

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA

Facultad de Ciencias

Escuela Profesional de Biología - Microbiología

“Capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri*
(Navas) sobre *Siphoninus phillyreae*
(Haliday)”

TESIS

Presentada por:

Bach. Mary Isabel Conde Chaparro

Para optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO MICROBIÓLOGO

TACNA - PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN, TACNA

FACULTAD DE CIENCIAS

TESIS N° 285 TITULO PROFESIONAL BIÓLOGO - MICROBIÓLOGO

El secretario Académico de la Facultad de Ciencias, certifica que por Resolución de Facultad N° 8624 – 2016 – FACI – UN/JBG, el Consejo de Facultad ha designado como jurados para la sustentación de la tesis; "**Capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre *Siphoninus phillyreae* (Haliday)**"; el mismo que está conformado:

PRESIDENTE	Mgr. Isabel Ancco Oliva
SECRETARIO	Blgo. Víctor Carbajal Zegarra
MIEMBRO	Mblgo. Luis Lloja Lozano

Para examinar y calificar la sustentación de tesis en acto público el día 02 de noviembre del 2016 a las 15:00 horas.

Presentado por la Bachiller: **MARY ISABEL CONDE CHAPARRO**, de la Escuela Profesional de Biología – Microbiología.

Los Miembros del Jurado Calificador, en forma individual y secreta emitieron su calificación sobre la tesis expuesta y procedió a emitir el siguiente resultado; Aprobada por **UNANIMIDAD** con el calificativo de 15 (Bueno).

Para ratificar lo detallado firman:



Mgr. Isabel Ancco Oliva
Presidente



Blgo. Víctor Carbajal Zegarra
Secretario



Mblgo. Luis Lloja Lozano
Miembro

c

DEDICATORIA

A mis padres, quienes a lo largo de mi vida han velado por mi bienestar y educación siendo mi apoyo en todo momento. Depositando su entera confianza en cada reto que se me presentaba sin dudar ni un solo momento en mi inteligencia y capacidad. Es por ellos que soy lo que soy ahora. Los amo con mi vida.

AGRADECIMIENTOS

Los resultados de este informe están dedicados a todas aquellas personas que, de alguna forma, son parte de su culminación.

Mi sincero agradecimiento a mi madre Andia Chaparro, por la paciencia y su apoyo incondicional en todo momento.

A Don Félix, quien con su ayuda desinteresada me brindó los materiales para la realización de este proyecto.

A mi amigo Christian Lanchipa, por su orientación en este amplio campo del Control Biológico.

Mi sincero agradecimiento a mi asesor Dr. Daladier Castillo.

Gracias Dios, gracias padres y gracias hija mía.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	II
AGRADECIMIENTO.....	III
ÍNDICE GENERAL.....	IV
ÍNDICE DE CUADROS.....	IX
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	X
RESUMEN.....	XIII
I. INTRODUCCIÓN.....	01
1.1 Problema.....	04
1.2 Justificación.....	04
1.3 Hipótesis.....	05
1.4 Objetivo general.....	05
1.4.1 Objetivos específicos.....	06
II. REVISIÓN DE LA LITERATURA.....	07
2.1 CULTIVO DEL OLIVO.....	07
2.1.1 Origen del olivo.....	07
2.1.2 Clasificación botánica.....	10
2.1.3 Olivicultura en el Perú.....	10

2.1.4	Olivo en la Región de Tacna.....	11
2.1.5	Crecimiento vegetativo.....	14
2.1.6	Floración y fructificación.....	14
2.1.7	Crecimiento radicular.....	16
2.1.8	Requerimientos climáticos.....	17
2.1.9	Metabolismo fotosintético del olivo.....	18
2.1.10	Densidad de plantación.....	19
2.2	LA PLAGA.....	21
2.2.1	Umbral de la plaga.....	24
2.2.2	Causas de aparición de una plaga.....	24
2.2.3	Resurgencia, plagas secundarias y resistencia.....	28
2.2.3.1	Resurgencia.....	28
2.2.3.2	Plagas secundarias.....	29
2.2.3.3	Resistencia.....	30
2.2.4	Plagas del olivo.....	32
2.3	LA MOSQUITA BLANCA <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	34
2.3.1	Origen y distribución geográfica.....	34
2.3.2	Introducción y dispersión en Perú.....	35
2.3.3	Posición sistemática.....	36
2.3.4	Sinonimia.....	37
2.3.5	Nombres vulgares.....	37

2.3.6 Biología.....	38
2.3.6.1 Generalidades.....	38
2.3.6.2 Reconocimiento.....	43
2.3.6.3 Descripción morfológica.....	44
2.3.7 Condiciones ambientales para el desarrollo.....	44
2.3.8 Enemigos naturales (control biológico).....	45
2.3.9 Daños producidos.....	45
2.3.10 Impacto económico.....	45
2.4 CONTROL BIOLÓGICO.....	46
2.4.1 Origen del control biológico.....	46
2.4.2 Control Biológico.....	48
2.4.3 Control Natural.....	51
2.5 DEPREDADOR <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	54
2.5.1 Comportamiento de <i>Plesiochrysa paessleri</i>	54
2.5.2 Distribución.....	57
2.5.3 Efectividad.....	57
2.5.4 Posición sistemática.....	58
2.5.5 Sinonimia.....	59
2.5.6 Morfología.....	60
Características del adulto.....	62
2.6 ANTECEDENTES.....	64

III. MATERIALES Y MÉTODOS	68
3.1 Lugar de investigación	68
3.2 Diseño experimental	68
3.3 Variables de experimentación	70
3.4 Crianza y mantenimiento de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) (Método de producción / Elizabeth Nuñez / 1988).....	70
3.5 Crianza de la presa <i>Siphoninus phillyreae</i> (Silvestri) (Técnica de crianza de mosca blanca / Vera Graciano y col. / 1997).....	71
3.6 Pruebas para evaluar la capacidad de ingesta de las larvas de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) (Técnica densidad de presa / Holling / 1961).....	72
3.7 Análisis estadístico	73
IV. RESULTADOS	74
4.1 Duración y características de las diferentes fases de desarrollo del ciclo biológico de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) en condiciones de laboratorio	74
4.2 Duración y características de las diferentes fases de desarrollo del ciclo biológico de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) en condiciones de laboratorio	76

4.3 Capacidad de ingesta de los diferentes estadios larvarios de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	77
4.4 Análisis porcentual de los niveles de la capacidad de ingesta de los estadios larvales de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	88
4.5 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por los estadios larvarios de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	90
4.5.1 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por el estadio larvario I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	90
4.5.2 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por el estadio larvario II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	93
4.5.3 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por el estadio larvario III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	95
V. DISCUSIÓN.....	98
VI. CONCLUSIONES.....	105
VII. RECOMENDACIONES.....	106

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	107
IX. ANEXOS.....	115

Índice de Cuadros

Cuadro 01: Clasificación taxonómica del olivo.....	10
Cuadro 02: Ubicación sistemática actual de <i>S. phillyreae</i>	36
Cuadro 03: Ubicación sistemática de <i>Plesiochrysa paessleri</i>	59
Cuadro 04: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	74
Cuadro 05: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	76
Cuadro 06: Número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	78
Cuadro 07: Capacidad de ingesta del estadio larva II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	81
Cuadro 08: Capacidad de ingesta del estadio larva III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	85
Cuadro 09: Porcentaje de capacidad de ingesta según el tratamiento y estadios larvales de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	88
Cuadro 10: Tabla de Análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus</i>	

	<i>phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	91
Cuadro 11:	Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L1-30, L1-60, L1-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	92
Cuadro 12:	Tabla de análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	93
Cuadro 13:	Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L2-30, L2-60, L2-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	94
Cuadro 14:	Tabla de Análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	95
Cuadro 15:	Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L3-30, L3-60, L3-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday) por estadio larval III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	96

Índice de Gráficos

Gráfico 01:	Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	75
--------------------	---	----

Gráfico 02: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas).....	77
Gráfico 03: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	78
Gráfico 04: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	79
Gráfico 05: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval I de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday). Según los días....	80
Gráfico 06: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	82
Gráfico 07: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	83
Gráfico 08: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval II de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday). Según los días....	84
Gráfico 09: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	85

Gráfico 10: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	86
Gráfico 11: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval III de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday). Según los días....	87
Gráfico 12: Diagrama de barras del porcentaje de capacidad de ingesta según el tratamiento y estadio larval de estadios larvales de <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas) sobre la plaga <i>Siphoninus phillyreae</i> (Haliday).....	89

RESUMEN

En el presente trabajo el objetivo fue establecer la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) bajo condiciones de invernadero en el valle de Tacna. El trabajo se desarrolló en los ambiente del laboratorio de control biológico del INPREX de la facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, con temperaturas de 25 ± 3 °C y 65 % HR.

La determinación del ciclo biológico de *Siphoninus phillyreae* se realizó en plántones de olivo. La crianza de *Plesiochrysa paessleri* se realizó alimentando a los adultos con una mezcla a base de levadura de cerveza, miel de abeja, polen y agua, obteniendo los huevos, los cuales fueron individualizados en placas hasta la eclosión de larvas.

Los tratamientos consistieron en ofrecer 30, 60 y 90 ninfas IV de *Siphoninus phillyreae* frente a 01 espécimen del estadio larvario I de *Plesiochrysa paessleri* para el tratamiento L1, 01 espécimen del estadio larvario II de *Plesiochrysa paessleri* para el tratamiento L2, y 01

espécimen del estadio larvario III de *Plesiochrysa paessleri* para el tratamiento L3. Realizando 5 repeticiones con un recambio diario de las ninfas ofrecidas.

Los niveles de predación de los estadios de *Plesiochrysa paessleri* sobre las ninfas IV de la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* fueron para la larva III de 43 %, larva II 40 % y la larva I de 17 % del total de ninfas predadas.

I. INTRODUCCIÓN

Tacna es la primera región olivarera del Perú, lo demuestran los datos estadísticos. De las 92 527 toneladas de aceituna que se han producido a nivel nacional en el año 2 012, Tacna contribuyó con 61 959 toneladas volumen que representa el 67 % de la producción nacional.

Esta producción se sustenta en las extensas plantaciones en La Yarada y Sama, que superan las 15 mil hectáreas (Observándose que año a año estas se incrementan incluso sustituyendo a las plantaciones de forrajes, es así que en la presente campaña se han establecido 1 077 has como nuevas plantaciones).

Trescientas hectáreas de cultivo de olivo se han perdido hasta el momento, en la provincia arequipeña de Caravelí a causa de la plaga de la mosca blanca. La pérdida de cultivos se reportó en las zonas de Yauca y Jaquí, donde existen alrededor de mil hectáreas de cultivo del producto, temiéndose mayores pérdidas por la expansión de la plaga.

Es desde hace dos años que la plaga de la mosca blanca afecta los cultivos de olivo de las zonas de Acarí, Bella Unión y Cháparra,

invirtiéndose al momento más de 400 mil soles, sin que esta haya sido controlada, por lo que los productores solicitan urgente apoyo.

La provincia de Caravelí es una de las principales zonas de la región dedicadas a la producción de olivo, existiendo actualmente 6 mil hectáreas.

La plaga de mayor importancia del olivo en Tacna es la “Mosca blanca del olivo” *Siphoninus phillyreae* Haliday (Hemiptera: Aleyrodidae). Esta especie se ha adaptado a las condiciones agroecológicas del desarrollo del cultivo y al manejo agronómico del riego tecnificado; lo que paradójicamente ha favorecido el establecimiento y el incremento poblacional de esta Hemíptera, como plaga clave del olivo.

Las ninfas y adultos de *Siphoninus phillyreae* se localizan en las hojas y brotes, succionando el floema y produciéndose abundante excreción de mielecilla, que sirve de sustrato a hongos saprofitos, los cuales forman una capa que cubre la superficie de la hoja, afectando la actividad fotosintética. En ataques intensos, el crecimiento y fructificación se reducen en forma drástica.

El interés en relación al estudio e investigación con crisopideos aumentó mucho a partir de la década del 60 (Canard *et al.*, 1984). Estos insectos son predadores naturales de un número considerable de insectos plaga.

Los insectos de la familia Chrysopidae, conocidos como crisopideos, son predadores encontrados en muchos cultivos de interés económico, ejerciendo un importante papel en el control biológico natural de plagas. El potencial de esos predadores como factor de la reducción de poblaciones de diversas plagas han sido reportados por varios autores, tales como Ehler y Van de Bosch (1974) y Gravena (1980). Siendo la especie de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) (Neuroptera, Chrysopidae) encontrada en diversos cultivos.

En el Perú, los crisopideos actúan sobre una gama enorme de presas, siendo los más comunes los pulgones, cochinilla, huevos y larvas pequeñas de lepidópteros, cigarritas, moscas blancas, trips, acaros, psilideos y psocópteros; también a pequeños heterópteros de la familia Tingidae (Freitas y Fernández, 1996).

Mediante los problemas que pueden ser causados por el uso secuencial e indiscriminado de los insecticidas en el control de los insectos plagas asociado al actual interés de la sociedad en el control biológico para la protección de plantas motivado por la preservación ambiental y desarrollo sustancial y considerando la situación del cultivo de olivo en la región y tomándose el uso del control biológico como una de las alternativas más promisorias, se planteó el siguiente problema de investigación:

1.1 Problema

¿Cómo será la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) al ser alimentada con la presa *Siphoninus phillyreae* (Haliday)?

1.2 Justificación

La presente investigación permitirá estudiar el ciclo biológico y evaluar la capacidad de ingesta de los diferentes estadios larvarios de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) como insecto benéfico en el control de *Siphoninus phillyreae*, ya que esta plaga ha demostrado ser

persistente y de difícil control, que se ha prolongado a lo largo de la zona costera del departamento de Tacna, se trata de un insecto extraordinariamente bien adaptado para resistir condiciones adversas, ya sea naturales o generadas por la propia actividad humana (e. g. control químico indiscriminado). Su ataque provoca un debilitamiento progresivo que reduce en forma drástica la capacidad productiva de los olivos.

1.3 Hipótesis

- ❖ *Plesiochrysa paessleri* (Navas) tiene una alta capacidad de ingesta sobre *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

1.4 Objetivo general

- ❖ Evaluar la capacidad de ingesta de las larvas de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre *Siphoninus phillyreae* (Haliday) bajo condiciones de invernadero en Tacna.

1.4.1 Objetivos específicos

- ❖ Determinar las fases de desarrollo y duración del ciclo biológico de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).
- ❖ Determinar las fases de desarrollo y duración del ciclo biológico de *Siphoninus phillyreae* (Haliday).
- ❖ Establecer los niveles de predación de los estadios larvales de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre *Siphoninus phillyreae* (Haliday), bajo condiciones de invernadero.

II. REVISIÓN DE LA LITERATURA

2.1 CULTIVO DEL OLIVO

2.1.1 Origen del olivo

El olivo es originario del oriente medio y uno de los frutales cultivados más antiguos, con una importancia económica en todos los países de la costa Mediterránea y asimismo, en América del Sur, donde este cultivo se incrementa año tras año.

El olivo es una planta sagrada que ha acompañado al hombre durante toda su historia. Los egipcios aseguraban haberlo recibido de Mercurio como regalo. Los griegos por su parte dicen que su origen se remonta a los tiempos mitológicos en los que Hércules plantaba olivos en el Olimpo. Fue árbol sagrado para Noé y sagrado para Moisés. Lo que sí está claro es que aparece antes que el Hombre. Roca (1964), dice que los primeros registros fósiles de este género datan del periodo

cuaternario con la especie *Olea proxima*, denominado inicialmente.

El olivo es una especie anemófila y parcialmente auto compatible. Es recomendable la polinización cruzada y la coloración de polinizadores, aunque las plantaciones mono varietales son la norma.

El olivo a nivel mundial está constituido por unos 850 millones de árboles, que ocupan una superficie aproximada de 8,7 millones de ha, con producciones que ascienden a unas 10 millones de toneladas de olivas, de las cuales el 90 % se destina a la producción de aceite y el 10 % restante a la producción de aceitunas de mesa. Las áreas donde se cultiva son principalmente de clima mediterráneo y se localizan entre los paralelos 20 y 45 de ambos hemisferios (Anteparra y Redolfi, *et al.*, 2005).

Del catálogo mundial de variedades, compuesto por 179 variedades procedentes de 23 países, las aceitunas corresponden al 85 % de la superficie destinada al cultivo, donde

España es el país con mayor superficie plantada, 2 239 000 ha, con alrededor de 37 variedades, de ellas la variedad Picual (aceite) es la mayor con 700 000 ha, Hojiblanca (aceite y mesa) con 200 000 ha y Manzanilla de Sevilla (mesa) con 150 000 ha (Sotomayor, 2002).

El principal país productor de olivo es España con casi 215 millones de árboles. De las variedades cultivadas en España, veinticuatro alcanzan la categoría principal por la superficie cultivada. Dos de ellas (“Manzanilla de Sevilla” y “Gordal Sevillana”) se destinan fundamentalmente para aceituna de mesa.

El olivo es una planta extraordinariamente longeva, sobre todo en condiciones climáticas favorables, pudiendo alcanzar fácilmente algunos centenares de años. La extraordinaria duración de su ciclo biológico es debida esencialmente a la capacidad de regeneración de esta planta, tanto en su parte aérea y su sistema radical. Es una planta de hojas perenne y de actividad vegetativa continua, aunque ella queda ligeramente atenuada en el perímetro invernal (Sotomayor, 2002).

2.1.2 Clasificación botánica

Cuadro 01: Clasificación taxonómica del olivo.

Categoría	Taxón
Reino	Plantae
División	Antofitas
Clase	Magnoliophyta
Subclase	Rosales
Orden	Lamiales
Familia	Oleaceae
Género	<i>Olea</i>
Especie	<i>Olea europaea</i> (Linnaeus, 1753)

Fuente: Loussert *et al*, 1990.

2.1.3 Olivicultura en el Perú

El olivo, conocido científicamente como *Olea europaea*, empezó a desarrollarse originariamente en el Medio Oriente hace más de cinco mil años. Luego, se fue difundiendo por lugares como Grecia y posteriormente llegó hasta Roma y a través de Marruecos entró a España; lugar donde fueron introducidas diversas variedades de olivo, reflejándose en los vocablos "aceituna", "aceite", que vienen de palabras árabes "al-zait" que tiene como significado "jugo de aceituna". El aceite de

olivo también fue incorporado en la alimentación de la realeza española.

Cuando llegaron los españoles, trajeron con ellos los primeros plantones de olivo y se fueron introduciendo progresivamente entre 1 500 y 1 600 D.C. en México, Perú, Chile y Argentina. A Perú llega a través del acaudalado Don Antonio de Ribera, quien parte de Sevilla en 1559 con unas estacas de olivo selectas, que se logran adaptar muy bien a nuestras condiciones y fueron las plantas que dieron origen al resto de olivares que existen en las zonas desérticas de la costa peruana desde Trujillo hasta Tacna (DRAT, 2013).

En Tacna, se indica que fue introducido en 1753 en el huerto "Santa Rosa de Para", en Sama. En 1954, en la irrigación Magollo se lleva a cabo el plantado masivo del olivo, luego en 1960 en las pampas de la Yarada y los Palos.

2.1.4 Olivo en la Región de Tacna

La actividad agrícola en la Región Tacna se desarrolla en 36 971 hectáreas todo bajo riego, de esta superficie el 40,6 % está

cultivada con olivo, es decir, 15 020 hectáreas de estas, 6 791 hectáreas se encuentran entre olivares en crecimiento y recién sembradas, 8 229 hectáreas fueron cosechadas con una producción de 61 959 toneladas, estos datos dan cuenta de la adaptación del cultivo del olivo en Tacna, lo que condiciona a liderar en el área cultivada nacional (DRAT, 2013).

En 1996 escasamente disponía de 506 hectáreas de olivo; en el 2000 fue de 2 864 hectáreas; en el 2012 fue de 15 020 hectáreas y durante la campaña 2012 – 2013 ya se han incrementado 1 077 hectáreas de nuevas plantaciones, principalmente en La Yarada.

La producción de aceituna de Tacna en el 2012 representó el 67 % de la producción del Perú, su contribución anual en este rubro manifiesta un crecimiento ascendente continuo, el rendimiento de kilos por hectáreas en la producción de aceituna Tacna se ha mejorado gradualmente. Así en el 2012 se ha registrado 7 529 kg/ha como promedio regional; sin embargo, en La Yarada, agricultores y empresas dedicadas a este rubro han

llegado a rendimientos altamente rentables entre 10 000 a 12 500 kg/ha (DRAT, 2013).

El cultivo del olivo en la Región Tacna se desarrolla en la costa en la Provincia de Tacna en sus distritos de Tacna, Inclan y Sama en la cuenca baja del río Sama y en forma muy escasa en el distrito de Ite de la Provincia Jorge Basadre.

En la Provincia de Tacna la zona de mayor producción de aceituna es el distrito de Tacna, con 44 670 toneladas en el 2010 representando en 98 % de la producción total; siendo la zona de mayor producción la Irrigación La Yarada, sustentada con aguas subterráneas accionadas por energía eléctrica (DRAT, 2013).

En el 2014, en la región de Tacna, se llegó a tener una producción de 115 351 toneladas. El Distrito de Tacna donde se encuentra la irrigación La Yarada es altamente significativa en el que se observa que los agricultores están sustituyendo y rotando los cultivos forrajeros por el olivo (DGIAT, 2015).

2.1.5 Crecimiento vegetativo

Es un árbol de hojas persistente o perenne sin que exista una renovación masiva de las hojas. Las hojas viven en promedio entre dos a tres años, pudiendo existir en el árbol hojas de mayor edad (Barranco, 1994). El crecimiento de las ramas en el Valle de Tacna comienza en diciembre y tanto su intensidad como término de crecimiento en julio o agosto, dependerá de la carga de frutos que el árbol tiene en ese momento. La anatomía de la hoja resulta de vital importancia para la adaptación a ambientes de alta transpiración. En el envés tiene una gran cantidad de tricomas que disminuyen la pérdida de agua estomática.

2.1.6 Floración y fructificación

Las flores o inflorescencias se desarrollan en las axilas de las hojas en ramas de un año, aunque algunas variedades pueden producir flores en madera de hasta 3 años. Uno de los principales factores que determina la floración es la acumulación de horas frío, éstas actúan en la diferenciación de las yemas

vegetativas en reproductivas. Durante el verano las yemas recién formadas reciben la señal bioquímica para la diferenciación de las yemas en reproductivas, a través de los cambios histoquímicos y morfológicos. Esta inducción desencadena la captación de horas frío (HF), las que dependiendo de los requerimientos propios de cada variedad se completan para producir la iniciación floral. Las variedades adaptadas a las zonas árido costeras, característico de Tacna y sus valles, tienen requerimientos inferiores a 100 HF con índice de 10 °C, principalmente en los meses de invierno (Pastor, 1989).

El fruto (oliva) es una drupa ovoidal (casi esférica en determinadas variedades) de 1 a 2 g de peso en los cultivares de aceita, siendo mayores los frutos de los cultivos de aceituna de mesa. La pulpa o mesocarpo es carnosa y rica en aceite. La semilla está contenida en el endocarpo leñoso, duro de forma parecida a la drupa más alargada (Canales y Valdivieso, 1999).

El color del fruto varía de verde a violáceo, hasta el negro según su estado de maduración, generalmente se encuentran

frutos en diferentes estados de maduración en el mismo árbol e incluso en una misma rama.

2.1.7 Crecimiento radicular

Las raíces son generalmente de tipo pivotante y poseen una alta ramificación. El sistema radicular se extiende entre los 15 a 20 cm de profundidad y los 80 cm (Morettini, 1972). Su crecimiento depende de factores como el tipo de suelo, riego y origen del material vegetal. En suelos arenosos y sueltos se desarrolla más en profundidad que en suelos arcillosos (Guerrero, 1997). Por su parte, las raíces tienden a seguir las fuentes de agua. Un riego tipo localizado provoca un menor desplazamiento radicular al restringir la zona de mojamiento, como la profundidad en muchas veces depende de la altura de la napa o nivel freático (Pastor, 1989). Si el material de propagación es de semilla tiene una raíz pivotante en los primeros estadios.

2.1.8 Requerimientos climáticos

Conocer los requerimientos climáticos de esta especie es de vital importancia al momento de decidir una plantación y la adecuación de las diferentes labores de cultivo. El olivo proviene de un clima mediterráneo que se caracteriza por presentar inviernos suaves (fríos y húmedos), cuando la especie logra la dormancia invernal y veranos cálidos y secos es cuando se produce la fructificación (Tapia *et al.*, 2003; Cazanga y Leiva 2011).

Por ejemplo, las primaveras muy calurosas precedidas de inviernos fríos, concentran la floración, lo cual puede afectar también la fecundación, especialmente si la humedad relativa es baja (inferior al 50 %). En el caso de primaveras frías, se alarga el período de floración (Tapia *et al.*, 2003). Ello puede incidir en una mayor producción de frutos partenocárpicos de mala calidad.

Horas frío: Estudios realizados en la variedad Arbequina, señalan que la temperatura óptima para iniciar la acumulación

de frío es de 7,3 °C, alcanzando un promedio de 350 horas frío; el punto de quiebre en el cual la acumulación de frío se anula ocurre a los 20,7 °C (De Melo – Abrue *et al.*, 2004). Posterior a este receso, se espera una floración uniforme, definiéndose una temperatura umbral de 12,5 °C para iniciar la acumulación térmica (Tapia *et al.*, 2003).

Temperaturas adecuadas para el crecimiento: El olivo es capaz de soportar temperaturas de 40 °C, aunque las temperaturas adecuadas en verano para la fructificación no debieran superar los 35 °C ni inferiores a 25 °C, requiriendo una acumulación térmica, desde floración a madurez de 1 065,9 grados día para alcanzar un buen contenido de grasa o azúcares en los frutos (Tapia *et al.*, 2003 y 2009).

2.1.9 Metabolismo fotosintético del olivo

El olivo por ser una planta de carbono-3 (C₃) posee una menor eficiencia fotosintética que las plantas carbono-4 (C₄) y CAM, ya que su tasa fotosintética es limitada por una serie de factores como T°, luminosidad, etc. La temperatura óptima para

la fotosíntesis en olivo se sitúa entre 15 y 30 °C, por sobre este umbral comienza a ser inhibida, aunque a 40 °C aún alcanza tazas del orden del 70 al 80 % de la normal (Barranco *et al*, 1998).

2.1.10 Densidad de plantación

En un huerto comercial de olivos es muy importante definir el número de árboles por hectárea y su distribución en el terreno. La densidad depende de la variedad, suelo, clima y manejo agronómico que se desea dar al huerto.

Desde mediados de la década de los 70, distintos centros de investigación, principalmente de España e Italia, han propuesto la sustitución del olivar tradicional por otro conocido como “nuevo olivar intensivo”. Las principales características de este nuevo sistema se basan en acortar el periodo improductivo de los árboles, aprovechar al máximo el potencial productivo del medio en que se desarrolla la plantación y hacer un diseño de plantación en que la mayoría de las operaciones del cultivo puedan ser mecanizadas. En España, se prefieren las formas

libres en vaso, sobre un tronco único, homogéneamente distribuidos, en un sistema de alta densidad (300 árboles/ha), que proporciona producciones precoces y abundantes, con relación a la olivicultura tradicional (100 árboles/ha) y que demandan mano de obra poco especializada.

En condiciones de riego, se pueden utilizar marcos de 8x6 m, 8x5 m, 7x7 m, 7x6 m, o incluso de 7x5 m u 8x4 m (Pastor *et al.*, 1998). Cabe señalar también que, para una similar disponibilidad de agua, los suelos poco fértiles pueden admitir mayores densidades de plantación que los terrenos de buena calidad.

En Italia, algunos especialistas proponen formar los árboles en eje central o mono-cono, que permite aumentar la densidad de plantación hasta 400 o 500 plantas/ha, sin provocar el efecto de sombreado y excesiva competencia entre las plantas por luz, como ocurre en los sistemas que favorecen una mayor expansión radial de la copa, lo que tiene un efecto sobre las mayores producciones iniciales del huerto (Pastor *et al.*, 1998).

2.2 LA PLAGA

En el contexto agrícola se denomina plaga a cualquier organismo que a determinado nivel de población o inóculo compite y causa daño económico sobre una especie animal o vegetal en cualquiera de las etapas de establecimiento, desarrollo o producción, o en el manejo posterior que el hombre hace de ella para su beneficio, por ejemplo, en la post-cosecha.

La evaluación de la pérdida de cosechas y el establecimiento de los umbrales económicos de las poblaciones de plagas son dos elementos estrechamente vinculados entre sí, ya que ambos tratan de la relación entre la abundancia de una población plaga y el daño que causan estos insectos en el cultivo. El concepto del umbral en la protección vegetal es un enfoque teórico muy importante del proceso de toma de decisiones. A pesar de sus limitaciones, este concepto suministra una base práctica para métodos del manejo de plagas (Nicholls Estrada, 2008).

Un umbral se expresa como la densidad de la población o el nivel de la infestación; esta densidad o este nivel significan un punto

importante en el desarrollo del cultivo en relación con el desarrollo de la plaga. Los umbrales dicen cuál nivel de infestación de una plaga se puede aceptar en un momento dado del desarrollo del cultivo, y cuál densidad de la población supuestamente causa daño y cuál no.

Por ello, es necesario definir qué es daño. Es todo aquello que los insectos puedan ocasionar a una planta se llama herida o lesión. Los insectos pueden perforar las hojas, taladrar los tallos, destruir las raíces, succionar las células, infectar las plantas con virus, etc. Todos estos síntomas pueden ser más o menos graves. Cuando la herida es tan grave que induce a una reducción de la cosecha respecto a la cantidad o calidad, entonces, la herida se convierte en un daño. Por tanto, el daño es una reducción de la cosecha potencial en cuanto a la calidad o cantidad. La cosecha potencial es aquella que se hubiera obtenido en ausencia de la plaga.

Las consecuencias económicas del daño se llaman pérdidas. El daño puede ser alto, pero cuando el precio para el productor es bajo, entonces, la pérdida expresada en términos económicos es limitada. En una cosecha de precio alto un daño pequeño puede resultar en una pérdida enorme, porque cada unidad perdida de la cosecha

representa mucho dinero. En consecuencia, el precio de la cosecha es un factor importante para establecer si cierto grado de heridas causa una pérdida. Dependiendo del cultivo, el estado de crecimiento de este cultivo y de la situación en el mercado, existe una determinada cantidad de heridas que la planta o el agricultor pueden tolerar antes de que resulten en daños (Nicholls Estrada, 2008).

El umbral de daño es la densidad de la población que causa una pérdida equivalente a los costos del control. De esta definición de umbral de daño, se torna evidente que un tratamiento de control aplicado en ese momento sería demasiado tarde para prevenir cualquier daño. Por ello, se necesita otro umbral para disparar una acción a tiempo para prevenir un daño futuro.

El umbral de control constituye aquella densidad de la población que tiene que ser controlada para prevenir que la población que está en aumento alcance el umbral de daño.

La posición general de equilibrio representa la densidad promedio de una población en un periodo de tiempo (largo) en ausencia de cambios ambientales permanentes (Nicholls Estrada, 2008).

2.2.1 Umbral de la plaga

Un enfoque para determinar los umbrales puede ser de tipo empírico, basado en datos de la dinámica poblacional (el periodo de inoculación o periodo latente igual el periodo de generación) y en datos de umbrales de daños económicos. El umbral de control está, por lo menos, una generación adelantado respecto a la fecha en la cual la curva del progreso del crecimiento de la plaga probablemente exceda el umbral de daño económico (Nicholls Estrada, 2008).

2.2.2 Causas de aparición de una plaga

Entre las causas de aparición de una plaga, se encuentran:

- Cambios o simplificación de un ecosistema para transformarlo en un monocultivo.
- Transporte de una especie de un área en donde el organismo forma parte de un ecosistema balanceado a otro ecosistema o área donde no existe.

- Establecimiento, por diferentes razones, de umbrales económicos cada vez más bajos en los que la tolerancia de plagas es cada vez menor.

La severidad de una plaga depende de la biología oportunista de la especie para adaptarse al ambiente, el tipo de manejo del agroecosistema y las condiciones ambientales. Aunque para el control biológico es importante comprender la biología de la plaga, es más relevante entender por qué un organismo se transforma en plaga y por qué el agroecosistema es tan vulnerable a la invasión de plagas. En muchos casos la respuesta está en el hecho de que en el agroecosistema existe una baja diversidad vegetal y escasa abundancia de un complejo de enemigos naturales.

Las especies de insectos propias de un lugar que alcanzan niveles altos de daño en cultivos locales se conocen como plagas nativas, y aquellas que se originan en otro lugar geográfico, como exóticas. Los enemigos naturales también pueden ser nativos o exóticos.

Como tendencia típica, la misma plaga aparece en localidades con climas similares y ataca a un cultivo particular. Por esto, resulta importante fortalecer los programas de cuarentena pues usualmente previenen la importación de plagas o la dispersión de éstas dentro de un mismo país. Muchas veces, plagas inmigrantes no sobreviven a las nuevas condiciones, pero en ciertas ocasiones algunas se establecen fácilmente en pequeños números y la población se incrementa con rapidez cuando se presenta una abundancia de alimento y ausencia de sus enemigos naturales.

Una planta exótica, que no tiene competencia por sus parientes nativos y sin los herbívoros que la mantienen a niveles bajos, puede incrementarse rápidamente y convertirse fácil en una maleza. Un foco inicial de infestación se nota poco y la nueva maleza se dispersa hacia otras áreas, convirtiéndose en un gran problema para el control biológico. Un ejemplo importante de control de malezas exóticas lo representa el control de *Opuntia* spp. (Cactaceae). Esta especie, nativa en el Nuevo Mundo, se convirtió en un plaga seria en los pastizales del Viejo Mundo y

Australia, donde el clima y la ausencia de herbívoros favoreció su dispersión y abundancia (Nicholls Estrada, 2008).

Esta maleza se ha controlado en muchos países mediante la introducción de insectos benéficos (fitófagos), como *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae).

Una plaga puede dispersarse sobre una gran área geográfica con diferentes climas. Una especie de enemigo natural puede resultar para controlar la plaga en una parte del área y otro agente puede ser más importante en otra área. Por ejemplo, la introducción de la avispa parasitoide *Aphytis melinus* (Hymenóptera: Aphelinidae) es el principal agente controlador de la escama roja *Aonidiella aurantii* (Homoptera: Diaspididae) en las condiciones más extremas de clima al interior de California, mientras que *A. lignanensis* brinda mayor efectividad en la región costera (Huffaker, 1971). En Israel, tres especies de *Aphytis* se presentan simultáneamente. *A. coheni*, es más abundante en una época del año, cuando las temperaturas son altas y la humedad relativa baja, mientras que *A. chrysomphali* predomina a bajas temperaturas y bajo alta humedad relativa, y *A. melinus* tolera ambas condiciones climáticas.

En otros casos, los enemigos naturales presentan biotipos aunque son de la misma especie, y se adaptan a diferentes condiciones climáticas. El biotipo francés de la avispa parasitoide *Trioxys pallidus* (Hymenóptera: Braconidae) resulta efectivo en el control del áfido de los almendros *Chromaphis juglandicola* (Homoptera: Aphididae) en las áreas costeras de California, mientras que el biotipo iraní de la misma especie es mejor en las zonas áridas del interior (Van den Bosch y Messenger, 1973).

2.2.3 Resurgencia, plagas secundarias y resistencia

2.2.3.1 Resurgencia

El uso de insecticidas que matan un amplio espectro de especies de insectos puede ocasionar la aparición de varias plagas que antes no se consideraban dañinas. Los insecticidas eliminan un gran número de enemigos naturales, por tanto, las plagas se incrementan o reinvasen las áreas donde se han aplicado insecticidas y al no tener sus enemigos naturales presentes, éstas incrementan sus poblaciones rápidamente.

Un ejemplo de este fenómeno ocurrió en los campos de alfalfa de Estados Unidos, donde los pesticidas organofosforados aplicados constantemente eliminaron el depredador *Hippodamia* spp. (Coleóptera: Coccinellidae) y permitieron que el áfido *Therioaphis trifoli* (Homoptera: Aphididae) se incrementará a niveles mayores (Nicholls Estrada, 2008).

2.2.3.2 Plagas secundarias

Algunos organismos que normalmente no son plaga, pueden convertirse en plagas después de la aplicación de pesticidas, por la eliminación de sus enemigos naturales. Un ejemplo lo constituye la escama blanca *Gascardia destructor* (Homoptera: Coccidae) en cítricos en Sudáfrica. Esta escama se encontraba bajo un buen control natural, sin embargo, cuando los insecticidas organofosforados se aplicaron de forma persistente para el control de la plaga principal (escama roja de los cítricos), se eliminaron varios enemigos naturales y la escama blanca incrementó dramáticamente sus poblaciones. Lo mismo ocurrió con el chanchito blanco

Pseudococcus aphinis (Homoptera: Pseudococcidae) en viñedos en Chile, que aparece después de tratamientos químicos continuos contra thrips, al eliminar el parasitoide *Metaphycus flavidulus* (Hymenoptera: Encyrtidae) (Nicholls Estrada, 2008).

2.2.3.3 Resistencia

Una vez que los pesticidas se utilizan en forma persistente, se requieren aplicaciones regulares, porque los enemigos naturales se han eliminado y la plaga inevitablemente reaparece. Cuando el mismo tipo de insecticida químico se utiliza para controlar una plaga, es muy posible que éste no actúe de forma eficiente porque la plaga desarrolla resistencia química al pesticida. Hoy existen más de 450 especies de artrópodos resistentes a mil insecticidas diferentes, así como un número significativo de especies de patógenos y malezas resistentes a pesticidas.

Una plaga puede desarrollar resistencia por uno o más de los siguientes mecanismos:

- Retarda la entrada del pesticida dentro del cuerpo.
- Incrementa el poder de detoxificación del veneno.
- Reduce la sensibilidad al pesticida en el sitio de acción.

En teoría, las aplicaciones de plaguicidas eliminan de forma temporal las plagas en la región donde se aplican, pero en realidad sucede que raramente matan a todos los miembros de una población. En la región donde se realiza la aplicación unos pocos individuos pueden sobrevivir, bien porque de algún modo evitan el contacto con la toxina o porque pequeñas diferencias en su metabolismo les permiten tolerarla. Esos sobrevivientes son los progenitores de la próxima generación y al reproducirse pasan los genes de resistencia a la descendencia. Las aplicaciones continuas del plaguicida no logran suprimir la población del organismo plaga, pero sí eliminan de ésta los individuos susceptibles, a la vez que seleccionan los capaces de tolerar la aplicación.

Dado el caso de que el plaguicida se utilice de forma constante en una región extensa, puede llegar el momento en que resulte inefectivo para el control de plagas.

La resistencia química también ocurre en algunos enemigos naturales, en especial en los ácaros depredadores *Typhlodromus occidentalis* y *Amblyseius fallacis* (Acari: Phytoseiidae), los cuales se alimentan de ácaros plaga en huertos frutales. La resistencia en parasitoides resulta en extremo rara y parece no desarrollarse como se ha observado con depredadores. Los parasitoides son altamente específicos y cuando eliminan su presa, ellos mueren ya que no encuentran hospedero alternativo, a diferencia de los depredadores que por lo general son polípagos y pueden obtener otras presas. Los parasitoides usualmente se desarrollan dentro de su huésped y, por tanto, la exposición a la presión de los pesticidas es menor, mientras que todos los estados de desarrollo de los depredadores están expuestos a los pesticidas (Nicholls Estrada, 2008).

2.2.4 Plagas del olivo

Las plagas del “olivo” varían según las zonas cultivadas, el grado de infestación y la eficiencia de sus controladores

biológicos bajo condiciones creadas por el clima y las prácticas culturales.

En el Perú, el “olivo” es atacado por 17 plagas (16 insectos y un complejo nemátode-hongo), de las cuales los principales son: *Praelongorthezia olivicola* Beingolea (Homóptera: Orthezidae), *Saissetia oleae* Bernard (Homóptera: Coccidae), *Saissetia coffeae* Walker (Homóptera: Coccidae), *Palpita persimilis* Munroe (Lepidóptera: Pyralidas), *Pseudococcus adonidum* Linnaeus (Homóptera: Pseudococcidae), *Hylesinus oleiperda* Fabricius (Coleóptera: Scolytidae), *Aceria* sp. (Acarina: Eriophyidae), *Cyclophora serrulata* P. (Lepidóptera: Geometridae), *Selenaspidus articulatus* y *Hemiberlesia* spp. (Homóptera: Diaspididae)(Canales y Valdiviezo, 1 999).

En marzo del 2009, el Servicio Nacional de Sanidad Agraria del Perú (SENASA), registró a *S. phillyreae* en árboles de olivo en la zona de Los Palos, en Tacna (citado por Valencia *et al.*, 2010). Desde entonces, la especie se diseminó rápidamente por la mayor parte del área sembrada con olivos en Tacna, causando alarma y preocupación entre los productores. Al tratarse de una

especie invasora, *S. phillyreae* incrementó muy rápidamente sus poblaciones, constituyéndose en una plaga clave para el cultivo del olivo.

2.3 LA MOSQUITA BLANCA *Siphoninus phillyreae* (Haliday)

2.3.1 Origen y distribución geográfica

La mosca blanca del fresno *Siphoninus phillyreae* (Haliday), es una especie de origen paleártico cuya área de distribución actual comprende Norte y Sur América, parte de Europa, Asia y África (Martin 1987, Bellows *et al.*, 1990, Diez y Fidalgo 2006, Rebolledo *et al.*, 2009, Valencia *et al.*, 2010). Esta especie ataca preferentemente a plantas de los géneros *Malus*, *Prunus*, *Pyrus* y especialmente al granado *Punica granatum* L., aunque en América Latina se ha convertido en una plaga muy importante del olivo (*Olea europaea* L.) (Diez y Fidalgo 2006, Rebolledo *et al.* 2009, Valencia *et al.* 2010). Los hospederos registrados a nivel global comprenden especies de plantas pertenecientes a 10 familias diferentes (Bellows *et al.*, 1990).

Respecto a la distribución geográfica de *S. phillyreae*, Mound y Halsey (1978) la señalan para la Región Paleártica: Irlanda, Inglaterra, España, Francia, Alemania, Australia, Checoslovaquia, Hungría, Rumania, Polonia, U.S.S.R., Yugoslavia, Italia, Córcega, Chipre, Siria, Irán, Arabia Saudita, Egipto, Libia, Marruecos; para la Región de Etiopía: Camerún, Etiopía, Sudán; y para la Región Oriental: India, Pakistán.

2.3.2 Introducción y dispersión en Perú

Esta mosquita blanca fue registrada por primera vez para el Perú por Arnal y Rondón (1994). Ellos la identificaron de material colectado sobre granado en la provincia de Huaral del departamento de Lima. Posteriormente, Valencia (2000) la identificó de material remitido de Arequipa por el Profesor Mamani, quien la colectó sobre fresno (*Fraxinus americana*).

En marzo del 2009, el Servicio Nacional de Sanidad Agraria del Perú (SENASA), registró a *S. phillyreae* en árboles de olivo en la zona de Los Palos, en Tacna (citado por Valencia *et al.*, 2010). Desde entonces, la especie se diseminó rápidamente por

la mayor parte del área sembrada con olivos en Tacna, causando alarma y preocupación entre los productores.

2.3.3 Posición sistemática

La mosquita blanca, *S. phillyreae*, fue descrita como *Aleyrodes phillyreae* por Haliday en 1835, colectada en *Phillyrea latifolia* en Dublín, Irlanda Mound y Halsey (1978). Su clasificación actual se muestra en el Cuadro 02.

Cuadro 02: Ubicación sistemática actual de *S. phillyreae*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Hemiptera
Suborden	Sternorrhyncha (= Gualarostria).
Superfamilia	Aleyrodoidea
Familia	Aleyrodidae
Subfamilia	Aleyrodinae
Género	<i>Siphoninus</i> Silvestri 1915
Especie	<i>Phillyreae</i> (Haliday, 1835)

Fuente: 2004 – 2008, Universal Biological Indexer and Organizer.

2.3.4 Sinonimia

Esta mosquita blanca a través del tiempo ha tenido varios sinónimos que figuran en Mound y Halsey (1978):

- *Aleyrodes phillyreae* Haliday, 1835
- *Aleurodes phylliceae* Bouché, 1851
- *Aleyrodes dubia* Heeger, 1859
- *Asterochiton dubius* (Heeger) Quaintance y Baker, 1914
- *Asterochiton phillyreae* (Haliday) Quaintance y Baker, 1914
- *Siphoninus phillyreae* (Haliday) Silvestri, 1915
- *Trialeurodes dubius* (Heeger) Quaintance y Baker, 1915
- *Trialeurodes phillyreae* (Haliday) Quaintance y Baker, 1915
- *Trialeurodes inaequalis* Gautier, 1923
- *Siphoninus granati* Priesner y Hosny, 1932
- *Siphoninus dubiosa* Haupt, 1932
- *Siphoninus phillyreae inaequalis* (Gautier) Goux., 1949
- *Siphoninus phillyreae multitubulatus* Goux, 1949

2.3.5 Nombres vulgares

Inglés: Ash whitefly

Alemán: Mottens childlaus

Granatapfel-granatapfel mottenshildlaus

Italiano: Aleirode del pero

Español: Mosca blanca del fresno, Mosca blanca del granado.

2.3.6 Biología

2.3.6.1 Generalidades

Las moscas blancas en general son abundantes en las zonas templadas, en invernaderos, y en lugares protegidos. Usualmente poseen alas cubiertas de polvo blanco y las formas inmaduras tienen un aspecto oval, plano en su dorso, de bordes festoneados, y permanecen inmóviles en el envés de las hojas. Son muy comunes en las cucurbitáceas y solanáceas, especialmente al término de la temporada del cultivo y en cítricos donde causan grave daño con sus picaduras, además, ensucian las hojas y frutos con la sustancia azucarada que emiten permanentemente, a la que se adhieren partículas de suciedad y desarrollan hongos oscuros. Los huevos pequeños ovales y están unidos a la superficie del vegetal

por un pedúnculo de longitud variable según la especie, su color varía desde amarillo a negro; usualmente los huevos son dispuestos formando un círculo debido a que las hembras van girando su cuerpo durante la ovoposición sin retirar del tejido vegetal su aparato bucal, disposición que tienden a mantener las ninfas.

El ciclo es característico: de los huevos emergen pequeñas formas móviles denominadas “larvas”, son de cuerpo deprimido y color anaranjado a rosado según la especie, luego de la primera muda se transforman en “ninfas” perdiendo las patas, y otros órganos sensoriales, se cubren de una capa cerosa, son de forma oval o circular de borde festoneado (con flecos cortos), poseen una serie de glándulas que emiten un sustancia filamentosa o pulverulenta según la especie. En algunos la sustancia sobresale formando filamentos. Este estado es también denominado: “caja o envoltura pupal”; los adultos emergen del pupario a través de una raspadura en forma de T. la estructura u órgano más característico de la familia se distingue bien en este estado, es el “orificio vasiforme” que se abre en la superficie dorsal en el último segmento

abdominal. Es un orificio bien definido, provisto de un “opérculo”, en el interior del opérculo hay un órgano en forma de cinta o lengua denominada “lingala”, que está cubierto por el opérculo en algunas especies y otras se proyecta hacia la fuera. El ano se abre dentro del orificio en la base de la lingala. El órgano vasiforme está presente en todos los estados y tiene un valor taxonómico para determinar especies (Ver Anexo 06). Se conocen aproximadamente 1 100 especies de aleiródidos en el mundo (Artigas, 1994).

Según Apablaza (2000), los insectos han sido agrupados de diferentes maneras según su metamorfosis: Paurometabola, metamorfosis gradual, o desarrollo paurometábolo. En este caso los estados de desarrollo son huevo, ninfas y adultos. Las ninfas y adultos son estructuralmente parecidos, excepto en tamaño, desarrollo de las gónadas externas y las alas (van creciendo paulatinamente y se llaman yemas alares). Las ninfas y adultos tienen el mismo hábitat. Este grupo incluye a los órdenes. Orthoptera, Dermaptera, Isoptera, Phasmida,

Mantodea, Blataria, Phthiraptera, Thysanoptera, y Hemiptera.

Es oportuno definir algunos términos. Usos de ellos es “estados” (l. stage) que corresponden etapas de la vida de un insecto radicalmente diferentes entre sí, no sólo en apariencia sino que frecuentemente también en hábitos y actividades. Ejemplos son los estados de huevo, larvas, ninfa, juveniles, náyade, pupa, adulto. También hay etapas más breves que se producen entre las mudas del exoesqueleto de larvas, ninfas, juveniles y náyades. A ellas en inglés las llaman instars, caracterizadas por notables cambios en tamaños, entre otros. Por ejemplo el primer instar va desde la emergencia del huevo hasta la primera muda. Por otra parte, al periodo de tiempo que dura un instar se le denominó stadium en latín, un término que españolizando corresponde a estadio (quizás estadio), pero no corresponde a la fenología que involucra el instar (Apablaza, 2000).

Los insectos han desarrollado diferentes estrategias y mecanismos para encontrar y seleccionar sus hospedantes. Hábitat, señales de las plantas y asociaciones específicas de insectos-planta son algunas de ellas. Otros en cambio, encuentran sus hospedantes al azar sin medir comunicación alguna. Los Hemípteros-Sternorrhyncha son todos insectos chupadores, los cuales se pueden presentar alados y/o ápteros. Adultos de Aleyrodidae poseen mecano y quimiorreceptores en el extremo del *labium*, con el cual contactan la superficie de una hoja obteniendo información sobre el probable hospedante, discriminando entre plantas antes de iniciar una prueba: dentro del tejido el estilete sigue una ruta casi exclusivamente intercelular con escasas y breves penetraciones al interior de las células, hasta llegar al floema, donde se alimentan. Las larvas presentan el mismo comportamiento, manteniendo los estiletes aparentemente dentro del mismo tubo criboso, con periodos de ingestión y no-ingestión (Apablaza, 2000).

2.3.6.2 Reconocimiento

Los adultos de las mosquitas blancas son insectos pequeños y frágiles con apariencia de “mosquita”, cubiertos de sustancia pulverulenta (pruina) blanca; de 1,0 a 3,0 mm de largo. Cabeza libre del protórax, ojos verticales, ligeramente estrangulados en el centro y separados en partes; 2 ocelos; antenas bien desarrolladas, generalmente de 7 segmentos; el rostro, que forma el aparato picador, nace bien atrás en la parte ventral de la cabeza. Pronoto más ancho que largo, con el borde anterior recto y ángulos humerales redondeados; escutelo triangular, grande, algo menor en longitud que el pronoto. Alas más largas que el abdomen, anchas, durante el reposo se apoyan aplanadas sobre el abdomen o ligeramente en forma de techo; están totalmente cubiertas de pruina blanca opacada; ambos sexos alados; la venación es reducida y presenta similitud con la de los Psyllidae (Artigas, 1994).

2.3.6.3 Descripción morfológica

Para *S. phillyreae*, las cajas puparias miden de 0,7 a 0,8 mm x 0,5 mm de ancho (Arnal *et al.*; mencionado en Valencia, 2000). Disco dorsal y el sub-margen con una orientación de espinas tubiformes en forma de sifón, las que pueden variar el número y longitud (Ver Anexo 07). Cutícula generalmente pálida, pero con el área sub-media frecuentemente de color pardo. Orificio vasiforme no elevado, ocupando el opérculo menos de la mitad del área del orificio. Lingula no pigmentada (Martín; mencionado en Valencia, 2000).

2.3.7 Condiciones ambientales para el desarrollo

El desarrollo ocurre entre la temperatura de 10 a 30 °C y con un óptimo de temperatura entre 20 a 25 °C. El adulto alado pone sus huevos en el envés de las hojas emergen las ninfas, rara vez se desplazan más de un centímetro. Las ninfas se alimentan de savia, hasta que pupan *in situ*, sobre las hojas produciéndose el desarrollo de las ninfas en el lado inferior de la hoja (Gillespie, 2000).

2.3.8 Enemigos naturales (control biológico)

Mosquita blanca del fresno tiene potencial para convertirse en una grave plaga. Sin embargo, tiene varios enemigos naturales que pueden controlar sus poblaciones por debajo de umbrales económicos mostrando en el Anexo 08.

2.3.9 Daños producidos

La experiencia del país donde *S. phillyreae* ha ingresado recientemente indica que las plantas atacadas muestran una defoliación severa y abundante formación de fumagina, como consecuencia de esto reducen considerablemente el rendimiento de árboles frutales (Bellows *et al.*, mencionado en Arnal y Ramos, 1994, en Valencia 2000).

2.3.10 Impacto económico

El impacto económico del daño causado por, aparentemente, *S. phillyreae* en los olivos de Tacna durante la campaña de 2010, aún no determinados con precisión, son muy grandes (Manuel Biondi, comunicación personal). Los costos de

producción adicionales, causados por la incidencia de la mosca, se pueden clasificar como costos de pre cosecha y de post cosecha. En el primer grupo están los costos incurridos por las medidas de manejo de las poblaciones de campo (lavados con mezclas de agua con detergente a presión; podas adicionales para mejorar la eficiencia de los lavados, etc.). Entre los efectos económicos de post cosecha están los lavados con agua a presión de los frutos, antes de ingresar al proceso de fermentación, especialmente de los frutos que permanecieron más tiempo en los árboles antes de ser cosechados. También está la reducción de la cantidad y calidad del aceite. La reducción de los porcentajes de rendimiento en todas las variedades ha sido muy notoria, lo mismo que la elevada acidez y oxidación de los aceites en comparación con años sin la plaga (Valencia, 2011).

2.4 CONTROL BIOLÓGICO

2.4.1 Origen del control biológico

El uso de enemigos naturales para reducir el impacto de plagas tiene una historia muy larga. El origen del aprovechamiento del fenómeno natural del control biológico está en la práctica de los antiguos agricultores chinos. Cuando observaron que las hormigas eran depredadores efectivos de muchas plagas de los cítricos, aumentaban sus poblaciones, para ello colectaban nidos de hormigas depredadoras en hábitats cercanos y los colocaban en sus huertos, con el propósito de reducir las poblaciones de plagas del follaje. El primero en sugerir que los parasitoides podrían utilizarse en el control de plagas fue Erasmo Darwing, en 1800, al observar la muerte de larvas del follaje en repollo atacadas por una avispa (Ichneumonidae), y sólo hasta hace poco más de un siglo, en 1888, se presenta el primer intento serio y bien planeado de control biológico. Por eso, se toma este año como el inicio del control biológico en el mundo. Se trata del caso bien conocido y documentado de la introducción del coccinélido depredador *Rodolia cardinalis* (Coleóptera: Coccinellidae) de Australia a California para el control de la escama algodonosa de los cítricos *Icerya purchasi* (Homoptera: Margarodidae).

2.4.2 Control Biológico

Es una forma de manejar poblaciones de animales o plantas. Consiste en el uso de uno o más organismos para reducir la densidad de una planta o animal que causa daño al hombre (De Bach, 1964). Así, el control biológico puede definirse como el uso de organismos benéficos (enemigos naturales) contra aquellos que causan daño (plagas).

Un organismo indeseable puede eliminarse localmente o, lo que resulta mejor, su población puede reducirse a una escala que no cause daño económico. La erradicación completa de plagas resulta ambiciosa y en la mayoría de los casos trae problemas ecológicos. Si un enemigo natural elimina completamente a una plaga, éste quedaría sin alimento para continuar su desarrollo. El control biológico busca reducir las poblaciones de la plaga a una proporción que no cause daño económico, y permite una cantidad poblacional de la plaga que garantiza la supervivencia del agente controlador. Este agente mantiene su propia población y previene que la plaga retorne a grados poblacionales que causan daño (Nicholls Estrada, 2008).

Toda población de insectos en la naturaleza recibe ataques en alguna medida por uno o más enemigos naturales. Así, depredadores, parasitoides y patógenos actúan como agentes de control natural que, cuando se tratan adecuadamente, determinan la regulación de poblaciones de herbívoros en un agroecosistema particular. Esta regulación se denomina control biológico. En la actualidad se encuentran fácilmente más de treinta definiciones de control biológico, que de una u otra forma buscan precisar o delimitar el campo de acción de esta ciencia, desde la primera definición que dio Smith en 1919: “[...] el uso de enemigos naturales bacterias, hongos, parásitos y depredadores para el control de plagas”. Las definiciones más amplias incluyen, además de la anterior, casi todos los métodos de control diferentes del control químico convencional, como la resistencia de plantas, la esterilización o técnica del macho estéril, el uso de feromonas y la manipulación genética de las especies. Pero quizá la más apropiada y de mayor aceptación la constituye la que dio De Bach (1964): “la acción de los parasitoides, depredadores o patógenos para mantener la densidad de la población de un organismo plaga a un promedio más bajo del que ocurriría en su ausencia”.

Esta definición describe un fenómeno natural que al ser utilizado por el hombre en el manejo de plagas, malezas y enfermedades en los agroecosistemas, constituye la base de la ciencia del control biológico.

Según como se practique, el control biológico puede ser autosostenido y se diferencia de otras formas de control porque su actuación depende de la densidad de la población de plagas. De esta manera, los enemigos naturales aumentan en intensidad y destruyen la mayor parte de la población de plagas en la medida que ésta aumenta en densidad y viceversa (De Bach y Rosen, 1991).

En un sentido estrictamente ecológico, la aplicación del control biológico se considera una estrategia válida para restaurar la biodiversidad funcional en ecosistemas agrícolas, al adicionar entomófagos “ausentes” mediante las técnicas clásicas o aumentativas de control biológico o el incremento de la ocurrencia natural de depredadores y parasitoides por medio de la conservación y el manejo del hábitat.

2.4.3 Control Natural

Van den Bosch *et al* (1982) utilizan la expresión “control biológico” con dos acepciones:

- 1) La introducción de los enemigos naturales por el hombre y el manejo que éste hace de ellos para controlar las plagas, al que llaman control biológico aplicado, y
- 2) El control espontáneo en la naturaleza, sin la intervención del hombre, que denominan control biológico natural. En este último, el control biológico constituye un fenómeno ecológico en el cual las plantas y los animales los regulan sus enemigos naturales (agentes bióticos de mortalidad) y representa uno de los principales componentes del control natural que mantiene a todas las especies vivientes en un estado de equilibrio con sus ambientes.

En la naturaleza todas las poblaciones de organismos están restringidas por factores que previenen su crecimiento ilimitado. Estos factores se dividen en dos grupos: 1) los agentes independientes de la densidad de la población sobre la cual ellos

actúan (*factores independientes de la densidad*); 2) los elementos cuya influencia varía de acuerdo con la densidad de la población (*factores dependientes de la densidad*) (Varley *et al*, 1973).

Los factores independientes de la densidad, en su mayoría abióticos, afectan las poblaciones sin importar el nivel poblacional. El clima es un ejemplo, éste no regula la población hasta cierto nivel, pero bajo algunas circunstancias (frío, sequía, etc.) puede causar un cambio inmediato y drástico en la abundancia de especies en áreas locales.

Los otros factores que frenan el crecimiento ilimitado de la población son los dependientes de la densidad. Cuando estos procesos son positivos sus efectos resultan fuertes en proporción con poblaciones altas y relativamente débiles con poblaciones bajas. En otras palabras, el porcentaje de mortalidad resulta mayor cuando la población de la presa es alta y menor cuando las presas son pocas y muy dispersas. Como resultado la población se regula entre ciertos límites. Como el control biológico constituye una forma de inducir la regulación de una población, es importante entender los procesos de regulación dependientes de

la densidad en las poblaciones naturales. Los parasitoides y depredadores ejercen una presión de regulación importante sobre muchas poblaciones de insectos presa. Estos enemigos naturales contribuyen a mantener sus huéspedes a niveles bajos mediante interacciones complejas (Nicholls Estrada, 2008).

En toda comunidad natural existen varios tipos de interacciones entre la misma especie (intraespecíficas) y entre diferentes especies (interespecíficas). En una comunidad natural, la competencia interespecífica e intraespecífica por recursos limitados juega un papel predominante. Especies diferentes tienen necesidades similares por recursos, por tanto habrá una mayor competencia entre especies que tienen necesidades similares. Tales grados de competencia, además de la influencia de los enemigos naturales, pueden determinar los niveles de población relativa de una especie particular en un campo de cultivo.

Las especies que coexisten, cada una con su propia historia de selección natural, constituyen una comunidad natural. En esta comunidad, el tipo de especies y su abundancia a veces se mantienen constantes de un año al siguiente. Pero cuando la

comunidad se simplifica con la agricultura, el hábitat cambia drásticamente. Para cada individuo, nuevas condiciones, favorables o desfavorables emergen. Muchas especies de plantas y animales desaparecen, mientras que otras prevalecen con abundantes recursos y espacio. La ausencia de enemigos naturales y la reducción de la competencia con otras especies explican cómo ciertas especies de insectos se incrementaron en grandes números y se convirtieron en plagas (Nicholls Estrada, 2008).

2.5 DEPREDADOR *Plesiochrysa paessleri* (Navas)

2.5.1 Comportamiento de *Plesiochrysa paessleri*

En su estado adulto *Plesiochrysa* se alimentan de la mielecilla que producen algunos insectos y néctar o polen de las plantas, lo que los hace sobrevivir fácilmente en el hábitat, en comparación con otros insectos benéficos. Las hembras generalmente depositan sus huevecillos en forma individual y preferentemente en lugares donde se encuentran insectos como los pulgones, que producen mielecilla que significa una fuente alimenticia para el

adulto y que además facilita a las larvas recién emergidas encontrar rápidamente a sus presas.

Durante su desarrollo larval pasa por tres instares en un periodo de 15 días, durante los cuales manifiesta su actividad de depredación.

Los huevos al ser ovipositados son de color verde y antes de la eclosión adquieren un color gris o plomo, están provistos de un pedicelo cuya función es protegerlo del canibalismo, depredación o parasitismo.

La larva se caracteriza por una alta capacidad de búsqueda, intensa actividad, movimientos rápidos y por ser muy agresiva. Prefiere insectos de cuerpo blando tales como pulgones, moscas blancas, trips, piojos harinosos, huevecillos y larvas de lepidópteros y ácaros. Se ha observado que pueden alimentarse de minadores perforando la cutícula de la hoja con sus mandíbulas. Comúnmente todas las especies de *Plesiochrysa* son consideradas depredadores generalistas, sin embargo, muestran sus preferencias por determinadas presas. Recién emergidas del

huevecillo, las larvas pueden diseminarse hasta 25 m en busca de alimento. Algunas larvas pueden recorrer 4 a 5 km, aunque algunos autores indican 11 a 13 km, antes de convertirse en pupa. Solo el estado de larva de *Plesiochrysa* son las que realizan el control de plagas y las larvas de tercer instar son las que hacen la mayor parte de la actividad de control biológico. Ejemplo: mientras que la larva de tercer instar consume 191 huevecillos o 124 larvas de primer instar del gusano del fruto en un lapso de 48 h, la larva de primer instar sólo consume 10 huevecillos o 9 larvas de primer instar durante el mismo periodo de tiempo.

Una larva, durante todo su desarrollo larval, puede consumir un total aproximado de 300 pulgones, pero el 80 % es consumido por la larva del tercer instar. En el caso de huevecillos de *Plesiochrysa*, puede consumir 8 000 de ellos, así mismo, puede alimentarse en cada caso, de 250 ninfas de chicharrita de la vid, 370 huevecillos del barrenador europeo del maíz, 510 pupas de mosquita blanca, 640 huevecillos o 2 050 larvas recién nacidas de gusano cortador, 3 780 queresas de la familia Coccidae, 6 500 huevecillos de la queresa del pino, 11 200 arañas rojas.

2.5.2 Distribución

Se encuentra distribuido en árboles frutales como cítricos, olivos, lúcumas, peras, manzana, papa, maíz, alfalfa, camote, algodón, pacayes, duraznos en la costa sur de Perú y la costa norte de Chile (Ver Anexo 10) (Nuñez, 1988; Adams, 1982).

2.5.3 Efectividad

La efectividad de las larvas de *Plesiochrysa* se reduce bajo el efecto de factores como lluvias torrenciales, vientos fuertes, temperaturas por debajo de 12 °C o mayores a 32 °C (los huevecillos expuestos al sol mueren cuando se alcanzan 37 °C), depredadores y parásitos. Las plantas con hojas pegajosas o vellosas dificultan el encuentro de presas ya que las *Plesiochrysa* las detectan por contacto directo.

La efectividad de las larvas de *Plesiochrysa* depende de su preferencia por cierto tipo de presas. En cultivos hortícolas, los pulgones son más preferidos, después los trips y al final los ácaros. Se ha observado también que la larva de *Plesiochrysa* prefiere los huevecillos en lugar de larvas; así mismo, prefiere

pulgones en lugar de huevecillos o larvas; por lo tanto, cuando están presentes los pulgones, la depredación sobre huevecillos y larvas de gusano del fruto puede disminuir hasta en un 50 %. En durazno, cuando se quiere controlar araña roja, pero están presentes trips o pulgón negro, el control de araña roja será reducido.

Las larvas de *Plesiochrysa* prefieren presas más pequeñas que ellas. Son activas a temperaturas de 12 a 35 °C y la temperatura óptima para su mayor actividad es de 19 a 30 °C. Una larva de *Plesiochrysa* de primer instar puede consumir 9 larvas de primer instar de gusano del fruto, pero no consumirá ninguna larva de tercer instar. Los adultos recién formados se dispersan varios km en la dirección del viento durante las primeras dos o tres noches y también pueden migrar hacia sitios que tenga mayor cantidad de polen y néctar.

2.5.4 Posición sistemática

Los neurópteros son un grupo de insectos de tamaño pequeño a mediano o grande, que se caracterizan por presentar

un cuerpo blando (Chinery, 1988; Foltz, 2004; Richards y Davies, 1984; Séméria y Berland, 1988).

Cuadro 03: Ubicación sistemática de *Plesiochrysa paessleri*.

Categoría	Taxón
Reino	Animalia
Filo	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Neuroptera
Suborden	Hemerobiiformia
Superfamilia	Chrysopoidea
Familia	Chrysopidae
Subfamilia	Chrysopinae
Género	<i>Plesiochrysa</i> Adams
Especie	<i>Paessleri</i> (Navás, 1920)

Fuente: Brooks y Barnard (1990).

2.5.5 Sinonimia

- *Chrysopa paessleri* Navas, 1920
- *Plesiochrysa paessleri* Navas, 1920

2.5.6 Morfología

Huevos: Huevecillos agrupados en el ápice, un pedicelo largo y flexuoso, cuyas longitudes varían de 13 a 17 mm, con micrópilo característico que actúa como protección contra sus enemigos y/o canibalismo (Nuñez, 2000). Son depositados externamente sobre las hojas por haz o envés indistintamente. Por lo general son ovipositados en grupo en número variable. Son de forma elíptica y alargada, Macrotipos. El corion enteramente liso opaco o rugoso según especie; inicialmente son de color verde claro a amarillo verdeado, tornándose más oscuros próximos a la eclosión (Murata, 1996). Periodo de incubación 4 días.

Larva: Las larvas recién eclosionadas se mantienen fuera del corion antes de moverse hacia abajo por el pedúnculo. De tipo campodeiforme, depredadoras, poseen una mandíbula especializada que forman dos tubos en forma de pinza, las cuales las introduce en sus presas inyectándoles enzimas digestivas, succionando posteriormente todo el fluido. Cabeza tipo prognata aplanada, con cuatro bandas negras longitudinales más cuatro bandas cortas sobre la cabeza (Ver Anexo 10 y Anexo 16)

(Nuñez, 2000). Según la especie presenta setas definidas en los segmentos del cuerpo cubriéndose con los residuos del alimento. Presentan patas translucidas y abdomen blanco o coloreado según el tipo de alimentación. En su desarrollo pasa por tres instares bien definidos, presentando diferencias notables en cuanto al tamaño. El tercer instar es el más importante en cuanto a capacidad de predación ya que alcanza a consumir el 80 % del total de alimento consumido. No poseen ocelos, antenas cortas filiformes multisegmentadas que nacen encima de las mandíbulas. La duración promedio del estado larval es de 15 días.

Pupa: La pupa es considerada como exarate, el capullo es de forma ovoide o subesférico, el cual es hilado con varias capas de seda, dando apariencia apergaminada, con dimensiones de 2,75 mm (Van den Bosch y Hagen, 1966); sin embargo, se menciona que éstas pueden variar de 1,5 a 7 mm, la pupa de los machos es más pequeña y brillante que la de las hembras, con colores que van de blanco a blanco grisáceo, en otras especies son de color amarillo estriado (Canard *et al.*, 1984).

Características del adulto

Las características del adulto se resumen por región:

Cabeza: Tienen antenas largas, normalmente filiformes o moniliformes, algunas veces capitadas o pectinadas. Poseen un par de ojos compuestos, grandes en relación a la cabeza, algunos de ellos presentan ocelos. El aparato bucal es masticador (Chinery, 1988; Foltz, 2004; Meyer, 2003; Richards y Davies, 1984; Séméria y Berland, 1988). Rostro alargado con manchas rojizas. Antenas más cortas que la longitud del ala (Ver Anexo 14 y Anexo 15).

Torax: El pronoto es usualmente el doble del ancho que la cabeza excluyendo a los ojos, puede ser más o menos de forma rectangular pero en algunas otras especies es más alargado que ancho, con bandas anaranjadas laterales (Ver Anexo 13 y Anexo 14) (Adams, 1982). El mesotórax presenta un prescutum bien desarrollado, está dividido por una sutura media longitudinal, y ambos mesotórax y metatórax están estrechamente divididos al centro, por lo que cada uno forman un par de lóbulos bulbosos, el

mesoescutelo es largo y conspicuo, en tanto que el metaescutelo es ligeramente más pequeño (Killington, 1936).

Alas: Las alas de la familia chrysopidae son usualmente largas y ovaladas hacia lo ancho, sin embargo, las alas anteriores son frecuentemente más angostas que las posteriores. Presenta una compleja venación de color verde y abundante, de donde deriva el nombre común de “alas de encaje verde” (Ver Anexo 14) (Ross, 1973).

El ala anterior aparentemente presenta el sector radial 1, sub costal y radial 1 no fusionada en el ápice de la misma, y las venas costales transversales no bifurcadas (Borrór y White, 1970). Poseen dos pares de alas membranosas muy reticuladas, que se ubican sobre el abdomen en forma de techo cuando el insecto está en reposo. Las alas son aproximadamente del mismo tamaño, con la excepción de Nemopteridae que presenta el par de alas posteriores marcadamente más estrechas que las anteriores y Coniopterygidae, que presenta el par de alas posteriores muy reducido en relación al par anterior. Las patas son andadoras en general (tarsos de cinco artejos), salvo por el

par de patas anteriores de Mantispidae, que son raptoras (Chinery, 1988; Foltz, 2004; Meyer, 2003; Richards y Davies, 1984; Séméria y Berland, 1988).

Abdomen: En general cilíndrico y alargado, en la parte dorsal presentan bandas amarillas desde la cabeza, no alcanza los últimos segmentos abdominales, de diez segmentos (Ver Anexo 14). La genitalia de machos y hembras es un carácter taxonómico para géneros y especies, y se encuentra en los últimos dos o tres segmentos (Machos y hembras respectivamente). No presentan cercos, aún cuando existen estructuras sensoriales en el extremo apical abdominal de algunos neurópteros (Chinery, 1988; Foltz, 2004; Meyer, 2003; Richards y Davies, 1984; Séméria y Berland, 1988).

2.6 Antecedentes

Respecto a la distribución geográfica de *S. phillyreae* (Mound y Halsey, 1978) la señalan para la Región Paleártica: Irlanda, Inglaterra, España, Francia, Alemania, Australia, Checoslovaquia, Hungría, Rumania, Polonia, U.S.S.R., Yugoslavia, Italia, Córcega, Chipre, Siria,

Irán, Arabia Saudita, Egipto, Libia, Marruecos; para la Región de Etiopía: Camerún, Etiopía, Sudán; y para la Región Oriental: India, Pakistán.

En 1988 fue colectada por primera vez en California (EE.UU.) y posteriormente se dispersó a los Estados de Arizona, Nevada y nuevo México y en Sur América está presente en Argentina, Venezuela y Perú (Valencia, 2000).

Siphoninus phillyreae (Haliday), fue detectada por primera vez en los Estados Unidos y a comienzos de 1994 en la Región Metropolitana, en Santiago de Chile, sobre follaje de fresno (*Fraxinus* sp.) (Muñoz y Beeche, 1995).

En la ciudad de Arica se encontró el año 2004, en un ejemplar de *Fraxinus excelsior*. Posteriormente, en granados y perales el año 2005. En olivos fue detectada el año 2007 (Rebolledo y col., 2008).

En Arica *S. phillyreae* fue detectada por entomólogos de la Universidad de Tarapacá, atacando *Fraxinus excelsior* en el año 2004 en Arica, posteriormente, en plantas de *Pyrus communis*, en la

parcela el “Buen Retiro” del kilómetro 14, al Este del Pukara de San Lorenzo en el valle de Azapa, en el año 2005. Luego fue detectada en *Pyrus communis* y *Punica granatum* en la localidad de Codpa, en el año 2007, por funcionarios del SAG. Finalmente, fue detectada en *Olea europaea* en el año 2007 (Rebolledo, 2008).

El adulto de *Plesiochrysa paessleri* se caracteriza por tener el pronoto casi el doble de las crisopas normales. Esta especie solo se distribuye en la costa norte de Chile y sur del Perú (Adams, 1982).

Elizabeth Núñez Z., en uno de sus trabajos de investigación reportó la presencia de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) en el cultivo del olivo (Núñez, 1988).

En 1988, Elizabeth Núñez Z., en uno de sus trabajos de investigación, reportó como enemigo natural de *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) en el cultivo del cítrico a *Ceraeochrysa cincta* (Schneider) (Núñez, 1988).

En la ciudad de Lima, Hugo C. Pardo Felices realizó un trabajo de investigación sobre la capacidad de ingesta comparada entre

Ceraeochrysa cincta y *Chrysoperla externa* utilizando como presas a *Aleurodicus cocois* y *Bemisia Tabaci*, en la cual demostró que *Ceraeochrysa cincta* prefería comer huevos, a que ninfas de *Aleurodicus cocois* y no muestra predación sobre *Bemisia Tabaci* (Pardo, 2000).

En árboles frutales y ornamentales del área urbana de Surco (Lima, Perú) colonizados por la “mosca blanca” *A. juleikaese* encontraron cuatro especies de depredadores: *Chrysoperla* sp., *Ceraeochrysa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae), *Toxomerus* sp. (Diptera: Syrphidae) y *Nephaspis* sp. (Coleoptera: Coccinellidae), y un parasitoide *Encarsia* sp. cercana a dispersa (Valencia, 2009).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Lugar de investigación

La investigación se desarrolló en el Laboratorio de Control Biológico (INPREX) de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, en condiciones de temperatura media de 23 ± 5 °C, humedad relativa del aire de 60 ± 10 %, y fotoperíodo de 12 horas.

3.2 Diseño experimental

Diseño experimental clásico con observaciones después.

Los tratamientos trabajados fueron tres (L1, L2, L3), cada uno con tres niveles (30, 60 y 90 ninfas) y cada nivel con 5 repeticiones, haciendo que la experimentación tuviera un total de 45 unidades experimentales.

Cada tratamiento con su nivel conformado de la siguiente manera:

- Tratamiento L1 nivel 30 (L1-30): 1 larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval I con 30 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L1 nivel 60 (L1-60): 1 larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval I con 60 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L1 nivel 90 (L1-90): 1 larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval I con 90 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L2 nivel 30 (L2-30): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval II con 30 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L2 nivel 60 (L2-60): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval II con 60 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L2 nivel 90 (L2-90): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval II con 90 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L3 nivel 30 (L3-30): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval III con 30 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L3 nivel 60 (L3-60): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval III con 60 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.
- Tratamiento L3 nivel 90 (L3-90): 1 Larva de *Plesiochrysa paessleri* del estadio larval III con 90 ninfas de *Siphoninus phillyreae*.

3.3 Variables de experimentación

- Variable dependiente: capacidad de ingesta del predator sobre la presa.
- Variable independiente: la plaga (*Siphoninus phillyreae*)

3.4 Crianza y mantenimiento de *Plesiochrysa paessleri* (Navas)

(Método de producción / Elizabeth Nuñez / 1988)

Se caracterizó según el sexo e instaló parejas de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) en jaulas cilíndricas de PVC de 25 cm de altura por 20 cm de diámetro, con tapa plástica de un lado y un film de polietileno del otro, revestidas internamente con papel kraft, donde las hembras depositarán sus huevos.

Para alimentar a los adultos, se preparó una dieta a base de levadura de cerveza, miel de abeja, polen y agua en proporción de 10:5:1/2:5 cucharadas, la cual se proporcionó en una paleta plástica pequeña puesta en el interior de la jaula. Se le suministro diariamente agua en una torunda de algodón humedecida.

Los adultos se mantuvieron en una misma jaula por un periodo de 5 días o hasta el inicio de la oviposición para luego ser transferidos a otra jaula. Los huevos de *Plesiochrysa paessleri* contenidos en las jaulas se colocaron en una placa Petri, la cual inmediatamente fue rotulada y de allí emergieran las larvas.

La crianza de las larvas se realizó en tapers rectangulares de 30x15x10 cm con tapa, a la cual se cortó y extrajo un segmento rectangular (10x20 cm), luego se colocó una tela de organza en el lugar de la extracción para permitir el ingreso y salida del aire; en el interior de los tapers se colocó papel en forma de acordeón para evitar la predación entre las mismas larvas. Al eclosionar las larvas de los huevos se alimentaron con 5 g huevos de *Sitotroga cerealella*, después de tres días se agregó 5 g más de huevos, así sucesivamente hasta la formación de la pupa, las cuales se cosecharon e instalaron en jaulas de emergencia de los adultos.

3.5 Crianza de la presa *Siphoninus phillyreae* (Silvestri)

(Técnica de crianza de mosca blanca / Vera Graciano y col. / 1997)

La crianza de la especie *Siphoninus phillyreae* tuvo inicio con la captura de ejemplares adultos de los cultivos infestados con la plaga

mosca blanca del olivo, en la zona de Magollo lateral F donde prevaleció esta plaga, previa identificación (Ver Anexo 01 y Anexo 02).

La crianza tuvo el fin de proveer cantidades necesarias de la presa para la evaluación del ciclo biológico y procesamiento de los ensayos de predación.

Se utilizó plantas jóvenes de *Olea europaea* para no alterar su dieta alimenticia. Se infestó las hojas con hembras adulta de *Siphoninus phillyreae*, la temperatura aproximadamente fue de 23 ± 5 °C, humedad relativa de 60 ± 10 %, que son las condiciones que mejor se cría la mosca blanca del olivo; de las ninfas presentes en la crianza se seleccionaron las del tercer y cuarto estadio para las pruebas de ingesta (Ver Anexo 05).

3.6 Pruebas para evaluar la capacidad de ingesta de las larvas de *Plesiochrysa paessleri* (Navas)(Técnica densidad de presa / Holling / 1961)

Para las evaluaciones se utilizó la densidad de 30, 60 y 90 ninfas/larva/día.

Para los ensayos se utilizó una hoja de *Olea europea* infestada de la plaga *Siphoninus phillyreae*, para mantener vivas a las ninfas, luego se instaló una larva de *Plesiochrysa paesleri* por cada prueba. Para la evaluación de capacidad de ingesta de los estadios larvarios se realizó sobre ninfas del tercer y cuarto estadio (Ver Anexo 04).

3.7 Análisis estadístico

Los datos se sometieron al análisis de varianza y las medias de los tratamientos fueron comparadas por la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad. Se hizo 05 repeticiones por cada tratamiento.

IV. RESULTADOS

4.1 Duración y características de las diferentes fases de desarrollo del ciclo biológico de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) en condiciones de laboratorio.

Cuadro 04: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

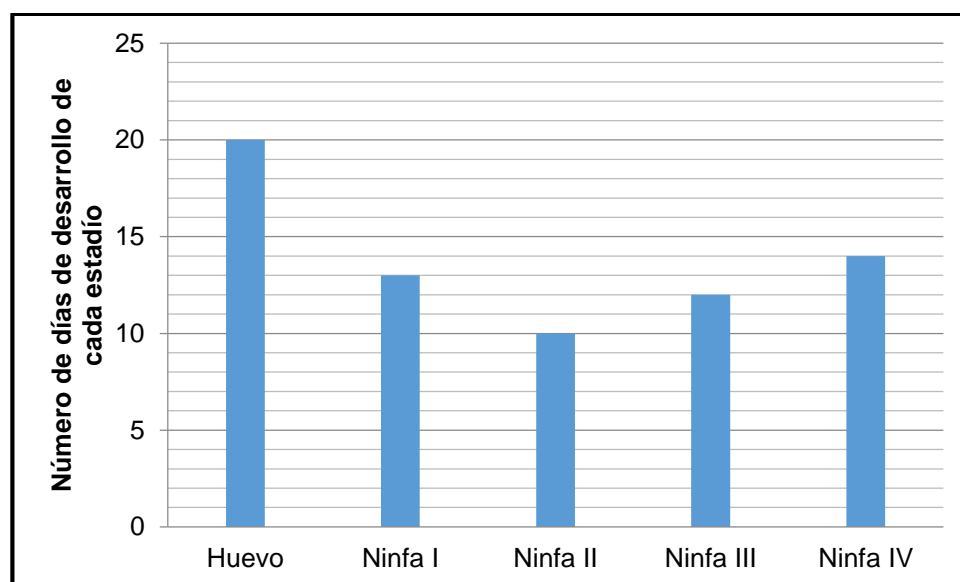
Estadio	Tiempo de vida			
	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
Huevo	15	25	20	3,29
Ninfa I	11	15	13	1,62
Ninfa II	8	12	10	1,35
Ninfa III	10	14	12	1,43
Ninfa IV	13	15	14	0,63
Total	60	81	70	8,33

Fuente: Elaboración propia.

Los datos registrados corresponden al periodo de octubre a noviembre del 2013, llevados a cabo a temperatura de laboratorio a 23 ± 5 °C, humedad relativa de 60 ± 10 %, y fotoperíodo de 12 horas. Los estadios determinados en este ciclo biológico fueron: huevo, ninfa (I, II, III y VI) con una sumatoria en tiempo de vida promedio de

60 días desde huevo hasta la emergencia del adulto (Ver Cuadro 04)
(Ver Gráfico 01) (Ver Anexo 05).

Gráfico 01: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Elaboración propia.

4.2 Duración y características de las diferentes fases de desarrollo del ciclo biológico de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) en condiciones de laboratorio.

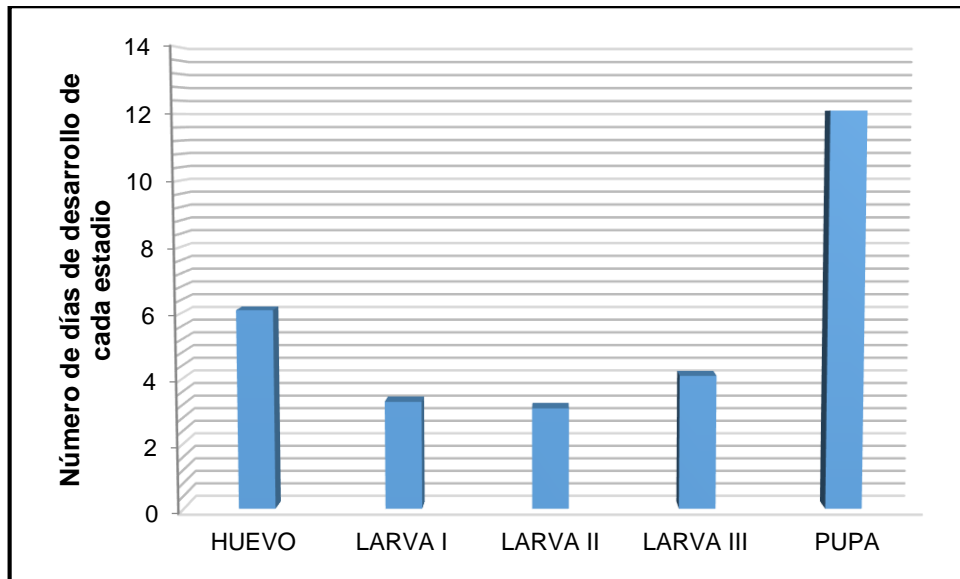
Cuadro 05: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Estadio	Tiempo de vida			
	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
Huevo	6	7	6,1	0,32
Larva I	3	4	3,3	0,48
Larva II	3	4	3,1	0,32
Larva III	4	5	4,1	0,32
Pupa	12	13	12,1	0,32
Total	28	33	28,7	1,76

Fuente: Elaboración propia.

Los datos registrados corresponden al periodo de agosto a setiembre del 2014, llevados a cabo a temperatura de laboratorio a 23 ± 5 °C, humedad relativa del aire de 60 ± 10 %, y fotoperíodo de 12 horas. Los estadios determinados en este ciclo biológico fueron: huevo, larva I, II, III y pupa con una sumatoria en tiempo de vida promedio de 28,7 días desde huevo hasta pupa (Ver Cuadro 05) (Ver Gráfico 02) (Ver Anexo 11).

Gráfico 02: Tiempo de vida (días) de los estadios determinados en el ciclo biológico de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).



Fuente: Elaboración propia.

4.3 Capacidad de ingesta de los diferentes estadios larvarios de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

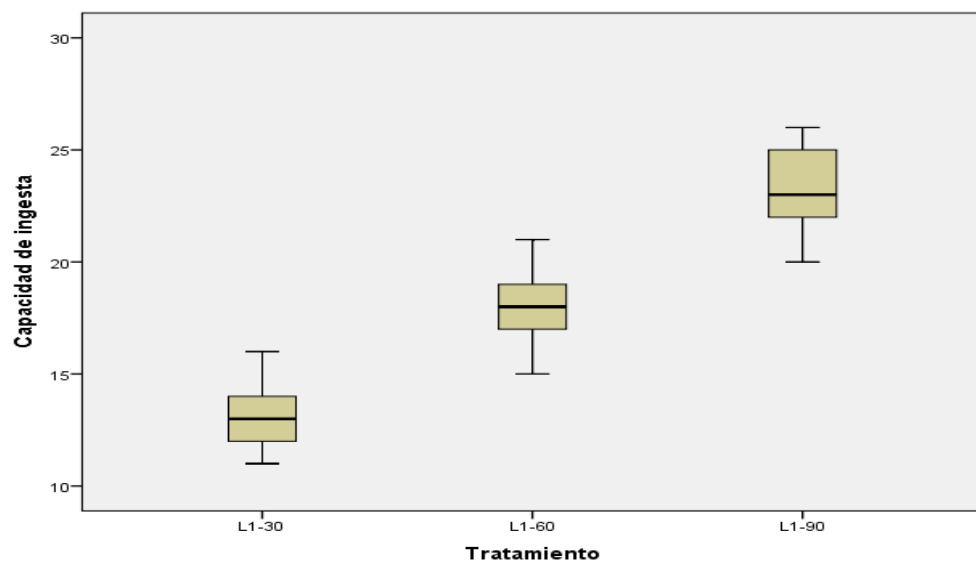
En el Cuadro 06 se observa que en el tratamiento L1-30 el promedio más bajo de la capacidad de ingesta es de 13 ninfas aproximadamente, mientras que en el tratamiento L1-90 se obtiene el promedio más alto de capacidad de ingesta que es de 23 ninfas.

Cuadro 06: Número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday)

Tratamiento	Capacidad de ingesta						
	Media	Desviación estándar	Error estándar	95% del intervalo de confianza para la media		Mínimo	Máximo
				Límite inferior	Límite superior		
L1-30	13,20	1,924	,860	10,81	15,59	11	16
L1-60	18,00	2,236	1,000	15,22	20,78	15	21
L1-90	23,20	2,387	1,068	20,24	26,16	20	26
Total	18,13	4,688	1,211	15,54	20,73	11	26

Fuente: Elaboración propia con SPSS.

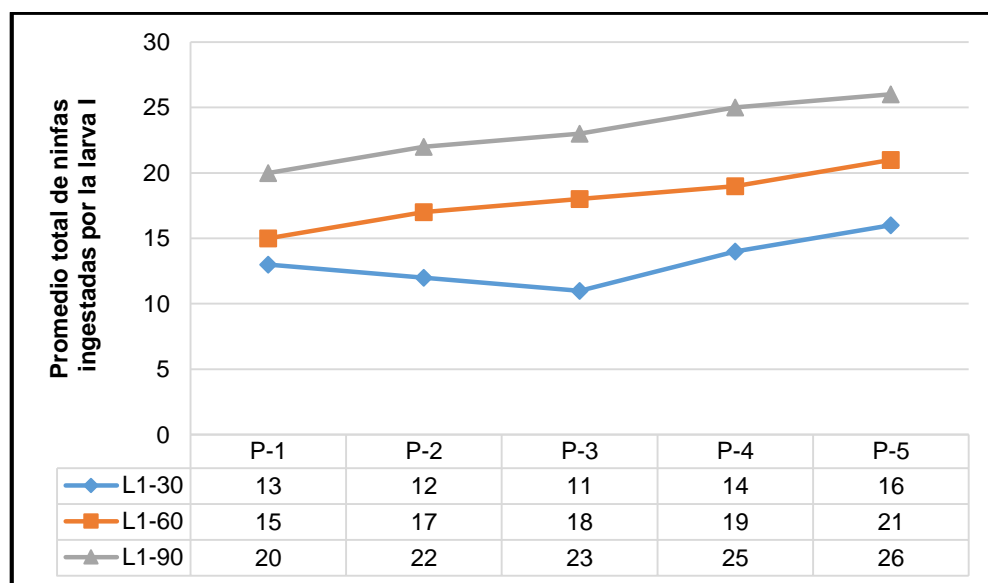
Gráfico 03: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Cuadro 06

El gráfico 03 muestra el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navás) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday), es notable la diferencia entre los tres (3) tratamientos de manera ascendente, siendo el más bajo el L1-30 y el más alto el L1-90.

Gráfico 04: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

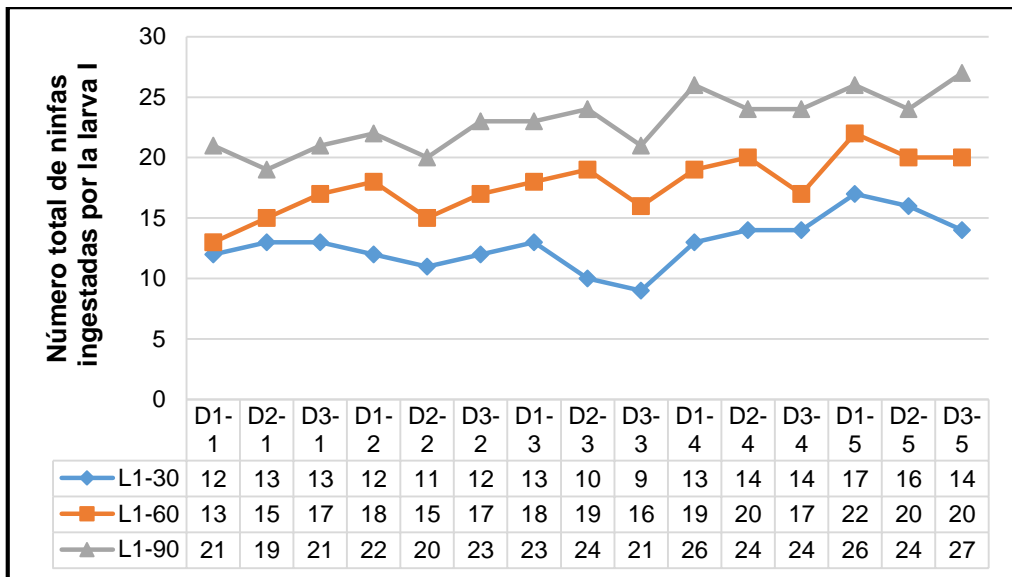


Fuente: Cuadro 06

En el gráfico 04 se muestra el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday), donde es muy notable la capacidad

de ingesta del tratamiento L1-90 que es de 26 ninfas superando en número a los demás tratamientos.

Gráfico 05: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday). Según los días.



Fuente: Cuadro 06

En el Gráfico 05 se muestra la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navás) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) según los días, donde es muy notable la capacidad de ingesta del tratamiento L1-90 que es de 26 y 27 siendo los más altos índices mostrados en los transcurso de los días.

Cuadro 07: Capacidad de ingesta del estadio larva II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday)

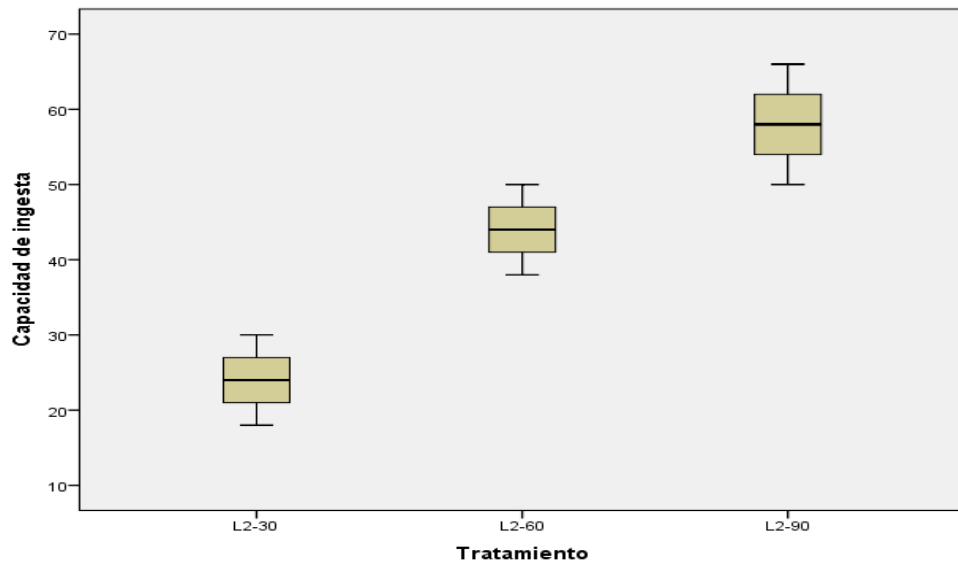
Tratamiento	Capacidad de ingesta						
	Media	Desviación estándar	Error estándar	95% del intervalo de confianza para la media		Mínimo	Máximo
				Límite inferior	Límite superior		
L2-30	24,00	4,743	2,121	18,11	29,89	18	30
L2-60	44,00	4,743	2,121	38,11	49,89	38	50
L2-90	58,00	6,325	2,828	50,15	65,85	50	66
Total	42,00	15,260	3,940	33,55	50,45	18	66

Fuente: Elaboración Propia con SPSS

Se observa que en el tratamiento L2-30 el promedio más bajo de la capacidad de ingesta que es de 24 ninfas, mientras que en el tratamiento L2-90 se obtiene el promedio más alto de la capacidad de ingesta que de 58 ninfas (Ver Cuadro 07).

En el Gráfico 06 se muestra que el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) es notable la diferencia entre los tres tratamientos de manera ascendente, siendo el más bajo el L2-30 y el más alto en el L2-90.

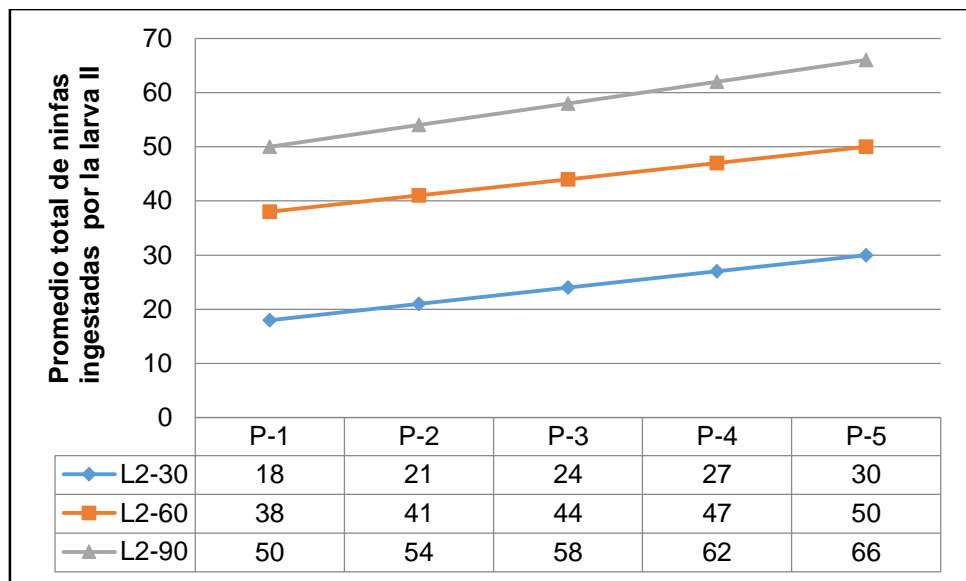
Gráfico 06: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Cuadro 07

En el Gráfico 07 se muestra que el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navás) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday), donde es muy notable la capacidad de ingesta del tratamiento L2-90, es de 66 ninfas, superando en número a los demás tratamientos.

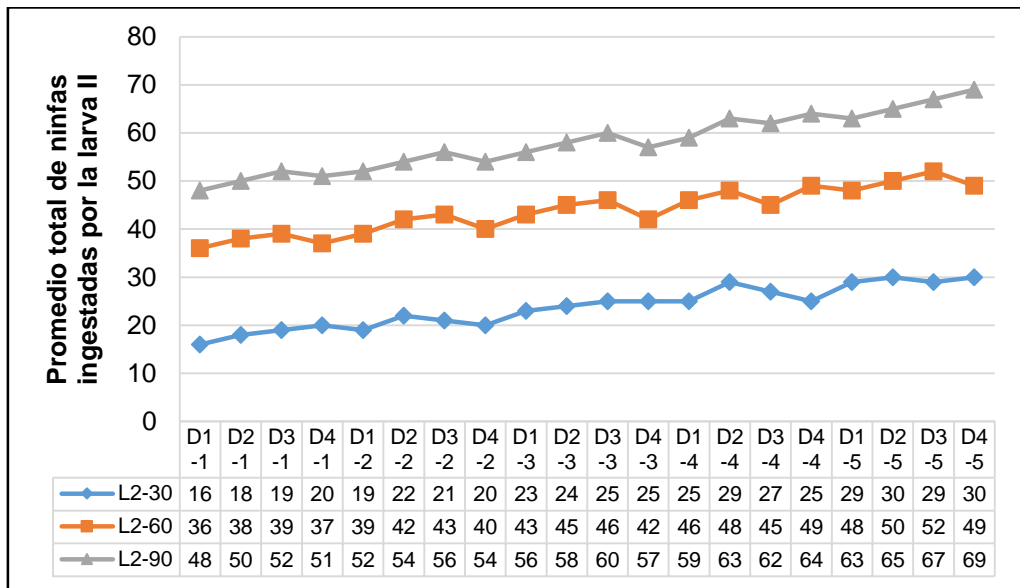
Gráfico 07: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Cuadro 07

En el Gráfico 08 se muestra la capacidad de ingesta de la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) según los días, donde es muy notable la capacidad de ingesta del tratamiento L2-90 que es de 67 y 69 ninfas, siendo los más altos índices mostrados en los transcurso de los días.

Gráfico 08: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday). Según los días.



Fuente: Cuadro 07

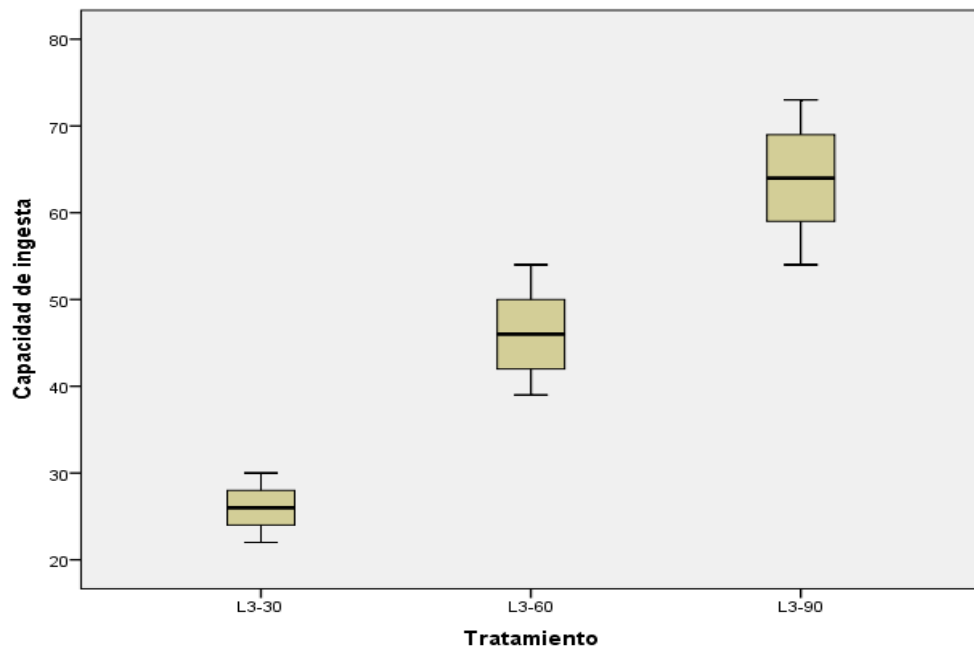
En el Cuadro 08 se observa que en el tratamiento L3-30 el promedio más bajo de la capacidad de ingesta es de un aproximado de 26 ninfas, mientras que en el tratamiento L3-90 se obtiene el promedio más alto de la capacidad de ingesta que es 64 ninfas.

Cuadro 08: Capacidad de ingesta del estadio larva III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

Tratamiento	Capacidad de Ingesta						
	Media	Desviación estándar	Error estándar	95% del intervalo de confianza para la media		Mínimo	Máximo
				Límite inferior	Límite superior		
L3-30	26,00	3,162	1,414	22,07	29,93	22	30
L3-60	46,20	6,017	2,691	38,73	53,67	39	54
L3-90	63,80	7,596	3,397	54,37	73,23	54	73
Total	45,33	16,889	4,361	35,98	54,69	22	73

Fuente: Elaboración propia con SPSS

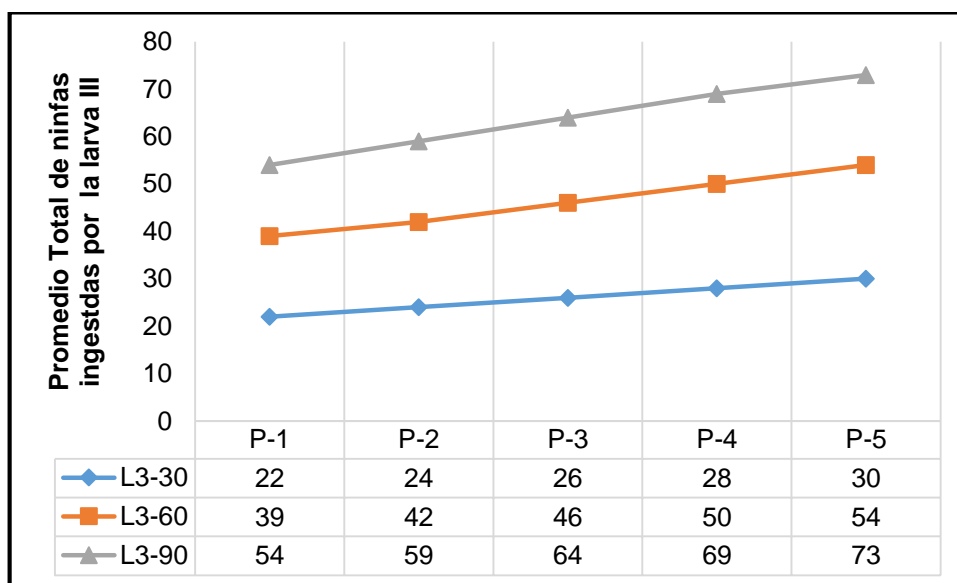
Gráfico 09: Diagrama de cajas del número de ninfas según la capacidad de ingesta del estadio larva III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Cuadro 08

En el gráfico 09 se muestra que el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) es notable la diferencia entre los tres tratamientos de manera ascendente, siendo el más bajo el L3-30 y el más alto en el L3-90.

Gráfico 10: Líneas comparativas según el promedio de la capacidad de ingesta del estadio larval III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

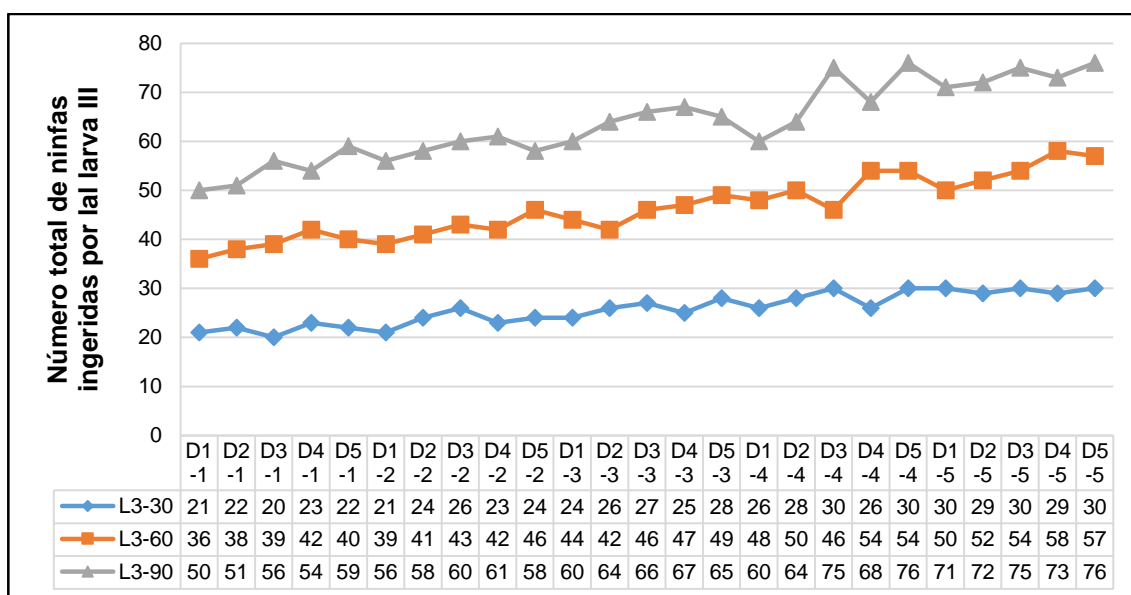


Fuente: Cuadro 08

En el Gráfico 10 se muestra que el promedio de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca

Siphoninus phillyreae (Haliday), es muy notable donde la capacidad de ingesta del tratamiento L3-90 que es de 73 ninfas, supera en número a los demás tratamientos.

Gráfico 11: Líneas comparativas de la capacidad de ingesta del estadio larval III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday). Según los días.



Fuente: Cuadro 08

En el Gráfico 11 se muestra la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday) según los días, donde es muy notable la capacidad de ingesta del tratamiento L3-90 que es de 75 y 76 ninfas, siendo los más altos índices mostrados en el transcurso de los días.

4.4 Análisis porcentual de los niveles de la capacidad de ingesta de los estadios larvales de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

Cuadro 09: Porcentaje de capacidad de ingesta según el tratamiento y estadios larvales de *Plesiochrysa paessleri* (Navás) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

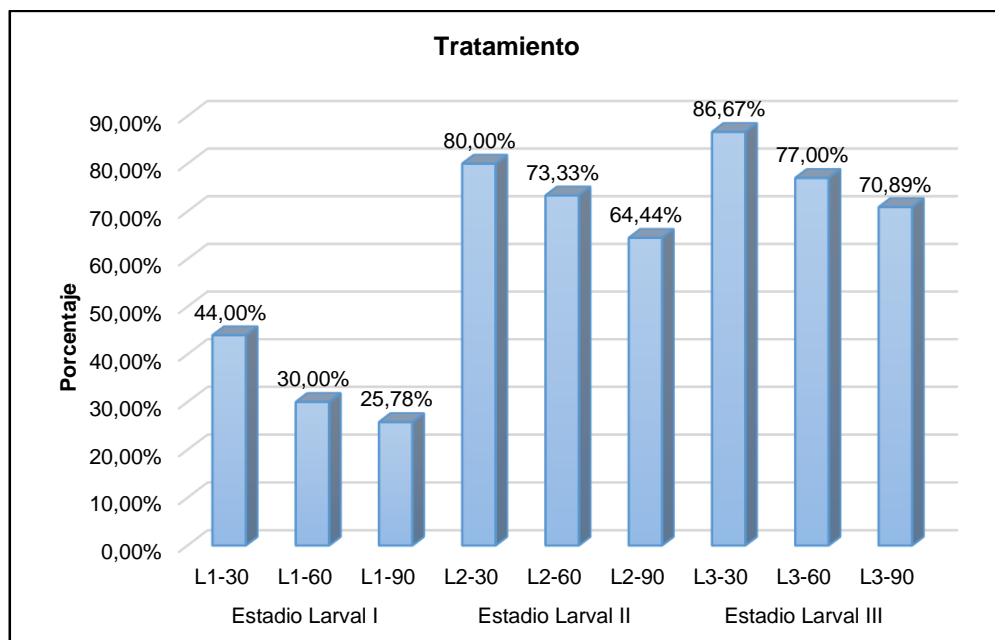
Estadio	Tratamiento	Capacidad de ingesta promedio	Porcentaje (%)
Larva I	L1-30	13,2	44.00
	L1-60	18	30.00
	L1-90	23,2	25.78
Larva II	L2-30	24	80.00
	L2-60	44	73.33
	L2-90	58	64.44
Larva III	L3-30	26	86.67
	L3-60	46,2	77.00
	L3-90	63,8	70.89

Fuente: Elaboración propia con Excel.

El Cuadro 09 indica un análisis porcentual de la capacidad de ingesta de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) en sus diferentes estadios larvarios (L1, L2, L3), frente a 3 tratamientos donde se le ofrecen diferentes cantidades de ninfas de la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (Haliday).

Se observa que los porcentajes de capacidad de ingesta más bajos se encuentran en el estadio larval I alcanzando 25,78 % mientras que los estadios larvales II y larval III presentan porcentajes más superiores de capacidad de ingesta, siendo el estadio larval III el más eficiente en porcentaje de capacidad de ingesta alcanzando el promedio máximo de 86,67 %.

Gráfico 12: Diagrama de barras del porcentaje de capacidad de ingesta según el tratamiento y estadio larval de estadios larvales de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday).



Fuente: Cuadro 09

En el Gráfico 12 se muestra los porcentajes de capacidad de ingesta de los estadios larvarios de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre la plaga *Siphoninus phillyreae* (Haliday), se observa que el estadio larval I muestra los porcentajes más bajos, mientras los estadios larvarios II y III muestran porcentajes de capacidad de ingesta mucho más altos.

Además, se observa que a mayor número de ninfas ofrecidas el consumo se ve disminuido ligeramente en los tres estadios.

4.5 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por los estadios larvarios de *Plesiochrysa paessleri* (Navas)

4.5.1 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por el estadio larvario I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

En el Cuadro 10, para el análisis de varianza de los tratamientos (L1-30, L1-60, L1-90), se obtuvo un valor calculado de F de 26,056.

Se concluye que al obtener Sig (0,000) < 0,05; se rechaza la hipótesis nula y por lo tanto, se dice que para los tratamientos L1-30, L1-60, L1-90 existen diferencias significativas entre las medias de número de capacidad de ingesta de ninfas.

Cuadro 10: Tabla de Análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

ANOVA

Capacidad de ingesta

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	250,133	2	125,067	26,056	,000
Dentro de grupos	57,600	12	4,800		
Total	307,733	14			

Fuente: Elaboración propia con SPSS

En el Cuadro 11 se realiza una comparación múltiple entre las medias donde se determina las diferencias significativas entre pares de tratamientos (L1-30, L1-60, L1-90), muestra que sí existe diferencias significativas entre pares L1-30 y L1-90, ya que el nivel de significancia es de 0,000 el cual es menor a 0,05, como también en L1-30 y L1-60 ya que el nivel de significancia es de 0,012 el cual es menor a 0,05, así como la del tratamiento

L1-60 y L1-90, ya que tiene un nivel de significancia de 0,007 el cual es menor a 0,05.

Se puede visualizar que para todos los pares de tratamientos presentaron diferencias significativas.

Cuadro 11: Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L1-30, L1-60, L1-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval I de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Capacidad de ingesta

	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Error estándar	Sig.	95% de intervalo de confianza	
						Límite inferior	Límite superior
HSD Tukey	L1-30	L1-60	-4,800*	1,386	,012	-8,50	-1,10
		L1-90	-10,000*	1,386	,000	-13,70	-6,30
	L1-60	L1-30	4,800*	1,386	,012	1,10	8,50
		L1-90	-5,200*	1,386	,007	-8,90	-1,50
	L1-90	L1-30	10,000*	1,386	,000	6,30	13,70
		L1-60	5,200*	1,386	,007	1,50	8,90

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05.

Fuente: Elaboración Propia con SPSS

4.5.2 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por el estadio larvario II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Cuadro 12: Tabla de análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

ANOVA

Capacidad de ingesta

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	2920,000	2	1460,000	51,529	,000
Dentro de grupos	340,000	12	28,333		
Total	3260,000	14			

Fuente: Elaboración Propia con SPSS

En el Cuadro 12, para el análisis de varianza de los tratamientos (L2-30, L2-60, L2-90) se obtuvo un valor calculado de F de 51,529.

Se concluye que al obtener Sig (0,000) < 0,05, se rechaza la hipótesis nula y por lo tanto, se dice que para los tratamientos L2-30, L2-60, L2-90 existen diferencias significativas entre las medias de número de capacidad de ingesta de ninfas.

Cuadro 13: Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L2-30, L2-60, L2-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval II de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Capacidad de ingesta

	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Error estándar	Sig.	95% de intervalo de confianza	
						Límite inferior	Límite superior
HSD Tukey	L2-30	L2-60	-20,000*	3,367	,000	-28,98	-11,02
		L2-90	-34,000*	3,367	,000	-42,98	-25,02
	L2-60	L2-30	20,000*	3,367	,000	11,02	28,98
		L2-90	-14,000*	3,367	,004	-22,98	-5,02
	L2-90	L2-30	34,000*	3,367	,000	25,02	42,98
		L2-60	14,000*	3,367	,004	5,02	22,98

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05.

Fuente: Elaboración Propia con SPSS

En el Cuadro 13 se realiza una comparación múltiple entre las medias donde se determina las diferencias significativas entre pares de tratamientos (L2-30, L2-60, L2-90).

En el Cuadro 13 muestra que sí existe diferencias significativas entre pares L2-30 y L2-90, ya que el nivel de significancia es de 0,000 el cual es menor a 0,05, como también en L2-30 y L2-60 ya que el nivel de significancia es de 0,000 el cual es menor a 0,05, así como la del tratamiento L2-60 y L2-90,

ya que tiene un nivel de significancia de 0,004 el cual es menor a 0,05.

Se puede visualizar que para todos los pares de tratamientos presentaron diferencias significativas.

4.5.3 Comparación de medias de los niveles de capacidad de ingesta de ninfas de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por el estadio larvario III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Cuadro 14: Tabla de Análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

ANOVA

Capacidad de ingesta

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	3577,733	2	1788,867	51,652	,000
Dentro de grupos	415,600	12	34,633		
Total	3993,333	14			

Fuente: Elaboración Propia con SPSS

En el Cuadro 14, para el análisis de varianza de los tratamientos (L3-30, L3-60, L3-90) se obtuvo un valor calculado de F de 51,652.

Se concluye que al obtener Sig (0,000) < 0,05, se rechaza la hipótesis nula y por lo tanto se dice que para los tratamientos L3-30, L3-60, L3-90 existen diferencias significativas entre las medias de número de capacidad de ingesta de ninfas.

Cuadro 15: Prueba de Tukey HSD comparando los tres tratamientos (L3-30, L3-60, L3-90) de los niveles de la capacidad de ingesta de *Siphoninus phillyreae* (Haliday) por estadio larval III de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Capacidad de ingesta

	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Error estándar	Sig.	95% de intervalo de confianza	
						Límite inferior	Límite superior
HSD Tukey	L3-30	L3-60	-20,200*	3,722	,000	-30,13	-10,27
		L3-90	-37,800*	3,722	,000	-47,73	-27,87
	L3-60	L3-30	20,200*	3,722	,000	10,27	30,13
		L3-90	-17,600*	3,722	,001	-27,53	-7,67
	L3-90	L3-30	37,800*	3,722	,000	27,87	47,73
		L3-60	17,600*	3,722	,001	7,67	27,53

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05.

Fuente: Elaboración propia con SPSS

En el Cuadro 15 se realiza una comparación múltiple entre las medias donde se determina las diferencias significativas entre pares de tratamientos (L3-30, L3-60, L3-90), muestra que sí existe diferencias significativas entre pares L3-30 y L3-90, ya que el nivel de significancia es de 0,000 el cual es menor a 0,05; como también en L3-30 y L3-60 ya que el nivel de significancia es de 0,000 el cual es menor a 0,05, así como la del tratamiento L3-60 y L3-90, ya que tiene un nivel de significancia de 0,01 el cual es menor a 0,05.

Se puede visualizar que para todos los pares de tratamientos presentaron diferencias significativas.

V. DISCUSIÓN

El ciclo de vida y los estadios de *Shiponinus phillyreae* en el presente trabajo se obtuvo en un periodo mínimo de 60 días y máximo de 81 días, obteniendo una media de 70 días a temperatura de 23 ± 5 °C y humedad relativa de 70 %, estos resultados se observan similares a los obtenidos por Vargas en el 2011. Las condiciones en las que han sido trabajadas son similares a las de Rebolledo 2008, para quien a temperatura de 21,2 °C y humedad relativa de 70 % obtiene un tiempo de vida de 54 días. Vargas 2011, quien trabajó en invernadero a temperatura 23 ± 5 °C y humedad relativa de 70 % obteniendo un tiempo de vida media de 65 días. El desarrollo del ciclo de vida, tanto para el caso del autor de referencia como en el presente informe, se llevó a cabo en plantones de *Olea europaea* en el instituto de investigación y producción agrícola (INPREX).

La duración del ciclo de vida de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) en el presente trabajo se extendió por un periodo de mínimo de 28 días y máximo de 33 días obteniendo una media de 28,7 días, a una temperatura de 23 ± 5 °C y humedad relativa de 70 %, las larvas fueron

alimentadas con huevos de *Sitotroga cerealella*, estos resultados varían a los obtenidos por Aranda y Monserrat 1999, quienes refieren la duración del ciclo de vida de *Chrysoperla carnea* es de 22 días a una temperatura de 27 ± 1 °C y humedad relativa de 80 %. A pesar de que para el caso del autor de referencia las larvas de *C. carnea* fueron alimentadas con *Aphis fabae* y *Aphis craccivora*. Vargas 2011 refiere la duración del ciclo de vida de *Chrysoperla carnea* es de 29 días en condiciones de laboratorio a temperatura 23 ± 5 °C y humedad relativa de 70 %, alimentadas a las larvas con huevos de *Sitotroga cerealella*, cabe indicar que se observa una diferencia en la temperatura, lo cual indicaría la diferencia en el ciclo biológico y que influyó en el tiempo de vida de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

En cuanto a la capacidad de ingesta, el estadio larval I muestra un número de ninfas de *Shiponinus phillyreae* (Haliday) ingeridas de 13,2; 18,0 y 23,2 para los tratamientos L1-30, L1-60 y L1-90 (Cuadro 08), se observa además que el tratamiento que obtuvo mayor nivel de predación de ninfas fue el L1-90, mientras que en el menor nivel de predacion se obtuvo en el L1-30. Estadísticamente la L1-90 tiene mejor capacidad de ingesta respecto a L1-60 y L1-30. Además, el valor porcentual del porcentaje de predacion de ninfas es de 44,0; 30,0 y 25,78 % para L1-30,

L1-60 y L1-90 respectivamente. Esta falta de correlación entre el número de ninfas predadas y el número de presas ofrecidas, así como el bajo porcentaje de ingesta por el estadio larval I, es atribuido al estrés ocasionado por emerger del huevo y adaptación a un medio lo que contribuiría a los bajos niveles de predación, situación que sería confirmada por Dubon 2006, quien menciona que el estadio larval I de *C. carnea* presenta menos voracidad que los siguientes estadios larvales.

El estadio larval II muestra un número de ninfas de *Shiponinus phillyreae* predadas de 24,0; 44,0 y 58,0 para los tratamientos L2-30, L2-60 y L2-90 (Cuadro 07), se observa además que el tratamiento que obtuvo mayor nivel de predación de ninfas fue el L2-90, mientras que en el menor nivel de predación se obtuvo en el L2-30. Estadísticamente, la L2-90 tiene mejor capacidad de ingesta respecto a L2-60 y L2-30. Además, el valor porcentual del porcentaje de predación de ninfas es 80,0; 73,3 y 64,4 % para L2-30, L2-60 y L2-90 respectivamente. Estos resultados muestran significativamente que a un mayor número de presas ofrecidas se presenta un mayor número de ninfas predadas por el estadio larval II de *P. paessleri*.

Los porcentajes de predación del estadio larval II de *P. paessleri* con respecto al total de presas ofrecidas son de 80, 73 y 65 % para los tratamientos L2-30, L2-60 y L2-90 respectivamente. Las comparaciones entre los tratamientos muestran estadísticamente la diferencia entre ellos. Los niveles de ingestión contradictoriamente muestran los menores porcentajes de consumo a un mayor número de presas ofrecidas, esta situación se hace atribuible a la facultad de la larva de *P. paessleri* de detectar a sus presas por el contacto directo (Clark, 1978), ante lo cual percibiría la disponibilidad abundante de alimento, por lo cual disminuiría su avidez por alimentarse.

El estadio larval III muestra un número de ninfas de *Shiponinus phillyreae* predadas de 26,0; 46,2 y 63,8 para los tratamientos L3-30, L3-60 y L3-90 (Cuadro 08), se observa además que el tratamiento que obtuvo mayor nivel de predación de ninfas fue el L3-90, mientras que en el menor nivel de predación se obtuvo en el L3-30, estadísticamente la L3-90 tiene mejor capacidad de ingesta respecto a L3-60 y L3-30. Los porcentajes de predación del estadio larval III de *P. paessleri* con respecto al total de presas ofrecidas son de 86; 77 y 71 % para los tratamientos L3-30, L3-60 y L3-90 respectivamente. Al igual que el estadio larval II se observa que existe un menor porcentaje de predación de las ninfas de *S.*

phillyreae al ofrecer un mayor número de presas. El estadio Larval III al percibir la disponibilidad de mayor número de presas disminuye su avidez en la búsqueda de alimento, siendo esta situación diferente en ambientes no controlados, donde los estadios larvarios presentan esta alta capacidad de búsqueda, como refiere Albuquerque (1994), donde menciona que las larvas de *C. carnea* se caracterizan por ser muy activas, con una alta capacidad de búsqueda, movimientos rápidos y por ser muy agresivas.

Las comparaciones entre los tratamientos muestran estadísticamente la diferencia entre ellos. Los niveles de ingestión contradictoriamente muestran los menores porcentajes de consumo a un mayor número de presas ofrecidas, esta situación se hace atribuible a la facultad de la larva de *P. paessleri* de detectar a sus presas por el contacto directo (Clark, 1978), ante lo cual percibiría la disponibilidad abundante de alimento, por lo cual disminuiría su avidez por alimentarse.

Los porcentajes de la capacidad de ingesta observado de ninfas de *Siphoninus phillyreae* predadas por cada una de las fases larvales I, II y III de *Plesiochrysa paessleri* en sus tres niveles [larva I, L1-30: 13; L1-60: 18; L1-90: 23; larva II, L2-30: 24; L2-60: 44; L2-90: 58; larva III, L3-30:

26; L3-60: 46; L3-90: 64 ninfas] indica que las ninfas predadas por día se incrementan a medida que aumenta la presa en densidades de ninfas de *Siphoninus phillyreae* (nivel 1: 30 ninfas; nivel 2: 60 ninfas y nivel 3: 90 ninfas); así mismo, se observa una mayor predación de ninfas de *Siphoninus phillyreae* por la larva III de *Plesiochrysa paessleri* seguido de la larva II y finalmente de la larva I (Gráfico 12).

La bibliografía menciona que solamente los estados larvales son las que realizan el control de plagas y atribuyen al estadio larval III como la más importante en cuanto a capacidad de predación realizando la mayor parte de la actividad de control biológico. En el presente informe se obtiene que el consumo promedio total es 316 ninfas por larva, dentro del cual el estadio larval III consume el 46 % durante su estadio, mientras que el estadio larval II y I consumen el 41 y 13 % respectivamente.

Diferentes autores atribuyen hasta el 80 % del total del alimento consumido corroboran esta misiva, Manejos integrados Perú S. A. 2009, donde mencionan que una larva consume un total aproximado de 300 pulgones del cual el 80 % es consumido por el estadio larval III, Bluter y May 1791 en bioagro Soluciones Biológicas 2008, indica que la larva III de

C. carnea frente a huevos de *Heliothis* spp. consume 7 veces más que el primer estadio.

El estadio larval III no presenta los altos niveles de predación considerados en la bibliografía, esta situación se atribuye a la variación de la dieta alimenticia, ya que no existen datos sobre niveles de predación de *Plesiochrysa paessleri* frente a *Siphoninus phillyreae*. Además, otro factor se atribuye al avance en el estado de desarrollo, siendo que la larva III suspende su actividad y alimentación antes de pupar.

Considerando que en el número promedio total de ninfas predadas, tanto por la larva II como por la larva III, no hay diferencia significativa, la larva II sería la más recomendable para su aplicación como biocontrolador de *Siphoninus phillyreae* por tener estadísticamente la misma capacidad de predación que la larva III, y porque ya no es necesario esperar a que esta larva II desarrolle a larva III para su aplicación como biocontrolador.

VI. CONCLUSIONES

En el presente trabajo bajo las condiciones realizadas se concluye en lo siguiente:

En el ciclo biológico de la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* presentan los estadios de huevos, ninfas (I, II, III y IV), y adulto, con una duración de 70 días.

El ciclo biológico de *Plesiochrysa paessleri* presentan los estadios de huevo, estadio larval (I, II y III) y adulto, con una duración de 29 días.

Los niveles de predación de los estadios larvarios de *Plesiochrysa paessleri* (Navas) sobre las ninfas de la mosca blanca *Siphoninus phillyreae* (haliday) es 316 ninfas por larva, dentro del cual, el estadio larval III consume el 46 % durante su estadio, mientras que el estadio larval II y I consumen el 41 y 13 % respectivamente.

VII. RECOMENDACIONES

1. Evaluar el ciclo biológico del biocontrolador *Plesiochrysa paessleri* al ser alimentada con la presa *Siphoninus phillyreae*.
2. Investigar el biocontrol con liberaciones del biocontrolador *Plesiochrysa paessleri* en el estadio de larva II para el control de *Siphoninus phillyreae*.
3. Buscar otras alternativas biológicas para eliminar las diferentes fases de la plaga *Siphoninus phillyreae*.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Anteparra, M.; Redolfi, I.; *et al*, 2005. *Propuesta de manejo integrado de plagas en un cultivo ecológico en la costa central del Perú.*
- Apablaza, J. 2000. *Introducción a la entomología General y Agrícola.* Ed. Universidad Católica, Chile.
- Arnal E., Rondón A. 1994. Informe sobre el seminario: “*Manejo fitosanitario de frutales y hortalizas para exportación*”. Centro de Investigación y Capacitación Hortícola KIYOTAOA- MIYAGAWA. Huaral-Perú.
- Arnal, E. y Ramos, F. 2000. *La mosquita blanca del granado.* Revista de difusión de tecnología agrícola y pesquera del FONAIAP.
- Artigas, J. 1994. *Entomología Económica, Insectos de Interés Agrícola, Forestales, Médico y Veterinario (nativos, introducidos y susceptibles a ser introducidos).* Ediciones Universidad de Concepción. Concepción. Chile. Vol. 1.

- Barranco D., Milona G., Rallo L., 1994. *Épocas de floración de cultivares de olivo en Córdoba*. Investigación Agraria: Prod. Prot. Veg. Vol. 9(2).
- Barranco, D. 1998. *Variedades y Patrones*. En: D. Barranco, R. Fernández-Escobar, L. Rayo (Editores científicos). El cultivo del olivo. 61-87. Coedición Mundi-Prensa, S.A. y Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía, Madrid, España.
- Bellows T., Paine T., Arakawa K., Meisenbacher C., Leddy P., Kabashima J. 1990. *Biological control sought for ash whitefly*. California Agriculture, 44(1).
- Borror, D. J., White, R. E. 1970. *A field guide to insects: America North of Mexico*. New York (USA): Houghton Mifflin Company, (The Peterson Field Guide Series; 19).
- Brooks, S. J; Barnard, P. C. 1990. *The green lacewings of the world: a generic review (Neuroptera: Chrysopidae)*. The bulletin of the British museum (Natural History), Londres, v. 59 (2).
- Canales C. A. y Valdivieso J. 1999. *Manual de Control Biológico para la Conducción del Cultivo del Olivo*. SENASA-P.N.C.B. Lima-Perú.

- Canard, M.; Principi, M. 1984. Development of Chrysopidae. In
CANARD, M.; SÈMÈRIA, Y.; NEW, T. R. (Eds.)
Biology of Chrysopidae.
- Cazanga, R. y Leiva, C. 2011. *Antecedentes sobre Producción
Frutícola y Vitícola de la Región de Valparaíso.*
Publicación Ciren N° 138. Centro de Información de
Recursos Naturales.
- Chinery, M. 1988. *Guía de campo de los insectos de España y
Europa.* Omega SA.Barcelona, España.
- DeBach, P. and C. B. Huffaker. 1971. *Experimental techniques for
evaluation of the effectiveness of natural enemies.* In:
Huffaker, C. B (ed.). *Biological Control.* Plenum Press,
New York.
- De melo – Abreu, J.P.; Barranco, D.; Cordeiro, A. M.; Tous, J.;
Rogado, B.M. EU Villalobos, F.J. 2004. *Modelling
Olive Flowering Date Using Chilling for Dormancy
Release and Thermal Time.* *Agricultural and Forest
Meteorology* 125.
- Díez P., Fidalgo P. 2006. *Perspectivas para el Control de “Mosca
blanca de los fresnos”, Siphoninus phillyreae (Haliday)
(Homoptera: Aleyrodidae) sobre olivo.* Resumen. I

Congreso Nacional de Olivicultura. La Rioja, Argentina.

- Dirección General de Información Agraria Tacna, 2015. *Estadísticas del Cultivo del Olivo*. Ministerio de Agricultura.
- Dirección Regional de Agricultura Tacna, 2013. *Tacna: Producción y Exportación de Aceituna, Orégano y Cebolla*.
- Ehler, L. E.; Van de Bosch, R. 1974. *An analysis of the natural biological control of Trichoplusia ni (Lepidoptera: Noctuidae) on cotton in California*. The Canadian Entomologist, Ottawa, v. 106, n. 9.
- Foltz, J. 2004. ENY 3 005 Families of Neuroptera. Order Neuroptera. Disponible en <http://eny3005.ifas.ufl.edu/lab1/Neuroptera/Neuroptera.htm>
- Freitas, S.; Fernandes, O. 1996. *Crisopídeos en Agroecosistemas*. In: Simposio de control biológico, 5.
- Gillespie, P. 2000. *A new whitefly for NSW-The ash whitefly*. NSW Agriculture, Australia.
- Gravena, S. 1980. *Control integrado de plagas de los cítricos*. In: Rodrigues, O.; Viegas, F. (Coord). *Citricultura brasileira*. Camoinas: Cargill, v. 2.

- Guerrero, A. 1997. *Nueva Olivicultura*. Editora Mundi Prensa. 4ª Edición. 281. Madrid.
- Killington, F.J. 1936-37. *A Monograph of the British Neuroptera*. Vols. I, II. Royal Society of London.
- Lousrt, Richard 1990. *Olivo*. España. Ediciones Mundi-Prensa de España.
- Martin, JH. 1987. *An identification guide to common whitefly pest species of the world (Homoptera, Aleyrodidae)*. Tropical Pest Management 33.
- Morettini A., 1972. *Olivicultura*. 2ª edición. REDA, Roma.
- Mound L., Halsey S. 1978. *Whitefly of the World*. A systematic catalog of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. British Museum (Natural History)/John Wiley & Sons, Chichester.
- Nicholls Estrada, Clara Inés. 2008. *Control Biológico de insectos: un enfoque agroecológico*. Editorial Universidad de Antioquia. Medellin Colombia.
- Nguyen, R. y Hamon, A. 2000. *Ash whitefly Siphoninus phillyreae (Haliday) (Homóptera: Aleyrodidae)*. Entomology circular. Gainesville N° 337.

- Nuñez, Z. E. 1988. *Chrysopidae (Neuroptera) del Perú y sus especies más comunes*. Revista Peruana de Entomología, Lima, v. 31.
- Pastor, M. 1989. *Olivepruning. Practical handbook on olive cultivation*. Madrid: Consejo Oleícola Internacional.
- Pastor M., M.; J. Humanes G.; V. Vega M. y J. Castro R. 1998. *Diseño y Manejo de Plantaciones de Olivar*. Sevilla, España. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca.
- Rebolledo Schutz, Michael. 2008. *Biología de Siphoninus phillyreae (Haliday), (Hemíptera: Aleyrodidae) en condiciones ambientales del valle de Azapa, Región de Arica y Parinacota, Chile*. Universidad de Tarapacá.
- Richards, O. y Davies, R. 1984. *Tratado de entomología Imms. Vol. 2*. Ediciones Omega SA. Barcelona, España.
- Roca, J. 1964. *Olivos, aceites y jabones*. 2º Edición, España.
- Ross, H.H. 1973. *Introducción a la entomología general y aplicada*. Edit. OMEGA. 3º Edición, España.
- Semeria, Y. y Berland, L. 1988. *Atlas des Névroptères de France et d'Europe. Mégaloptères-Raphidioptères Planipennes-Mécoptères*. Editions Boubée. Paris, France.

- Sotomayor, E. 2002: *Evaluación de la maduración y la calidad de cultivares de olivo en el valle de Azapa*. Rev. Idesia 20.
- Tapia C. 2003. Capítulo 11: Cosecha. Pp 123-128. En Tapia C, Francisco; Astorga P, Mario; Ibacache G, Antonio; Martínez B, Leoncio; Sierra B, Carlos; Quiroz E, Carlos; Larraín S, Patricia; Riveros B, Fernando eds. *Manual del cultivo del olivo*. Boletín Inia N° 101, 128 p.
- Tapia, F.; Ibacache, A.; Sierra, C.; Larraín, P.; Riveros, F. y Martínez, L. 2009. *Seminario Manejo Agronómico Industrial Olivícola*. Vallenar, Chile. Instituto de Investigaciones Agropecuarias.
- Valencia L.; Ponce A.; Roque G.; Flores J.; Tejada L.; Mostacero F. 2010. *“Mosca Blanca del Fresno” en los olivares de Tacna*. Revista Agro enfoque N° 170.
- Valencia L. 2000. *La mosca Blanca en la Agricultura Peruana*. Industria Gráfica Cimagraf Ltda. Lima – Perú.
- Valencia, L. 2011. *Reestablecimiento de Siphoninus finitimus Silvestri (Hemiptera: Aleyrodidae) como una especie válida, en base a datos morfológicos, plantas hospederas y parasitoides en el Perú*. Rev. Perú. Entomol. 46(2).

- Van den Bosch, R., y Hagen, K. S. 1966. *Predaceous and parasitic arthropods in California cotton fields*. Univ. Calof. Agr. Exp. Sta. Bull. 820.
- Vargas Ibañez J. 2011. *Evaluación de la capacidad de predación de Chrysoperla carnea (Stephens) sobre la mosca blanca Siphoninus phillyreae (Haliday), en un entorno de invernadero en la ciudad de Tacna*.

ANEXOS

Anexo 01

Identificación de árbol de *Olea europaea* infestado con la plaga *Siphoninus phillyreae*.



Anexo 02

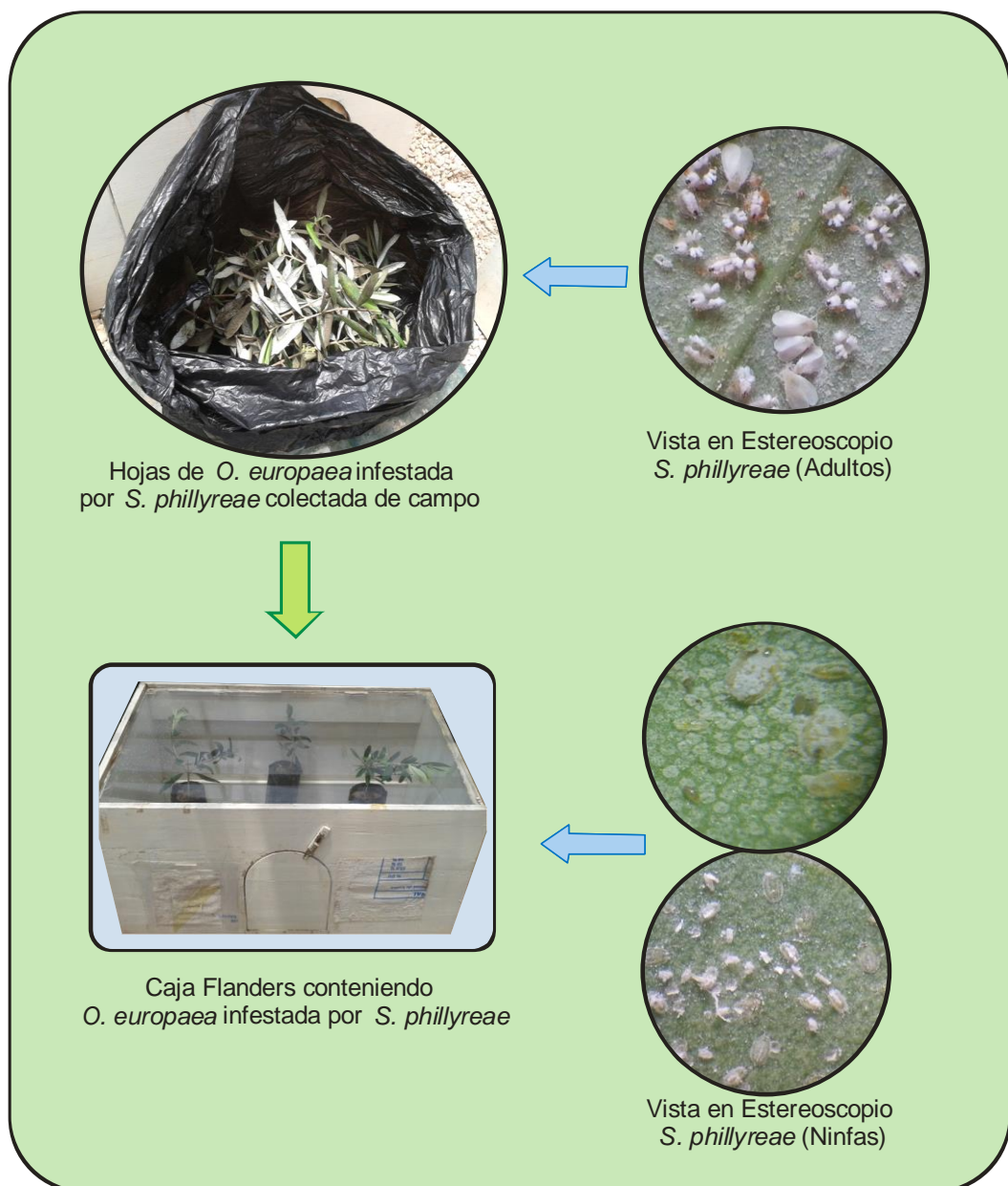
Ubicación geográfica de la toma de muestra



Muestreo en la zona de Magollo en el Fundo del Sr. Gerardo Pacci

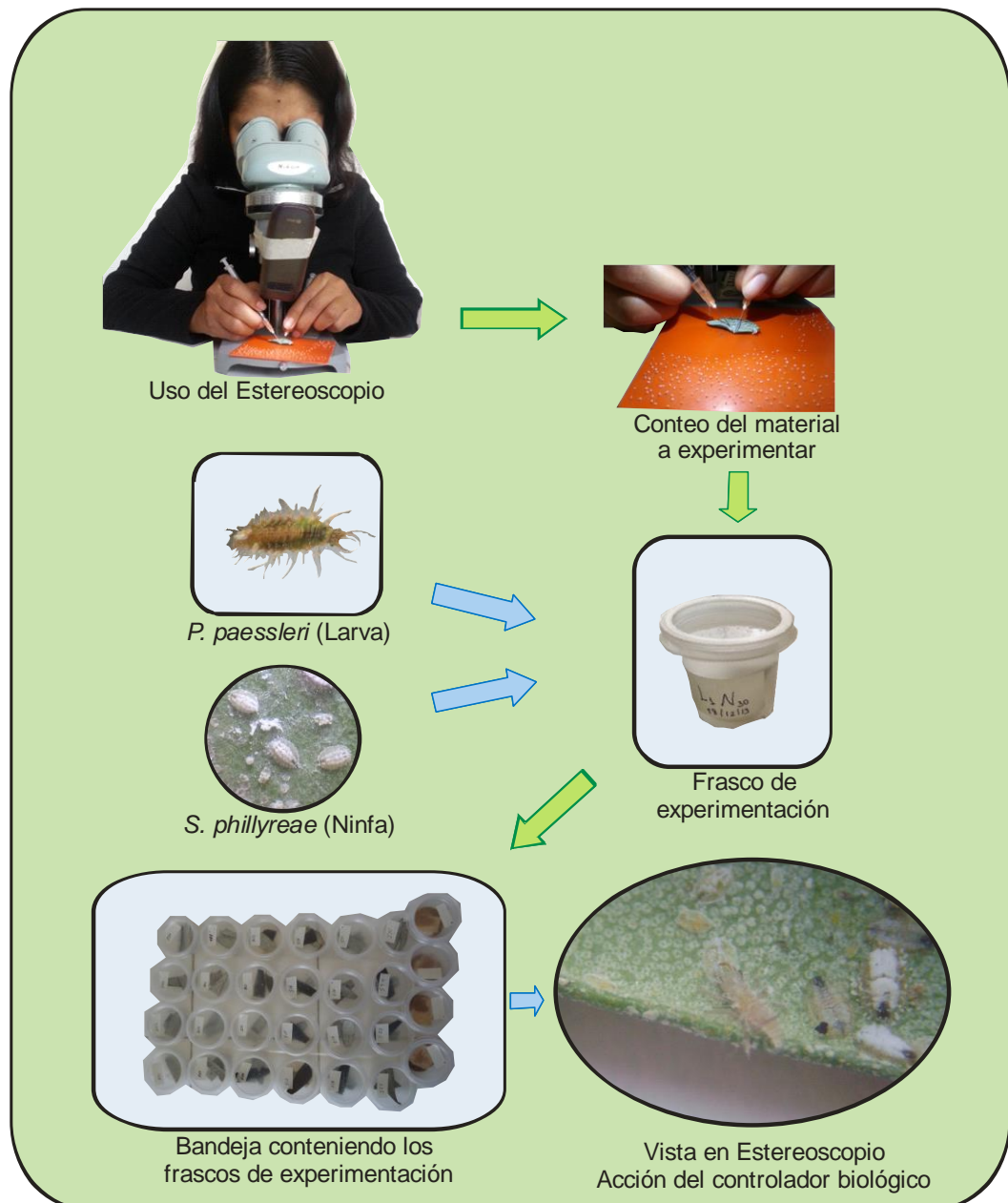
Anexo 03

Infestación de plantones de *Olea europaea* por la plaga *Siphoninus phillyreae*



Anexo 04

Pruebas para evaluar la Capacidad de Ingesta de *Plesiochrysa paessleri* frente a *Siphoninus phillyreae*



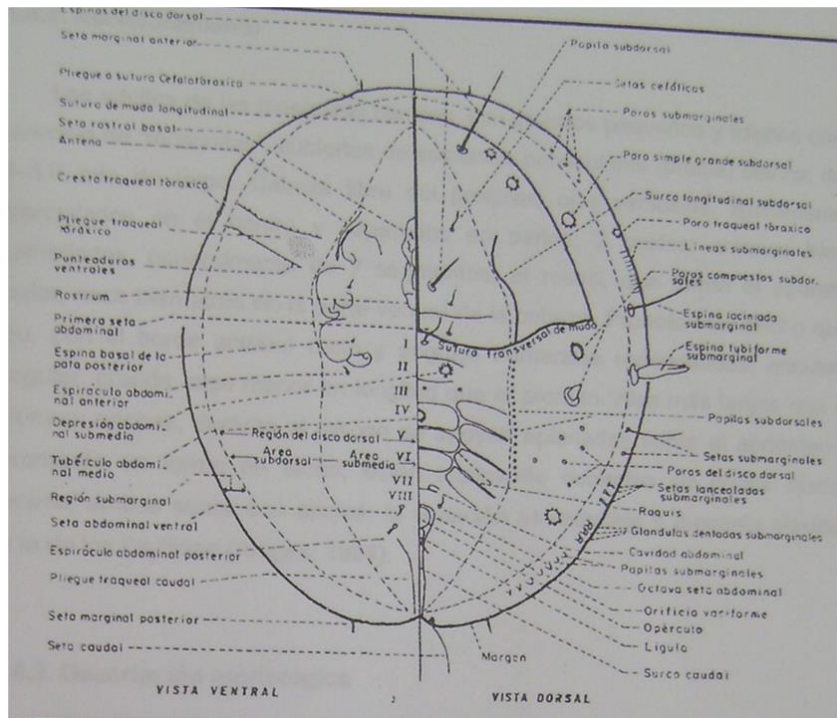
Anexo 05

Ciclo Biológico de *Siphoninus phillyreae* (Haliday)



Anexo 06

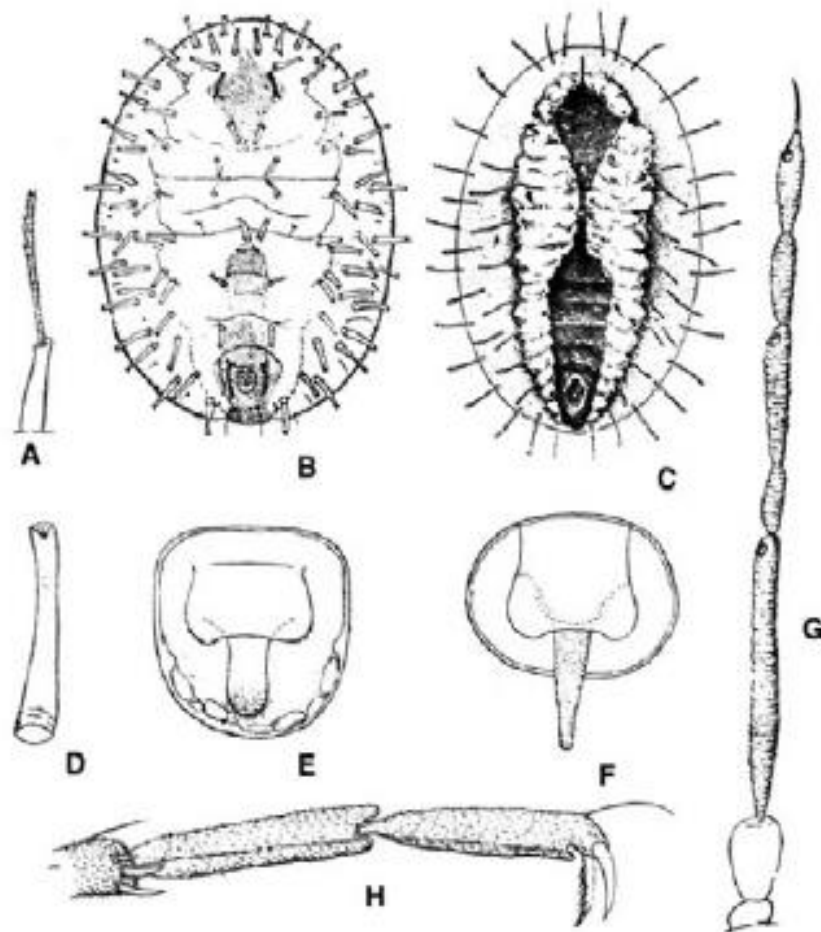
Terminología usada en la taxonomía de la Mosquita blanca.



Fuente: Redibujado de Martín, 1987 mencionado Valencia, 2000.

Anexo 07

Características de *Siphoninus phillyreae* (Haliday): A) antena de la larva de primera edad; B) ninfa de cuarto edad tratada con potasa; C) ninfa de cuarta edad natural; D) sifón; E) depresión vasiforme de ninfa de cuarta edad; F) ídem de la hembra adulta; G) antena de adulto; H) pata posterior del mismo. (Fuente: Dibujo de Gómez-Menor Ortega, 1945, citado en Peña, 1994)



Anexo 08

Enemigos naturales del *Siphoninus phillyreae*

INTERACCIÓN	NOMBRE CIENTÍFICO	REFERENCIA
Depredador	<i>Baccha</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Baccha clava</i> Fabricius	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Chrysopa</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Chrysoperla carnea</i> Stephens	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Hippodamia convergens</i> Gueren-Meneville	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Delphastus</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Scymnus</i> spp.	Arnal y Ramos (2000)
Depredador	<i>Clitostethus arcuatus</i> Rossi	Nguyen y Hamon (2000)
Depredador	<i>Menochilus</i> sp.	Nguyen y Hamon (2000)
Depredador	<i>Scymnus pallidivestis</i> Mulsant	Nguyen y Hamon (2000)
Hongo Entomopatógeno	<i>Verticillium</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Hongo Entomopatógeno	<i>Paecilomyces</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Hongo Entomopatógeno	<i>Aegerita</i> sp.	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia hispida</i> De Santis	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia inaron</i> Walker	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia luteola</i> Howard	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia portorricensis</i> Howard	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia</i> sp. Cercano brasiliensis	Arnal y Ramos (2000)
Parasitoide	<i>Coccophagus eleaphilus</i> Silvestre	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia gautieri</i> Merced	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia partenopea</i> Masi	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia shiphonini</i> Silvestre	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Encarsia pseudopartenopea</i> Viggiani y Mazzone	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Eretmocerus siphonini</i> Viggiani y Battaglia	Nguyen y Hamon (2000)
Parasitoide	<i>Eretmocerus comi</i> Haldeman	Nguyen y Hamon (2000)

Fuente: Nguyen y Hamon (2000); Arnal y Ramos (2000).

Anexo 09

Plantas hospedantes de *Siphoninus phillyreae* en el mundo

FAMILIA	NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN
Bignoniaceae	<i>Catalpa x chilopsis</i>	Catalpa híbrido
Fabaceae	<i>Afzelia</i> sp.	Vaina de caoba
	<i>Cercis occidentales</i>	Redbud occidental
	<i>Cercis siliquastrum</i>	Árbol de Judas
Lythraceae	<i>Lagerstroemia indica</i>	Árbol Júpiter
Magnoliaceae	<i>Liriodendron tulipifera</i>	Tulipero
	<i>Magnolia stellata</i>	Magnolia estrella
Oleaceae	<i>Fraxinus escelsior</i>	Fresno europeo
	<i>Fraxinus latifolia</i>	Fresno de Oregón
	<i>Fraxinus omus</i>	Fresno de flor
	<i>Fraxinus syriaca</i>	Fresno serian
	<i>Fraxinus uhdei</i>	Fresno shamel
	<i>Fraxinus uhdei</i> Tomlinson´	Fresno tomlinson
	<i>Fraxinus velutina</i> “Modesto”	Fresno modesto
	<i>Fraxinus velutina</i> var. Glabra	Fresno de Arizona
	<i>Fraxinus velutina</i> var. Coriacea	Fresno del oeste
	<i>Ligustrum</i> spp.	Aligustre
	<i>Olea africana</i> (= <i>Olea chrysophylla</i>)	Olivo silvestre
	<i>Olea europea</i>	Olivo común
	<i>Phillyrea latifolia</i> (= <i>Phillyrea media</i>)	Phillyrea
	<i>Syringa x hyacinthiflora</i>	Lila híbrido
	<i>Syringa laciniata</i>	Lila de hoja cortada
<i>Syringa vulgar</i>	Lila común	
Punicaceae	<i>Punica granatum</i>	Granado
Rhamnaceae	<i>Rhamnus alaternus</i>	Aladierno
	<i>Ziziphus spina-christi</i>	Corona de espinas

Continúa

Continuación del Anexo 09.

Rosaceae	<i>Amelanchier denticulada</i>	Guillomo
	<i>Chaenomeles speciosa</i>	Membrillo japonés
	<i>Crataegus mollis</i>	Espino
	<i>Crataegus monogyna</i>	Espino Inglés
	<i>Crataegus laevigata</i> (= <i>C. oxyacantha</i>)	Espino
	<i>Cydonia oblonga</i>	Membrillo
	<i>Eriobotrya deflexa</i>	Níspero
	<i>Heteromeles arbutifolia</i>	Toyon
	<i>Malus domestica</i>	Manzana
	<i>Malus floribunda</i>	Manzana japonés
	<i>Malus fusca</i>	Manzana silvestre de Oregón
	<i>Malus "Hopa"</i>	Manzana silvestre
	<i>Malus "Red Jade"</i>	Manzana silvestre
	<i>Malus x scheideckeri</i>	Manzana silvestre Scheidecker
	<i>Mespilus</i> sp.	Mespilus
	<i>Prunus armeniaca</i>	Albaricoque
	<i>Prunus x blireiana</i>	Ciruela azul híbrida
	<i>Prunus pérsica</i>	Durazno
	<i>Prunus salicina</i>	Ciruela de Santa Rosa
	<i>Prunus virginiana</i> var. <i>Melanocarpa</i>	Cerezo estrangulador
	<i>Pyracantha</i> sp.	Pyracantha
	<i>Pyrus calleryana</i>	Peral ornamental
	<i>Pyrus communis</i> (= <i>P. sativa</i>)	Pera común
<i>Pyrus kawakamii</i>	Pera de flor	
<i>Pyrus pyrifolia</i>	Peral japonés de arena	
Rubiaceae	<i>Cephalanthus occidentalis</i> var. <i>Californicus</i>	Alamillo mielero
Rutaceae	<i>Citrus</i> sp.	Mandarina
	<i>Citrus</i> Limón	Limón
	<i>Citrus sinensis</i>	Naranja ombligo
	<i>Citrus sinensis</i>	Naranja Valencia
	<i>Fortunella</i> sp.	kumquat

Fuente: Modificado de Bellows *et al.*, mencionado en Nguyen y Hamon (2000)

Anexo 10

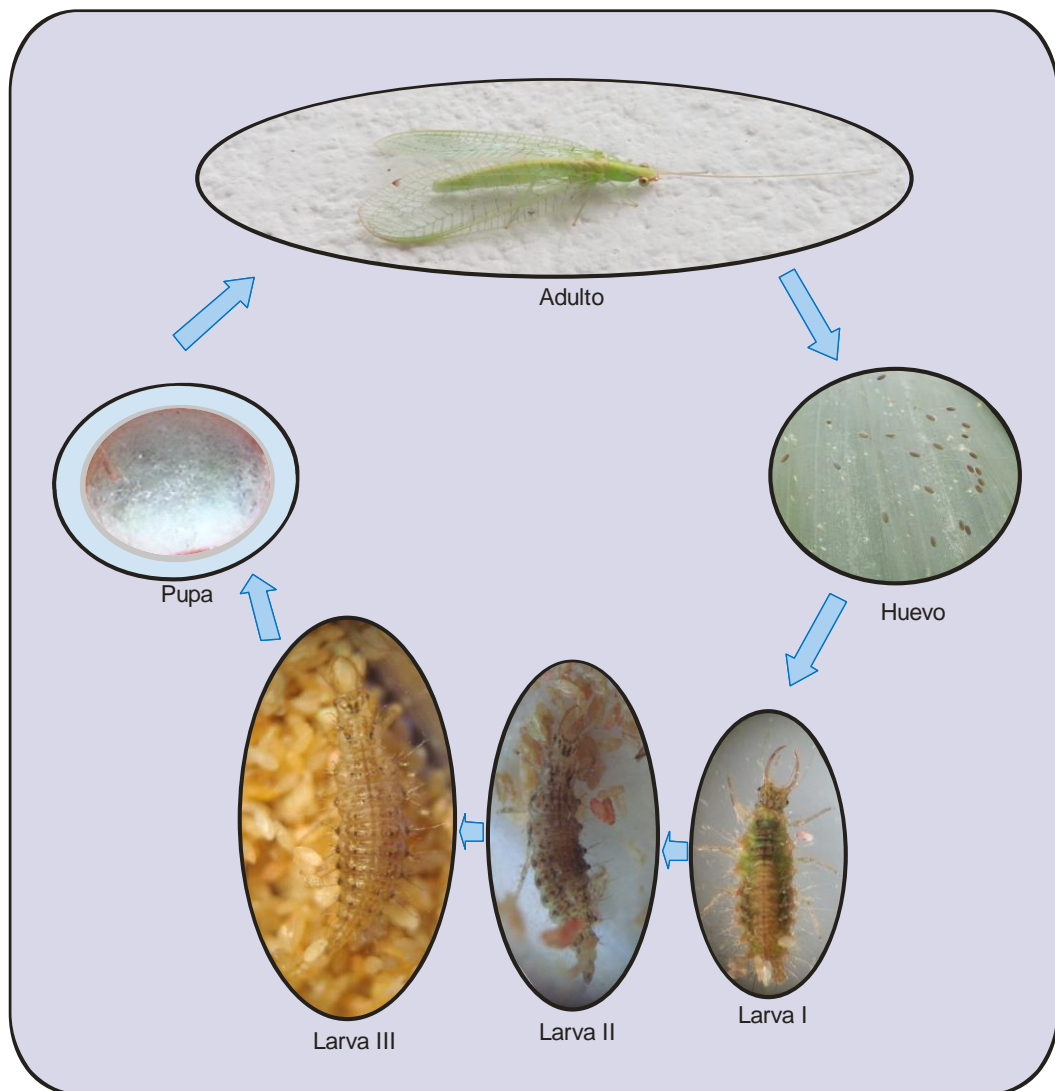
Sinopsis de las características fácilmente diferenciadas entre las especies de Chrysopidae más comunes en cultivos de costa

Estado de desarrollo	<i>Chrysoperla externa</i> (Hagen)	<i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas)	<i>Ceraeochrysa cincta</i> (Schneider)	<i>Nodita cruentata</i> (Shneider)	<i>Chrysoperla asoralis</i> (Banks)
Huevo	Individual con pedicelo mediano.	Agrupados con pedicelo largo flexuoso.	Agrupados en hileras con pedicelos medianos	Agrupados con pedicelos medianos rígidos	Individual con pedicelo corto.
Larva	Desnuda, gris con manchas negruzcas. Cabeza oscura con líneas en Y claro.	Desnuda, verde rojizo con manchas negruzcas.	Con dorso revestido de residuos de cera, blanco cremoso.	Lleva residuos de sus víctimas en el dorso y son blanquecinas.	Desnudas amarillentas con manchas marrón oscura, cabeza con dos líneas longitudinales oscuras.
Pupa	Dentro de cocón esférico blanco.	Cocón esférico blanco grande.	Cocón cubierto con residuos finos de cera, ligeramente más grande.	Cocón cubierto con piel de sus presas.	Dentro de cocón esférico blanco.
Adulto	Cuerpo verde, con banda amarilla central longitudinal. Perfil del rostro alargado con bandas rojizas. Antenas más cortas que la longitud del ala. En reposo un tercio de las alas sobresalen al cuerpo.	Grande - cuerpo verde con una banda amarilla longitudinal, protorax largo con 4 manchas alargadas anaranjadas. Perfil del rostro alargado con manchas rojizas. Antenas más cortas que la longitud del ala.	Cuerpo por completo color verde. Rostro corto, color marrón amarillento. Antenas más largas que la longitud del ala. En reposo, casi la mitad de las alas sobresale del cuerpo.	Cuerpo verde azul intenso, protorax con manchas rojizas grandes. Rostro corto amarillento. Antenas más largas que la longitud del ala.	Cuerpo verde, con banda amarilla central longitudinal. Perfil del rostro con manchas negras. Antenas más cortas que la envergadura alar.

Fuente: Nuñez, 1988; Nuñez, 2002

Anexo 11

Ciclo Biológico de *Pesiochrysa paessleri* (Navas)



Anexo 12

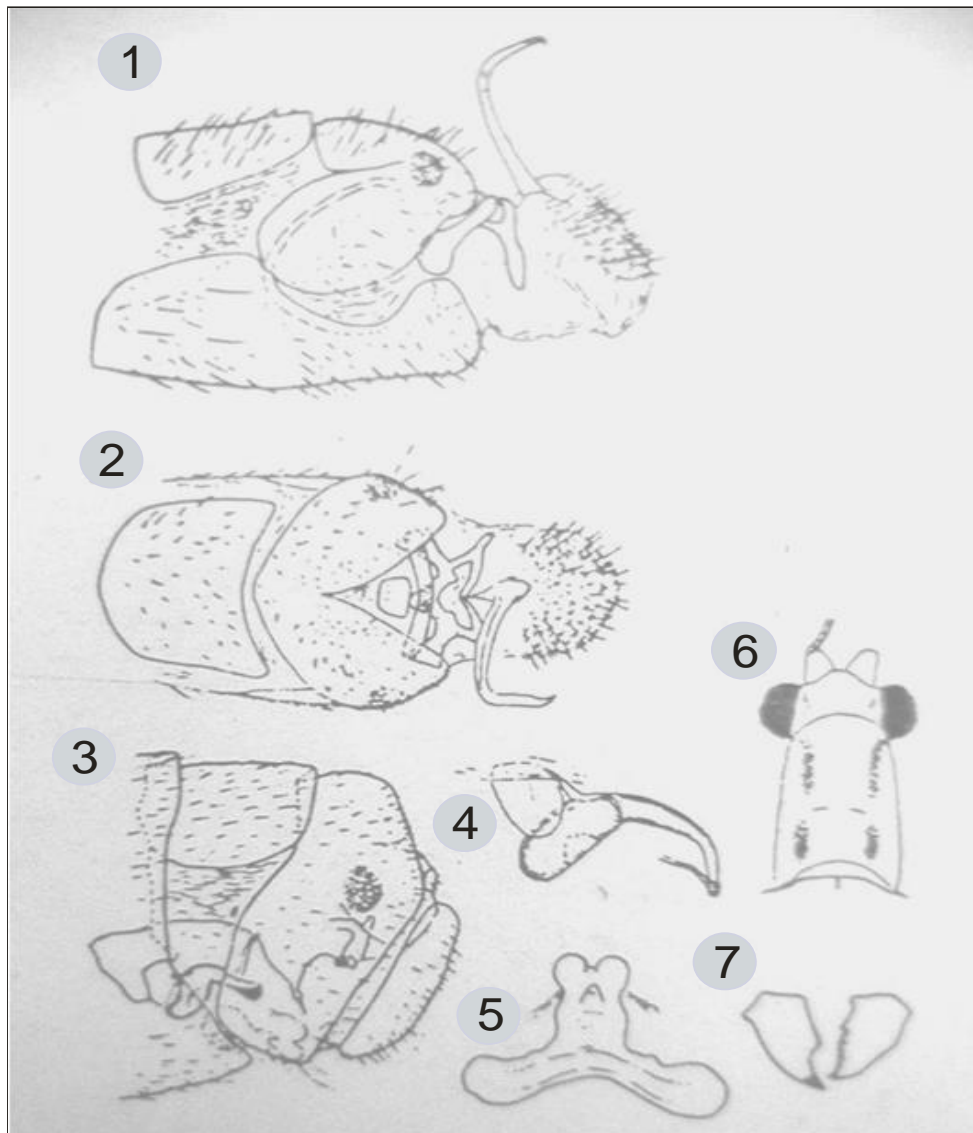
Relaciones Interespecíficas de ocho especies de Chrysopidae peruanos

PREDATOR	PRESA	CULTIVO
1.- <i>Ceraeochrysa cincta</i> (Schneider)	<i>Aleurothixus floccosus</i> (Maskell)	Cítricos
	<i>Diaspididae, Coccidae</i>	
	<i>Aleurodicus cocois</i> (Curtis)	Cítricos
	<i>A. dispersus</i> (Russell)	Cítricos
2.- <i>Ceraeochrysa</i> sp.	<i>Planococcus citri</i> (Risso)	Cítricos – olivo
	<i>Phenacoccus gossypii</i> (Towm-Cock)	Palto – Algodón
3.- <i>Chrysoperla externa</i> (Hagen)	<i>Spodoptera</i> spp.	Maíz
	<i>S. eridania</i> (Guerin)	Alfalfa – Papa
	<i>Palpita quadristigmalis</i> (Guerin)	Olivo
	<i>Heliothis zea</i> (Boddie)	Maíz
	<i>Heliothis virescens</i> (Fab.)	Algodón
	<i>Laspeyresia pomonella</i> (L.)	Manzano
4.- <i>Chrysoperla asoralis</i> (Branks)	<i>Spodoptera</i> spp.	Alfalfa, maíz, papa, espárrago
	<i>Prodiplosis longifila</i>	Tomate, espárrago
	<i>Phyllocnistis citrella</i> (Stainton)	Cítricos – varios
	<i>Liriomyza</i> spp.	Varios
5.- <i>Chrysopodes</i> sp.	<i>Phenacoccus gossypii</i> (Towm-Cock)	Algodón
	<i>Pseudococcus adonidum</i> (L.)	Palto
	<i>Coccidae</i>	Palto
	<i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius)	Camote - Algodón – tomate
	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood)	Hortalizas
6.- <i>Nodita cruentata</i> (Schneider)	<i>Orthezia olivicola</i> Beingolea	Olivo
7.- <i>Plesiochrysa paessleri</i> (Navas)	<i>Spodoptera</i> spp.	Alfalfa – camote
	<i>Palpita quadristigmalis</i> (Guerin)	Papa - maíz – olivo
	<i>Heliothis virescens</i> (Fab.)	Olivo
	<i>Phyllocnistis citrella</i> (Stainton)	Algodón – cítricos
8.- <i>Suarius figuralis</i> (Branks)	<i>Pseudococcidae</i>	Algodón
	<i>Aphidadae</i>	Algodón – frutales
	<i>Panonychus citri</i> (Mc Gregor)	Varios

Fuente: Nuñez E. (1988), Nuñez E. (2002).

Anexo 13

Características físicas del adulto de *Plesiochrysa paessleri* (Navas).

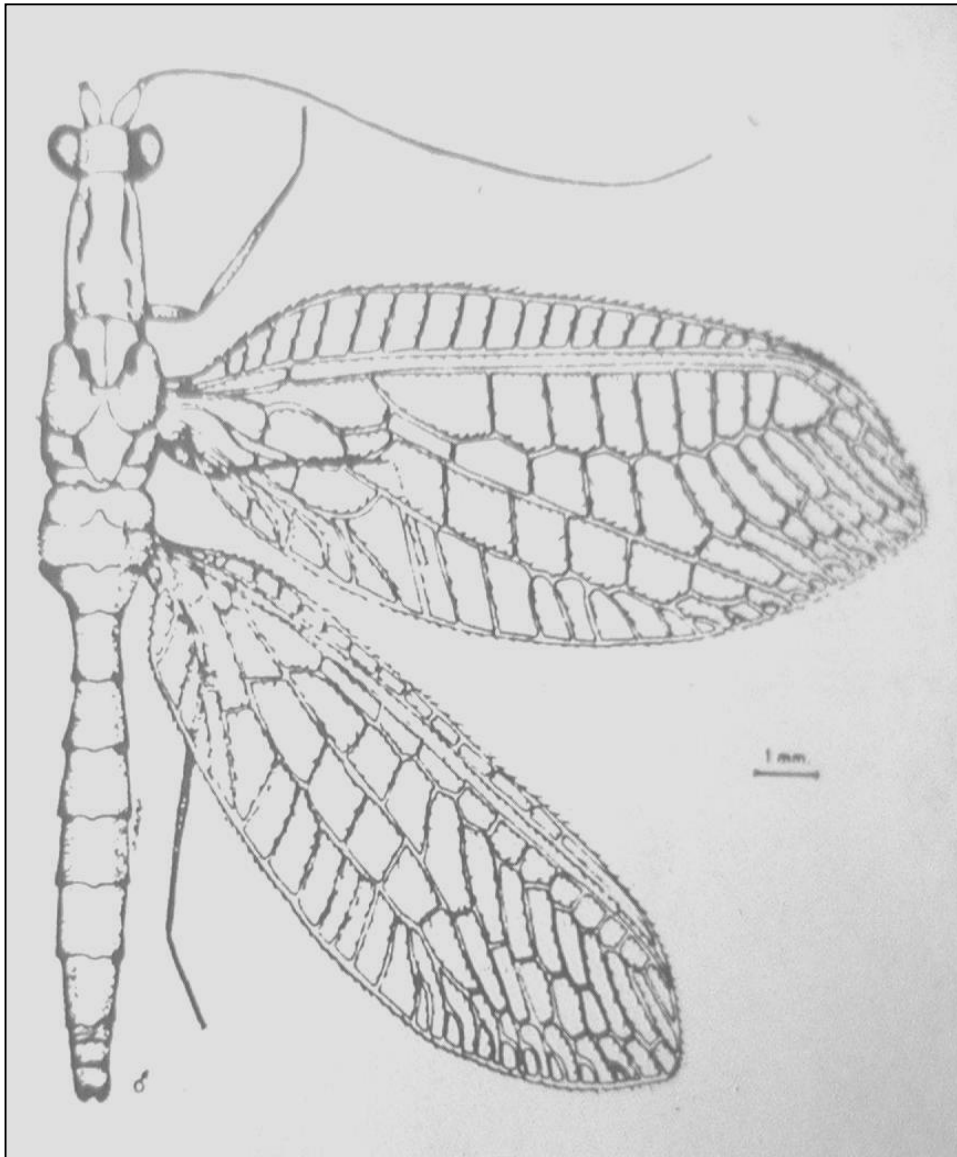


Plesiochrysa paessleri Navas

1: Terminación abdominal del macho, vista lateral. - 2: id., vista dorsal. - 3: Terminación abdominal de la hembra, vista lateral. - 4: Espermateca. - 5 Esternito. - 6: Cabeza y protórax (muy largo). - 7 Mandíbulas.

Anexo 14

Adulto de *Plesiochrysa paessleri* (Navas)



Anexo 15

Fotografías del adulto de *Plesiochrysa paessleri* (Navas)



Cortesía Elizabeth Nuñez



Cortesía Christian Lanchipa

Anexo 16

Fotografías de la cabeza de la larva de *P. paessleri* (Navas)



Cortesía Elizabeth Nuñez

Anexo 17

Fotografías Larva de *P. paessleri* (Navas) alimentándose de ninfas de *S. phillyreae* (Haliday)





Dr. Daladier Castillo Cotrina

ASESOR



Bach. Mary Isabel Conde Chaparro

TESISTA