturally important species of *Chrysopodes* (Neuroptera, Chrysopidae): shared generic features, descriptions and keys. ZooKeys, 262: 39-92.

Silva P.S; Albuquerque G.S; Tauber C.A; Tauber M.J. 2007. Life history of a widespread Neotropical predator, *Chrysopodes* (*Chrysopodes*) *lineafrons* (Neuroptera: Chrysopidae). Biological Control 41: 33-41.

Sosa D.F; Tauber C. 2021. The Neotropical green lacewing genus *Ceraeochrysa* Adams (Neuroptera: Chrysopidae) new synonymies and combinations, a new species, and an updated key to species. Zootaxa 4970 (1): 001–052.

Sosa, D.F. 2011. Espécies de Crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae) da Venezuela. Tesis de Doctorado. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. 224 p.

Sosa, F.; De Freitas, S. 2011. A new synonym, a new male description and new geographical records for three *Ceraeochrysa* species (Neuroptera: Chrysopidae). Zootaxa, 2913: 47-58.

Sosa F; Freitas, S. 2010. New Neotropical species of *Ceraeochrysa* Adams (Neuroptera: Chrysopidae). Zootaxa, 2562 (1): 57-65.

Sosa, D.F. 2008. Espécies de *Ceraeochrysa* Adams (Neuroptera: Chrysopidae) presentes em pomares de *Citrus* Spp. Tesis de maestría, Universidad Estadual Paulista. Sao Paulo, Brasil. 62 p.

Sosa, F.; Freitas, S. 2012. A new genus of neotropical chrysopini (Neuroptera: Chrysopidae). Zootaxa, 3351: 1-14.

Sousa, O.F.; da Silva, N.A.; Oliveira, A.A.; Tavares, F.C.; Araujo, S.C.; de Paulo, L.W. 2012. Artrópodes em camu-camu (*Myrciaria dubia*) em área experimental da Embrapa Amazônia Oriental. Embrapa, 4 p.

Solís, E.P.; Panduro, T.N. 2007. Identificación y Prospección de Controladores Biológicos en cultivos de la región Ucayali. Revista de Investigación Universitaria – UNU, 3(1): 26-30.

Solís, E.P.; Panduro, T.N. 2008. Evaluación del desarrollo de *Chrysoperl*a sp., controlador biológico de plagas de camu camu *Myrciaria dubia* en condiciones artificiales. Revista de Investigación Universitaria - UNU 4(1): 37 -40.

SENAMHI (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú). 2018. Glosario de términos meteorológicos. Primera Edición. Lima, Perú. 31 p.

Tauber, C.A.; Sosa, F.; Albuquerque, G.S. 2013. Two common and problematic leucochrysine species *Leucochrysa (Leucochrysa) varia* (Schneider) and *L. (L.) pretiosa* (Banks) (Neuroptera, Chrysopidae): redescriptions and synonymies. ZooKeys, 310: 57-101.

Tauber, C. A. 2010. Revision of *Neosuarius*, a subgenus of *Chrysopodes* (Neuroptera: Chrysopidae). ZooKeys, 44: 1-104.

Tauber C.A; Tauber M.J. 2010. Two new endemic species of *Chrysopodes* (*Neosuarius*) (Neuroptera: Chrysopidae) from the Galapagos Islands. Zookeys, Sofia, 42: 47-78.

Tauber C.A. 2003. Generic characteristics of *Chrysopodes* (Neuroptera: Chrysopidae), with new larval descriptions and a review of species from the United States and Canada. Annals of the Entomological Society of America, College Park, 66(4): 472-.490.

Tauber C.A; Albuquerque G.S; Tauber M.J. 2012. Three new Brazilian species of *Chrysopodes* (Neuroptera: Chrysopidae). Annals of the Entomological Society of America 105: 638-663.

Tauber, C.A.; Mantoanelli, E.; Albuquerque, G.S.; Reguilón, C.; González, O.E.; Tauber, M.J., 2011. A taxonomically significant polymorphism in *Leucochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae): nomenclature, larval and adult descriptions, and biological notes. Zootaxa, 3130: 1-29.

Tauber C.A. 2007. Review of *Berchmansus* and *Vieira* and description of two new species of *Leucochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). Annals of the Entomological Society of America, 100: 110-138.

Tauber, CA 2010. Revision of *Neosuarius*, a subgenus of Chrysopodes (Neuroptera, Chrysopidae). ZooKeys 44: 1-104.

Tauber, C.A.; Tauber, M.J.; Albuquerque, G.S. 2008. A new genus and species of green lacewings from Brazil (Neuroptera: Chrysopidae: Leucochrysini). Annals of the Entomological Society of America, College Park, 101(2): 314-326.

Tauber, C.A; de Leon T. 2001. Systematics of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae): Larvae of *Ceraeochrysa* from Mexico. Entomological Society of America, 94: 197-209.

Tauber C.A; Pantaleoni R.A. 2018. Type specimens of Neotropical Chrysopidae (Neuroptera) in Italian museums, Tropical Zoology, 31 (4): 177-199.

Tauber C.A; Garland A. 2014. *Kymachrys*a, a new genus of Nearctic green lacewings (Neuroptera, Chrysopidae, Chrysopini). ZooKeys, 437: 87-108.

Tauber C.A; Flint O. 2010. Resolution of some taxonomic and nomenclatural issues in a recent revision of *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). Zootaxa, 2565 (1): 55-67.

Tauber, C.A.; de León, T.; Penny, N.D.; Tauber, M.J. 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.

Tauber, M.J., Tauber, C.A., Masaki, S. 1986. Seasonal adaptations of insects. New York: Oxford University Press. 411p.

Valencia, L.L., Romero, N.J.; Valdez, C.J.; Carrillo, S.J.; López, M.V. 2006. Taxonomía y Registros de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en el Estado De Morelos, México. Acta Zoológica Mexicana, 22(1): 17-61.

Velozo L. 2018. Biodiversidad de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en cultivos protegidos de pimiento. Posibilidades de uso en control biológico en Corrientes. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Tucumán, Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo. 49 p.

Verde B.W; Nazario R.J. 2018.Suelos potenciales para el cultivo de camu camu (*Myrciaria dubia* H.B.K. McVaugh) en la provincia de Coronel Portillo, región Ucayali. Anales Científicos, 79 (1): 151-158.

Viana G; Albuquerque G.S. 2009. Polimorfismo no padrão de manchas tegumentares de larvas e adultos de *Ceraeochrysa caligata* (Neuroptera: Chrysopidae) e redescriçao dos instares larvais. Zoologia, 26: 166-174.

Winterton, SL.; Hardy, NB.; Wiegmann, B.M. 2010. On wings of lace: phylogeny and bayesian divergence time stimates of Neuropterida (Insecta) based on morphological and molecular data. Systematic Entomology, 35: 349-378.

Winterton, S.L; Makarkin, V.N. 2010. Phylogeny of moth lacewings and giant lacewings (Neuroptera: Ithonidae, Polystoechotidae) using DNA sequence data, morphology and fossils. Annals of the Entomological Society of America, 103: 511-522.

VIII. ANEXOS

"2022" – "LAS MALVINAS SON ARGENTINAS".

Fundación Miguel Lillo
Ministerio de Educación
Ley 12.955 – Tucumán – República Argentina

San Miguel de Tucumán, Argentina, 05 de julio de 2022

Bach. Andy Gabriel Pezo Mananita
Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales
Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia
Perú, Yarinacocha
Presente

De mi mayor consideración:

Me dirijo a Ud. en respuesta a su solicitud de confirmación taxonómica de las especies de Chrysopidae previamente identificadas. Del estudio y análisis de las fotografías de las diferentes estructuras de valor taxonómico de los ejemplares enviados, se confirman las siguientes determinaciones:

Familia Chrysopidae
Tribu Chysopini Schneider, 1851
Género: *Ceraeochrysa* Adams, 1982
Especies:
1) *Ceraeochrysa cornuta* (Navás, 1925)
2) *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861)
3) *Ceraeochrysa montoyana* (Navás, 1913)
4) *Ceraeochrysa fairchildi* (Banks, 1946)

Género: *Chrysopodes* Navás, 1913
Especie 5: *Chrysopodes lineafrons* Adams y Penny, 1987

Dra. Carmen Reguilón

www.lillo.org.ar

Figura 33. Documento de confirmación de las especies de Chrysopidae del camu camu.

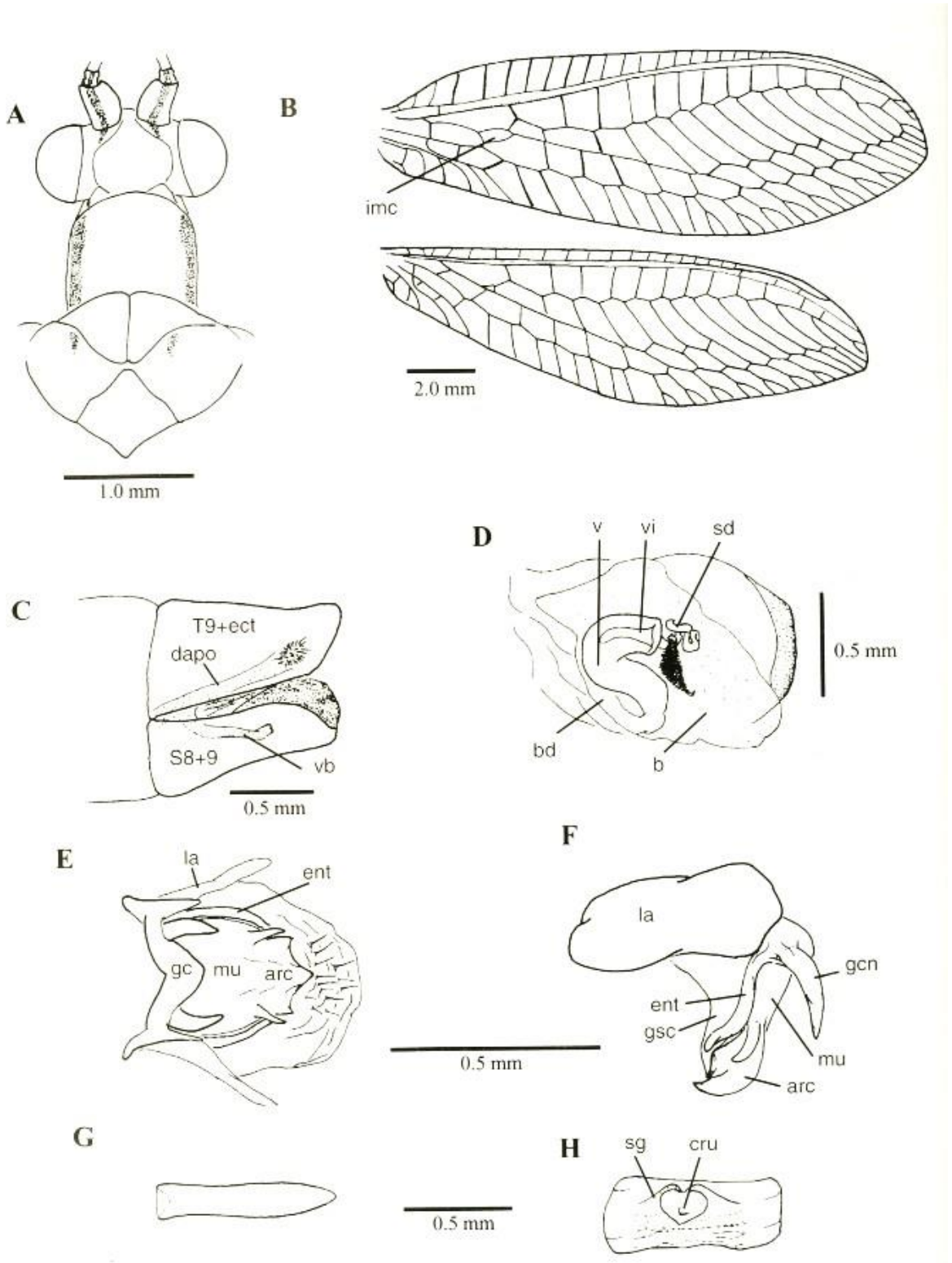


Figura 34. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa cornuta*. A. Cabeza y pronoto (vista dorsal); B. Ala anterior y posterior; C. Ápice del abdomen del macho; D. Genitalia de la hembra; E y F. Genitalia del macho (vista dorsal y lateral); G. Gonapsis; H. Subgenitalia.

Fuente: Freitas y Penny (2001).

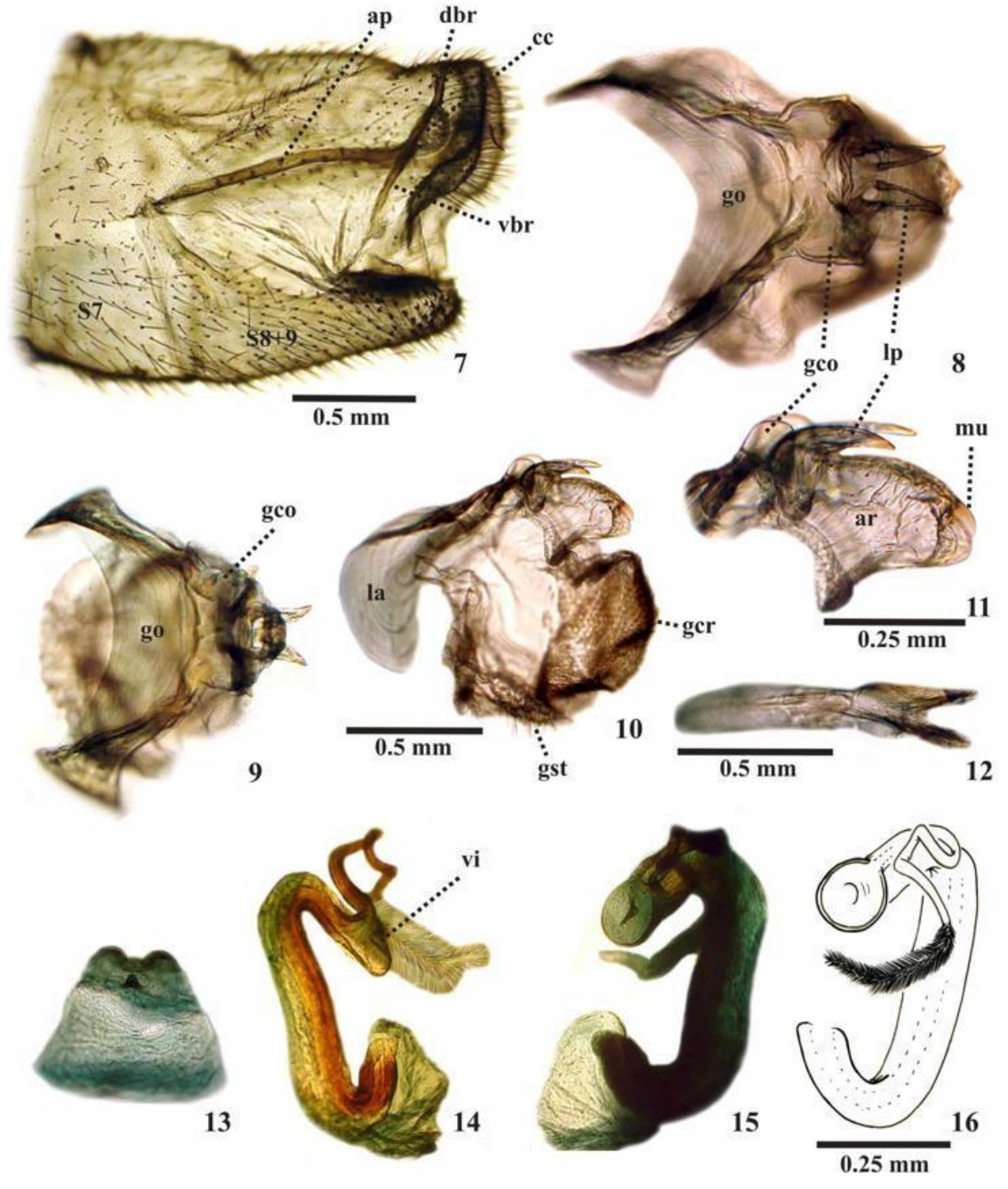


Figura 35. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa fairchildi*. A. Ápice del abdomen del macho (vista lateral); B, C, D y E. Genitalia del macho - gonocorno (vista dorsocaudal, dorsal, lateral); F. Gonapsis; G. Subgenitalia; H. Genitalia de la hembra – espermateca (vista lateral y latero-frontal).

Fuente: Sosa y Freitas (2011).

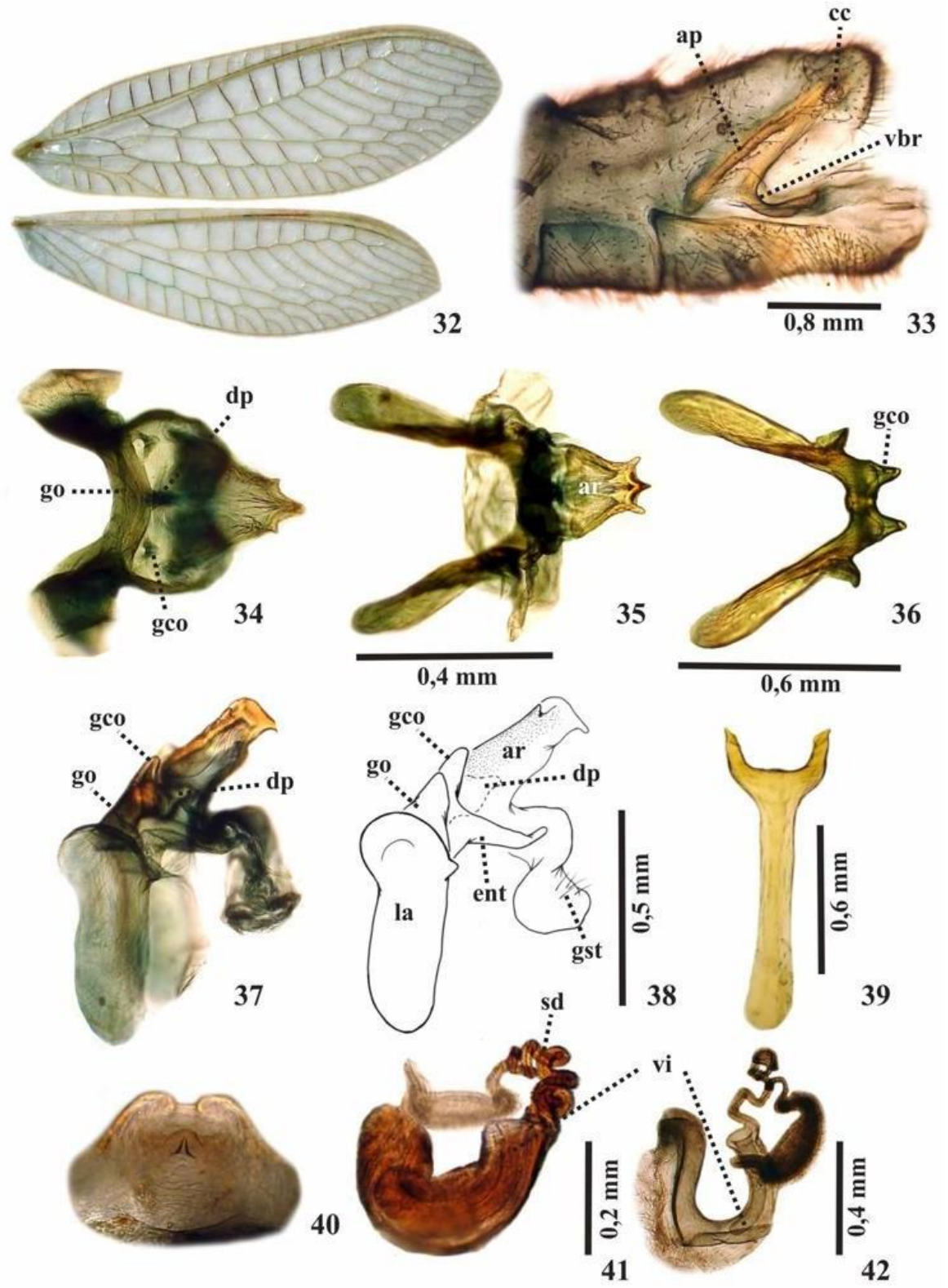


Figura 36. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa montoyana.* A. Alas anterior y posterior. B. Ápice del abdomen del macho (vista lateral); C, D, E, F y G. Genitalia del macho - gonocorno (vista dorsal, dorsocaudal y lateral); H. Gonapsis; I. Subgenitalia; J. Genitalia de la hembra – espermateca (vista lateral).

Fuente: Sosa y Freitas (2011).

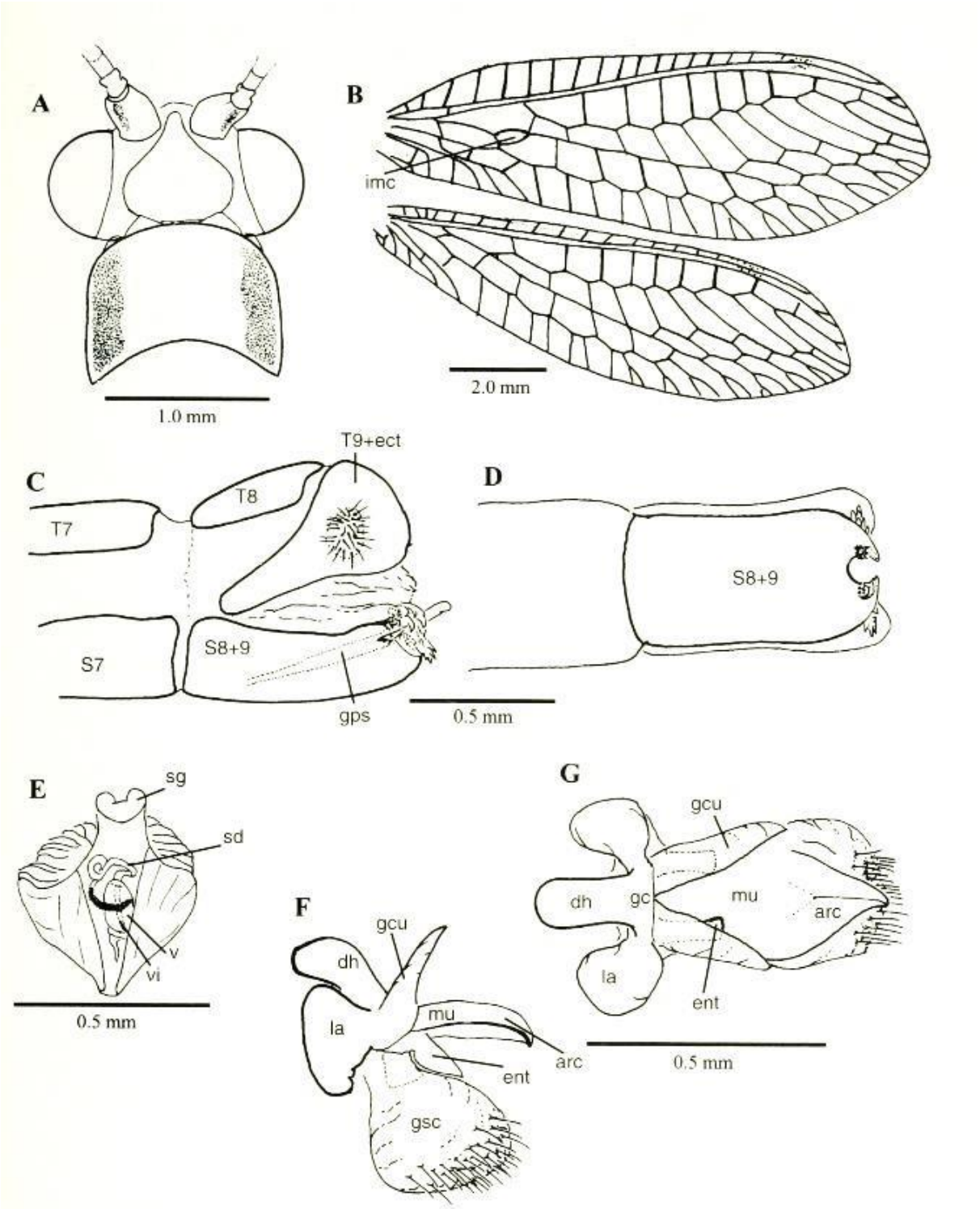


Figura 37. Ilustración morfológica de *Ceraeochrysa cubana*. A. Cabeza y pronoto (vista dorsal); B. Ala anterior y posterior; C y D. Ápice del abdomen del macho (vista laterl y ventral); E. Genitalia de la hembra; F. Genitalia del macho (vista lateral y dorsal).

Fuente: Freitas y Penny (2001).

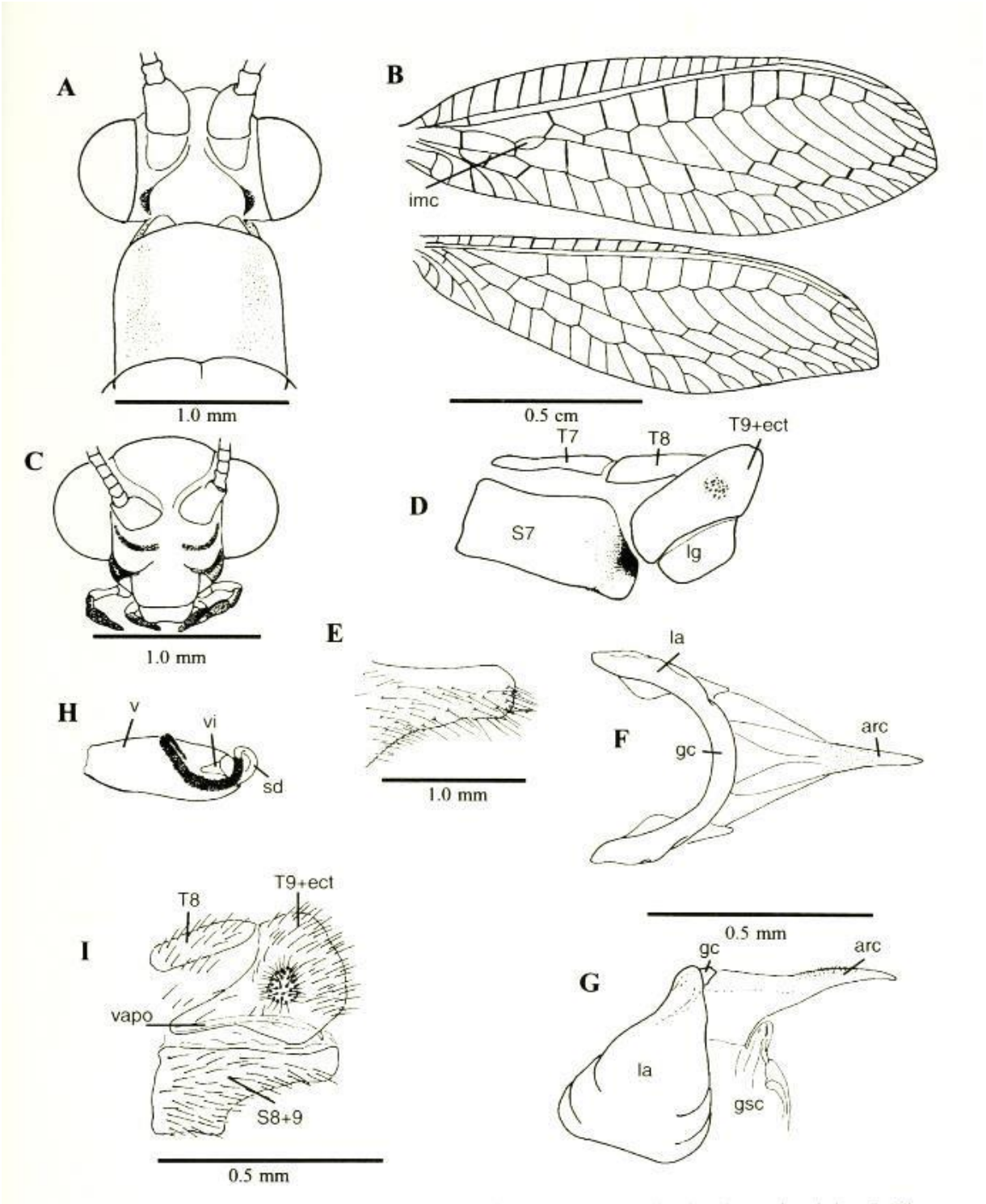


Figura 38. Ilustración morfológica de *Chrysopodes lineafrons.* A. Cabeza y pronoto (vista dorsal); B. Ala anterior y posterior; C. Cabeza (vista frontal); D. Ápice del abdomen de la hembra (vista lateral); E. Ápice del esternito 8+9 del macho; F y G. Genitalia del macho (vista dorsal y lateral); H. Espermateca; I. Ápice del abdomen del macho (vista lateral).

Fuente: Freitas y Penny (2001).

Cuadro 4. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío San Lorenzo.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077240	544452	*Ceraeochrysa montoyana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077262	544439	*Ceraeochrysa montoyana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077246	544413	*Ceraeochrysa montoyana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077266	544424	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077261	544421	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077265	544406	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077171	544322	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077194	544373	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077272	544405	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077260	544412	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077259	544388	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077237	544432	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077232	544460	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/11/2021	Noviembre	San Lorenzo	9077241	544426	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077269	544386	*Ceraeochrysa montoyana*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077264	544377	*Ceraeochrysa montoyana*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077226	544400	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077217	544353	*Ceraeochrysa cubana*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077201	544352	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	San Lorenzo	9077179	544369	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077275	544317	*Ceraeochrysa cubana*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077265	544416	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077267	544423	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077239	544415	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077248	544418	*Ceraeochrysa cornuta*	1

6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077241	544409	*Ceraeochrysa cornuta*	2
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077245	544421	*Ceraeochrysa cornuta*	2
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077272	544430	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077246	544424	*Ceraeochrysa cornuta*	2
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077237	544437	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Lorenzo	9077237	544437	*Ceraeochrysa montoyana*	1
Total						34

Cuadro 5. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Santa Rosa.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
16/11/2021	Noviembre	Santa Rosa	9081594	542818	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	Santa Rosa	9081585	542793	*Ceraeochrysa cubana*	1
16/11/2021	Noviembre	Santa Rosa	9081625	542788	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	Santa Rosa	9081651	542703	*Ceraeochrysa cubana*	1
2/12/2021	Diciembre	Santa Rosa	9081596	542630	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
2/12/2021	Diciembre	Santa Rosa	9081615	542645	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081646	542708	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081627	542717	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081586	542645	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081632	542688	*Ceraeochrysa cornuta*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081596	542632	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081609	542647	*Ceraeochrysa cornuta*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081632	542688	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081596	542632	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081631	542722	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081615	542647	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081624	542695	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081633	542688	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081636	542726	*Ceraeochrysa cubana*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081633	542731	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081651	542704	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081651	542704	*Ceraeochrysa cornuta*	1
8/01/2022	Enero	Santa Rosa	9081628	542720	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081632	542688	*Ceraeochrysa cornuta*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081596	542632	*Ceraeochrysa cornuta*	1

14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081632	542688	*Ceraeochrysa cornuta*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081596	542632	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081624	542695	*Ceraeochrysa cornuta*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081632	542686	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081633	542731	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
14/02/2022	Febrero	Santa Rosa	9081650	542704	*Ceraeochrysa cornuta*	1
Total						34

Cuadro 6. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío San Juan.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9077917	544032	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079881	544048	*Chrysopodes lineafrons*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079903	544032	*Ceraeochrysa cornuta*	2
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079844	543952	*Chrysopodes lineafrons*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079898	544025	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079812	544049	*Ceraeochrysa cubana*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079918	544047	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079875	544018	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079891	544043	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079874	544032	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079849	544002	*Ceraeochrysa cornuta*	1
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079888	544050	*Ceraeochrysa cubana*	2
16/11/2021	Noviembre	San Juan	9079890	544043	*Chrysopodes lineafrons*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079873	544026	*Ceraeochrysa cubana*	2
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079839	544019	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079872	544032	*Ceraeochrysa cornuta*	2
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079874	544031	*Chrysopodes lineafrons*	3
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079866	544048	*Chrysopodes lineafrons*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079877	544047	*Chrysopodes lineafrons*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079890	544024	*Chrysopodes lineafrons*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079871	544022	*Ceraeochrysa cornuta*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079908	544019	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079872	544043	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
2/12/2021	Diciembre	San Juan	9079843	543985	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079870	544028	*Ceraeochrysa cornuta*	1

6/01/2022	Enero	San Juan	9079868	544047	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079851	544007	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079926	544038	*Ceraeochrysa cubana*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079841	543955	*Ceraeochrysa cubana*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079838	543961	*Ceraeochrysa cubana*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079839	543960	*Ceraeochrysa cornuta*	1
6/01/2022	Enero	San Juan	9079922	544035	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079830	543961	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079839	543945	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079830	543971	*Chrysopodes lineafrons*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079848	543971	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079824	543949	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079840	543945	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079834	543961	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079828	543977	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079833	543961	*Ceraeochrysa cornuta*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079838	543962	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079829	543977	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079852	543987	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079839	543950	*Ceraeochrysa cubana*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079859	543968	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079830	543962	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079857	543967	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079861	543970	*Ceraeochrysa cornuta*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079860	543969	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079839	543950	*Chrysopodes lineafrons*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079830	543961	*Ceraeochrysa cornuta*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079848	543988	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079836	543978	*Ceraeochrysa cornuta*	1

13/02/2022	Febrero	San Juan	9079838	543980	*Ceraeochrysa cubana*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079822	543971	*Ceraeochrysa cornuta*	1
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079833	543971	*Ceraeochrysa cornuta*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079837	543980	*Ceraeochrysa cubana*	2
13/02/2022	Febrero	San Juan	9079850	543989	*Ceraeochrysa cubana*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079850	543973	*Ceraeochrysa cubana*	3
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079852	543971	*Ceraeochrysa fairchildi*	4
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079852	543971	*Ceraeochrysa fairchildi*	3
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079849	543968	*Ceraeochrysa cornuta*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079832	543980	*Chrysopodes lineafrons*	2
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079846	543988	*Ceraeochrysa cubana*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079849	543996	*Chrysopodes lineafrons*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079830	543974	*Ceraeochrysa cornuta*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079843	543995	*Ceraeochrysa cornuta*	1
5/03/2022	Marzo	San Juan	9079848	543968	*Ceraeochrysa cubana*	1
Total						90

Cuadro 7. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Panaillo.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
4/11/2021	Noviembre	Panaillo	9089256	535256	*Ceraeochrysa montoyana*	1
4/11/2021	Noviembre	Panaillo	9089274	535279	*Ceraeochrysa montoyana*	1
4/11/2021	Noviembre	Panaillo	9089274	535279	*Ceraeochrysa cornuta*	1
4/11/2021	Noviembre	Panaillo	9089244	535255	*Ceraeochrysa montoyana*	1
1/01/2022	Enero	Panaillo	9089236	535257	*Ceraeochrysa montoyana*	1
1/01/2022	Enero	Panaillo	9089241	535225	*Ceraeochrysa montoyana*	1
1/01/2022	Enero	Panaillo	9089246	535180	*Ceraeochrysa montoyana*	1
1/01/2022	Enero	Panaillo	9089231	535240	*Ceraeochrysa cornuta*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089242	535237	*Ceraeochrysa montoyana*	2
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089365	535247	*Ceraeochrysa cornuta*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089311	535272	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089387	535246	*Ceraeochrysa montoyana*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089342	535260	*Ceraeochrysa montoyana*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089264	535255	*Ceraeochrysa cornuta*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089417	535225	*Ceraeochrysa montoyana*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089336	535277	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089319	535273	*Ceraeochrysa montoyana*	1
10/02/2022	Febrero	Panaillo	9089290	535253	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
14/03/2022	Marzo	Panaillo	9089407	535228	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
14/03/2022	Marzo	Panaillo	9089422	535228	*Ceraeochrysa montoyana*	1
Total						21

Cuadro 8. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío 7 de Junio.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083147	541341	*Chrysopodes lineafrons*	1
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083268	541261	*Chrysopodes lineafrons*	1
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083281	541235	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083129	541362	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083293	541235	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083301	541214	*Ceraeochrysa cornuta*	2
20/11/2021	Noviembre	7 de Junio	9083296	541235	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083322	541219	*Ceraeochrysa montoyana*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083322	541218	*Ceraeochrysa montoyana*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083269	541181	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083330	541221	*Ceraeochrysa cornuta*	2
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083234	541180	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083311	541227	*Ceraeochrysa cornuta*	2
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083311	541228	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083237	541183	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083281	541190	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083295	541229	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083310	541226	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083221	541192	*Chrysopodes lineafrons*	2
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083322	541220	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083312	541226	*Ceraeochrysa fairchildi*	2
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083275	541186	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083256	541168	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083251	541166	*Chrysopodes lineafrons*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083352	541185	*Ceraeochrysa fairchildi*	1

26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083246	541214	*Ceraeochrysa montoyana*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083341	541211	*Chrysopodes lineafrons*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083290	541226	*Ceraeochrysa montoyana*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083271	541199	*Ceraeochrysa cornuta*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083281	541187	*Chrysopodes lineafrons*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083359	541172	*Chrysopodes lineafrons*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083358	541191	*Chrysopodes lineafrons*	1
26/01/2022	Enero	7 de Junio	9083226	541209	*Chrysopodes lineafrons*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083120	541426	*Ceraeochrysa montoyana*	2
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083118	541452	*Ceraeochrysa cornuta*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083117	541467	*Ceraeochrysa cornuta*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083118	541453	*Ceraeochrysa montoyana*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083092	541435	*Ceraeochrysa montoyana*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083116	541486	*Ceraeochrysa cornuta*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083120	541428	*Ceraeochrysa montoyana*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083118	541449	*Ceraeochrysa montoyana*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083117	541471	*Ceraeochrysa montoyana*	1
17/02/2022	Febrero	7 de Junio	9083107	541392	*Ceraeochrysa montoyana*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083065	541549	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083118	541451	*Ceraeochrysa fairchildi*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083088	541441	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083085	541535	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083121	541435	*Ceraeochrysa montoyana*	1
7/03/2022	Marzo	7 de Junio	9083118	541473	*Ceraeochrysa montoyana*	1
Total						59

Cuadro 9. Número de especies de crisópidos del camu camu registrados en el caserío Padre Bernardo.

Fecha de colecta	Mes	Caserío	Coordenadas UTM		Especies	Cantidad
			Norte	Este		
20/11/2021	Noviembre	Padre Bernardo	9087123	539319	*Ceraeochrysa cubana*	1
20/11/2021	Noviembre	Padre Bernardo	9087132	539313	*Ceraeochrysa cubana*	1
20/11/2021	Noviembre	Padre Bernardo	9087128	539330	*Ceraeochrysa cubana*	2
20/11/2021	Noviembre	Padre Bernardo	9087126	539303	*Ceraeochrysa cubana*	1
20/11/2021	Noviembre	Padre Bernardo	9087133	539311	*Ceraeochrysa cubana*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087124	539305	*Ceraeochrysa cornuta*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087145	539301	*Ceraeochrysa cubana*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087150	539316	*Ceraeochrysa cubana*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087147	539310	*Ceraeochrysa cubana*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087096	539358	*Chrysopodes lineafrons*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087147	539302	*Chrysopodes lineafrons*	1
14/12/2021	Diciembre	Padre Bernardo	9087086	539339	*Chrysopodes lineafrons*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087117	539311	*Ceraeochrysa cubana*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087107	539374	*Chrysopodes lineafrons*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087097	539327	*Ceraeochrysa cubana*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087140	539309	*Ceraeochrysa cubana*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087139	539307	*Ceraeochrysa cubana*	2
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087139	539307	*Chrysopodes lineafrons*	1
1/01/2022	Enero	Padre Bernardo	9087152	539316	*Chrysopodes lineafrons*	1
10/02/2022	Febrero	Padre Bernardo	9087160	539317	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086819	538648	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086823	538651	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086779	538662	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086744	538689	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086776	538656	*Ceraeochrysa cornuta*	2

7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086781	538673	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086819	538665	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086762	538697	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086810	538656	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086776	538660	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086744	538689	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086821	538650	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086809	538656	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086779	538663	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086822	538650	*Ceraeochrysa cornuta*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086787	538659	*Chrysopodes lineafrons*	1
7/03/2022	Marzo	Padre Bernardo	9086780	538661	*Ceraeochrysa cornuta*	1
Total						40

Cuadro 10. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados en los diferentes caserios de Yarinacocha.

Especies de Chrysopidae	Caserios del distrito de Yarinacocha												Total
	San Lorenzo		San Juan		Santa Rosa		7 de Junio		Padre Bernardo		Panaillo		
	M	H	M	H	M	H	M	H	M	H	M	H	
Ceraeochrysa fairchildi	0	0	6	4	4	17	5	12	0	0	1	3	52
Ceraeochrysa cornuta	8	14	16	22	5	5	8	10	6	6	0	4	104
Ceraeochrysa montoyana	2	4	0	0	0	0	10	4	0	0	5	8	33
Ceraeochrysa cubana	5	1	5	15	2	1	0	0	8	6	0	0	43
Chrysopodes lineafrons	0	0	8	14	0	0	7	3	7	7	0	0	46
Subtotal	15	19	35	55	11	23	30	29	21	19	6	15	278
Total	34		90		34		59		40		21		

Abreviaturas: M= Macho, H= Hembra.

Cuadro 11. Número de ejemplares por especie de crisópidos registrados durante los meses de muestreo en Yarinacocha.

Especies de Chrysopidae	2021		2022			Total
	Meses					
	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	
Ceraeochrysa fairchildi	8	4	24	7	9	52
Ceraeochrysa cornuta	21	9	29	29	16	104
Ceraeochrysa montoyana	6	2	8	14	3	33
Ceraeochrysa cubana	14	7	10	7	5	43
Chrysopodes lineafrons	5	9	12	9	11	46
Total	54	31	83	66	44	278

Cuadro 12. Datos promedios de temperatura, humedad relativa y precipitación registrados durante los meses de muestreo en Yarinacocha.

Año	Meses	Temperatura maxima (°C)	Temperatura minima (°C)	Temperatura media (°C)	Humedad relativa media (%)	Precipitación total (mm)
2021	Noviembre	31.9	23.6	27.8	77.1	53.1
	Diciembre	31.7	23.7	27.7	79.0	55.6
2022	Enero	31.7	23.8	27.8	76.7	24.4
	Febrero	30.5	23.1	26.8	82.6	62.0
	Marzo	30.5	23.5	27.0	82.5	24.1

IX. ICONOGRAFÍA



Figura 39. Visitando los diferentes caserios de muestreo en Yarinacocha. A. San Lorenzo; B. San Juan; C. Santa Rosa; D. 7 de Junio; E. Padre Bernardo; F. Panaillo.



Figura 40. A, B, C y D. Colectando crisópido adultos del camu camu en los diferentes caserios de muestreo en Yarinacocha; E y F. Recogiendo el material biológico; G, H, I. Rotulando los frascos con los especímenes colectados.



Figura 41. A. Registrando el número de adultos colectados en camu camu; B. Retirando el material biológico; C y D. Montaje y almacenamiento de ejemplares en cajas entomológicas; E y F. Identificando taxonómicamente los especímenes colectados.