

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA**  
**FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES**  
**ESCUELA PROFESIONAL INGENIERÍA EN RECURSOS NATURALES**  
**RENOVABLES**



**CICLO BIOLÓGICO DE AGRIAS *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) EN SALA DE VUELO EN TINGO MARÍA, HUÁNUCO, PERÚ**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**  
**INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES -**  
**MENCIÓN FORESTALES**

**PRESENTADO POR:**

**HUGO RAMIREZ ACACIO**

**2019**

# UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

## FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

### ESCUELA PROFESIONAL INGENIERÍA EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES



#### CICLO BIOLÓGICO DE AGRIAS *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) EN SALA DE VUELO EN TINGO MARÍA, HUÁNUCO, PERÚ

<b>Autor</b>	: Bach. Hugo Ramirez Acacio
<b>Asesor</b>	: Dra. Yané Levi Ruiz
<b>Programa de investigación</b>	: Gestión de Recursos Naturales
<b>Línea(s) de investigación</b>	: Recursos Genéticos
<b>Eje temático de investigación</b>	: Manejo de Fauna Silvestre
<b>Lugar de ejecución</b>	: Hotel Madera Verde – Tingo María
<b>Duración</b>	Fecha de inicio : 22 octubre 2018
	Término : 22 abril 2019
<b>Financiamiento</b>	: 8438.10 soles
	Propio: sí

## DEDICATORIA

A Dios, porque siempre está conmigo,  
en momentos felices y de dificultades.

A mis amores Esposa Deisy Pezo  
Flores y mis queridos hijos Sebasthian  
y Keyra

A mis padres, Julio y Daniela

Todo el apoyo que me dieron en las  
diferentes etapas de mi vida y en mi  
formación profesional. Y que hoy desde  
el cielo me bendice.

A mi sobrina Karina Ramírez por su  
apoyo incondicional.

## **AGRADECIMIENTOS**

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, en especial a la Facultad de Recursos Naturales Renovables que contribuyeron en mi formación profesional.
- A la Dra. Yané LEVI RUIZ, asesor del presente trabajo, por su colaboración en la tesis.
- Al Ing. Juan Carlos FLORES PAZ, apoyo del presente trabajo, por su valiosa colaboración en la tesis.
- A los docentes, miembros del jurado de tesis Dr. Ladislao RUIZ RENGIFO, Ing. Msc. Warren RIOS GARCIA, y al Ing. Msc Edilberto DIAZ QUINTANA, por ser parte de mi formación profesional.
- A mi esposa e hijos que son mi motor y eje central de mi vida.
- A Orlando SABINO ALANIA y Marcelo SABINO ALANIA, quienes me apoyaron en las actividades de campo.
- Al Ing. Andy Willians VELA ZEVALLOS amigo desde infancia y en toda la etapa profesional por todo su apoyo incondicional.

## ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
2.1. Generalidades de la especie.....	4
2.1.1. Taxonomía .....	4
2.1.2. Origen y distribución.....	5
2.1.3. Hospederos .....	5
2.1.4. Hábitat y nicho ecológico.....	6
2.1.5. Morfología y comportamiento .....	7
2.1.6. Enemigos naturales.....	10
2.2. El potencial económico y comercial de las mariposas en el Perú.....	11
2.3. La crianza de mariposas del género <i>Agrias</i> .....	13
2.3.1. Crianza de <i>Agrias sp.</i> .....	13
2.3.2. Ciclo de vida.....	13
2.4. Sistemas de crianza de mariposas.....	16
2.4.1. Crianza en estado natural.....	16
2.4.2. Crianza en cautiverio.....	19

III. MATERIALES Y MÉTODOS .....	23
3.1. Lugar de ejecución .....	23
3.1.1. Ubicación del lugar de trabajo .....	23
3.1.2. Ecología de la zona de estudio .....	23
3.1.3. Temperatura y humedad registrada .....	24
3.2. Materiales y equipos .....	25
3.2.1. Materiales de campo .....	25
3.2.2. Material de laboratorio .....	25
3.3. Montaje, conservación e identificación del lepidóptero .....	25
3.4. Metodología .....	26
3.4.1. Obtención del material biológico, instalación y evaluación .....	26
3.4.2. Características morfológicas del estado de huevo .....	26
3.4.3. Porcentaje de emergencia .....	26
3.4.4. Duración del periodo de incubación y características del huevo .....	27
3.4.5. Viabilidad de los huevos y período de incubación .....	27
3.4.6. Características morfológicas de los estadios larvales .....	27

3.4.7. Evaluación de los estadios larvales, pre pupa y pupa .....	28
3.4.8. Dimorfismo, proporción sexual y características de los adultos .....	28
3.4.9. Longevidad del adulto.....	29
3.4.10. Caja de pupas o puparios .....	29
3.4.11. Cuarto de cosecha.....	29
3.5. Ciclo biológico de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886) .....	30
IV. RESULTADOS .....	31
4.1. Determinación de la viabilidad de cada estado y estadio larval Agrias <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886) en una sala de vuelo .....	31
4.1.1. Planta alimenticia de las larvas.....	31
4.1.2. Capacidad de oviposición .....	31
4.1.3. Características del huevo .....	31
4.1.4. Viabilidad de los huevos de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886) .....	33
4.1.5. Periodo de incubación .....	33
4.1.6. Duración total del período posembrionario .....	34

4.2.	Reconocimiento de algunos aspectos de comportamiento de <i>Agrias Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo .....	40
4.2.1.	Comportamiento de <i>Agrias Prepona claudina lugens</i> .....	40
4.2.2.	Dimorfismo y proporción sexual.....	44
4.2.3.	Emergencia de los adultos .....	45
4.3.	Determinación de la duración del ciclo biológico de <i>Agrias Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo .....	47
V.	DISCUSIÓN .....	49
5.1.	Identificación de la especie de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886) .....	49
5.2.	Reconocimiento de algunos aspectos de comportamiento de <i>Agrias Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo .....	50
5.3.	Determinación de la duración del ciclo biológico de <i>Agrias Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo .....	52
VI.	CONCLUSIONES.....	53
VII.	RECOMENDACIONES.....	54

VIII. ABSTRACT .....	55
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	56
ANEXO.....	60

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Datos de temperatura y precipitación- Estación Meteorológica SENAMHI 2018.....	24
2. Evaluación de 40 huevos de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	32
3. Evaluación de la viabilidad de 35 huevos. ....	33
4. Evaluación del periodo de incubación. ....	33
5. Evaluación de la duración total del periodo posembrionario. ....	34
6. Evaluación del primer estadio larval (para la repetición 1 y 2 se trabajó con 11 y 15 larvas y para repetición 3 se utilizó 9 larvas). ....	35
7. Evaluación del segundo estadio larval (Para cada repetición se utilizó la misma que para el primer estadio larval). ....	36
8. Evaluación del tercer estadio larval (para la repetición 1 y 3 se trabajó con 11 y 9 larvas, para la repetición 2 se trabajó con 15 larvas). ....	37
9. Evaluación del cuarto estadio larval (para las 3 repeticiones se evaluaron todas las larvas).....	38
10. Evaluación del quinto estadio larval (para las 3 repeticiones se evaluaron todas las larvas).....	39

11. Evaluación en días de la duración de la Prepupa. ....	41
12. Evaluación de longitud y ancho de prepupa. ....	41
13. Evaluación de longitud y ancho de la pupa. ....	43
14. Evaluación de la fase de pupa (días). ....	44
15. Evaluación de medición promedio de 10 adultos (5 machos y 5 hembras). ....	45
16. Porcentaje de emergencia de adultos. ....	45
17. Ciclo biológico de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886) en días. ....	47
18. Dimensiones de los estados y estadios de <i>Prepona claudina</i> <i>lugens</i> (Staudinger, 1886). ....	48

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Grupos de posturas de los huevos de <i>P. claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	32
2. Larvas del primer estadio de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), inmediatamente después de la eclosión (a) y después de alimentarse (b). ....	35
3. Larvas del segundo estadio de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886), inmediatamente después de la muda (a) y después de alimentarse (b). ....	36
4. Larvas del tercer estadio de <i>P. claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	38
5. Larvas de cuarto estadio de <i>P. claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	39
6. Larvas del quinto estadio de <i>Prepona claudina lugens</i> .....	40
7. Evaluación de prepupa (a) y prepupa suspendido (b), fijado por el cremaster de <i>P. claudina lugens</i> (Staudinger, 1886). ....	42
8. Vista lateral (a), vista dorsal (b) y vista ventral (c). ....	42
9. Pupas en el segundo día de formación de <i>P. claudina lugens</i> .....	43
10. Montaje y evaluación del adulto macho de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886). ....	46

11. Lado ventral de la hembra de <i>Prepona claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	46
12. Observación de pupas en el primer día de formación, <i>P.</i> <i>claudina lugens</i> (Staudinger, 1886). ....	61
13. Medición de pupas en el primer día de formación, <i>P. claudina</i> <i>lugens</i> (Staudinger, 1886). ....	61
14. Montaje (a) y evaluación de adultos macho y hembra (b y c) de <i>P. claudina lugens</i> (Staudinger, 1886).....	62

## RESUMEN

En la cuenca media del Huallaga se carecen de información específica sobre la crianza de lepidópteros tropicales, motivo por el cual se desarrolló la tesis con el objetivo de conocer el ciclo biológico de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo en Tingo María. Se desarrolló en la Sala de Crianza de Mariposas del Hotel Madera Verde, provincia de Leoncio Prado en la región Huánuco. Se adquirió una pareja de adultos de la especie en estado natural, evaluándose la preoviposición y oviposición en adultos, luego los estados y estadios de desarrollo en planta hospedera (Fabaceae). Se reporta 5.6 días para la incubación, siendo los huevos de 2.74 mm de diámetro, con viabilidad del 87.5%, el estado larval fue 49.7 días, el estado de pupa duró 15.6 días con una longitud de 36.63 mm y un ancho de 15.47 mm. Los machos adultos representaron el 85.71% de la población, con longitud de 36.68 mm, expansión alar de 80.43 mm, coloración azulada en la parte interior de las alas posteriores, abdomen delgado y alargado en forma de lanza y pubescencias en la parte terminal; las hembras fue 14.29%, midiendo 38.16 mm, expansión alar de 95.28 mm, abdomen más voluminoso y su parte terminal es ovalado donde se halla el ovipositor. Se concluye que el ciclo biológico de la especie en estudio en sala de vuelo no reporta variaciones respecto a las poblaciones naturales, haciéndolo factible su crianza.

## I. INTRODUCCIÓN

El género *Agrias* incluye algunas de las mariposas más brillantemente coloreadas del mundo, por lo cual son el grupo de mariposas más codiciadas por los coleccionistas (TAKACS y TELLO, 1992) y que garantiza su comercialización tanto en el interior y exterior del país.

La biología de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), no se ha publicado ni se conoce nada acerca de ella. Adicionalmente, no son muy comunes en su medio natural, pero pueden ser observadas regularmente en ciertos parches de bosque donde no entra la luz solar directa. Son fácilmente colectadas con trampas y frutas en descomposición.

Esta especie de mariposa se viene criando artesanalmente en el caserío Clorinda Mattos de Turner, del distrito de Mariano Dámaso Beraún, donde se mostraron problemas en la mortalidad especialmente en estadios larvales, no se maneja reportes numéricos sobre su caracterización morfológica en diferentes estadios, además de que se necesita conocer más sobre la diversidad de plantas hospederas, además en la provincia de Leoncio Prado existen condiciones donde ambientales favorables para la proliferación de los lepidópteros, los cuales generan interrogantes como ¿cuál será el ciclo biológico de agrias *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) en sala de vuelo bajo las condiciones de Tingo María?

La duración del ciclo de vida de la mayoría de las especies de *Agrias*, es corta en comparación a la mayoría de las especies de mariposas diurnas. El trabajo de tesis, pretende ser uno de los pioneros e incentivadores respecto a generación de información del ciclo biológico y *la* planta hospedera de la *Agria Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), ya que hasta la fecha estas informaciones son desconocidos en forma sostenible; a fin de criar masivamente y así generar ingresos para las personas que se encuentren vinculadas a la crianza de lepidópteros.

La información generada servirá para transmitir la información a los agricultores, mujeres y niños del ámbito rural con el fin de incentivar a la crianza y comercialización de mariposas como alternativa de desarrollo. Considerando lo antes mencionado se plantea los siguientes objetivos:

### **Objetivo principal**

- Conocer el ciclo biológico de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo en Tingo María.

### **Objetivos específicos**

- Determinar la viabilidad de cada estado y estadio larval *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo.
- Reconocer algunos aspectos de comportamiento de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo.

- Determinar la duración del ciclo biológico de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo en Tingo María.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Generalidades de la especie

#### 2.1.1. Taxonomía

La subespecie *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), fue descrita originalmente por el alemán Otto Staudinger, en 1886, como una variedad de *Agrias sardanapalus* (Bates, 1860), con base en 20 ejemplares machos recolectados en el valle de Chanchamayo (Junín), por otro alemán, llamado Franz Thamm. Esa descripción original apareció en un libro bajo la autoría de Otto Staudinger y Ernst Schatz, se clasificó de la siguiente manera:

Reino	: Animalia
División	: Rhopalocera
Phylum	: Arthropoda
Clase	: Insecta
Orden	: Lepidoptera
Superfamilia	: Papilionoidea
Familia	: Nymphalidae
Subfamilia	: Charaxinae
Tribu	: Preponini

Género : *Prepona*

Especie : *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886).

### **2.1.2. Origen y distribución**

DE VRIES (1987), señala que el género *Agrias* se encuentran distribuidas dentro de América del Sur y América Central. Según LAMAS (2004), es originaria de Venezuela, Guyana y Bolivia; las especies *Sardanapalus*, se encuentra en Ecuador, Brasil y Perú. Se los puede encontrar en los bosques primarios y secundarios en alturas entre los 200 a 600 metros; las larvas se alimentan de especies *Erythroxylum* y los adultos de fruta en descomposición y peces muertos.

### **2.1.3. Hospederos**

LE MOULT y RÉAL (1963) menciona que la planta hospedera es aquella donde la mariposa pone sus huevos y donde las futuras orugas se van a alimentar. Para entender mejor la relación de las mariposas con sus plantas hospederas se hará referencia a Andrews & Rutilo (1987), quienes señalan que determinados insectos (en este caso las mariposas) han evolucionado para pasar de una dieta polífaga (alimentación de muchas especies de plantas) a dietas monófagas (de una sola especie de planta), oligófagas (de unas cuantas especies de plantas) o estenófagas (de especies de plantas de una misma familia). Las mariposas ubican sus plantas hospederas en la naturaleza por medio de quimiotaxis, es decir, a través de sus quimiorreceptores ubicados en las antenas. Estos insectos detectan mínimas cantidades de los metabolitos

secundarios que las plantas hospederas liberan. Dichas sustancias actúan como kairomonas, con una acción que beneficia sólo a la especie receptora.

Siguiendo a DE VRIES (1987), se conoce que un aspecto crítico en el ciclo de vida de la mariposa es la habilidad de la hembra de ovipositar y de la oruga de alimentarse de una planta hospedera en particular. La mayoría de especies de mariposas se alimenta sólo de unas cuantas especies de plantas. Existen ciertos linajes particulares de mariposas que se encuentran asociados a ciertos tipos de plantas, de tal manera que tanto la oruga como la hembra que va a ovipositar no aceptan otro tipo de planta. Durante la búsqueda de plantas hospederas es común observar cómo una misma especie de mariposas puede poner sus huevos en varias plantas del mismo género o familia.

El mismo autor menciona que, cuando esto sucede es necesario experimentar y ver qué especie es la más adecuada para la crianza. Debido a que las plantas hospederas, como toda especie silvestre, tienen toxinas para defenderse contra los herbívoros, las mariposas han optado por alimentarse de ellas a través de un proceso de coevolución, dentro de las plantas hospederas de esta especie se encuentra *Erythroxylon sp.* (Erythroxylaceae) y otros de la familia Quiinaceae.

#### **2.1.4. Hábitat y nicho ecológico**

##### **2.1.4.1. Hábitat**

Las mariposas *Agrias* son habitantes de los bosques, que se aventuran en los claros soleados para calentarse. Por lo general viven solos,

con exclusión de la época de apareamiento. Los machos son territoriales y perseguirá a cualquier rival. Las mariposas *Agrias* se alimentan de los jugos de fruta fermentada con los que también pueden ser atraídos. Las mariposas son rápidas en vuelo y son poco fáciles de atrapar (LE MOULT y RÉAL, 1963).

### **2.1.5. Morfología y comportamiento**

#### **2.1.5.1. Morfología**

Muchas mariposas *Agrias* son de color en tonos llamativos; rojos, azul, naranja y otros. Estos colores no son el resultado de la pigmentación, pero son un ejemplo de iridiscencia: las escalas microscópicas que cubren las alas de las *Agrias* de reflejar la luz incidente en varias ocasiones en capas sucesivas, dando lugar a efectos de interferencia, que dependen de la longitud de onda y ángulo de incidencia de observancia. En la mayoría de las especies sólo los machos son de colores llamativos, existe el apoyo a la teoría de que la coloración f entre machos. Las laminillas reflejan hasta el 70% de la luz que cae sobre ellos, incluidos los rayos ultravioletas (UV). Los ojos de las mariposas *Agrias* se cree que son altamente sensibles a la luz UV y por lo tanto los machos son capaces de ver entre sí a grandes distancias (BLANDIN, 2007).

#### **2.1.5.2. Comportamiento durante la alimentación**

DE VRIES (1987) señala que, debido a la boca modificada, la mariposa sólo puede alimentarse de líquidos, por lo general las hembras se alimentan de néctares de flores, vegetales podridos, jugos de frutas en

descomposición y polen digerido, mientras que los machos necesitan sales para ser fecundos y se alimentan de carroña, excremento, orina, agua.

MULANOVICH (2007) menciona también que este comportamiento es casi exclusivo de los machos, que lo hacen para alcanzar su madurez sexual. Según la experiencia del autor, la mayor parte de mariposas adulto que se cría en la Amazonía se alimenta de flores o de jugo de fruta en descomposición, y son pocos los casos en que se ha observado ambos tipos de alimentación en la misma especie.

Mientras que, SBORDONI y FORESTIERO (1988) indican que existen determinantes físicos y de comportamiento que regulan la visita de las mariposas a las flores para tomar su néctar. Este néctar constituye una fuente de energía capaz de mantener la capacidad de vuelo en la mariposa adulto, se ha observado que los adultos de esta especie también se alimentan de frutos maduros *de Musa* sp.

### **2.1.5.3. Comportamiento gregario**

MULANOVICH (2007) señala que algunas formas primitivas de comportamiento social están presentes en las orugas gregarias. Se trata de un comportamiento relativamente común, que implica estrategias para limitar la depredación. Muchos adultos de mariposas y polillas tienden a ser solitarios, pero en ciertas ocasiones tienen un comportamiento gregario de tres tipos: juntarse para realizar migraciones, hacer grupos de individuos para chupar de los bancos de arena y lodo, y finalmente juntarse para dormir. En la Amazonía

peruana es fácil observar en los caminos y bancos de arena o playas de ríos cientos de mariposas congregadas para chupar agua con sales.

Además el autor añade que, esto permite que cualquiera que desee coleccionar estas especies pueda hacerlo con gran facilidad. Las familias que más se asocian con este comportamiento son las Pieridae y Papilionidae, y en menor proporción la familia Nymphalidae.

#### **2.1.5.4. Comportamiento sexual y cortejo**

Según MULANOVICH (2007), para encontrar pareja con fines reproductivos y persuadir al compañero, la mariposa y la polilla tienen que superar una serie de dificultades. Primero debe haber una señal sexual, la cual debe ser lo suficientemente fuerte para ser percibida a grandes distancias. La comunicación tiene que darse mediante un estímulo y una respuesta que sólo incluya a los miembros de la misma especie.

Finalmente, el individuo debe atraer a su pareja realizando un espectáculo que lo pone en riesgo frente a los predadores. El comportamiento sexual diferencia a las mariposas de las polillas.

En el caso de estas últimas, las hembras atraen a los machos desde grandes distancias utilizando feromonas que producen un estímulo olfativo en ellos. Por su parte, las mariposas macho son quienes patrullan y buscan activamente a las hembras y el efecto olfativo es secundario (MULANOVICH, 2007).

## **2.1.6. Enemigos naturales**

### **2.1.6.1. Parasitoides**

A diferencia de los parásitos, los parasitoides terminan matando a su hospedero. Los parasitoides que atacan los huevos de mariposas están dentro del grupo de las avispas del género Trichogrammatidae y Scelionidae, y alrededor de 60 avispas pueden llegar a emerger de un solo huevo (DE VRIES, 1987).

Los parasitoides que atacan a las larvas y pupas pertenecen a las familias Braconidae, Chalcididae e Ichneumonidae, así como a moscas de la familia Tachinidae. Los Braconidae depositan sus huevos en el cuerpo de la larva de la mariposa. En su madurez, la larva de avispa emerge de la pupa de mariposa para formar su propia pupa. Los chalcidos depositan sus huevos dentro del cuerpo de la larva, antes de que la oruga haga su pupa o mude, cuando su tejido externo está todavía blando (DE VRIES, 1987).

Siguiendo con el mismo autor, la familia de moscas Tachinidae deposita sus huevos en la larva de la mariposa o también en hojas de la planta hospedera, contaminándola. La mosca inmadura se alimenta de los tejidos internos hasta que su víctima está lista para pupar. En este momento, la larva de la mosca hace un túnel a través del cuerpo de la oruga para salir y enterrarse en el suelo. También señala que las larvas infectadas suelen ser fáciles de identificar ya que parecen modificar su comportamiento al exponerse a predadores con el fin de realizar un último intento para librarse de su

parasitoide. Por ello, es común encontrar larvas parasitadas en el campo, pues están más a la vista del hombre.

#### **2.1.6.2. Predadores**

Un predador de mariposa es el que mata cualquier estado de su ciclo y lo hace no sólo con el propósito de la reproducción, lo que diferencia esta definición del parasitoide. Las mariposas tienen predadores vertebrados e invertebrados. Dentro de los segundos se encuentran arañas, mántidos, hormigas, avispas, moscas, escarabajos y algunos heterópteros. Las arañas y los heterópteros pueden chupar los jugos internos de su presa, y los mántidos, hormigas, avispas y escarabajos pueden consumir todas las porciones de su presa. Los mayores predadores vertebrados de las mariposas son las aves, lagartijas y mamíferos. Estos predadores pueden alimentarse de toda la presa o, en el caso del adulto, sólo del cuerpo dejando las alas; también pueden tomar únicamente las entrañas del cuerpo (DE VRIES1987).

### **2.2. El potencial económico y comercial de las mariposas en el Perú**

Según Lamas (2003), citado por MULANOVICH (2007), el Perú es el país con mayor cantidad de especies de mariposas en el mundo. Este dato es sustentado por el constante esfuerzo de biólogos peruanos y extranjeros, especialistas en este recurso, quienes clasifican año tras año nuevas especies. Hasta octubre del año 2003 se reportaron 3,880 especies y se estima que este número podría llegar a 4,451. Otros países que compiten en riqueza de mariposas son Colombia con 3,102 especies, Brasil con 3,268, Ecuador con

3,000, África Sub-ecuatorial con 3,600, Venezuela con 2,300, y Costa Rica y Panamá con 1,500 especies. Por su parte, Australia y Oceanía cuentan con 1,226 especies y, con mucho menor cantidad, figuran Norteamérica con 765 especies y Europa con alrededor de 570. Estas cifras se refieren al grupo de mariposas diurnas, conocidas también por el nombre de Rhopalocera. Desde el punto de vista comercial, tienen mayor potencial las familias Nymphalidae, Papilionidae y Pieridae, seguidas de las Lycaenidae, Riodinidae y Hesperidae. Para aprovechar todo el potencial de especies de mariposas en el Perú, hay que tener en cuenta que no están distribuidas uniformemente dentro del territorio nacional.

Lamas (2003), citado por MULANOVICH (2007) establece que “la costa del Pacífico y las vertientes occidentales andinas áridas, desde Tumbes hasta Tacna y desde el nivel del mar hasta los 5,000 msnm, albergan relativamente pocas especies, unas 400 conocidas hasta ahora. La región de los Andes, desde el este de Piura por el norte hasta Puno por el sur, incluye un conjunto enormemente complejo de ambientes y un paisaje agreste, atravesado por innumerables riachuelos y torrentes montanos que fluyen hacia la hoya amazónica. Alberga una fauna moderadamente rica y especializada, las comunidades más ricas de mariposas se hallan en los restos de bosques montanos y nublados que salpican, a manera de un archipiélago, las montañas cubiertas por pastos entre los 1,500 y 3,500 msnm. El mismo autor señala que un elevado número de especies, limitadamente distribuidas, ha evolucionado en este lugar, siendo las comunidades más diversas de mariposas entre los Andes de Cajamarca, Amazonas, Huánuco, Junín, Cusco y Puno,

especialmente en áreas que han sufrido menor impacto por la presencia del hombre, se puede afirmar entonces que la principal ventaja comparativa del Perú es su enorme diversidad.

### **2.3. La crianza de mariposas del género *Agrias***

#### **2.3.1. Crianza de *Agrias* sp.**

La especie en estudio no presenta reportes de crianza o estudios de biología; por lo tanto, se realizó, estudios básicos de crianza y evaluación de insectos, en condiciones controladas (TAKACS y TELLO, 1992).

#### **2.3.2. Ciclo de vida**

La plasticidad en el desarrollo de las etapas inmaduras de insectos fitófagos es frecuente y puede ser debido a las condiciones ambientales locales o factores bióticos (EVANS y WHEELER, 2001). Hipótesis sugieren que puede deberse a diferencias genéticas o polimorfismos (NYLIN *et al.*, 1996). Contrario a esto, otros estudios proponen que se debe a variaciones estacionales (NYLIN *et al.*, 1996), gradientes climáticos (IWASA *et al.*, 1994) y latitudinales (JESSICA *et al.*, 2008) entre otros, que generan cambios fenotípicos dentro de una especie, y dentro de los individuos genéticamente similares (BOCAZ *et al.*, 2003). Adicionalmente, se conoce que esta especie y como tal toda la tribu Heliconiini, presentan plasticidad fenotípica cuando son expuestos a diferentes condiciones ambientales, evidenciándose mayormente en el estadio larval en la

cápsula cefálica y la mandíbula (MAES y BRABANT, 2000; MALPARTIDA-ZEVALLOS *et al.*, 2013; MILAN, 2016)

Respecto a morfología externa de la mariposa *Dione juno* (Nymphalidae) en Colombia, SÁNCHEZ *et al.* (2008) reportaron que hubo cambios importantes respecto a los países de México, Perú y Ecuador. Contrario a esto, se confirmó la morfología propuesta por todos los autores.

En cuanto a las medidas de longitud se encontró que existe similitud entre Ecuador y Colombia, lo que podría resultar debido a que latitud y por lo tanto el clima es similar entre estos dos países. Si se compara las longitudes propuestas para México que se encuentra en una latitud y clima muy diferentes a las de Colombia y Ecuador, se puede asegurar que las diferencias son notables y que el cambio de hábitat en la especie está causando cambios muy notorios en el desarrollo de la misma; por ejemplo, la duración del ciclo de vida y la longitud de los individuos (SÁNCHEZ *et al.*, 2008).

#### **2.3.2.1. Los huevos**

Son lisos, globulares y en forma individual son ovipositados en las hojas de la planta hospedera. Generalmente realizan la oviposición en el Haz de la hoja, raras veces en el envés (TAKACS y TELLO, 1992).

SÁNCHEZ *et al.* (2008) reportaron que la mariposa *Dione juno* (Nymphalidae) presenta una etología que coincide con lo propuesto por

Muyshondt (1973) en donde indicaba que en poblaciones pequeñas dicha especie ovipositan siempre es en el envés de la hoja, con el fin de proteger los huevos de depredadores y/o agentes externos.

#### **2.3.2.2. Larvas**

Se alimentan generalmente en las noches, y el resto de día permanecen sobre las ramas de la planta hospedera. El género *Agrias* se alimentan de *Erythroxylum* (Erythroxylaceae). También hay registros confirmados de Myrtaceae y Quiinaceae (TAKACS y TELLO, 1992). En caso de otras especies de lepidópteros como *Siderone marthesia nemesis* (Illiger), CASAGRANDE y MIELKE (1985) reporta que las larvas de los primeros estadios se alimentan del ápice de las hojas manteniendo intacta la vena central, a la que se agregan heces y fragmentos de hojas unidas con hilos de seda. A este sitio se denomina sustrato de fijación o percha.

#### **2.3.2.3. Pupas o crisálidas**

La crisálida es verde claro, con una giba dorsal, y se estrecha considerablemente hacia el cremáster robusto y la cabeza bífida. Se suspende a partir de un tallo o la hoja de la planta hospedera (TAKACS y TELLO, 1992).

#### **2.3.2.4. Adultos**

La emergencia de un adulto luego de la pupa se puede observar en *Caligo teucer semicaerulea* Joicey & Kaye, 1917, el cual según FLORES

(2013), señala que, cuando llega el momento de la emergencia la pupa se oscurece, y se rompe por la sutura ecdicial, lo primero en salir es la cabeza, inmediatamente se sostiene de la crisálida con las patas delanteras, posteriormente sale toda bien humedecida.

Para TAKACS y TELLO (1992), las mariposas *Agrias* sp. pasan la mayor parte de sus vidas de alta en el dosel, y normalmente solo se observa si se sienten atraídos por la descomposición de fruta, pescado podrido, o el cebo demás requisitos a lo largo de pistas forestales o caminos. Solo se activa en condiciones de calor, pero pueden ser atraídos por el cebo ya sea por el sol o en sombra (Butterflies of the Amazon rainforest).

## **2.4. Sistemas de crianza de mariposas**

### **2.4.1. Crianza en estado natural**

#### **2.4.1.1. Cría in situ o enriquecimiento del bosque**

Según GÓMEZ (2006), se basa en el manejo poblacional en vida libre ya sea mono- específico o multiespecífico. De acuerdo con PARSONS (1992), con este sistema de cría se trata de enriquecer el bosque sembrando plantas hospederas de orugas de mariposas nectaríferas en claros de bosque, bordes de bosque y a lo largo de caminos o sitios con suficiente luminosidad. La idea es aprovechar el entorno o hábitat natural de las mariposas sin causar ningún tipo de perturbación al ecosistema. Se realiza principalmente en áreas de reserva forestal, áreas protegidas y parques naturales. Al incrementarse las

plantas hospederas de mariposas, se incrementan las poblaciones naturales, que de por sí presentan una relación planta-huésped muy específica que estimula a las hembras a ovipositar en estas. Esto se mide haciendo un monitoreo del número de huevos y presencia de orugas en las plantas hospederas cultivadas y en el número de adultos marcados que son atraídos por las plantas nectaríferas. Una vez sembradas las plantas en sitios estratégicos, la idea es que el productor coseche las larvas y termine de criarlos en jaulas de anejo para el empupado y obtención de especímenes de perfecta calidad o de pupas frescas recién formadas. Es una alternativa económica para colonos que viven en zonas de amortiguamiento a parques nacionales o en áreas protegidas sin ninguna otra opción de subsistencia que la tala y extracción de madera. La producción se basa en la extracción de la cosecha sostenida de las especies que propicien el máximo potencial reproductivo de las mismas con base en la capacidad sustentadora de carga del medio natural en relación con los ciclos bioclimáticos.

#### **2.4.1.2. Rancheo**

GÓMEZ (2006) señala que este método es la asociación de la cosecha sostenida en vida libre con formas de producción ex situ (cautividad). El medio natural sostiene la generación parental, la cual oviposita en sus respectivas plantas hospederas donde el productor recolecta los huevos y las orugas que luego son criadas en cautiverio. De la postura total anual se extrae un porcentaje que es criado en cautividad, minimizando así la mortalidad de estadios inmaduros a causa del ataque de los controladores biológicos

naturales y luego se retorna un porcentaje de adultos al medio natural igual al extraído.

El mismo autor sustenta que se ha estimado que en la naturaleza menos del 5% de las mariposas llegan a la madurez debido al ataque de los depredadores y parásitos naturales, como avispas, aves, lagartijas, arañas, chinches, hormigas y de entomopatógenos como hongos, nemátodos, bacterias y virus que regulan las poblaciones. Sin embargo, cuando se les cría con suficiente alimento y protección de los enemigos naturales, entre el 85 y 95% de los individuos pueden llegar a la madurez.

#### **2.4.1.3. Crianza ex situ**

GÓMEZ (2006) menciona que es un sistema artificial de cría intensiva que implica un alto subsidio para la sustentación productiva. Se utiliza un invernadero forrado en tela metálica fina o tul terlenka microporo blanco, de alta luminosidad. La estructura del vivario puede construirse con varillas de hierro, en madera inmunizada, PVC o aluminio y se cose la tela manualmente con hilo de nylon. El tamaño mínimo debe ser de 6 m<sup>2</sup>, pero el tamaño y la forma pueden variar de acuerdo al gusto y presupuesto de la persona. Puede ser cuadrado, rectangular o circular y la altura promedio puede ser de 2 a 3 m.

En su interior se siembran las plantas hospederas y algunas nectaríferas. Las plantas son cultivadas aparte en un vivero y cuando muestran talla y follaje abundante son trasladadas al vivario. Las mariposas adultas enjauladas son alimentadas con miel y agua de azúcar, usando alimentadores

artificiales con esponja que simulan flores de colores fuertes, o en su defecto se siembran plantas nectaríferas. Una vez la mariposa hembra ha puesto los huevos, se libera; cuando nacen las orugas se dejan para que se alimenten sobre sus plantas hospederas hasta que completen su máximo desarrollo. Si no hay suficiente follaje para que se puedan alimentar, entonces es necesario reubicar manualmente las orugas en otras plantas previamente cultivadas en un vivero. Luego de que las orugas empupan, se colectan y trasladan a jaulas pequeñas, donde se produce la eclosión de las mariposas. Un porcentaje es liberado para repoblar la finca de nuevo y el resto es procesado y aprovechado para el mercado, ya sea en forma de pupas vivas para suplir vivarios o zoológicos y/o adultos disecados para la elaboración de artesanías, cuadros o colecciones (GÓMEZ, 2006).

#### **2.4.2. Crianza en cautiverio**

MULANOVICH (2007) menciona que, el objetivo principal de la crianza de mariposas es obtener pupas para el mercado de especímenes vivos, el cual demanda exhibiciones de este tipo (pupas o crisálidas) en el primer mundo. La única manera de obtener una fuente confiable de pupas de mariposas es criándolas, ya que recolectarlas en los volúmenes, es sumamente difícil, otra ventaja es que la mariposa ex pupa o recién emergida de la pupa no presenta defectos en las alas, mientras que las colectadas raramente son perfectas. Existen varias técnicas de crianza con diversos niveles tecnológicos. Las más simples se emplean en casos de crianza a baja escala (cantidad no muy elevada de ejemplares), y para crianza a gran escala

se utilizan niveles tecnológicos más elevados. Se recomienda la utilización de diversas técnicas a la vez, pues la variabilidad de las condiciones ambientales hace más seguro tener la misma especie bajo diversos métodos de crianza. Por último, tomando en consideración el hecho que las mariposas tienen diversos estadios, se deben aplicar técnicas de crianza en concordancia con el estadio en que se encuentran las mariposas (MULANOVICH, 2007).

#### **2.4.2.1. Contenedores de huevos**

Los contenedores de huevos deben ser preferentemente frascos pequeños de vidrio transparente, ya que de esta manera se puede ver el interior sin abrirlo y apreciar el estado de los huevos, aunque también pueden ser de plástico (MULANOVICH, 2007).

La tapa puede ser tipo rosca, que permita un cerrado casi hermético pero que a la vez sea fácil de abrir y cerrar. Es importante que los contenedores sean fáciles de lavar, por lo que una forma redonda es la más recomendada (MULANOVICH, 2007).

#### **2.4.2.2. Contenedores de orugas**

Es importante que todo ambiente donde se coloquen las orugas y sus plantas hospederas sean lugares frescos y ventilados, donde no se genere exceso de humedad y condensación, que son el caldo de cultivo de muchas enfermedades (MULANOVICH, 2007).

### – **Contenedores de plástico**

Para criar orugas se pueden utilizar contenedores de plástico de 8 x 11 x 15 cm, a los cuales se les debe cortar la tapa para pegarles un pedazo de tul que permita el paso de aire. Al fondo del envase, en la parte interior, puede colocarse un pedazo de papel absorbente para evitar el exceso de humedad y para que los excrementos no entren en contacto directo con el plástico y sea más fácil la limpieza. Se recomienda mantener a las orugas en estos envases máximos hasta el tercer estadio, luego deben ser transportadas a las gavetas para que tengan más espacio (MULANOVICH, 2007).

### – **Gavetas**

Las gavetas son cajas cubiertas con malla de mosquitero y elaboradas con hierro galvanizado u otro material fácil de limpiar; pueden tener forma cuadrada o cilíndrica. En el caso del autor, se utilizaron gavetas cilíndricas de 30 cm de diámetro por 16.5 cm de alto, con una puerta para poder meter y sacar las orugas y las plantas hospederas. Dentro de las gavetas se debe colocar la planta hospedera en un envase de vidrio o plástico que contenga agua para que la planta se mantenga fresca (MULANOVICH, 2007).

### – **Mangas**

Un sistema de crianza muy utilizado es el de las mangas o bolsas de tul o de otra tela más delgada, las cuales se colocan envolviendo a la planta hospedera. Estas mangas, que se pueden instalar en toda la planta o en una

rama de la misma, deben tener un cierre que permita introducir a las orugas o retirar las pupas cuando éstas estén formadas. Las mangas se amarran en la base del tallo de la rama o tronco de la planta. Esto se debe hacer con mucho cuidado para que no se escapen o caigan las orugas al piso (MULANOVICH, 2007).

#### **2.4.2.3. Caja de pupas o pupario**

Una vez cosechadas las pupas de las gavetas se colocarán en un pupario para que las mariposas emerjan ahí y puedan ser luego cosechadas, la caja de pupas debe estar forrada en el techo y en uno de sus lados con un material de espuma duro para poder clavar las pupas con alfileres, el pupario debe ser de un material que permita su fácil limpieza y debe estar lo más ventilado posible. El piso de la caja de pupas debe estar cubierto con papel absorbente para que caigan sobre él los metabolitos líquidos que las mariposas secretan del abdomen al emerger (MULANOVICH, 2007).

#### **2.4.2.4. Cuarto de cosecha**

El cuarto de cosecha es el lugar donde se encuentra la caja de pupas y una mesa de trabajo donde se realizará el empaque de las mariposas o pupas. Este lugar debe tener suficientes repisas como para guardar los papeles de empaque, cajas, papeles absorbentes, etc. Puede estar construido de material noble o materiales locales tradicionales (MULANOVICH, 2007).

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. Lugar de ejecución**

##### **3.1.1. Ubicación del lugar de trabajo**

El presente trabajo de investigación se desarrolló en la Sala de Crianza de Mariposas del Hotel Madera Verde, Provincia de Leoncio Prado, Departamento de Huánuco, durante los meses de enero del 2018 a abril del 2018. El área de estudio tiene las siguientes coordenadas UTM (18L): 390094.45 m E y 1022512.94 m N.

##### **3.1.2. Ecología de la zona de estudio**

De acuerdo al mapa de las zonas de vida mediante el sistema Holdridge HOLDRIDGE (1947) la zona de estudio se encuentra en el Bosque Muy Húmedo - Subtropical (bmh - PST) entre los 600 y 1,800 msnm (PUERTA y CÁRDENAS, 2012). Representa una zona de vida casi nada o nada alterada.

El cuadro bioclimático estimado se caracteriza por presentar un promedio de la precipitación pluvial total anual de 3,714.0 mm (precipitación acumulada para el año 2017), con variaciones entre 3,000 y 4,000 mm aproximadamente (SENAMHI, 2018). La biotemperatura promedio anual se estima en 25.5 °C en términos generales.

El relieve de este ecosistema está constituido por un conjunto de colinas altas y bajas y por las primeras estribaciones de la montaña baja, fuertemente disectadas. Los suelos son muy poco profundos y de alta escorrentía superficial, sin mayor interés. Este ecosistema está dentro del concepto de tierras de protección, donde debe aplicarse una política adecuada para la conservación de los recursos naturales y para regular el régimen hidrológico.

### 3.1.3. Temperatura y humedad registrada

El registro de temperatura se tomó de la página web del Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú, de la Estación Tingo María, tipo Convencional -Meteorológica, comprendido desde enero hasta abril del 2018, se registró una temperatura media de 25.34 °C y un acumulado de 1420.4 mm de precipitación (SENAMHI, 2018).

Cuadro 1. Datos de temperatura y precipitación- Estación Meteorológica SENAMHI 2018.

Mes/2018	Temperatura			Precipitación (mm)
	Max (°C)	Min (°C)	Media (°C)	
Enero	30.20	20.50	25.35	388.2
Febrero	29.90	21.20	25.55	322.6
Marzo	30.00	20.70	25.25	483.3
Abril	30.50	20.40	25.20	226.3
Media/total	29.975	20.70	25.34	1420.4

Fuente: SENAMHI (2018).

## **3.2. Materiales y equipos**

### **3.2.1. Materiales de campo**

Botas, frascos de plástico, navaja, tijeras, lupa, cámara fotográfica, libreta de campo, frascos de vidrio, bolsas de papel kraft, alcohol, red de colección, pinzas, placas Petri, cuaderno de apuntes, etiquetas, marcador de cera, tela Organs.

### **3.2.2. Material de laboratorio**

Microscopio estereoscópico, jaulas de crianza, pinceles entomológicos, estiletos, depósitos plásticos, papel filtro, tela Organs, alfileres entomológicos, caja entomológica, alcohol, pinza, frascos de plástico, alcohol.

## **3.3. Montaje, conservación e identificación del lepidóptero**

Después de la emergencia, los adultos fueron matados por enfriamiento, y se montaron a continuación. Individuos de esta especie fueron remitidos al Museo de Historia Natural, perteneciente a la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, en la ciudad de Lima.

La conservación de los huevos viables, las formas inmaduras (larvas y pupas) que murieron y las exuvias de las cápsulas cefálicas de las larvas (recogida después de la ecdisis) se logró con el envasado en tubos de plástico (35 ml) conteniendo alcohol al 70%.

### **3.4. Metodología**

#### **3.4.1. Obtención del material biológico, instalación y evaluación**

El material biológico se obtuvo del criadero “Los Preponas”, siendo éste un Plan de Negocio ganador en segundo lugar, del tercer concurso del proyecto HAKU WIÑAY/NOA JAYATAI del Ministerio de Desarrollo e Inclusión Social (MIDIS) y Fondo Nacional de Cooperación para el Desarrollo Social (FONCODES). Se instaló 1 par de adultos en la sala de vuelo del mariposario Butterfly House de Madera Verde Hotel, para lo cual se colocó (macho y hembra), en una sala de vuelo con su respectiva planta hospedera (*Zygia longifolium*), se les alimentó diariamente con plátano variedad moquisho, posterior a ello se tomaron datos para cada estado de desarrollo.

#### **3.4.2. Características morfológicas del estado de huevo**

Una vez que la mariposa hembra ovipositó, se observa la forma en que son puestos sobre las hojas. Luego los huevos fueron aislados y acondicionados en sus plantas hospederas por días de oviposición, con el fin de observar en cuantos días eclosionan los huevos y poder observar todas las características externas del huevo.

#### **3.4.3. Porcentaje de emergencia**

Se tomaron las muestras de huevos por cada posturas, los cuales fueron colocados en sus plantas hospederas, y se evaluaron diariamente

hasta su eclosión. Se cuantificaron el número de huevos eclosionados y número total de huevos, de esta manera se determinó el porcentaje de emergencia (P. E.) mediante el siguiente cálculo utilizado por LAYCHE (2016):

$$P. E = \frac{N^{\circ} \text{ Huevos eclosionados}}{N^{\circ} \text{ Total de Huevos}} * 100$$

#### **3.4.4. Duración del periodo de incubación y características del huevo**

Se utilizó 40 huevos que fueron colocados en sus plantas hospederas, donde permanecieron hasta su eclosión y se tomaron los datos de la duración del periodo de incubación. Se tomaron las medidas de longitud y ancho de los huevos utilizando un vernier digital milimetrado.

#### **3.4.5. Viabilidad de los huevos y período de incubación**

Para obtener la viabilidad de los huevos, observó los 40 huevos ovipositados por la hembra fertilizada, luego se reportó la cantidad de huevos que eclosionaron, para determinar el porcentaje de fertilidad. Además, se registró el tiempo transcurrido del período de incubación.

#### **3.4.6. Características morfológicas de los estadios larvales**

Inmediatamente después de la emergencia de las larvas del primer estadio fueron trasladadas individualmente a sus plantas hospederas utilizadas como sustrato alimenticio. Se mantuvo a las orugas en sus plantas hospederas hasta la formación de pupas.

Las observaciones se realizaron diariamente con el fin de determinar el cambio de estadio larval, considerando la presencia del casquete cefálico. Los casquetes cefálicos fueron colocados en frascos pequeños de vidrio, para de esta manera observar la morfología y coloración, y así caracterizar cada estadio larval de esta especie.

#### **3.4.7. Evaluación de los estadios larvales, pre pupa y pupa**

A estas larvas también se les tomó las medidas de longitud del cuerpo y ancho, de la cápsula cefálica, inmediatamente después de la muda, con excepción del primer estadio que fue evaluado inmediatamente después de salir del huevo. También se registró la duración de cada estadio larval. Paralelamente al registro de longitud y ancho de la larva, se anotó el tiempo de duración de cada estadio larval. También se hizo la medición del pre pupa y pupa, así como la duración de este estado desarrollo.

#### **3.4.8. Dimorfismo, proporción sexual y características de los adultos**

Se utilizó 10 individuos adultos, cinco machos y cinco hembras (SILVEIRA *et al.*, 1976) y se determinaron, las características morfológicas de ambos sexos tales como forma del abdomen y se tomaron datos sobre la biometría de los adultos machos y hembras tales como longitud y expansión alar. La proporción sexual fue determinada realizando el cálculo de la proporción de sexos, se realizó dividiendo el número total de hembras, entre el número total de individuos machos y hembras, de acuerdo con las recomendaciones de SILVEIRA *et al.* (1976).

### **3.4.9. Longevidad del adulto**

Una vez que emergieron los adultos fueron trasladados a la sala de crianza de lepidópteros, donde fueron alimentadas con una solución de agua y miel de abeja en proporción de tres por uno, así también con frutas cortadas en rodajas, sobre maduras, las que fueron cambiadas diariamente. También fueron tomados datos de la forma, tamaño, color y otras características de este estado de desarrollo. Se hicieron observaciones diarias de los adultos para determinar la duración de la vida de estos.

### **3.4.10. Caja de pupas o puparios**

Una vez cosechadas las pupas se colocaron en un pupario para que las mariposas emerjan ahí y puedan ser luego cosechadas. La caja de pupas estaba forrada en el techo para poder clavar las pupas con alfileres, el pupario se mantuvo limpio y ventilado. El piso de la caja de pupas fue cubierto con papel absorbente para que caigan sobre él, el líquido rojizo expulsado por un miembro de los lepidópteros después de emergencia de la pupa, denominado meconio.

### **3.4.11. Cuarto de cosecha**

En el cuarto de cosecha se encontraba la caja de pupas y una mesa de trabajo donde se realizó el empaque de las mariposas o pupas. Este lugar tenía suficientes repisas como para guardar los papeles de empaque, cajas, papeles absorbentes.

### **3.5. Ciclo biológico de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886)**

Para obtener el ciclo biológico de esta especie se tuvo un registro de evaluación en el cual se anotó el tiempo en días de los estados y estadios larvales.

## **IV. RESULTADOS**

### **4.1. Determinación de la viabilidad de cada estado y estadio larval *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) en una sala de vuelo**

#### **4.1.1. Planta alimenticia de las larvas**

El alimento escogido para el desarrollo del ciclo biológico de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), fueron hojas de una planta perteneciente a la familia Fabaceae, del género *Zygia*.

#### **4.1.2. Capacidad de oviposición**

Se indujo la cópula de un par de adultos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), y se realizaron observaciones diarias a la hembra de dicho lepidóptero, se obtuvo una oviposición de 40 huevos, en forma individual y en grupos de hasta 3 huevos, realizando a éste primer par el seguimiento biológico.

#### **4.1.3. Características del huevo**

El diámetro promedio del huevo fue de 2.74 mm, 3.4 mm de diámetro para *Agrias claudina claudianus* Staudinger (1888), los huevos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), son de color blanco claro cuando

están recién ovipositados, luego a blanco lechoso, posteriormente; cuando son fértiles en todo el huevo se observa unas manchas escarchadas de color plomo, son de forma esférica, próximo a la eclosión se muestra el corion semitransparente, posibilitando la observación de la coloración de la cabeza de la oruga (Cuadro 2 y Figura 1).

Cuadro 2. Evaluación de 40 huevos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886).

N° de huevos	Promedio
	Diámetro (mm)
40	2.74



Figura 1. Grupos de posturas de los huevos de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

#### 4.1.4. Viabilidad de los huevos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886)

De un total de 40 huevos se obtuvieron 35 huevos fértiles, lo que representó un porcentaje del 87.50% (Cuadro 3).

Cuadro 3. Evaluación de la viabilidad de 35 huevos.

ID	Número de huevos	Número de huevos fértiles	Porcentaje de viabilidad
1	11	11	100.00
2	15	15	100.00
3	14	9	64.29
Total	40	35	87.50

#### 4.1.5. Periodo de incubación

El período de incubación de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), tuvo una duración promedio de 5.7 días (Cuadro 4).

Cuadro 4. Evaluación del periodo de incubación.

Repeticiones	Duración en días
1	6
2	5
3	6
Promedio	5.7

#### 4.1.6. Duración total del período posembrionario

La duración total del periodo larva tuvo una duración promedio de 49.7 días, el primer estadio 6.7 días, el segundo estadio 7.3 días, el tercer estadio 10.7 días, el cuarto estadio 11.3 días, el quinto estadio 11.7 días, la pupa 2.0 días (Cuadro 5).

Cuadro 5. Evaluación de la duración total del periodo posembrionario.

Repeticiones	Estadios larvales en días					Prepupa (días)
	L -1	L -2	L -3	L -4	L -5	
1	7	8	10	12	12	2
2	6	7	11	11	11	2
3	7	7	11	11	12	2
Promedio	6.7	7.3	10.7	11.3	11.7	2.0

##### 4.1.6.1. Primer estadio

Las larvas recién emergidas no presentan cuernos en la cabeza, la que es redondeada casi ovalada, ocelos y mandíbulas color marrón oscuro, el cuerpo es cilíndrico y de color lechoso cuando recién emergen y va cambiando a verde claro cuando comienza a alimentarse a partir del segundo día, al final del abdomen presenta como una cola bífida o dividida. En el presente estudio de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886), en su primer estadio larval tuvo una longitud promedio de 7.01 mm, y un ancho de la cápsula cefálica de 1.16 mm, siendo la duración promedio de este estadio de 6.7 días (Cuadro 6 y Figura 2).

Cuadro 6. Evaluación del primer estadio larval (para la repetición 1 y 2 se trabajó con 11 y 15 larvas y para repetición 3 se utilizó 9 larvas).

Repeticiones	Primer estadio larval	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	7.02	1.20
2	6.91	1.13
3	7.09	1.15
Promedio	7.01	1.16

\* Cápsula cefálica.

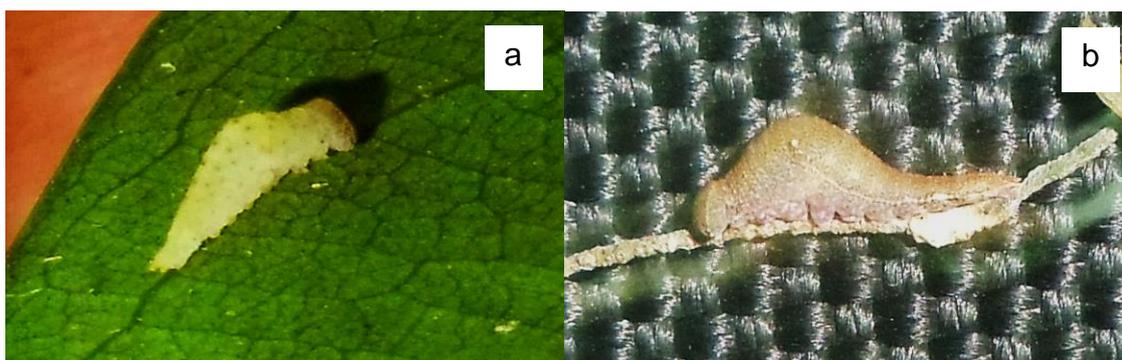


Figura 2. Larvas del primer estadio de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), inmediatamente después de la eclosión (a) y después de alimentarse (b).

#### 4.1.6.2. Segundo estadio

El segundo estadio larval de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), se caracteriza por presentar la cápsula cefálica de forma triangular, cuando recién mudan la cápsula cefálica es de color blanquecina, pero solo el día que muda, en este momento son bastante delicados, luego cambian de

color de amarillo a amarillo rojizo, presentan una jiba en el dorso, con dos protuberancias en forma de cuernos y sobre ellos, dos pequeñas manchas verdes (en las partes laterales del dorso). Tiene una longitud promedio de 10.95 mm, y un ancho de la cápsula cefálica de 1.64 mm. La duración promedio fue de 7.3 días, siendo el primer reporte sobre la duración del presente estadio (Cuadro 7 y Figura 3).

Cuadro 7. Evaluación del segundo estadio larval (Para cada repetición se utilizó la misma que para el primer estadio larval).

Repeticiones	Segundo estadio larval	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	10.98	1.71
2	10.94	1.7
3	10.95	1.51
Promedio	10.95	1.64

\* Cápsula cefálica.

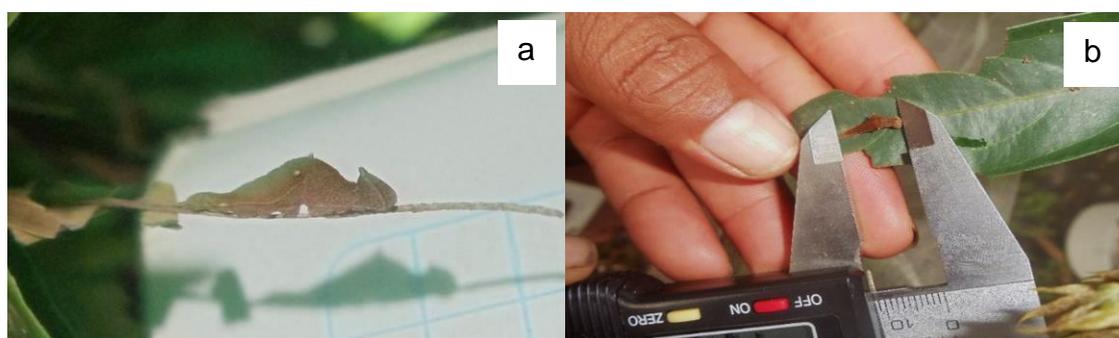


Figura 3. Larvas del segundo estadio de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), inmediatamente después de la muda (a) y después de alimentarse (b).

#### 4.1.6.3. Tercer estadio

En el tercer estadio de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), las orugas son semejantes a las del segundo estadio, cambiando en la coloración únicamente, de coloración amarillenta cuando recién realizar la muda pasando a una coloración dorada en la parte dorsal, mientras que en la parte ventral son de coloración blanquecina, es en este estadio cuando comienzan a tener mayor consumo de alimentos, (son más voraces) hasta el quinto estadio. Se obtuvo una longitud promedio de 29.53 mm y un ancho de la cápsula cefálica de 3.39 mm (Cuadro 8 y Figura 4).

La duración promedio del presente estadio en la especie considerada para el estudio fue de 10.7 días (Cuadro 8 y Figura 4).

Cuadro 8. Evaluación del tercer estadio larval (para la repetición 1 y 3 se trabajó con 11 y 9 larvas, para la repetición 2 se trabajó con 15 larvas).

Repeticiones	Tercer estadio larval	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	34.67	4.17
2	26.1	2.72
3	27.82	3.27
Promedio	29.53	3.39

\* Cápsula cefálica.



Figura 4. Larvas del tercer estadio de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

#### 4.1.6.4. Cuarto estadio

En el cuarto estadio las orugas son semejantes a las del tercer estadio, en cuanto a la coloración y forma de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), cuando la oruga recién ha mudado presenta una coloración lechosa, pasando a un color dorado, se obtuvo una longitud promedio de 44.95 mm y un ancho de la cápsula cefálica de 4.75 mm. El cuarto estadio larval tuvo una duración promedio de 11.3 días (Cuadro 9 y Figura 5).

Cuadro 9. Evaluación del cuarto estadio larval (para las 3 repeticiones se evaluaron todas las larvas).

Repeticiones	Cuarto estadio larval	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	44.67	4.92
2	44.89	4.69
3	45.29	4.63
Promedio	44.95	4.75



Figura 5. Larvas de cuarto estadio de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

#### 4.1.6.5. Quinto estadio

En el quinto estadio las orugas son semejantes a las del cuarto estadio, cambiando en cuanto a la coloración, cuando la oruga recién ha mudado presenta una coloración lechosa, pasando a una coloración amarillo cremoso. Se obtuvo una longitud promedio de 69.83 mm y un ancho de la cápsula cefálica de 5.83 mm. El quinto estadio larval tuvo una duración promedio de 11,7 días (Cuadro 10 y Figura 6).

Cuadro 10. Evaluación del quinto estadio larval (para las 3 repeticiones se evaluaron todas las larvas).

Repeticiones	Quinto estadio larval	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	72.2	5.92
2	68.4	5.74
3	68.9	5.82
Promedio	69.83	5.83

\* Cápsula cefálica.



Figura 6. Larvas del quinto estadio de *Prepona claudina lugens*.

## 4.2. Reconocimiento de algunos aspectos de comportamiento de Agrias *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo

### 4.2.1. Comportamiento de Agrias *Prepona claudina lugens*

En *Prepona claudina lugens* se observó el material de crianza luego de eclosionar los huevos, las larvas se alimentan de las partes que quedan del huevo en el primer día, en el segundo día comienzan a alimentarse del ápice de las hojas, permanecen en el ápice de las hojas como su lugar reposo, colgándose con la cabeza hacia abajo.

#### 4.2.1.1. El período prepupal

Las larvas cambian de la coloración amarillenta cremosa a una coloración verdosa, se dirigen a lugares adecuados para continuar su metamorfosis al estado de pupa, dejan de alimentarse, reducen sus movimientos, se contraen y aumentan su grosor; luego la oruga se fija con el cremaster, a una superficie elevada, quedando fijas y suspendidas, dirigiendo la cabeza hacia abajo. El periodo prepupal fue de 2 días (Cuadro 11).

Cuadro 11. Evaluación en días de la duración de la Prepupa.

Repeticiones	Prepupas en días
1	2
2	2
3	2
Promedio	2

Para este periodo prepupal se tuvo una longitud promedio de 74,88 mm., siendo el promedio del ancho de la cápsula cefálica 7,39, como se puede observar en el siguiente cuadro (Cuadro 12 y Figura 7).

Cuadro 12. Evaluación de longitud y ancho de prepupa.

Repeticiones	Prepupas	
	Longitud (mm)	Ancho (mm)
1	74.17	7.42
2	76.98	7.68
3	74.45	7.25
4	72.48	7.18
5	73.85	7.45
6	75.72	7.48
7	74.58	7.35
8	75.97	7.38
9	76.34	7.42
10	74.26	7.28
Promedio	74.88	7.39

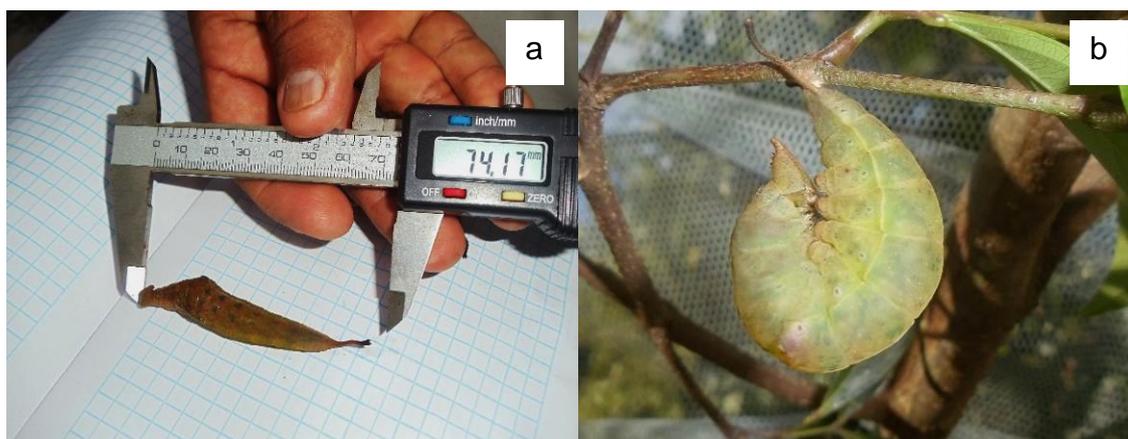


Figura 7. Evaluación de prepupa (a) y prepupa suspendido (b), fijado por el cremaster de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

#### 4.2.1.2. Período pupal

La pupa es de tipo obtecta ya que presenta los apéndices y cuerpo cubiertos por la cutícula pupal, cuando recién se forma la pupa es de color verde claro, luego de unas horas cambia a una coloración verde oscuro, en la parte media del dorso presenta dos puntos de color marrón claro; al segundo día, en la parte media (ventral), aparecen dos manchas rosadas (Figura 8).

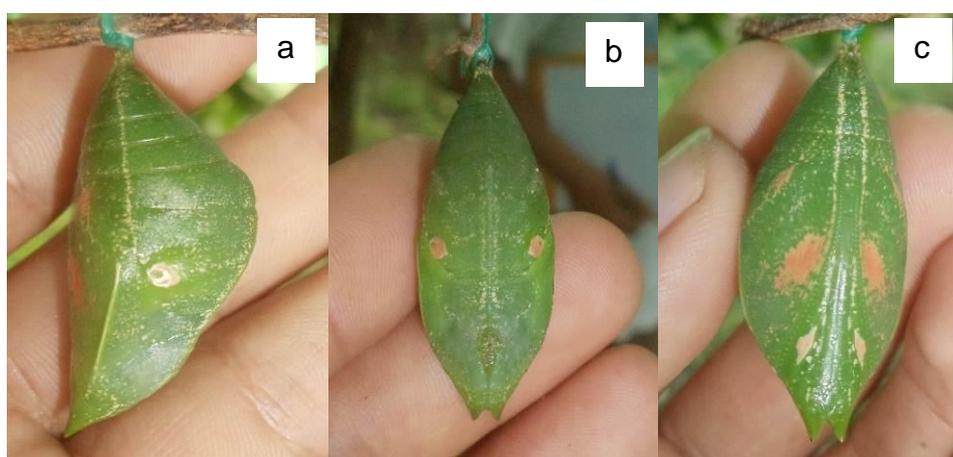


Figura 8. Vista lateral (a), vista dorsal (b) y vista ventral (c).

La evaluación de las pupas se realizó en el segundo día después de su metamorfosis, con mucho cuidado se procedió a realizar las medidas correspondientes (Figura 9).



Figura 9. Pupas en el segundo día de formación de *P. claudina lugens*.

La longitud promedio fue 36.63 mm, obteniéndose un mínimo en la de 35.81 mm y un máximo de 37.58 mm en la primera repetición. También se observa que, para el ancho del dorso, se obtuvo un promedio de 15.47 mm, para las tres repeticiones; siendo el mínimo de 15.25 en la tercera repetición y un máximo de 15.68 en la repetición 1 (Cuadro 13).

Cuadro 13. Evaluación de longitud y ancho de la pupa.

Repeticiones	Pupa	
	Longitud (mm)	Ancho* (mm)
1	37.58	15.68
2	36.5	15.48
3	35.81	15.25
Promedio	36.63	15.47

El período pupal varió de 15 a 16 días, siendo el promedio 15.6 días como se aprecia en el (Cuadro 14).

Cuadro 14. Evaluación de la fase de pupa (días).

Repeticiones	Número en días
1	15
2	16
3	16
Promedio	15.6

#### 4.2.2. Dimorfismo y proporción sexual

Los machos presentan una longitud promedio de 32.84 mm siendo más pequeños que las hembras, ya que ellas presentan una longitud promedio de 38.16 mm. La expansión alar del adulto macho varía entre 78.89 mm a 82.15 mm con un promedio de 80.43 mm, y la expansión alar de la hembra varía de 94.78 mm a 96.31 mm con un promedio de 95.28 mm.

Además, los machos tienen un abdomen delgado y alargado en forma de lanza, en su parte terminal presenta pubescencias, sin embargo, las hembras presentan un abdomen más voluminoso y su parte terminal es ovalado en donde se encuentra el ovipositor. Se registró 35 adultos que emergieron, 30 machos, representando un 85.71%, y 5 hembras representado un 14.29%, lo cual indica que hubo una proporción una hembra por cada siete machos (Cuadro 15 y Cuadro 16).

Cuadro 15. Evaluación de medición promedio de 10 adultos (5 machos y 5 hembras).

Sexo	Extensión alar (mm)	Longitud			Longitud total (mm)
		Cabeza (mm)	Tórax (mm)	Abdomen (mm)	
Macho	80.43	3.07	14.35	15.42	32.84
Hembra	95.28	3.4	13.3	21.46	38.16

Cuadro 16. Porcentaje de emergencia de adultos.

Repetición	Sexo	
	Macho	Hembra
1	10	1
2	13	2
3	7	2
Total	30	5

#### 4.2.3. Emergencia de los adultos

El abdomen estaba muy abultado, las alas estaban replegadas, y muy delicadas, se mueve suavemente para desplegar las alas. Tardan un promedio de dos horas en esclerosarse, luego empiezan a batir las alas muy lentamente, hasta lograr el vuelo, estudio realizado para otra especie (*Caligo teucer semicaerulea* Joicey & Kaye, 1917), mientras que para *Prepona claudina*

*lugens* (Staudinger, 1886), se observó que la emergencia de adultos se produjo en las primeras horas del día, desde las seis de la mañana (Figura 10 y 11).



Figura 10. Montaje y evaluación del adulto macho de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886).



Figura 11. Lado ventral de la hembra de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886).

#### 4.3. Determinación de la duración del ciclo biológico de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo

El período de incubación de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886), tuvo una duración promedio de 5,6 días; el diámetro promedio del huevo fue de 2.74 mm; se obtuvo un porcentaje de viabilidad de 87.5 %. La duración total del periodo larva tuvo una media de 49.7 días, en los Cuadros 17 y 18, se aprecia el ciclo biológico de *Prepona Claudina lugens* (Staudinger, 1886) en días y el desarrollo (en milímetros) cada estado respectivamente.

Cuadro 17. Ciclo biológico de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) en días.

Estado	Estadios	Promedio en días
Huevo		5.6
	Estadio I	6.7
	Estadio II	7.3
	Estadio III	10.7
	Estadio IV	11.3
	Estadio V	11.7
Prepupa		2.0
Pupa		15.6
Total		70.9

Cuadro 18. Dimensiones de los estados y estadios de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886).

Estado	Estadios	Diámetro (mm)	Longitud (mm)	Cápsula Cefálica (mm)
Huevo		2.74		
	Estadio I		7.01	1.16
	Estadio II		10.95	1.64
	Estadio III		29.53	3.39
	Estadio IV		44.95	4.75
	Estadio V		69.83	5.83
Prepupa			74.88	7.39
Pupa			36.63	15.47*

\*Ancho del dorso de la pupa.

## V. DISCUSIÓN

### 5.1. Identificación de la especie de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886)

Según LAMAS (2004), especialista en taxonomía de los Nymphálides, la subespecie *Prepona claudina lugens* fue descrita originalmente por el alemán Otto Staudinger, en 1886, como una variedad de *Agrias sardanapalus* Bates, 1860, con base en 20 ejemplares machos recolectados en el valle de Chanchamayo (Junín), por otro alemán, llamado Franz Thamm. Esa descripción original apareció en un libro bajo la autoría de Otto Staudinger y Ernst Schatz en 1886.

El diámetro promedio de los huevos de la especie en estudio fue 2.74 mm, datos inferiores a los reportados por CASAGRANDE y MIELKE (1985), quienes reportan una media de 3.40 mm de diámetro para *Agrias claudina claudianus* Staudinger (1888), los huevos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), fueron de color blanco claro recién ovipositados, luego se convierten en blanco lechoso, posteriormente; cuando son fértiles en todo el huevo se observa unas manchas escarchadas de color plomo, son de forma esférica, próximo a la eclosión se muestra el corion semitransparente, posibilitando la observación de la coloración de la cabeza de la oruga, información similar descrita por CASAGRANDE y MIELKE (1985).

El período de incubación de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) fue de 5.7 días, información que difiere a reportes de TAKACS y TELLO (1992) en *A. amydon boliviensis* Fruhstorfer 1915, alimentado con una Erythroxlaceae a 1800 msnm en Bolivia, esto posiblemente se atribuye a las condiciones edafoclimáticas de Tingo María que son muy diferentes al de Bolivia, siendo la altitud promedio de 665 msnm.

Las larvas en el primer estadio registraron características muy acordes a los reportes de TAKACS y TELLO (1992), mientras que las dimensiones fueron menores a los obtenidos por CASAGRANDE y MIELKE (1985), para *Agrias claudina claudianus*; para el segundo estadio las características cualitativas fue similar a la descrita por CASAGRANDE y MIELKE (1985), para *Agrias claudina claudianus*, TAKACS y TELLO (1992), para *Agrias amydon boliviensis*, quienes refieren que la presencia de la jiba dorsal pronunciada se muestra en los demás estadios; en el tercer estadio su aspecto morfológico parecido a los estudios de CASAGRANDE y MIELKE (1985) en *Agrias claudina claudianus*, TAKACS y TELLO (1992), para *Agrias amydon boliviensis*, además de ello añaden que existe la similitud en el cuarto y quinto estadio larval.

## **5.2. Reconocimiento de algunos aspectos de comportamiento de *Agrias***

### ***Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo**

Durante el estudio de la biología de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), se efectuaron observaciones en el material de crianza

inmediatamente después de la eclosión de los huevos, dichas actividades realizadas por las larvas fueron muy similares a los reporte de TAKACS y TELLO (1992), para *Agrias amydon boliviensis*, al señalar que las larvas permanecen en la misma posición, debido a que es una forma de aislamiento como mecanismo de defensa mencionados por DE VRIES (1987).

Durante el período prepupal, las larvas de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) reportaron comportamientos similares a lo descrito por DE VRIES (1987), mencionados también por TAKACS y TELLO (1992), para *Agrias amydon boliviensis*, pero no hace mención de la duración del periodo prepupal, el cual no se puede concordar con el periodo prepupal para esta especie que fue 2 días, mientras que en caso de el período pupal, la especie en estudio reportaron información muy similar a los obtenidos por TAKACS y TELLO (1992), para *Agrias amydon boliviensis* Fruhstorfer 1915, quien señala que las manchas en la parte dorsal son parecidos a manchas de líquenes, en caso de las características cuantitativas, se obtuvieron datos cercanos a los obtenidos por CASAGRANDE y MIELKE (1985), para *Agrias claudina claudianus* Staudinger 1888, siendo el sustrato alimenticio una erythroxyllaceae, quien obtuvo 38 mm de longitud y 18 mm de ancho del dorso.

FLORES (2013) señala que cuando llega el momento de la emergencia, la pupa se oscurece, y se rompe por la sutura ecdicial, lo primero en salir es la cabeza, inmediatamente se sostiene de la crisálida con las patas delanteras, luego sale toda. El abdomen estaba muy abultado, las alas estaban replegadas, y muy delicadas, se mueve suavemente para desplegar las alas.

### **5.3. Determinación de la duración del ciclo biológico de *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), en una sala de vuelo**

El período de incubación de *P. claudina lugens* fue de 5.6 días; el diámetro del huevo fue 2.74 mm; se obtuvo un porcentaje de viabilidad del 87.5%, información muy similar obtenida por CASAGRANDE y MIELKE (1985), en cuanto a el promedio de tamaño de huevo. Además, la duración total del periodo larva tuvo una duración promedio de 49,7 días, se obtienen resultados muy similar reportados por TAKACS y TELLO (1992), quienes informan que para la especie para *Agrias amydon boliviensis* Fruhstorfer 1915, utilizando hojas de Fabaceae, como alimento presentaron una duración de 70.9 días, mientras que el estado de pupa tuvo una duración de 15,6 días, obteniendo una longitud promedio de 36.63 mm y un ancho de 15.47 mm.

## VI. CONCLUSIONES

1. El alimento escogido para el desarrollo del ciclo biológico de *Prepona claudina lugens*, fue hojas de *Zygia* sp., se obtuvo una oviposición de 40 huevos en forma individual y en grupos de hasta 3 huevos cuyo diámetro fue 2.74 mm, de color blanco claro recién ovipositados, registrando una viabilidad del 87.50%, la incubación perduró 5.7 días. La duración total del periodo larva tuvo una media de 49.7 días, el primer estadio 6.7 días, el segundo estadio 7.3 días, el tercer estadio 10.7 días, el cuarto estadio 11.3 días, el quinto estadio 11.7 días, la pre pupa 2.0 días.
2. *Prepona claudina lugens* luego de eclosionar, las larvas se alimentan de las partes del huevo en el primer día, en el segundo día se alimentan del ápice de las hojas, reposan en el ápice de las hojas colgándose con la cabeza hacia abajo, cambian de color amarillenta cremosa a verdosa, el periodo prepupal fue 2 días. La pupa es obtecta y presenta los apéndices y cuerpo cubiertos por la cutícula pupal, cuando recién se forma la pupa es de color verde claro, luego de unas horas cambia a una coloración verde oscuro, en la parte media del dorso presenta dos puntos de color marrón claro; al segundo día, en la parte media (ventral), aparecen dos manchas rosadas. En tamaño las hembras fueron u poco más grandes que los machos.
3. El período de incubación de *P. claudina lugens* fue 5.6 días, la duración total del periodo larva tuvo una media de 49.7 días.

## VII. RECOMENDACIONES

1. Continuar estudiando los aspectos biológicos de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) utilizando otras plantas especies vegetales de porte pequeño como hospederas.
2. Fomentar la crianza de *Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886) como una actividad relacionada a la mejora de la economía por los agricultores debido a que las condiciones ambientales son favorables para su reproducción y existen especies vegetales que son fuente se alimentación de las larvas.
3. Fomentar el desarrollo de actividades concernientes a la crianza de insectos ornamentales dentro de los programas de desarrollo de la región, como una alternativa en la chacra por ser fácil el manejo técnico y existen mercados demandantes de dichos productos.
4. Desarrollar un paquete tecnológico para la crianza de insectos en condiciones de laboratorio con la finalidad de obtener mayor cantidad de viabilidad de los huevos y la sobrevivencia de la mayor cantidad de larvas para generar mayor rentabilidad en la crianza de mariposas.

## VIII. ABSTRACT

For the average watershed from the Huallaga, there is a lack of specific information regarding the breeding of tropical lepidoptera, the motive for which this thesis was done, with the objective of understanding the biological cycle of *Agrias Prepona claudina lugens* (Staudinger, 1886), in a flight room in Tingo Maria. It was carried out in the butterfly growing room at the Madera Verde Hotel, Leoncio Prado province in the Huánuco region, Peru. An adult pair of the species was acquired from their natural state, evaluating the pre-oviposition and the oviposition in adults, then the states and development phases of the host plant (Fabaceae). A duration of 5.6 days was reported for the incubation, with the eggs being 2.74 mm in diameter, with an 87.5% viability, the larval state was 49.7 days, the pupal state lasted for 15.6 days with a length of 36.63 mm and a width of 15.47 mm. The adult males represented 85.71% of the population, with a length of 36.68 mm, wing span of 80.43 mm, a blueish coloration on the interior part of the posterior wings, a slim and elongated abdomen in the form of a spear and pubescent at the end; the females were 14.29%, measuring 38.16 mm, wing span of 95.28 mm, a more voluminous abdomen with the end being more oval shaped where the ovipositor is found. It is concluded that the biological cycle of the specie in study in the flight room does not report variations with respect to natural populations, making its breeding feasible.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BLANDIN, P. 2007. The systematics of the genus *Morpho*, Fabricius, 1807 (Lepidóptera Nymphalidae, Morphinae). Canterbury, Hillside. 277 p.
- BOCAZ, P., PARRA, L.E., VICTORIANO, P.F. 2003. Larval morphological variation and its relation to host plants in *Syncirsodes primata* (Lepidoptera: Geometridae). Gayana (Concepción). 67(1):39-44.
- CASAGRANDE, M.M., O.H.H. MIELKE. 1985. Estágios imaturos de *Agrias claudina claudianus* Staudinger (Lepidoptera, Nymphalidae, Charaxinae). Revta bras. Ent. 29:139-142.
- DE VRIES, P.J. 1987. The Butterflies of Costa Rica and their Natural History Princeton University press, New Jersey. 327 p.
- EVANS, J.D., WHEELER, D.E. 2001. Expresión de genes y la evolución de los insectos polifenismo. Bioessays. 23(1):62-68.
- FLORES, J.C. 2013. Biología del gusano cabrito del plátano (*Caligo teucer semicaerulea* Joicey & Kaye, 1917 (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) en Tingo María, Perú. Tesis Ing. Agrónomo. Tingo María, Perú. Universidad Nacional Agraria de la Selva. 83 p.
- GÓMEZ, R. 2006. Plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva para comunidades indígenas de

la Amazonia colombiana. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 1(38):451-460.

HOLDRIDGE, L.R. 1947. Determination of World Plant Formations from Simple Climatic Data. Science. 105(2727):367-368.

IWASA, Y., EZOE, H., YAMAUCHI, A. 1994. Evolutionarily stable seasonal timing of univoltine and bivoltine insects. In: Insect Life-cycle Polymorphism: Theory, Evolution and Ecological Consequences for Seasonality and Diapause Control. H.V. Danks, editor. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Netherlands. p. 69–89.

JESSICA, M. SÁNCHEZ, J.M., RIVAS, I.V. 2008. Ciclo biológico y hábitos alimentarios de *Dione juno huascuma* (Lepidoptera: Nymphalidae) del platanar, Malinalco, Estado de México. Universidad Autónoma del Estado de México. p. 99-104.

LAMAS, G. 2004. Checklist: Part 4A Hesperioidea - Papilionoidea. In Atlas of Neotropical Lepidoptera (J.B. Heppner, ed.) Association of Tropical Lepidoptera, Gainesville. 439 p.

LAYCHE, K.L. 2016. Efecto de la densidad de cría sobre la producción de *Panacea prola amazonica*, Fruhstorfer, 1915 Y *Metamorpha elissa elissa*, Hubner, 1819 (Lepidoptera: Nymphalidae) en condiciones de cautiverio en la comunidad de San Rafael, Río Amazonas, Loreto – Perú. Tesis Biólogo. Iquitos – Perú. Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. 45 p.

- LE MOULT, E., RÉAL, P. 1963. Les morpho d'Amérique du Sud et Centrale :  
planches en couleurs et en noir : supplément a Novitates entomologicae.  
Tome II. Francia, du cabinet entomologique Le Moul. 296 p.
- MAES, J.M., BRABANT, R. 2000. Mariposas de Nicaragua. Museo  
Entomológico de León [MEL], León, Nicaragua.
- MALPARTIDA-ZEVALLOS, J., NARREA-CANGO, M., DALE-LARRABURRE,  
W. 2013. Patogenicidad de *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill; Sobre el  
gusano defoliador del maracuyá *Dione juno* (Cramer) (Lepidoptera:  
Nymphalidae) en laboratorio. Ecol. Apl; Lima. 12(2):75-81.
- MILAN, C. 2016. Plasticidade fenotípica e evolução da estrutura mandibular de  
Heliconiini (Lep: Nymphalidae) em relação ao uso da planta hospedeira  
(Passiflora l.). Tesis Doctoral. Porto Alegre, Brasil. Universidade Federal  
Do Rio Grande Do Sul. 32 p.
- MULANOVICH, A.J. 2007. Guía para el manejo sustentable de las mariposas del  
Perú. Hecho el depósito legal en la Biblioteca Nacional del Perú. Lima,  
Perú. 57 p.
- NYLIN, S., GOTTHARD, K., WIKLUND, C. 1996. Reaction norms for age and  
size at maturity in Lasiommata butterflies: Predictions and tests.  
Evolution, 50, 1351-1358.
- PARSONS, M. 1992. The butterfly farming and trading industry in the Indo  
Australian Region and its role in tropical rainforest conservation. Trop.  
Lepid, 2:1-31.

- PUERTA, R.H., CÁRDENAS, P.J. 2012. El Bosque Reservado de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS). *Xilema*. 25:18-21. [En línea]: La Molina, ([file:///C:/Users/User/Downloads/650-2589-1-PB%20\(1\).pdf](file:///C:/Users/User/Downloads/650-2589-1-PB%20(1).pdf), documentos, 18 Jul. 2019).
- SÁNCHEZ, A., CADENA, C.E., VERGEL, S. 2008. Caracterización del ciclo biológico de la mariposa dione oscura, *Dione juno* (Nymphalidae: Heliconiinae). Bucaramanga, Colombia, Universidad Industrial de Santander. 31 p.
- SBORDONI, V., FORESTIERO, S. 1988. *Butterflies of the World*. Nueva York. Crescent Books.
- SENAMHI (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú). 2018. Boletín hidroclimático. Huánuco, Perú, SENAMHI. [En línea]: SENAMHI, (<http://huanuco.senamhi.gob.pe/?p=boletin-hidroclimatico>, documentos, 20 Jul. 2019).
- SILVEIRA, S., NAKANO, O., VILA-NOVA, N. 1976. *Manual de Ecología dos Insetos*. Editorial Ceres, Piracicaba, Brasil. 419 p.
- TAKACS, M., TELLO, C. 1992. Notas sobre la biología de *Agrias amydon boliviensis* Fruhstorfer, 1915 (Lepidoptera: Nymphalidae). *Rev. Per. Ent.* 35:41-44.

**ANEXO**



Figura 12. Observación de pupas en el primer día de formación, *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).



Figura 13. Medición de pupas en el primer día de formación, *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

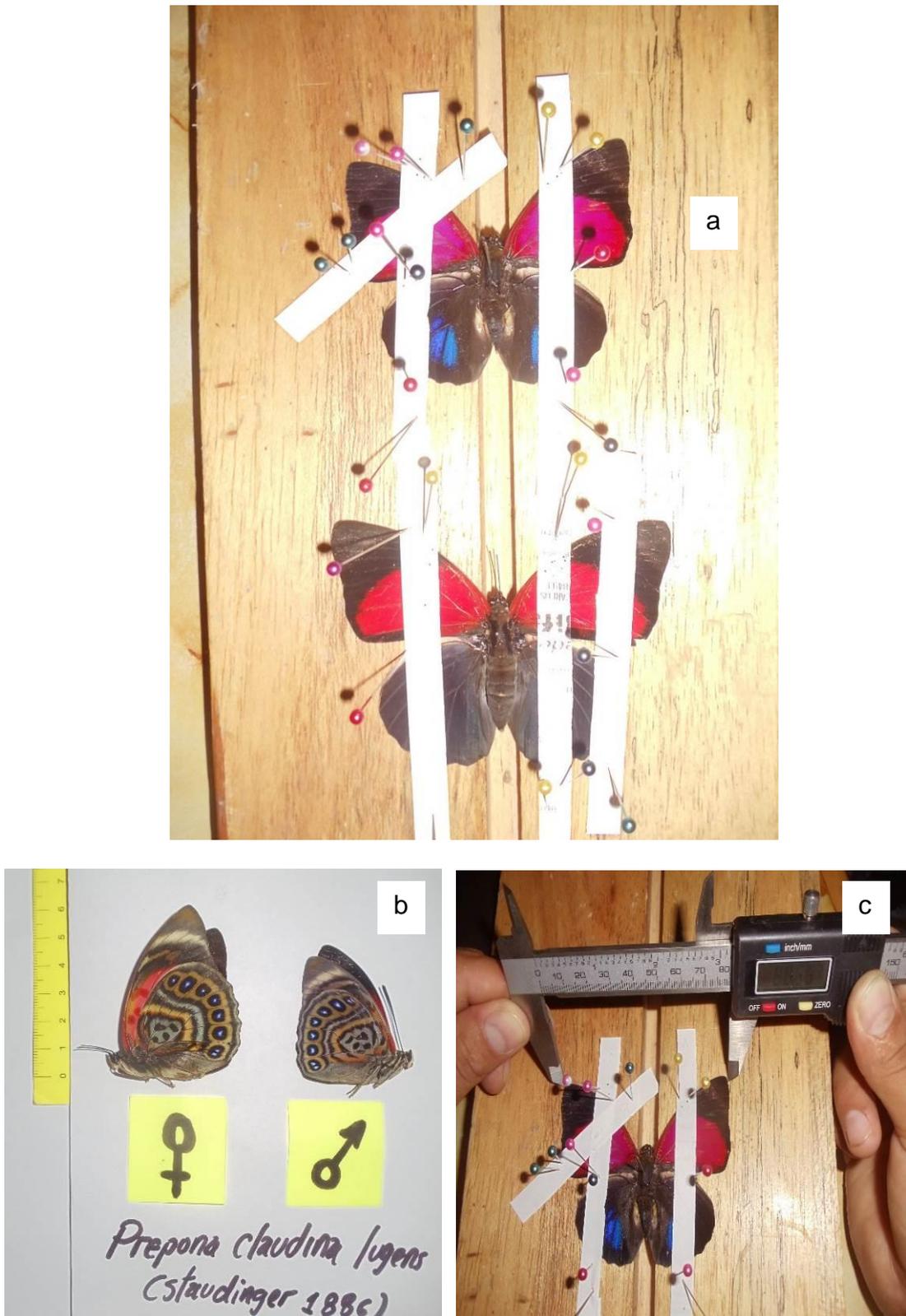


Figura 14. Montaje (a) y evaluación de adultos macho y hembra (b y c) de *P. claudina lugens* (Staudinger, 1886).

## GLOSARIO

- **Estenófagas:** referido a las larvas de mariposas que consideran como alimentos a las especies de plantas pertenecientes una misma familia.
- **Iridiscencia:** es un fenómeno óptico caracterizado como la propiedad de ciertas superficies en las cuales el tono de la luz varía de acuerdo al ángulo desde el que se observa la superficie, como en las manchas de aceite, las burbujas de jabón, las alas de una mariposa y el lado reproducible del disco láser, ya sea CD o DVD. La iridiscencia es causada por múltiples reflexiones de la luz en múltiples superficies semitransparentes, donde los subsecuentes cambios de fase e interferencia de las reflexiones modulan la luz por la amplificación o atenuación de las diferentes longitudes de onda. Dependiendo del ángulo con el que se ilumine la superficie, se verá de distintos colores. La iridiscencia es muy común en la naturaleza, podemos verla fácilmente en insectos, aves y peces, e incluso en plantas.
- **Monófagas:** La mayoría de los parásitos y algunas larvas de insectos, en especial orugas de lepidópteros, muy ligadas a una sola especie de planta nutricia.
- **Muda:** O estadio, es el proceso en el cual el insecto en fase de larva va cambiando todo su cuerpo por estructuras más grandes.
- **Oligófagas:** refiere a las larvas de mariposas que se alimentan de unas cuantas especies de plantas.

- Plantas hospederas: Son aquellas plantas que albergan y proporcionan alimento a algunas especies.
- **Polífaga:** en caso de las mariposas, refiere a las que se alimentan de muchas plantas. Que se alimenta de varios huéspedes
- **Prepupa:** Es el estadio de larva anterior a pupa, en donde la larva empieza a cambiar de color, forma, deja de alimentarse y se posa en forma inversa en la parte superior en donde empieza su transformación como pupa.
- **Pupas:** O crisálida de los insectos de metamorfosis completa, que se encuentra encerrada en una caja protectora, la cual a veces se denomina crisálida.