

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES**  
**FACULTAD DE AGRONOMIA**  
**CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA**



**TESIS DE GRADO**

**CICLO BIOLÓGICO DE *Copitarsia incommoda* Walker PLAGA DEL CULTIVO DE  
LA QUINUA EN CONDICIONES DE LABORATORIO.**

**MIRIAM CHOQUEHUANCA TAPIA**

**La Paz - Bolivia**

**2011**

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRES**

**FACULTAD DE AGRONOMIA**

**CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA**

**CICLO BIOLÓGICO DE *Copitarsia incommoda* Walker PLAGA DEL CULTIVO DE  
LA QUINUA EN CONDICIONES DE LABORATORIO.**

**Tesis de Grado presentado como requisito  
parcial para optar a Titulo de  
Ingeniero Agrónomo**

**MIRIAM CHOQUEHUANCA TAPIA**

**Asesor:**

**Ing. Ph. D. Alejandro Bonifacio Flores**

\_\_\_\_\_

**Ing. M.Sc. Raúl Saravia Zurita**

\_\_\_\_\_

**Ing. Reynaldo Quispe Tarqui**

\_\_\_\_\_

**Tribunal Examinador:**

**Ing. M.Sc. Teresa Ruiz Díaz**

\_\_\_\_\_

**Ing. Eduardo Oviedo Farfán**

\_\_\_\_\_

**Aprobada**

**Presidente Tribunal Examinador:**

\_\_\_\_\_

**2011**

## **DEDICATORIA**

A Dios por haberme dado el don de la vida, prestarme salud y entendimiento para iniciar y concluir mis estudios.

A mis papitos Máximo Choquehuanca Llusco y Carmen Tapia Cabrera por darme la vida, brindarme su amor, cariño y apoyo y sacrificios realizados para poder culminar mis estudios.

A mi hermano Gabriel Choquehuanca Tapia el cual de una u otra forma me ayudo a salir adelante.

A mis amigos que me ofrecieron su amistad incondicional y que siempre están conmigo en todo momento apoyándome.

## **AGRADECIMIENTO**

A Dios nuestro creador por ser la razón de nuestra vida y por quien estamos en este mundo, también por iluminar los pasos en cada día de nuestra vida.

A mis papás por apoyarme, brindarme compañía y cuidados a lo largo de mi vida también a mi hermano por la ayuda y los consejos brindados.

Agradezco al Ing. Ph.D. Alejandro Bonifacio Flores investigador de la fundación PROINPA y docente de la facultad de agronomía por haberme dado la oportunidad de realizar la tesis y por su apoyo en todo el proceso de la realización de mi tesis.

Brindo mi agradecimiento a mis asesores M.Sc. Ing. Raúl Saravia Z. e Ing. Reynaldo Quispe T. investigadores de la fundación PROINPA por su apoyo, asesoramiento durante la elaboración y realización de la tesis.

Hacer llegar mi agradecimiento a mis tribunales de Tesis Ing. M.Sc. Teresa Ruiz Díaz e Ing. Eduardo Oviedo Farfán, quienes me colaboraron de manera oportuna y buena durante la elaboración del documento final de la tesis.

Agradezco a mis Docentes de la Carrera también a los Ingenieros que me brindaron su apoyo y conocimiento en el momento oportuno.

A mis compañeros por toda su colaboración en las diversas etapas de mi vida y en especial a mis amigos por estar a mi lado en los momentos difíciles y brindarme su sincera amistad.

## INDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTOS .....	iii
INDICE DE CUADROS .....	viii
INDICE DE FIGURAS .....	ix
INDICE DE ANEXOS .....	x
RESUMEN .....	xi
ABSTRACT .....	xiii
I. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1. Objetivos .....	3
1.1.1. Objetivo general.....	3
1.1.2. Objetivos específicos .....	3
II. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	4
2.1. Plagas que atacan al cultivo de la quinua .....	4
2.1.2. Los Ticonas .....	5
2.2. Comportamiento de la ticonas de la quinua.....	5
2.3. Importancia de las ticonas en la quinua .....	6
2.4. Descripción de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	7
2.4.1. Identificación de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	7
2.4.2. Importancia de <i>Copitarsia incommoda</i> en el cultivo de quinua .....	7
2.4.3. Clasificación taxonómica .....	8
2.4.4. Ciclo biológico de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	8
2.4.5. Daños ocasionados por <i>Copitarsia incommoda</i> .....	11
2.5. Importancia del conocimiento del ciclo biológico .....	12
2.6. Ciclo biológico de los lepidópteros.....	12
2.7. Procedimiento para determinar el ciclo biológico.....	14
2.7.1. Métodos para cría de lepidópteros .....	15
a) Cría en condiciones de campo.....	15
b) Cría en condiciones de invernadero.....	15

c) Cría en condiciones de laboratorio .....	16
2.7.2. Periodo de incubación de huevo.....	17
2.7.3. Fase de larva.....	17
2.7.4. Fase de pupa.....	18
2.7.5. Fase adulto .....	18
a) Periodo de preoviposición .....	19
b) Periodo de oviposición .....	19
c) Longevidad de adultos .....	19
III. MATERIALES Y METODOS .....	20
3.1. Localización .....	20
3.1.1. Condiciones ambientales.....	20
3.2. Materiales .....	20
3.2.1. Material biológico.....	20
3.2.2. Material de laboratorio .....	20
3.2.3. Material de gabinete .....	21
3.3. Metodología .....	22
3.3.1. Determinación del tiempo de duración de cada fase de <i>Copitarsia incommoda</i> Walker.....	22
a) Periodo de incubación de los huevos .....	22
b) Determinación de la fase larval .....	22
c) Periodo de la fase de pupa .....	23
d) Longevidad de adultos .....	23
3.3.2. Determinación la mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de <i>C. incommoda</i> Walker .....	24
a) Mortalidad en la fase de huevo.....	24
b) Mortalidad en la fase de larva.....	24
c) Mortalidad en la fase de pupa.....	25
3.3.3. Determinación de la fertilidad de hembras de <i>C. incommoda</i> Walker .....	25
a) Periodo de preoviposición.....	26
b) Periodo de oviposición.....	26

3.3.4. Descripción morfología de las fases de <i>C. incommoda</i> .....	26
a) huevo .....	26
b) larva .....	26
c) pupa .....	27
d) adulto .....	27
3.4. Análisis estadístico.....	27
IV. RESULTADOS Y DISCUSION .....	29
4.1. Tiempo de duración de cada fase de <i>Copitarsia incommoda</i> Walker .....	29
4.1.1. Periodo de incubación de los huevos .....	29
4.1.2. Determinación de la fase larval.....	30
a) Tiempo de duración en días de estadios larvarios de <i>C. incommoda</i> .....	31
b) Duración en días de la etapa de pre pupa .....	32
4.1.3. Duración en días de la fase de pupa .....	33
4.1.4 Longevidad de adultos.....	33
4.1.5. Ciclo biológico.....	35
4.2. Mortalidad en las fases de desarrollo de  huevo, larva y pupa de <i>C. incommoda</i> Walker. ....	38
4.2.1. Mortalidad en la fase de huevo .....	38
4.2.2. Mortalidad en la fase de larva.....	39
a) Mortalidad en los estadios larvarios .....	39
4.2.3. Mortalidad en la fase de pupa.....	40
4.3. Determinación de la fertilidad de hembras de <i>C. incommoda</i> Walker.....	40
4.3.1. Periodo de preoviposición.....	40
4.3.2. Periodo de oviposición.....	41
4.3.3. Fertilidad de hembras .....	41
4.4. Descripción morfológica de <i>C. incommoda</i> Walker en condiciones de laboratorio .....	42
4.4.1. Huevo .....	42
4.4.2. Larva.....	44
a) Primer estadio .....	44

b) Segundo estadio .....	45
c) Tercer estadio .....	45
d) Cuarto estadio.....	46
e) Quinto estadio.....	46
f) Sexto estadio .....	46
g) Relación entre las variables amplitud de cápsula cefálica y longitud de larvas. ....	47
4.4.3. Pupa .....	48
4.4.4. Adulto.....	50
V. CONCLUSIONES .....	52
VI. RECOMENDACIONES.....	54
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	55
ANEXOS .....	61



## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Categoría de insectos plagas según su daño.....	4
Cuadro 2. Duración y traslajos (en días) del ciclo biológico de <i>C. incommoda</i> alimentadas con tres variedades de <i>B. oleracea</i> .....	10
Cuadro 3. Duración de las fases y estadios de <i>Copitarsia incommoda</i> criado bajo condiciones de laboratorio a T° de $25 \pm 2$ °C, HR $65 \pm 5$ % y 12 horas luz. ....	29
Cuadro 4. Longevidad de adultos de <i>Copitarsia incommoda</i> Walker criado bajo condiciones de laboratorio a una T° de $25 \pm 2$ °C, HR $65 \pm 5$ % y 12 horas luz.....	34
Cuadro 5. Mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de <i>C. incommoda</i> Walker en laboratorio a una T° de $25 \pm 2$ °C, HR $65 \pm 5$ % y 12 horas luz.....	38
Cuadro 6. Características reproductivas de hembras de <i>Copitarsia incommoda</i> a T° de $25 \pm 2$ °C, HR $65 \pm 5$ % y 12 horas luz.....	40
Cuadro 7. Diámetro de huevos de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	43
Cuadro 8. Amplitud de cápsulas cefálicas y longitud de larvas de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	44
Cuadro 9. Anchura máxima y longitud de pupas medidas en milímetros de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	49
Cuadro 10. Extensión alar de adultos hembras y machos .....	51

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Tiempo de duración en días de estadios larvarios de <i>C. incommoda</i> .....	32
Figura 2. Tiempo de duración en días del ciclo biológico de <i>Copitarsia incommoda</i> , en condiciones de laboratorio .....	35
Figura 3. Ciclo biológico de <i>Copitarsia incommoda</i> a una T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz .....	37
Figura 4. Mortalidad de estadios larvarios de <i>Copitarsia incommoda</i> Walker, en condiciones de laboratorio a T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz.....	39
Figura 5. Secuencia del desarrollo embrionario de huevos de <i>Copitarsia incommoda</i> en laboratorio a una T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz. a) Huevo recién ovipositado. b) A las 48 horas de ovipositado. c) A las 96 horas de ovipositado .....	43
Figura 6. Características morfológicas de larvas de <i>Copitarsia incommoda</i> . a) primer estadio. b) Segundo estadio. c) Tercer estadio. d) Cuarto estadio. e) Quinto estadio. f) Sexto estadio. ....	47
Figura 7. Secuencia de la formación de pupas de <i>Copitarsia incommoda</i> . a) Pupa recién formada. b) Pupa a las 24 horas de formada. c) Antes de la emergencia del adulto.....	48
Figura 8. Características morfológicas de adultos de <i>Copitarsia incommoda</i> . a) Adulto en posición de descanso. b) Adulto con las alas extendidas. ....	50

## INDICE DE ANEXOS

ANEXO 1. Registro individual de la fase de huevo de <i>Copitarsia incommoda</i> walker en condiciones de laboratorio.....	62
ANEXO 2. Registro individual de estadios larvarios de <i>Copitarsia incommoda</i> alimentados con hojas de quinua en condiciones de laboratorio. Registro individual de la etapa de prepupa y la fase de pupa. ....	63
ANEXO 3. Registro de la longevidad en días de adultos de <i>Copitarsia incommoda</i> criados en laboratorio.....	64
ANEXO 4. Registro de diámetro en mm de los huevos de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	65
ANEXO 5. Registro de la longitud de larvas y amplitud de cápsulas cefálicas .....	66
ANEXO 6. Correlación entre longitud de larva con amplitud de cápsula cefálica.....	66
ANEXO 7. Registro de las mediciones de longitud y anchura máxima de pupas .....	67
ANEXO 8. Registro de la extensión alar en mm de los adultos de <i>Copitarsia incommoda</i> .....	67
ANEXO 9. Fotografía de larva recién mudada junto a la exuvia y la cápsula cefálica desprendida .....	68
ANEXO 10. Relación de diferencias para cápsulas cefálicas de dos estadios larvales.....	68
ANEXO 11. Fotografía de Distribución de larvas para evaluación del ciclo biológico .....	69
ANEXO 12. Fotografía de la cría de adultos en laboratorio. ....	69
ANEXO 13. Fotografía de la Prepupa de <i>C. incommoda</i> en vista dorsal .....	70
ANEXO 14. Fotografía de adultos copulando.....	70

## RESUMEN

El estudio se realizó en el laboratorio de entomología de la Fundación PROINPA, en ambiente controlado de  $25 \pm 2$  °C, humedad relativa de  $65 \pm 5$  % y 12 horas luz.

El objetivo del presente trabajo fue estudiar el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* en condiciones controladas además de la mortalidad en cada fase, fertilidad de las hembras y la descripción morfológica.

Para el desarrollo del estudio se comenzó con 40 pupas entre ellos 30 machos y 10 hembras de *Copitarsia incommoda*, al emerger los adultos fueron puestos en jaulas de reproducción en una relación de 3 machos con 1 hembra, se evaluó la longevidad de los adultos, se ha determinando el periodo de preoviposición y oviposición, también se determinó la fertilidad de hembras haciendo el conteo de los huevos ovipositados por día por cada hembra para tener la sumatoria total de los huevos que cada hembra oviposita en toda su vida.

Se determinó el periodo de incubación registrando el tiempo en días desde la postura hasta la eclosión de las larvas, de huevos ovipositados un mismo día por diferentes hembras. En el seguimiento de la fase de larva se registró el tiempo en días, a partir de la eclosión de los huevos hasta que las larvas llegaron al inicio de la formación de la pupa. Para determinar la fase de pupa se registró el tiempo en días que transcurrió desde la formación de las pupas hasta la emergencia de los adultos.

Se evaluó la mortalidad en porcentaje para las fases de huevo, larva y pupa, contando a los huevos que quedaron sin eclosionar en el periodo de incubación, se tomó en cuenta a las larvas que murieron en la evaluación del periodo larval y las pupas que quedaron sin la emergencia de adultos.

Para la descripción morfológica de las diferentes fases se tomó en cuenta la forma, coloración y las dimensiones, para huevos se midió el diámetro, para larvas la amplitud de cápsula cefálica y longitud de larvas para los 6 estadios, para pupas se midió la longitud y anchura máxima y para adultos la extensión alar.

De acuerdo a los resultados obtenidos el ciclo biológico en promedio tiene una duración de  $50.44 \pm 7.01$  días para una generación. La longevidad para adultos machos esta en un promedio de 18.3 días y para hembras tiene un promedio de 21.4 días, un periodo de preoviposición de 8 días y oviposición de 8.3 días, una hembra en promedio oviposita 1697.3 huevos. La incubación de los huevos duró 5.1 días, el desarrollo total de la fase larval atraviesa por seis estadios con una duración promedio de 29.04 días, la pupa tiene una duración de 16.3 días. Se obtuvo una mortalidad de huevo del 7 %, en larva de 21 % y pupa del 12.5 % para tener una mortalidad acumulada de 40.5 %. Los huevos son estriados y de forma esférica con un diámetro de 0.53 mm, las larvas son de tipo eruciforme, la longitud del primer al sexto estadio fue de 2.67, 4.44, 8.7, 14.61, 23.09 y 35.52 milímetros respectivamente, la amplitud de cápsula cefálica del primer al sexto estadio fue de 0.36, 0.51, 0.75, 1.05, 1.83 y 2.77 mm respectivamente, las pupas son de tipo obtecta los machos tienen una longitud de 17.92 mm y anchura de 5.6 mm, las hembras tienen una longitud de 18.20 mm y 5.72 mm de ancho, la extensión alar de las hembras tiene un promedio de 35.57 mm y la extensión alar de machos es de 33.51mm.

## ABSTRACT

The study was carried out in the laboratory of entomology of the Foundation PROINPA, in controlled atmosphere of  $25 \pm 2$  °C, relative humidity of  $65 \pm 5\%$  and 12 hours light.

The objective of the present work was to determine the biological cycle of *Copitarsia incommoda* under conditions controlled besides the mortality in each phase and the fertility of the females' stops later to carry out the morphological description.

For the development of the study you began with 40 pustules among them 30 males and 10 females of *Copitarsia incommoda*, when emerging the adults they were put in reproduction cages in a relationship of 3 males with 1 female, the longevity of the adults was evaluated, there is been determining the period of pre-oviposition and oviposition, the fertility of females was also determined making the count of the eggs laying per day for each female so that at the end he/she was carried out the total addition of the eggs that each female laying in all its life.

The period of incubation was determined registering the time in days from the posture until the appearance of the maggot of eggs laying oneself day for different females. In the pursuit of the maggot phase he/she registered the time in days, starting from the appearance of the eggs until the maggot arrived to the beginning of the formation of the pustule. To determine the pustule phase he/she registered the time in days that it lapsed from the formation of the pustules until the emergency of the adults.

The mortality was evaluated in percentage for the egg phases, maggot and pustule, counting to the eggs that were without hatching in the period of incubation, took into account to the maggot that died in the evaluation of the maggot period and the pustules that were without the emergency of adults.

For the morphological description of the different phases he/she took into account the form, coloration and the dimensions, for eggs the diameter was measured, for maggot the width of cephalic capsule and longitude of maggot for the 6 stadiums, for pustules were measured the longitude and maximum width and for adults the extension eaves.

According to the obtained results the biological cycle on the average has duration of  $50.44 \pm 7.01$  days for a generation. The longevity for male adults this in an average of 18.3 days and for females he/she has an average of 21.4 days, a period of pre-oviposition of 8 days and oviposition of 8.3 days, a female on the average laying 1697.3 eggs. The incubation of the eggs lasted 5.1 days, the total development of the maggot phase crosses for six stadiums with a duration average of 29.04 days, the pustule has duration of 16.3 days. A mortality of egg of 7% was obtained, in maggot of 21% and pustule of 12.5% to have an accumulated mortality of 40.5%. The eggs are grooved and in a spherical way with a diameter 0.53 mm, the maggot are of type eruciforme, the longitude of the first to the sixth stadium was of 2.67, 4.44, 8.7, 14.61, 23.09 and 35.52 millimeters respectively, the width of cephalic capsule of the first to the sixth stadium was of 0.36, 0.51, 0.75, 1.05, 1.83 and 2.77 mm respectively, the pustules are of type obtecta the males they have a longitude 17.92 mm and width 5.6 mm, the females have a longitude 18.20 mm and 5.72 mm wide, the extension eaves of the females has an average 35.57 mm and the extension eaves of males is of 33.51mm.

## I. INTRODUCCION.

La quinua (*Chenopodium quinua* Willd.) es uno de los cultivos más importantes del altiplano boliviano, debido a sus características nutritivas y su tolerancia a condiciones adversas como sequías y heladas. Este cultivo a la vez se ve afectado por el ataque de varios insectos, de los cuales, los más importantes son los que componen el complejo ticona (*Copitarsia* sp., *Spodoptera* sp. y *Agrotis* sp.) y la kcona kcona (*Eurisacca quinoae*), especies consideradas plagas clave del cultivo.

El conocimiento del ciclo biológico de los insectos es una herramienta básica para el manejo integrado de las plagas y es importante porque da pautas de comportamiento en sus diferentes etapas, y nos permite conocer el tiempo de duración de cada etapa de su vida, a partir de las cuales se puedan desarrollar métodos de control de plagas eficientes y aplicables en el momento oportuno con el fin de reducir el daño a los cultivos.

El estudio del ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* Walker (*Lepidoptera: Noctuidae*) se realizó debido a que esta especie fue identificada recientemente en Bolivia y es una de las especies reportado por la Fundación PROINPA como plaga clave del cultivo de la quinua según sus trabajos de cría de larvas del complejo "ticona" a partir de larvas recolectadas en parcelas de quinua del altiplano central, (PROINPA, 2008).

*C. incommoda* es una plaga cosmopolita reportado en diferentes países de América del Sur atacando los cultivos de papa, col, brócoli, alfalfa, arveja, vid entre otros (Angulo y Weigert, 1975 y Flores *et al.*, 2004).

Poco son los trabajos realizados sobre el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* Flores *et al.*, (2004) reportaron que el ciclo biológico para el cultivo de Coliflor tiene una duración de 143-236 días, en Brócoli 141- 251 días, en Col1 (hojas tiernas) 174- 332 días y en Col 2 (hojas maduras) tiene un ciclo de 184 – 384 días, hasta la fecha es la única referencia respecto al tema, razón por el cual es importante conocer una descripción detallada de su ciclo biológico evaluado para el cultivo de la quinua.



Con el conocimiento del ciclo biológico tanto del tiempo que dura cada estado, la mortalidad acumulada y los parámetros reproductivos de las hembras se identificará el estado más susceptible para el manejo, se podrá determinar el momento oportuno de la aplicación de algún método de control de plagas, también se podrá realizar una predicción de la incidencia de la plaga sobre el cultivo.

## **OBJETIVOS.**

### **Objetivo General.**

Estudiar el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* Walker, plaga del cultivo de la quinua, en condiciones de laboratorio.

### **Objetivos Específicos.**

- Determinar el tiempo de duración de cada fase de *Copitarsia incommoda* Walker.
- Conocer el porcentaje de mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de *C. incommoda* Walker.
- Determinar la fertilidad de hembras de *C. incommoda* Walker.
- Describir morfológicamente cada fase de *C. incommoda* Walker.

## II. REVISION BIBLIOGRAFICA.

### 2.1. Plagas que atacan al cultivo de la quinua.

La quinua se ve afectada por una amplia gama de insectos como los ticonas (*Heliothis sp*, *Copitarsia sp* y *Spodoptera sp*), kcona kconas (*Eurisaca sp*), trips (*Frankliniella sp*), pulgones (*Myzus sp*), padre curu (*Epicauta sp*) y cigarritas (*Bergalia sp*) de los cuales los ticonas y kcona kconas son los más conocidos, debido a que causan pérdidas económicas, que en algunos casos pueden llegar a un 70 por ciento, (Quispe, 1981).

Ortiz y Zanabria (1979), agrupan a las plagas que atacan al cultivo de la quinua según el daño que ocasionan como se muestra en el cuadro 1.

**Cuadro 1. Categoría de insectos plagas según su daño.**

Daños	Nombre vulgar	Nombre científico
Cortadores de plantas tiernas	Ticonas o ticuchis Gusanos de tierra	<i>Feltia experta</i>
		<i>Spodoptera sp.</i>
		<i>Copitarsa turbata</i>
		<i>Agrotis ipsilon</i>
Minadores y destructores del grano	Kcona kcona	<i>Eurysacca melanocampta</i>
	Mosca minadora	<i>Liriomyza brasiliensis</i>
	Oruga de hojas	<i>Hymenia recurvalis</i>
	Polilla de la quinua	<i>Pachyzancla bipunctalis</i>
	Gusano medidor	<i>Perisoma sordescens</i>
Insectos masticadores y defoliadores	Achu, Padre curu	<i>Epicauta latitarsis</i>
	Escarabajo negro de las hojas	<i>Epicauta willei</i>
	Pulguilla	<i>Epitrix subcrinita</i>
Picadores y chupadores	Pulgones	<i>Myzus persicae</i>
	Pulgones	<i>Macrosiphum sp.</i>
	Cigarritas	<i>Bergallia sp.</i>
	Ttrips	<i>Frankliniella tuberosi</i>

Fuente: Ortiz y Zanabria, 1979.

### **2.1.2. Los Ticonas.**

Saravia y Quispe (2005), indican que el adulto es una mariposa nocturna conocida comúnmente por los agricultores como alma k'épi por ser considerado malagüero, tienen un cuerpo corto y robusto tapizado de escamas o pelos de color marrón oscuro y de tamaño medio.

Según Ortiz y Zanabria (1979), las larvas de estas mariposas nocturnas son conocidas como ticonas, ticuchis, sillwi kuro y gusano de tierra, nombres comunes que los agricultores dan a las larvas que pertenecen a la familia *noctuide*. Los ticonas son un grupo complejo formado por lo menos de tres géneros, los cuales se alimentan cortando las plantas recién emergidas, destruyendo las hojas apicales y las panojas en formación siendo suficiente una larva por planta para ocasionar serios daños en el cultivo.

El complejo de los ticonas (*Heliothis sp*, *Feltia sp*, *Spodoptera sp* y *Copitarsia sp*) influyen negativamente en la producción, causando pérdidas económicas considerables, (Saravia y Quispe, 2005).

### **2.2. Comportamiento de la ticona de la quinua.**

Mayta (2003), menciona que las larvas al emerger son pequeñas, miden en promedio 4.1 mm de longitud, se alimentan realizando raspaduras en el envés de las hojas y son muy sensibles y delicadas. Pasan por seis estadios larvales que duran 36 días en total. A partir del cuarto estadio se vuelven más voraces, en el último estadio llegan a medir en promedio 31.1 mm de longitud.

Las larvas se alimentan cortando las plantas recién emergidas, destruyendo las hojas apicales y las panojas en formación siendo suficiente una larva por planta para ocasionar serios daños en el cultivo, (Ortiz y Zanabria, 1979).

Lobos (1988), afirma que cuando la población larval es alta destruye botones florales y glomérulos además de barrenar brotes y tallos, las larvas de IV y V estadio son más peligrosas por la voracidad y selectividad alimenticia, se les considera como

defoliadores y comedores de granos tiernos. Las larvas del último estadio dejan de alimentarse y abandonan la planta para empupar bajo la superficie del suelo o en las raíces de la planta.

Sarmiento (1990) y Valda (1997), aseveran que los adultos son de hábito nocturno, mimetizándose durante el día debajo de las hojarascas y malezas para luego activarse a partir del crepúsculo e infestar al cultivo de quinua con sus huevos, las hembras ovipositan en forma aislada o en pequeños grupos en el envés de las hojas en los tallos de las plantas tiernas de quinua también pueden hacerlo en suelos cerca del pie de las plantas. Las larvas recién emergidas son muy activas, raspando el mesófilo de las hojas y comiendo el parénquima dejándolo en forma de ventanas transparentes. A partir del tercer estadio cuando sus mandíbulas están más desarrolladas realizan cortes en las plantas tiernas a la altura del cuello de la raíz provocando su caída y muerte.

### **2.3. Importancia de las ticonas en la quinua.**

Según Sarmiento citado por Avalos (1996), clasifica a las plagas en claves y secundarias. Las plagas claves son aquellas que aparecen en forma persistente año tras año con densidades poblacionales altas causando pérdidas económicas significativas y las secundarias están presentes año tras año pero presentan poblaciones bajas cuyos daños económicos al cultivo no son representativos. En el cultivo de la quinua las plagas claves son las Kona konas y ticonas insectos pertenecientes al orden *lepidóptera*, que ocasionan pérdidas en la producción entre 40 y 70 por ciento debido a que estas plagas atacan al grano y cortan el tallo de la planta, respectivamente.

Según Saravia y Quispe (2005), las pérdidas causadas por este grupo complejo de ticonas llegan hasta el 37 % en el Altiplano Central y más de 50 % en el Altiplano Sur.

## **2.4. Descripción de *Copitarsia incommoda*.**

Angulo y Weigert (1975), describen a *Copitarsia incommoda* Walker como un insecto nóctuido cuya larva se conoce como el gusano del corazón de la col, es una especie polífaga que se distribuye desde Sudamérica hasta México.

En Bolivia *Copitarsia sp* se conoce como parte del complejo ticona, que ataca a diversos cultivos, (Ortiz y Zanabria, 1979).

Bautista y Flores (2003), mencionan que se alimenta de alfalfa (*Medicago sativa*), chícharo (*Lathyrus sativus*), papa (*Solanum tuberosum*), col o repollo, brócoli, coliflor, calabaza (*Cucurbita pepo*), girasol (*Helianthus annuus*), betabel (*Beta vulgaris*), espinaca (*Spinacia oleracea*), romerito (*Eupatorium virgatum*) y algunas especies ornamentales como *Lilium sp*.

### **2.4.1. Identificación de *Copitarsia incommoda*.**

De acuerdo al trabajo realizado por Saravia y Quispe (2008), en el documento sobre “Descripción morfológica e identificación de ticonas de Altiplano Sur y Centro” reportaron que los adultos del morfotipo denominado “Estampado”, procedente del Altiplano Central, que fueron montados y enviados al Museo de Entomología del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos para su identificación, pertenecían a la especie *Copitarsia incommoda* Walker.

### **2.4.2. Importancia de *Copitarsia incommoda* en el cultivo de la quinua.**

Según Saravia y Quispe (2008), en el trabajo realizado sobre “Clasificación de las especies del complejo ticona de la quinua en plagas clave y ocasional, determinaron que la especie *Copitarsia incommoda* Walker (morfotipo estampado) es una plaga clave que ataca al cultivo de la quinua en el Altiplano Central.

### 2.4.3. Clasificación taxonómica.

Según Bravo (2004), Moreno y Serna (2005), la especie en estudio posee la siguiente clasificación taxonómica:

Phylum	: Arthropoda
Sub-Phylum	: Mandibulata
Clase	: Insecta
Sub clase	: Pterygota
Orden	: Lepidóptera
Familia	: Noctuidae
Sub familia	: Cuculliinae
Genero	: <i>Copitarsia</i>
Especie	: <i>Copitarsia incommoda</i>

### 2.4.4. Ciclo biológico de *Copitarsia incommoda*.

El ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* consta de las siguientes fases:

**Huevo:** El huevo es ligeramente aplastado en la base y subesférico en la parte dorsal, el tamaño es de 0.8 mm de diámetro con 35 costas radiales, de donde sólo 17 costas llegan al área polar, (Olivares y Angulo, 2004). Según Luna (2010), la incubación de los huevos tiene una duración de tres a cinco días.

**Larva:** La larva del último estadio presenta la cabeza castaño rojiza; cuerpo amarillo blanquizo a amarillo plomizo. Área dorsal del cuerpo castaño amarillenta limitada por una franja negra a ambos lados; área subdorsal negruzca, en algunos especímenes ligeramente enrojecidos, la banda oscura lateral es clara inmediatamente después de la ecdisis o muda, se oscurece progresivamente hacia el final del estadio tomando toda la larva un tono oscuro; área ventral amarillenta o amarillenta rojiza. Espiráculo amarillento oscuro circundado por una línea negra intensa brillante. Existe una gran variación en la coloración de las larvas, (Moreno y Serna, 2005).

Las larvas luego de la eclosión se dispersan y se dirigen hacia la parte protegida de los brotes o se localizan en el follaje de las plantas desarrolladas. Completando su desarrollo larval, descienden al suelo donde empupan.

**Pupa:** Angulo *et al.*, (2006), indican que la pupa es obtecta, desnuda, de un color castaño rojiza oscura, de 14 a 18 mm de largo y de 4 a 5 mm de ancho. El extremo cefálico moderadamente romo, aproximadamente los dos tercios anteriores son cilíndricos atenuándose hacia el extremo posterior. En vista lateral se distinguen seis espiráculos elipsoidales, verticales de bordes fuertemente prominentes, esclerosados y negros, correspondiente a los segmentos 2 a 7, en el octavo segmento el espiráculo esta reducido a una línea negra sigmoidea.

**Adulto:** Los adultos son de actividad nocturna, la hembra oviposita en forma aislada o en pequeños grupos. En brotes nuevos se ha observado que oviposita desde uno hasta cinco huevos. El cuerpo es de color grisáceo, presenta la mayor cantidad de escamas en la región torácica, la región abdominal es de color castaño claro, (Valda, 1999).

Luna (2010), afirma que el adulto tiene una expansión alar de 34 a 40 mm y una longitud del cuerpo de 20 a 25 mm.

En el trabajo realizado por Flores *et al.*, (2004), para conocer el ciclo biológico, tasas de supervivencia y reproducción de *Copitarsia incommoda* en tres variedades de *Brassica oleracea* L., cultivos con los que se alimentó a las larvas, cuyos datos obtenidos del ciclo de vida se muestran en el cuadro 2.



**Cuadro 2. Duración y traslapos (en días) del ciclo biológico de *C. incommoda* alimentadas con tres variedades de *B. oleracea*.**

	Dietas			
	Coliflor	Brócoli	Col 1	Col 2
<b>Huevo</b>	3-4	3-4	3-4	3-4
<b>1er instar</b>	4-9	4-12	4-12	4-15
<b>2o instar</b>	8-14	8-12	9-18	9-19
<b>3er instar</b>	12-17	10-19	13-24	11-23
<b>4o instar</b>	13-20	12-23	15-29	15-35
<b>5o instar</b>	16-22	16-28	19-44	19-54
<b>6o instar</b>	21-30	20-30	23-59	21-75
<b>Pupa</b>	23-45	25-49	34-61	42-77
<b>Adulto</b>	43-75	43-74	54-81	60-82

Col 1: hojas tiernas; Col 2: hojas maduras

Fuente: Flores *et al.*, 2004.

Se determinó que el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* varía según la alimentación que reciban las larvas, en el cultivo de Coliflor tienen una duración de 143-236 días, en Brócoli 141- 251 días, en Col1 (hojas tiernas) 174- 332 días y en Col 2 (hojas maduras) tiene un ciclo de 184 – 384 días. El estado de huevo es el único que tiene una duración similar en los cuatro cultivos estudiados que va en un rango de 3 a 4 días de duración. El estado de larva pasa por seis estadios para completar su desarrollo en todos los cultivos según se observa en el cuadro 2.

En otro trabajo realizado por Cardona *et al.*, (2003), para conocer el ciclo de vida de *Copitarsia sp.*, bajo condiciones del insectario del Centro Administrativo "Tulio Ospina" y con una dieta alimenticia a base de crucíferas, tuvo una duración desde huevo hasta emergencia del adulto de  $45,94 \pm 2,57$  con variaciones entre 41 y 58 días. El periodo de incubación de los huevos fue de  $5,037 \pm 0,21$  días con una variación entre 4 y 6 días; las larvas duraron en promedio 23 días, con duraciones parciales de: L1:  $3,80 \pm 0,73$

días, L2:  $2,80 \pm 0,55$  días, L3:  $2,97 \pm 0,70$  días, L4:  $3,12 \pm 0,80$  días, L5:  $4,91 \pm 1,60$  y L6:  $5,55 \pm 0,35$  días; la prepupa y pupa tuvieron duraciones de  $2,40 \pm 0,62$  y  $19,26 \pm 1,16$  días, respectivamente y el adulto de  $15,26 \pm 5,37$  días. Cada hembra en promedio puso 550,5 huevos. La proporción de sexos fue de 1:1. La mortalidad acumulada en todos los estados de desarrollo fue del 38,82%.

Según Velázquez citado por Valda (1999), menciona que en el trabajo realizado para conocer el ciclo biológico de *Copitarsia turbata* bajo condiciones controladas ( $20 \pm 2^{\circ}\text{C}$  y  $73.6 \pm 7\%$  de humedad relativa) y alimentadas con hojas de cebolla tiene una duración total de 60.42 días; la incubación de los huevos tiene una duración de 5.4 días, el periodo larval es de 30.26 días, el de prepupa de 2.52 y el estado de pupa tiene una duración de 22.64 días. Así mismo señala que el periodo de pre oviposición es de 7.1 días. La longevidad de las hembras es de 30.68 días y la de los machos de 27.4 días, bajo estas condiciones las hembras colocan un promedio de 1578 huevos con 83.9 % de fertilidad.

#### **2.4.5. Daños ocasionados por *Copitarsia incommoda*.**

Según Alcalá y Aldana (1979), las larvas emergidas son activas y raspan el mesófilo de las hojas en plantas recién germinadas, a partir del tercer estadio cortan las plantas tiernas a la altura del cuello de la raíz provocando su caída y muerte, también destruyen botones florales, flores y glomérulos.

En las plantaciones de crucíferas ataca principalmente en la etapa del cabeceo, perforando las dos o tres primeras hojas del repollo. En coliflor, consume el florete en parches, daño que después es seguido por una oxidación y la consecuente mancha del producto alimenticio. En algunas ocasiones el daño es seguido por una descomposición bacteriana, ocasionando pérdidas superiores. Su ubicación en condiciones de campo se dificulta, ya que siempre está protegida dentro de la crucífera, oculta dentro de las hojas del repollo o entre los tallos interiores del florete, (Londoño, *et al.*, 2001).

## **2.5. Importancia del conocimiento del ciclo biológico de los insectos.**

El conocimiento del ciclo de vida de los insectos que incluye información sobre el número de fases de desarrollo, duración, fertilidad de las hembras y número de generaciones por año es útil para la comprensión general de la plaga. Esta información permite identificar la fase más susceptible para el manejo y para predecir la incidencia del insecto, (Redesa, 2006).

Es así que Dueñas, Sánchez y Vela citados por Avalos (1996), resaltan que la importancia de conocer el ciclo biológico de los insectos plaga permite establecer estrategias adecuadas para su control.

Andrews, King y Quezada citados por Valda (1999), afirman que el conocimiento del ciclo biológico de una plaga es la base para encarar el manejo integrado de plagas. Así mismo, estos autores indican que el conocimiento de los ciclos de vida, incluyendo los parámetros como el número de estadios, duración de los mismos, fertilidad de las hembras y el número de generaciones por año, son útiles para aplicar métodos de control adecuado.

## **2.6. Ciclo biológico de los lepidópteros.**

Bravo (2004), define el ciclo biológico como el tiempo total comprendido entre fertilización del óvulo y el estado adulto. El tiempo que el insecto vive como adulto, se denomina tiempo de sobrevivencia o longevidad, es un tiempo complementario al ciclo biológico.

Lepidóptero, nombre con que se conocen a los insectos de la orden *lepidóptera*, que engloba las mariposas diurnas y nocturnas, (Encarta Premium, 2009).

Según Vargas (2005), el crecimiento de los insectos es de naturaleza cíclica, es decir hay periodos de alta actividad y periodos de descanso entre las cuales se produce la muda para acomodar el crecimiento de los tejidos. La metamorfosis es un fenómeno

mediante el cual los insectos tienen la capacidad de cambiar de forma durante la etapa de desarrollo postembrionario.

El ciclo de vida de las mariposas incluye cuatro fases: huevo, larva, pupa y adulto. El proceso por el cual una larva de cuerpo cilíndrico y rechoncho se transforma en una esbelta mariposa recibe el nombre de metamorfosis, (Encarta Premium, 2009).

Andrews y Caballero (1985), indican que según su tipo de desarrollo los lepidópteros comprenden a los órdenes más avanzados ya que poseen una metamorfosis completa. Estos insectos pasan por las fases de huevo, larva, pupa y adulto. Por pertenecer la ticonona a la orden lepidóptera y al tipo de desarrollo de los holometábolos se describirán a continuación las fases de huevo, larva, pupa y adulto.

**Huevo:** la forma general del huevo en noctuidos es desde globosa a subesférica, con una base plana, la cual va apoyada al sustrato; en vista lateral se presentan cuatro tipos generales de forma: oval o suboval, subcircular, subpiramidal y plano, (Angulo, 2006).

Por su parte Zanabria y Mujica (1972), indican que los huevos de los ticonas presentan forma variable según la especie, predominando el tipo esférico algo aplanado con finas estrías longitudinales.

**Larva:** las larvas son de tipo eruciforme, tienen la cabeza distinta al resto del cuerpo, presentan el aparato masticador, así mismo presentan tres pares de patas verdaderas que le sirven de locomoción y cinco pares de patas falsas, (Coronado y Marques, 1982).

Según Lobos (1988), el abdomen posee once segmentos, el decimo y undécimo están fusionados y forman un segmento anal. La ubicación de los miembros de locomoción están en dos sectores: tres pares de patas verdaderas a nivel del tórax y hasta cinco pares de espuripedios o falsas patas a partir del tercer, cuarto, quinto, sexto y último segmento abdominal.

Según Lobos (1988), la prepupa no es un estado o fase propiamente dicho, sino que es una etapa de transición al finalizar el último estadio larval, en este punto la larva cubre su cuerpo con hilos de seda producidas por glándulas especializadas ubicadas en el aparato bucal, esta estructura se denomina “cocón” y es donde se realiza el cambio de la fase larval a pupa.

**Pupa:** en la orden lepidóptera la pupa es del tipo obtecta porque todo su cuerpo está cubierto y al exterior del mismo se pueden observar pequeños apéndices, (Lobos, 1988).

Según Angulo (2006), la pupa presenta diez segmentos abdominales visibles a los lados de los cuales se observan los espiráculos de los segmentos segundo al octavo; en vista ventral y hacia el ápice se encuentran los segmentos genitales, los que además del número de aberturas, indican el sexo de la pupa; en ambos sexos está presente en el medio del décimo segmento la abertura anal, en el macho está presente en el noveno segmento la abertura genital o gonoporo masculino, en cambio en la hembra en dicho segmento, a veces ocupando parte del octavo, se encuentran dos aberturas la del ovipositor y la de la bursa copulatrix.

**Adulto:** los adultos de la familia *noctuidae* tienen un cuerpo corto y robusto tapizados de escamas o pelos de color generalmente oscuro y de tamaño medio, probosis bien desarrollada, palpos labiales largos, ojos grandes y brillantes, (Coronado y Marqués, 1986).

Los adultos son nocturnos, de difícil localización y eventualmente se encuentran ocultos en las plantas del cultivo, (Artigas y Angulo, 1973).

## **2.7. Procedimiento para determinar el ciclo biológico.**

Omán (1965, indica que para estudiar la biología de los insectos, la crianza es el método más indicado, permite observar la vida de los especímenes y obtener ejemplares de diversas fases inmaduras.

### **2.7.1. Métodos para cría de lepidópteros.**

Para determinar el ciclo biológico de diferentes lepidópteros se tiene por lo general tres diferentes métodos de cría:

#### **a) Cría en condiciones de campo.**

En condiciones naturales o de campo existe pocos estudios realizados acerca de la cría de lepidópteros como es el caso de:

En el trabajo realizado por Ramoneda y de Haro (1988), para determinar el desarrollo larvario del barrenador de arroz (*Chilo suppressalis*) se delimita, en parcelas cultivadas de arroz, 14 unidades de muestreo de 1 m<sup>2</sup> de superficie, mediante jaulas cúbicas cubiertas de malla fina. De ese modo se evita la entrada de adultos en la zona de muestreo que pudieran poner huevos fecundados y alterar el ciclo allí controlado.

En una de las cañas centrales de cada unidad de muestreo se coloca una puesta de huevos a punto de eclosionar, pegada al tallo mediante un par de tiras de cinta adhesiva (estas puestas proceden del cultivo de *C. suppressalis* en el laboratorio). A partir del día de la eclosión, y con una periodicidad de 7 días, se desplanta todas las cañas incluidas en dos de las unidades de muestreo separando las que presentan rastros de ataque por barrenador y recolectando larvas, capsulas cefálicas para su medición, (Ramoneda y de Haro, 1988).

#### **b) Cría en condiciones de invernadero.**

La cría en invernadero se realiza debido a que es un espacio manejable donde se puede hacer observaciones de los cambios que se produce en las especies estudiadas.

En el trabajo realizado por Castillo (2009), sobre la biología de *Ategumia lotanalis* la cría en invernadero se inició con huevos obtenidos en cámaras de oviposición a partir de adultos que a su vez provenían de huevos y larvas colectados en campo. Luego de 5 a

7 días estos huevos eclosionan las larvas, que de inmediato comienzan a alimentarse de las hojas tiernas de la planta hospedera.

Moreno y Serna (2005), mencionan que las larvas del primer instar se desplazan con rapidez y la alimentación se evidencia por pequeñas zonas raspadas sin perforación de la hoja. La manera de detectar las larvas es al seguir el daño, caracterizado por la presencia de excrementos, y en el caso de larvas mayores por las perforaciones circulares que producen en el material vegetal. La prepupa se desarrolla en el interior de una celda de suelo.

Castillo (2009), indica que para determinar los diferentes estadios de la especie se recolectaron larvas de diferentes tamaños del sitio de estudio, estas larvas se preservaron en alcohol al 70 % y los estadios se determinaron por la medición de las capsulas cefálicas.

Las pupas son de difícil localización puesto que son formadas en el suelo, en el interior de una celda elaborada con suelo y seda liberada por la hilera de la larva. Los adultos son nocturnos, de difícil localización y eventualmente se encuentran ocultos en las plantas, (Moreno y Serna, 2005).

### **c) Cría en condiciones de laboratorio.**

La mayoría de los trabajos realizados para determinar el ciclo biológico de diferentes especies es realizado en condiciones controladas de laboratorio dado que suele resultar complicado el estudio en condiciones naturales de la mayor parte de las especies entomológicas, la cría en laboratorio permite aportar datos sobre los aspectos biológicos de las especies, (Hernández, 1994).

Según Castillo (2009), para la cría de lepidópteros en condiciones de laboratorio lo primero que se realiza es el establecimiento de la colonia, se recolecta de larvas en cultivos afectados por la plaga y se llevan al laboratorio donde se separan en grupos de acuerdo al tamaño se las alimenta hasta que empupen, una vez obtenidas las pupas se separan y se las pones en frascos hasta la emergencia de los adultos, los adultos se

colocan en jaulas con malla para determinar su longevidad y comenzar con el estudio del ciclo biológico.

El ciclo biológico está compuesto por diferentes estados en los cuales se realiza el seguimiento de cada uno de ellos para determinar su ciclo biológico.

### **2.7.2. Periodo de incubación de huevo.**

Según Bravo (2004), el desarrollo embrionario es el desarrollo que tiene lugar al interior del huevo, desde el momento de la fecundación hasta la eclosión del nuevo individuo. El tiempo que dura el desarrollo embrionario en el huevo se conoce como periodo de incubación y puede durar pocas horas hasta varios meses.

La función principal del huevo es proteger al embrión, en los primeros momentos de vida, de las adversidades ambientales como lo pueden ser el frío y la deshidratación. Para determinar el periodo de incubación se hace un seguimiento de los días que tardan las larvas en salir, (Lloret, 2006).

### **2.7.3. Fase de larva.**

Lloret (2006), menciona que cuando llega el momento, la larva sale del huevo, su finalidad es crecer (en las otras fases no hay crecimiento) y acumular una gran cantidad de reservas energéticas para poder realizar los procesos de transformación que se producirán.

La vida de la oruga se divide en estadios. El periodo entre dos mudas consecutivas forma un instar o estadio, (Bravo, 2004).

Cada larva de menos de un día de edad se coloca en un vaso de plástico con alimento para evitar el canibalismo, las observaciones se realizan cada 24 horas. Los diversos estadios de las larvas se determina considerando el desprendimiento de la cápsula cefálica que dejan estas en cada muda, (Acatitla *et al.*, 2004).



Hernández y Briceño (1999), consideran a la prepupa como una etapa intermedia entre el último estadio larval y la fase de pupa, debido a que en esta conserva el diámetro cefálico del último instar, disminuyendo la longitud del cuerpo.

Según Vélez (1997), la prepupa es la fase final del desarrollo larval, la cual ocurre entre el momento en que la larva de último estadio deja de alimentarse y el momento en que se convierte en pupa.

Lloret (2006), menciona que la prepupa permanece inmóvil, se encoje, pierde los colores y construye el capullo, un envoltorio de seda o de otro material que solo deja pasar el aire y posteriormente realiza la última muda.

#### **2.7.4. Fase de pupa.**

La pupa de los noctuidos es de tipo obtecta esta puede encontrarse envuelta por un capullo de seda, presenta diez segmentos abdominales visibles a los lados de los cuales se observa los espiráculos, (Angulo *et al.*, 2006).

Valda (1999), menciona que esta fase se inicia cuando se revienta la sutura epicraneal de la larva en transformación (prepupa), seguida posteriormente por la ruptura de la piel en la parte dorsal, esta a través de contracciones se desprende de la exuvia, al momento de la ruptura de la epidermis la larva segrega un líquido viscoso que probablemente actúa como lubricante dando origen al estado de pupa.

Una vez iniciado el cambio a la fase de pupa, se registra el tiempo que dura el mismo hasta que dé lugar a la fase adulta, (Avalos, 1996).

#### **2.7.5. Fase de adulto.**

Bravo (2004), afirma que la principal función del adulto es la reproducción, la alimentación es secundaria, raras veces los adultos se encuentran en condiciones de reproducirse inmediatamente, porque requieren un tiempo previo para alcanzar su

madurez sexual. Luego de eclosionar el adulto pasa por un estado inicial de quietud luego de ello se les observa ágiles para buscar alimento y pareja.

**a) Periodo de preoviposición.**

Bravo (2004), indica que el periodo entre emergencia del adulto e inicio de la oviposición se conoce como preoviposición,

El tiempo registrado desde el momento de la emergencia hasta la primera postura de huevos se denomina periodo de preoviposición, (Valda, 1999).

**b) Periodo de oviposición.**

El tiempo que demora una hembra en depositar todos los huevos se denomina periodo de oviposición, que por lo general dura todo el tiempo de sobrevivencia de la hembra, (Bravo, 2004).

**c) Longevidad de adultos.**

La longevidad del adulto está definida como el tiempo que transcurre desde la eclosión del adulto hasta la muerte, también conocida como tiempo de sobrevivencia, (Bravo, 2004).

### **III. MATERIALES Y METODOS.**

#### **3.1. Localización.**

El presente trabajo se llevó a cabo en el Laboratorio de Entomología de la Fundación PROINPA ubicado en la localidad de Quipaquipani, a 4Km. de la población de Viacha, Provincia Ingavi del Departamento de La Paz.

##### **3.1.1. Condiciones ambientales.**

Las condiciones que se tuvieron dentro del laboratorio fueron de  $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ , humedad relativa  $65 \pm 5 \%$  y 12 horas luz.

#### **3.2. Materiales.**

##### **3.2.1. Material biológico.**

El material biológico fue constituido por un pie de cría de 40 pupas entre ellos 30 machos y 10 hembras de la especie de *C. incommoda* proveniente de una cría experimental, proporcionada por el Departamento de Entomología de la Fundación PROINPA.

Hojas de quinua frescas para la alimentación de larvas de la especie en estudio.

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

El material de laboratorio fue constituido por los siguientes:

- Humidificador de 7 litros
- Calefactor
- Ventilador
- Termómetro de máxima y mínima DGM
- Termohidrómetro
- Microscopio estereoscopio
- Frascos plásticos de  $3800 \text{ cm}^3$  (frascos dulceros)
- Envases plásticos de  $500 \text{ cm}^3$

- Vasitos plásticos de 100 cm<sup>3</sup> (vasitos cocteleros)
- Papel toalla
- Tela tul
- Bandas elásticas (ligas)
- Algodón
- Miel de abejas
- Alcohol
- Tijeras
- Pinzas metálicas
- Pinceles punta fina No. 2, 4 y 6
- Cámara fotográfica
- Planilla de registros
- Marcadores.
- Vernier electrónico
- Diurex
- Guardapolvo

### **3.2.3. Material de gabinete.**

- Computadora
- Planillas
- Calculadora
- Lápices
- Regla
- Borrador
- Papel Bonn
- Impresora

### **3.3. Metodología.**

#### **3.3.1. Determinación del tiempo de duración de cada fase de *Copitarsia incommoda* Walker.**

##### **a) Periodo de incubación de los huevos.**

Para determinar el tiempo de incubación de huevos *C. incommoda* se registró la fecha de oviposición por los adultos y la de eclosión de las larvas individualmente, a través de un monitoreo diario.

Se revisó cada una de las jaulas donde estaban los adultos en el laboratorio para detectar la puesta de huevos. Una vez identificadas los huevos en las bandas de papel toalla ubicadas en el interior de las jaulas estas bandas de papel toalla fueron trasladados a frascos de 500 cm<sup>3</sup> separados por cada hembra, labor que se realizó todos los días hasta la conclusión de las posturas.

Para determinar en periodo de incubación de los huevos, de la cría se tomaron al azar 100 huevos ovipositados un mismo día por varias hembras de *C. incommoda*, cada huevo se separó cortando la sección de papel toalla que la contenía esto para no maltratarlos con el manipuleo, luego los huevos se distribuyeron al azar e individualmente en recipientes plásticos de 100 cm<sup>3</sup>, para que continuarán con el proceso de incubación hasta conseguir las primeras eclosiones de larvas.

##### **b) Determinación de la fase larval.**

Para determinar la fase larval se registró el tiempo de duración en días, a partir de la eclosión de los huevos hasta que las larvas alcanzaron la fase de pupa.

La fase larval fue evaluado a través de una muestra al azar de 100 larvas neonatas (recién eclosionadas) las cuales se separaron individualmente en vasitos plásticos de 100 cm<sup>3</sup> con ayuda de un pincel de punta fina N° 2, previamente fueron colocadas en su

interior hojas frescas de quinua para su alimentación, se enumeraron en las tapas para registrarlos en una planilla y hacer el seguimiento diario de las larvas.

Para establecer los cambios de estadio en las larvas se observó diariamente a través de un estereoscopio verificando estos cambios con la presencia de la cápsula cefálica y la piel larvaria que dejan al mudar.

Para determinar el tiempo (días) de duración de cada estadio se registró el periodo entre dos mudas consecutivas, a partir de la tercera muda, la tarea fue más sencilla debido al mayor tamaño de las larvas y estructuras cefálicas visibles a simple vista, que a menudo estaban entre mezcladas con las heces.

Para determinar el tiempo de duración de la etapa de prepupa, se registró el tiempo en días a partir de que la larva dejó de alimentarse, su cuerpo se encogió y el momento en que se convirtió en pupa.

#### **c) Periodo de la fase de pupa.**

Para determinar la fase de pupa se registró el tiempo, en días, que transcurrió desde la formación de las pupas hasta la emergencia de los adultos.

Para lo cual se hizo el seguimiento a las larvas que lograron llegar a la fase de pupa recolectándolas a medida que se formaban por completo para no maltratarlas con el manipuleo, las pupas fueron colocadas en vasitos conteniendo en su base papel toalla que le sirvió como colchón.

#### **d) Longevidad de adultos.**

Para determinar la longevidad de adultos de *C. incommoda* se realizó el sexaje de 40 pupas entre ellos 30 machos y 10 hembras, los cuales se pusieron en grupos de 10 separadas por sexo a frascos plásticos de 500 cm<sup>3</sup> a los que se observó diariamente, una vez emergidos los adultos fueron colocados en una relación 3:1 es decir se

colocaron 3 machos con 1 hembra en 10 frascos de 3800 cm<sup>3</sup>, en cuyo interior se colocaron bandas de papel toalla en forma vertical para la oviposición.

La boca del frasco se cubrió con tela tul sujeta por una banda elástica (liga), en la parte superior se puso una mota de algodón empapada en miel de abeja al 10 % empleado para la alimentación de los adultos, mota que se cambió todos los días hasta la muerte de los individuos. Para determinar el número de días que permanecieron vivos los adultos, se monitoreó diariamente las jaulas (frascos 3800 cm<sup>3</sup>), registrando la fecha de muerte de cada uno de los individuos por jaula y a medida que morían fueron extraídos del frasco para identificar su sexo.

### **3.3.2. Determinación de la mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de *C. incommoda* Walker.**

#### **a) Mortalidad en la fase de huevo.**

Para determinar el porcentaje de mortalidad en la fase de huevo se realizó un seguimiento a los huevos seleccionados en el periodo de incubación se observó a los huevos todos los días y se determinó la mortalidad contando los huevos que quedaron sin eclosionar, los huevos infértiles se identificaron por la coloración amarillenta que presentaban, se hizo el registro correspondiente.

#### **b) Mortalidad en la fase de larva.**

Para determinar la mortalidad en la fase de larva se hizo el seguimiento a larvas seleccionadas en la determinación de la fase larval del ciclo biológico descrito anteriormente.

Las larvas fueron alimentadas con hojas de quinua material que fue cambiado cada día paralelamente se observó a las larvas muertas y se realizó el registro correspondiente. Este proceso se siguió hasta la obtención de pupas que pasan a la siguiente fase de evaluación.

### **c) Mortalidad en la fase de pupa.**

Para determinar la mortalidad en la fase de pupa se hizo un seguimiento a las pupas evaluadas en el ciclo biológico descrito anteriormente.

Se realizó la observación diaria y se recogieron las pupas a medida que llegaban a empupar, con la ayuda de una pinza se las puso individualmente en vasitos plásticos en cuyo interior se colocó un pedazo de papel toalla de diámetro similar a la base, luego se observó a las pupas hasta la eclosión de los adultos.

Para la mortalidad se revisó a las pupas que quedaron sin eclosionar se verificó que no estaban vivas, se realizó el registro de las pupas muertas.

### **3.3.3. Determinación de la fertilidad de hembras de *C. incommoda* Walker.**

Para determinar la fertilidad de las hembras de *C. incommoda*, adultos de esta especie, fueron colocados en 10 frascos de plástico de 3800 cm<sup>3</sup> de volumen donde se colocó bandas de papel toalla de 20 x 4 cm adheridos con diurex a las paredes laterales para facilitar la postura de huevos, los adultos fueron colocados en una relación de 3:1 es decir 3 machos con 1 hembra esto para asegurar la cópula

La boca del frasco se cubrió con tela tul sujetándolo con una banda elástica (liga), en la parte superior se colocó un pedazo de papel toalla de 5 x 5 cm con un orificio en la parte central para colocar una mota de algodón empapada con miel diluido en agua al 10 % para la alimentación de los adultos.

Se revisó diariamente los frascos de postura para determinar el inicio de la oviposición de los huevos. Una vez iniciada, las posturas se retiraban diariamente de los recipientes de oviposición, se contó el número de huevos ovipositados por día y por cada hembra, durante todo el periodo de oviposición para determinar la fertilidad de las hembras.



**a) Periodo de preoviposición.**

Para determinar el periodo de preoviposición se registró el tiempo (en días) desde el momento de la emergencia de hembras hasta la primera postura de huevos.

**b) Periodo de oviposición.**

Para determinar el periodo de oviposición se registró el tiempo (en días) desde el inicio de la oviposición hasta la última postura de huevos, de cada hembra.

**3.3.4. Descripción morfológica de las fases de *C. incommoda*.**

**a) Huevo.**

Para describir la morfología de los huevos se tomó en cuenta la forma, el diámetro y la coloración de los mismos.

Se tomó una muestra al azar de 100 huevos ovipositados un mismo día de diferentes posturas para tener una muestra homogénea.

También se midió el diámetro de los huevos utilizando un vernier electrónico y un estereoscopio, registrando los datos tomados de cada huevo.

**b) Larva.**

Para la descripción morfológica de la fase de larva se tomó en cuenta la forma y la coloración del último estadio además se midió ancho máximo de las cápsulas cefálicas y la longitud de las larvas de los diferentes estadios, para lo cual se seleccionaron 20 larvas por estadio, se los tuvo que sacrificar haciéndolos hervir en agua durante 5 minutos, para facilitar la medición de las larvas.

Para la medición de las cápsulas cefálicas y longitud de las larvas, se utilizó un vernier electrónico y un estereoscopio, se consideró la distancia entre los puntos más externos

de los bordes laterales de la cápsula, como la anchura máxima de la cabeza. También se consideró la longitud final de la larva antes de la etapa de prepupa.

### **c) Pupa.**

Para la descripción en la fase de pupa se tomó en cuenta la forma, coloración y las medidas de longitud y anchura máxima de 20 hembras y 20 machos sexados previamente. Para realizar las mediciones se utilizó un vernier electrónico y un estereoscopio.

### **d) Adulto.**

Para describir la morfología del adulto se tomó en cuenta la coloración de las alas así como la extensión alar de 15 hembras y 15 machos. Se realizaron las medidas con la ayuda de un vernier electrónico y un estereoscopio.

## **3.4. Análisis estadístico.**

El análisis estadístico consistió en la estimación tanto de medidas de tendencia central como de dispersión:

- **Media**, se obtiene sumando todos los valores en una muestra y se divide entre el número de valores sumados.
- **Moda**, en un conjunto de números, la moda se define como el valor que ocurre con más frecuencia.
- **Desviación estándar**, es una medida del grado de dispersión de los datos del valor promedio. Dicho de otra manera, la desviación estándar es simplemente el "promedio" o variación esperada con respecto de la media aritmética. Una desviación estándar grande indica que los puntos están lejos de la media, y una desviación pequeña indica que los datos están agrupados cerca a la media.

- **Máximos**, es el valor más alto que se encuentra en un conjunto de datos.
- **Mínimos**, es el valor más bajo que se encuentra en un conjunto de datos.
- **Coeficiente de variación**, es una medida de variabilidad relativa (sin unidades de medida) cuyo uso es para cuantificar en términos porcentuales la variabilidad de las unidades experimentales frente a la aplicación de un determinado tratamiento y se hallara mediante la división del desvió estándar con la media todo multiplicado por cien.
- **Coeficiente de correlación**, es una medida relativa y no está dado en las unidades de medida de X o de Y. su valor tiene un intervalo que va desde -1 hasta +1, pasando por cero. Cuando r es igual a +1, indica una perfecta asociación positiva aumentando Y al aumentar X. Cuando es igual a -1, indica una perfecta asociación negativa, aumentando Y al disminuir X o viceversa. Sirve para indicar el grado de asociación de dos variables.

#### IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES.

##### 4.1. Tiempo de duración de cada fase de *Copitarsia incommoda* Walker.

En el cuadro 3, se muestra el número de observaciones realizadas, moda, valores mínimos y máximos, promedios, desviación estándar y el coeficiente de variación, de las fases y estadios en días así como el total de días para completar el ciclo para una generación de *Copitarsia incommoda* criado bajo condiciones de laboratorio.

**Cuadro 3. Duración de las fases y estadios de *Copitarsia incommoda* criado bajo condiciones de laboratorio a T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas horas luz.**

Fases y estadios	Nº de Observación	Moda (días)	Mínimo (días)	Máximo (días)	Promedio (días)	Desvíó estándar (días)	CV %
<b>Huevo</b>	<b>93</b>	<b>5</b>	<b>5</b>	<b>6</b>	<b>5,1</b>	<b>0,31</b>	<b>6,08</b>
<b>Larva</b>	<b>69</b>	<b>23</b>	<b>22</b>	<b>42</b>	<b>29.04</b>	<b>5.35</b>	<b>18,42</b>
1er estadio	69	3	3	5	3.86	0,84	
2do estadio	69	4	3	7	3.91	0,84	
3er estadio	69	4	3	6	3.96	0,58	
4to estadio	69	4	3	5	3.68	0,65	
5to estadio	69	5	4	6	4.58	0,58	
6to estadio	69	6	4	9	5.96	1,08	
Pre-pupa	69	3	2	4	3,09	0,78	
<b>Pupa</b>	<b>69</b>	<b>16</b>	<b>13</b>	<b>21</b>	<b>16,3</b>	<b>1,44</b>	<b>8,83</b>
<b>Total</b>			<b>40</b>	<b>69</b>	<b>50,44</b>	<b>7,1</b>	<b>34.74</b>

##### 4.1.1. Periodo de incubación de los huevos.

Según el cuadro 3, el periodo de incubación de los huevos de *C. incommoda* de una muestra de 93 huevos tiene un promedio de 5.10 días de duración con una desvíó estándar de 0.31 días lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la

media, el proceso de incubación de los huevos tiene como mínimo 5 días y un máximo de 6 días de duración. El coeficiente de variación que fue de 6.08 % muestra que existe una variabilidad muy baja para la incubación de los huevos. Se obtuvo una moda de 5 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 1.

Resultados similares fueron obtenidos por Cardona *et al.*, (2003), sobre la biología de *Copitarsia sp.*, donde determinaron que el periodo de incubación de los huevos fue de  $5,037 \pm 0,21$  días y Luna (2010), indica que la incubación de los huevos de *Copitarsia incommoda* tiene una duración de 3 a 5 días.

#### **4.1.2. Determinación de la fase larval.**

De acuerdo a la información contenida en el cuadro 3 las larvas de *C. incommoda* necesitan de un promedio de 29.04 días con un desvío de 5.35 días para completar su desarrollo, con un mínimo de 22 días y un máximo de 42 días, el coeficiente de variación fue de 18.42 % indica una variación elevada debido a las características de cada individuo. Se obtuvo una moda de 23 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 2.

Un resultado similar lo obtuvieron Cardona *et al.*, (2003), quienes determinaron que el periodo larval tuvo una duración promedio de 23.15 días así mismo Valda (1999), determinó que las larvas de *Copitarsia turbata* alimentadas con quinua necesitan de 23 a 35 días y larvas de *Copitarsia sp.*, necesitan de 26 a 38 días para completar su desarrollo.

Este resultado no coincide con lo reportado por Flores *et al.*, (2004), quienes determinaron que las larvas de *C. incommoda* alimentadas con coliflor necesitan de 74 a 112 días, larvas alimentadas con brócoli necesitan de 68 a 127 días y larvas alimentadas con col necesitan de 83 a 186 días, las diferencias en la duración de la fase larval se pueden atribuir a la alimentación brindada ya que son distintas fuentes de nutrientes alimenticios.

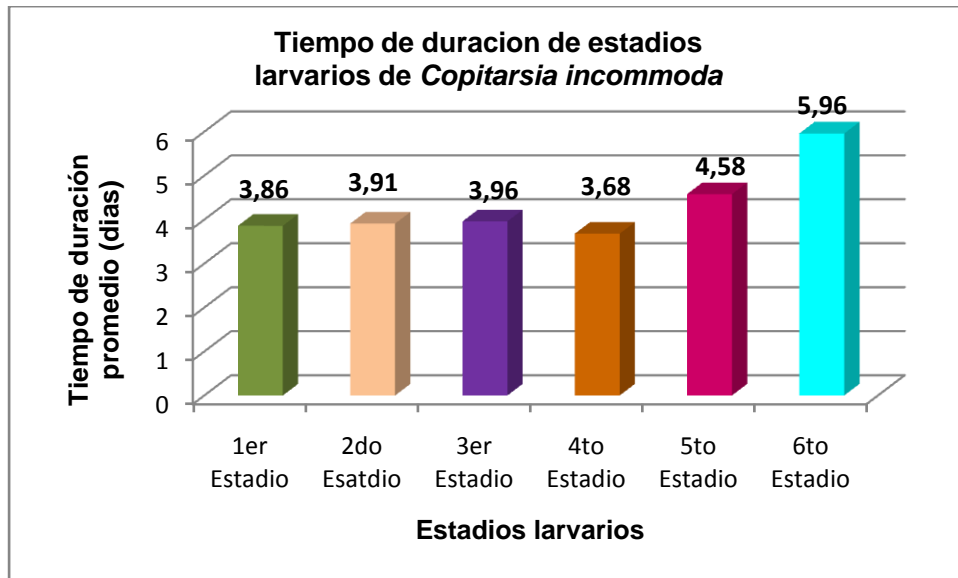
Al respecto Lloret (2006), afirma que la fase larval tiene como finalidad crecer y acumular una gran cantidad de reservas energéticas para poder realizar los procesos de transformación.

**a) Tiempo de duración en días de estadios larvarios de *C. incommoda*.**

Según la información del cuadro 3, el primer estadio tuvo una duración promedio de 3.86 días con una desviación de  $\pm 0.84$  días, con un mínimo de 3 días y un máximo de 5 días. El segundo estadio tuvo una duración promedio de 3.91 días con una desviación de  $\pm 0.84$  días, con un mínimo y máximo de 3 a 7 días respectivamente. El tercer estadio tuvo una duración promedio de 3.96 días con una desviación respecto de la media de  $\pm 0.58$  días y con un rango de variación de 3 a 6 días. El cuarto estadio tuvo una duración promedio de 3.68 días con una desviación de  $\pm 0.65$  días. El quinto estadio tuvo una duración promedio de 4.58 días con una desviación estándar de 0.58 días. El sexto estadio tuvo una duración promedio de 5.96 días con una desviación de la media de  $\pm 1.08$  días.

Se obtuvo la moda del primer al sexto estadio de 3, 4, 4, 4, 5, 6 días respectivamente, que son los valores que ocurren con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 2.

Según la figura 1 se observa el tiempo promedio de duración de los diferentes estadios larvarios.



**Figura 1. Tiempo de duración en días de estadios larvarios de *C. incommoda***

Según la figura 1, las larvas de la especie *C. incommoda* atraviesan por seis estadios larvarios antes de pasar a la fase de pupa, también se determinó que el estadio de mayor tiempo de duración es el sexto estadio con 5.96 días en promedio coincidiendo con Flores *et al.*, (2004), Cardona *et al.*, (2003) y Valda (1999), que señalan que las larvas pasan por seis estadios y que el sexto estadio tiene mayor duración respecto de los demás estadios larvarios.

Según Acatitla *et al.*, (2004), reportan que los estadios larvales de *C. incommoda* en diferentes dietas artificiales varia de 5 a 7 estadios, resultados que coinciden con los encontrados en este trabajo.

#### **b) Duración en días de la etapa de pre pupa.**

Según muestra el cuadro 3, la etapa de prepupa de *C. incommoda* tiene una duración promedio de 3.09 días con un desvío de 0.78 días, lo que nos muestra que la mayor parte de los individuos se concentran alrededor de la media, tiene como mínimo 2 días y un máximo de 4 días de duración. Se obtuvo una moda de 3 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 2.

Resultados similares obtuvo Valda (1999), quien determinó que la etapa de prepupa para *Copitarsia sp.*, tiene como promedio 3.46 días de duración con un desvío de 0.58 días en un rango de 3 a 5 días de duración.

No existen diferencias en la etapa de prepupa reportado en este estudio y lo reportado por Cardona *et al.*, (2003), quienes determinaron que la etapa de prepupa para *Copitarsia sp* tuvo una duración promedio de 2,40 días con un desvío estándar de  $\pm$  0,62 días.

#### **4.1.3. Duración en días de la fase de pupa.**

De acuerdo a la información contenida en el cuadro 3, la fase de pupa de una muestra de 69 individuos tiene una duración promedio de 16.3 días con un rango variación de 13 a 21 días. La desviación estándar es de 1.44 días. Se obtuvo una moda de 16 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 2.

Un resultado similar al reportado en este estudio lo obtuvieron Cardona *et al.*, (2003), para *Copitarsia sp.*, quienes determinaron que la fase de pupa dura 19.26 días con un desvío estándar de 1.16 días.

Estos valores son menores a los presentados por Flores *et al.*, (2004), quienes determinaron que la fase de pupa en brócoli están en un rango de 25 a 49 días, en coliflor de 23 a 45 días, en col (hojas tiernas) 34 a 61 días y en col (hojas maduras) 42 a 77 días de duración. Estas diferencias se pueden atribuir a la alimentación proporcionada a las larvas.

#### **4.1.4. Longevidad de adultos.**

En el cuadro 4, se muestra el número de observaciones realizadas, moda, valores mínimos y máximos, promedios, desviación estándar y el coeficiente de variación, de la longevidad de los adultos de *Copitarsia incommoda* criado bajo condiciones de laboratorio.



**Cuadro 4. Longevidad de adultos de *Copitarsia incommoda* Walker criado bajo condiciones de laboratorio a T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz.**

Adulto	Nº de Observación	Moda (días)	Mínimo (días)	Máximo (días)	Promedio (días)	Desvió estándar (días)	CV %
<b>Hembras</b>	10	20	14	30	21,4	5,17	24,16
<b>Machos</b>	30	16	7	36	18,3	6,7	36,61
<b>Longevidad total</b>	<b>40</b>		<b>7</b>	<b>36</b>	<b>19.85</b>	<b>11.87</b>	

De acuerdo a la información contenida en el cuadro 4, la longevidad de los adultos tiene una duración promedio de 19.85 días con un rango de variación de 7 a 36 días y una desviación de la media de 11.87 días estos valores son menores a los presentados por Flores *et al.*, (2004), quienes determinaron que la longevidad de los adultos de *Copitarsia incommoda* en Brócoli está en un rango de 43 -74 días, en Coliflor de 43-75 días y en Col 54-81 días de duración, estas diferencias se pueden atribuir a la alimentación que tuvieron las larvas.

Según la información contenida en el cuadro 4, la longevidad que presentan las hembras está en un promedio de 21.4 días con una desviación respecto de la media de 5.17 días, teniendo como mínimo 14 días y un máximo de 30 días, con un coeficiente de variación de 24.16 % lo que nos muestra que existe una gran variación en la longevidad de hembras. Se obtuvo una moda de 20 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 3.

La longevidad que presentan los machos esta en un promedio de 18.3 días con una desviación respecto de la media de ± 6.70 días, teniendo un rango de variación como mínimo 7 días y un máximo de 36 días, con un coeficiente de variación de 36.61 %. Se obtuvo una moda de 16 días que es el valor que ocurre con más frecuencia en los datos presentados en el anexo 3.

Considerando el coeficiente de variación en el estado adulto, tanto hembras como machos, muestran variaciones elevadas esto debido a características propias de cada individuo puesto que su evaluación fue realizada en condiciones similares para todos los adultos.

Considerando a los 30 machos y 10 hembras evaluados se observa que la longevidad de los adultos hembras (21.4) es mayor que de los machos (18.3), coincidiendo con Velázquez (1987), quien señala que las hembras de *Copitarsia turbata* son más longevas que los machos, así mismo Lloret (2006), afirma que la mariposa macho suele morir después de la cópula, y si no lo consigue no vive mucho tiempo, las hembras mueren después de las puestas tanto si se han apareado o no, lo que confirma esta diferencia entre la longevidad de los adultos hembras y machos.

#### 4.1.5. Ciclo biológico.

Según la figura 2 se muestra en forma visual el tiempo en días del ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* evaluado en condiciones de laboratorio.

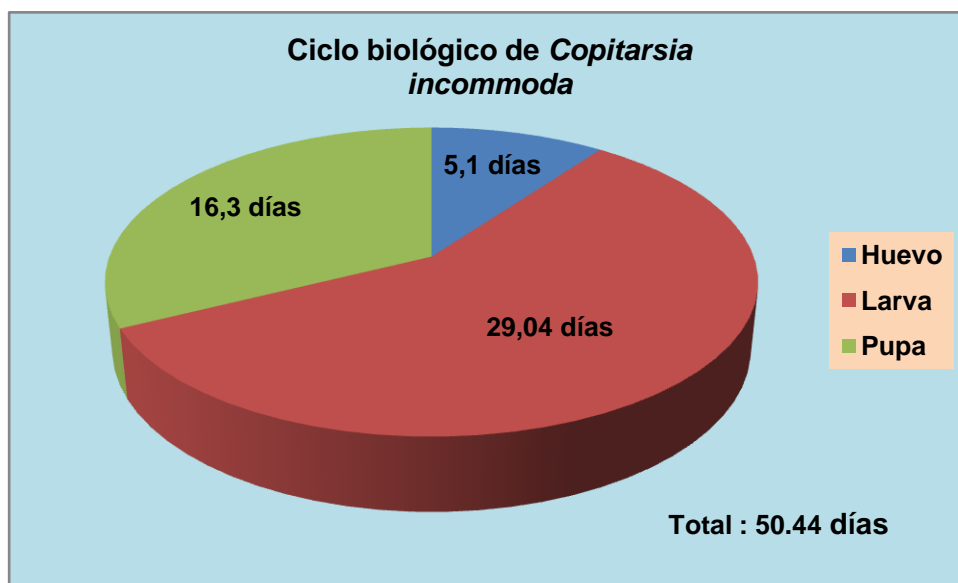


Figura 2. Tiempo de duración en días del ciclo biológico de *Copitarsia incommoda*, en condiciones de laboratorio.

Se determinó que el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* a partir de la fase de huevo hasta la eclosión de los adultos, (huevo:  $5.1 \pm 0.31$  días; larva:  $29.04 \pm 5.35$  días y pupa:  $16.3 \pm 1.44$  días), tiene una duración promedio 50.44 días con una desviación estándar de 7.01 días, con un rango de 40 a 69 días de duración.

Resultados similares fueron reportados por Saravia y Quispe (2005), en su trabajo de investigación Cría de "Ticonas" para fines de identificación de especies y síntesis de feromonas, donde el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* tiene un rango de 49 a 61 días de duración.

En el trabajo realizado por Flores *et al.*, (2004), determinaron que el ciclo biológico de *Copitarsia incommoda*, a una temperatura de  $25 \pm 3$  °C y humedad relativa de 50 %, varía según la alimentación que reciban las larvas, en el cultivo de Coliflor tienen una duración de 143-236 días, en Brócoli 141- 251 días, en col1 (hojas tiernas) 174- 332 días y en col 2 (hojas maduras) tiene un ciclo de 184 – 384 días. El ciclo biológico fue mayor en larvas alimentadas con col.

Al respecto Lloret, (2006) afirma que la temperatura, humedad y el alimento son los factores principales que condicionan el ciclo biológico.

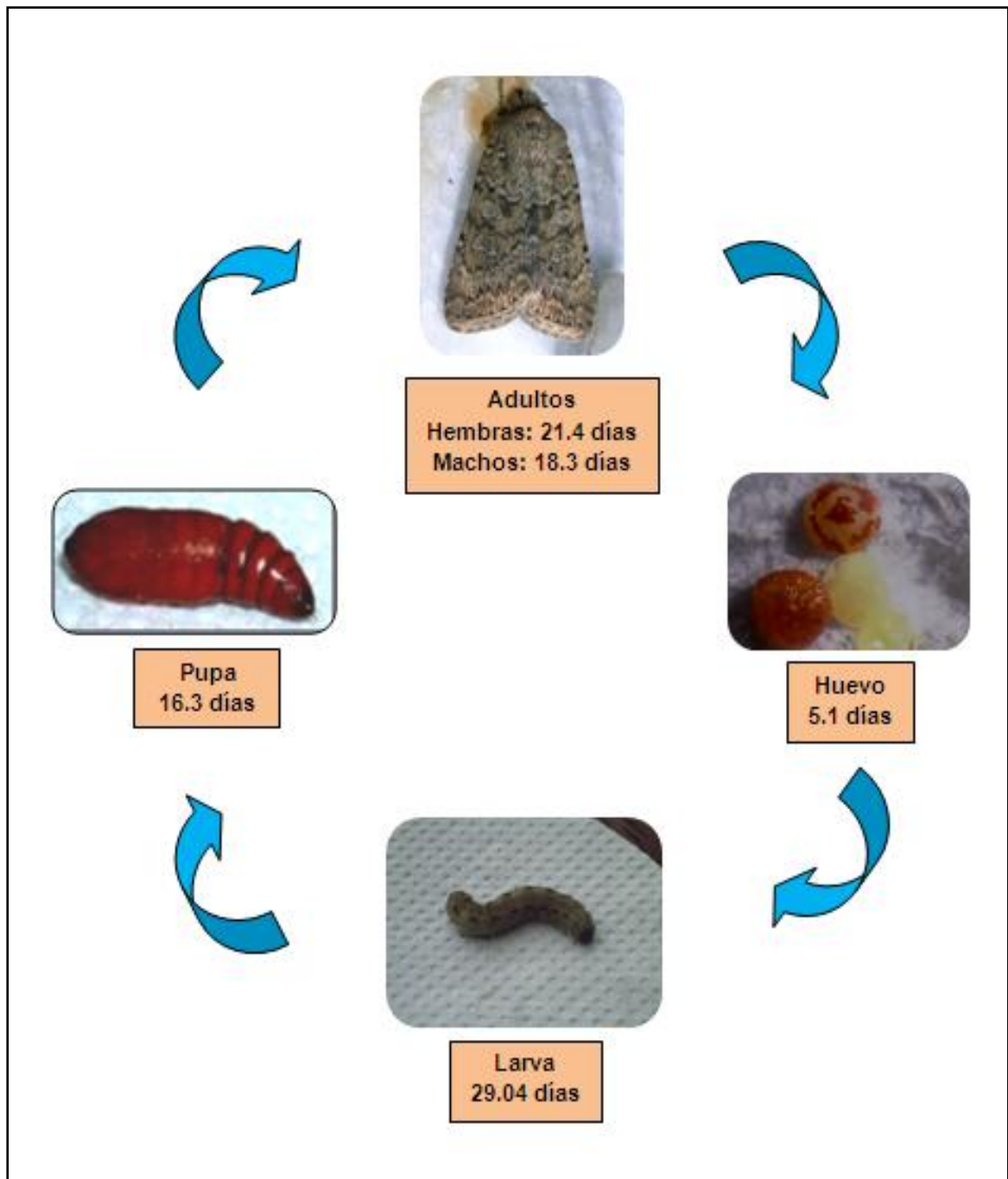


Figura 3. Ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* a una T° de  $25 \pm 2$  °C, HR  $65 \pm 5$  % y 12 horas luz.

#### 4.2. Mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de *C. incommoda* Walker.

En el cuadro 4, se muestran los resultados en porcentaje de la mortalidad que se determinó para una generación de *Copitarsia incommoda*.

**Cuadro 5. Mortalidad en las fases de huevo, larva y pupa de *C. incommoda* en laboratorio a T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz.**

Fase	Nº de Observación	Nº de Muertos	Mortalidad (%)
Huevo	100	7	7
Larva	100	21	21
Pupa	79	10	12.7
Total			40,7

La mortalidad acumulada que se obtuvo en este estudio para las fases de huevo, larva y pupa fue de 40,7 %, siendo la fase de larva que más aportó a dicha mortalidad con un 21 %, seguido por la fase de pupa con 12,7 % y la fase de huevo con 7 %.

Resultados similares fueron reportados por Cardona *et al.*, (2003), quienes determinaron que la mortalidad acumulada en todas las fases de desarrollo de *Copitarsia sp.*, fueron de 38,82 %.

##### 4.2.1. Mortalidad en la fase de huevo.

Se determinó que la mortalidad en la fase de huevo de *C. incommoda* fue de 7 % de una muestra de 100 huevos. Existió huevos que no eclosionaron debido a que eran huevos infértiles, determinándose por la coloración amarillenta que presenta al transcurrir dos a tres días del periodo de incubación.

Los resultados reportados en este trabajo coincidieron con los reportados por Cardona *et al.*, (2003), quienes determinaron que la mortalidad de huevo fue de 7,12 %.

#### 4.2.2. Mortalidad en la fase de larva.

La mortalidad determinada para la fase de larva fue de 21 %, para una muestra de 100 larvas evaluadas. Un resultado similar lo obtuvieron Cardona *et al.*, (2003), para *Copitarsia sp.*, con una mortalidad para larva de 25.32 %, y Larraín (1993), determinó para *Copitarsia turbata* una mortalidad en la fase de larva de 26.21 %.

##### a) Mortalidad en los estadios larvarios

En la figura 4 se muestra en forma visual los porcentajes de la mortalidad de estadios larvarios de *Copitarsia incommoda* evaluado en condiciones de laboratorio.

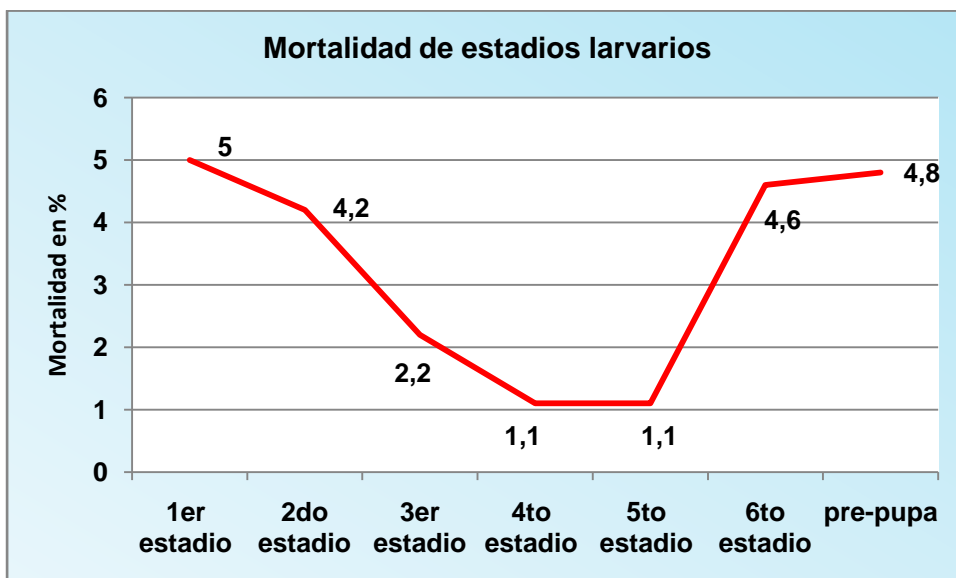


Figura 4. Mortalidad de estadios larvarios de *Copitarsia incommoda* Walker, en condiciones de laboratorio a una temperatura de  $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ , humedad relativa  $65 \pm 5 \%$  y 12 horas luz.

En la figura se muestra que el porcentaje de mortalidad más elevado está en el primer estadio con 5 % de mortalidad seguido por la etapa de prepupa con 4.8 %, el sexto estadio tiene 4.6 % y el segundo estadio tiene 4.2 % de mortalidad. Los estadios que presentan mortalidades bajas son el tercer estadio con 2.2 %, cuarto y quinto estadio con 1.1 % de mortalidad.

#### 4.2.3. Mortalidad en la fase de pupa.

De acuerdo a la información contenida en el cuadro 5 se determinó que la mortalidad en la fase de pupa de *C. incommoda* de una muestra de 80 individuos estudiados fue de 12.5 %. Estos resultados son apoyados por Larraín (1993) quien determinó una mortalidad de la fase de pupa del 10 %.

#### 4.3. Determinación de la fertilidad de hembras de *C. incommoda* Walker.

En el cuadro 6, se presentan los resultados de las características reproductivas de hembras de *Copitarsia incommoda* evaluados en condiciones de laboratorio.

**Cuadro 6. Características reproductivas de hembras de *Copitarsia incommoda* a una T° de 25 ± 2 °C, HR 65 ± 5 % y 12 horas luz.**

	Número de hembras										Promedio
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	
Periodo de Preoviposición (días)	11	9	8	6	8	7	7	6	7	11	8
Periodo de oviposición (días)	8	11	9	6	13	8	7	9	7	5	8.3
Total de huevos por hembra	2021	1349	1735	2188	2313	1377	678	2209	1431	1672	1697,3
Promedio de H. por postura	252.6	122.6	192.8	364.7	177.9	172.1	96.9	245.4	204.4	334.4	204.5

##### 4.3.1. Periodo de preoviposición.

Según el cuadro 6, se muestra que el promedio de preoviposición de las hembras es de 8 días, algunas ovipositan a los 6 días y otras hasta los 11 días después de la emergencia. Estos valores nos indican que no todas las hembras llegan a su madurez sexual al mismo tiempo.

Al respecto Valda (1999), determinó que existe una marcada variabilidad en la etapa de preoviposición ya que para *Copitarsia turbata* reportó un promedio de 6.23 días de duración variando en un rango de 5 a 10 días y para *Copitarsia sp.*, determinó que la mayor cantidad de hembras llegan a su madurez sexual a los 6 días, variando en un rango de 4 a 7 días de duración.

Al respecto Bravo (2004), indica que raras veces los insectos en estado adulto, se encuentran en condiciones de reproducirse inmediatamente después de la eclosión, porque requiere de un tiempo previo para alcanzar su madurez sexual.

#### **4.3.2. Periodo de oviposición.**

En el cuadro 6 se observa que el periodo de oviposición de la mayor cantidad de hembras esta en un promedio de 8.3 días de posturas variando en un rango de 5 a 13 días.

Un resultado similar lo obtuvieron Cardona *et al.*, (2003), para *Copitarsia sp.*, con un periodo de oviposición de 8.75 días en promedio, Valda (1999), determinó que la mayor cantidad de hembras ovipositan alrededor de 8.2 días.

Al respecto Avalos (1996), menciona que el periodo de oviposición es una característica propia de la fisiología del insecto.

Según Bravo (2004), indica que el periodo de oviposición por lo general dura todo el tiempo de sobrevivencia de la hembra.

#### **4.3.3. Fertilidad de hembras.**

Según el cuadro 6 se observa que existe variabilidad en el número total de huevos que coloca cada hembra durante el periodo de oviposición, existiendo hembras altamente fértiles que ovipositan 2313 huevos (hembra 5) y hembras con menor fertilidad que solo ovipositan 678 huevos (hembra 7), teniendo como promedio de 1697 huevos por cada hembra. El promedio de huevos ovipositados por día es de 204.5 huevos, se muestra



también (cuadro 5) que existen hembras que ovipositan 364.7 huevos por día como máximo (hembra 4) y 96.9 huevos por día como mínimo (hembra 7).

Estos resultados no coinciden con los reportados por Cardona *et al.*, (2003) para *Copitarsia sp.*, quienes determinaron que cada hembra puso en promedio 550,5 huevos. También Valda (1999) determinó que cada hembra oviposita en promedio 776.7 huevos y la postura por día fue de 93.9 huevos.

Según Bravo (2004), menciona que el número de huevos que puede depositar la hembra, tiene rangos de variación muy amplios, así la gran mayoría de especies de la familia *Noctuidae* pueden llegar a depositar 3000 huevos, con un promedio aproximado de 600 huevos por hembra.

#### **4.4. Descripción morfológica de *C. incommoda* Walker en condiciones de laboratorio.**

##### **4.4.1. Huevo.**

Los huevos son esféricos, ligeramente aplanados en la base la cual va apoyada al sustrato (papel toalla), la superficie del corion (envoltura del embrión) es estriada de color blanco grisáceo durante todo el desarrollo embrionario.

En la figura 5 se muestra la secuencia que presenta el desarrollo embrionario de huevos de *Copitarsia incommoda* desde la oviposición hasta antes de la eclosión de las larvas.



**Figura 5. Secuencia del desarrollo embrionario de huevos de *Copitarsia incommoda* en laboratorio a una T° de  $25 \pm 2$  °C, HR  $65 \pm 5$  % y 12 horas luz. a) Huevo recién ovipositado. b) A las 48 horas de ovipositado. c) A las 96 horas de ovipositado.**

Según la figura 5 se observa que los huevos recién ovipositados son de color blanco crema a medida que avanza el desarrollo embrionario aparecen manchas de color café claro que inician alrededor del micrópilo y forman un aro en la parte media del huevo, al tercer día estas manchas se oscurecieron, al quinto día cerca de la eclosión los huevos presentaron un color negro.

Los resultados que obtuvieron Olivares y Angulo (2004), indican que el huevo tiene una forma suboval en vista lateral, ligeramente aplastado en la base, con 35 costas radiales, de donde sólo 17 costas llegan al área micropilar.

A continuación en el cuadro 7, se presentan los resultados de la medición del diámetro en milímetros de huevos de *Copitarsia incommoda*.

**Cuadro 7. Diámetro de huevos de *Copitarsia incommoda*.**

Fase	Observación	Mínimo	Máximo	Promedio	Desvíó estándar
Huevo	100	0.44	0.63	0.53	0.04

El diámetro de los huevos de *C. incommoda* de una muestra de 100 huevos tiene un promedio de 0.53 mm con un desvíó estándar de 0.04 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 0.44 mm y un máximo 0.63 mm de diámetro. Resultado que discrepa con

Olivares y Angulo (2004), quienes indican que el diámetro de los huevos es de 0.8 milímetros. Esta diferencia se puede atribuir a la temperatura, humedad y alimentación.

#### 4.4.2. Larva.

Las larvas de *C. incommoda* pasan por seis estadios para completar su desarrollo, a continuación en el cuadro 8, se muestran los resultados de las medidas realizadas acerca de la amplitud de la cápsula cefálica y longitud de las larvas en los diferentes estadios.

**Cuadro 8. Amplitud de cápsulas cefálicas y longitud de larvas de *Copitarsia incommoda*.**

	Estadios larvales											
	1er estadio		2do estadio		3er estadio		4to estadio		5to estadio		6to estadio	
	A	L	A	L	A	L	A	L	A	L	A	L
<b>Mínimo (mm)</b>	0.33	2.47	0.43	4.32	0.7	8.01	1.01	14.31	1.78	20.01	2.64	31.82
<b>Máximo (mm)</b>	0.38	2.88	0.56	4.73	0.81	9.44	1.13	14.95	1.88	24.84	2.87	37.82
<b>Promedio (mm)</b>	0.36	2.67	0.51	4.44	0.75	8.7	1.05	14.61	1.83	23.09	2.77	35.52
<b>Desvío estándar (mm)</b>	0.01	0.11	0.04	0.11	0.03	0.35	0.03	0.21	0.03	1.25	0.08	1.87

A: amplitud de capsula cefálica; L: longitud de larva.

##### a) Primer estadio.

Para eclosionar, la larva abre un orificio en el huevo, lo hace mordiendo con las mandíbulas el corion por la parte lateral del huevo, una vez perforado, logra salir mediante contracciones de la cabeza hacia atrás.

Las larvas son de color crema cuando recién emergen y a medida que se alimentan del material vegetal se tornan de color verde claro, las larvas se caracterizan por tener la cabeza más sobresaliente que el cuerpo presentando un color negro brillante.

La amplitud de la cápsula cefálica en el primer estadio obtuvo un promedio de 0.36 milímetros con un desviación estándar de 0.01 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 0.33 mm y un máximo 0.38 mm, respecto a la longitud de las larvas se obtuvo un promedio de 2.67 mm con un desvío estándar de 0.11 mm variando en un rango de 2.47 mm a 2.88 mm.

#### **b) Segundo estadio.**

Comienza con el desprendimiento de la cápsula cefálica y continua con el desprendimiento de la piel larvaria, una característica observada en cada muda fue que la cabeza y las patas falsas son de color blanco al principio, luego adquieren su color definitivo. La larva cambia de color verde claro a un verde limón, siendo este color homogéneo para todas las larvas de este estadio.

La amplitud de la capsula cefálica en el segundo estadio obtuvo un promedio de 0.51 milímetros con un desvío estándar de 0.04 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 0.43 mm y un máximo 0.56 mm, respecto a la longitud de las larvas se obtuvo un promedio de 4.44 mm con un desvío estándar de 0.11 mm variando en un rango de 4.32 mm a 4.73 mm.

#### **c) Tercer estadio.**

Es este estadio se observó una gran variación en cuanto a la coloración de las larvas presentándose larvas de color verde claro hasta larvas de color café, se observó la presencia de dos líneas segmentadas en el dorso de las larvas.

Respecto a la amplitud de la cápsula cefálica de las larvas del tercer estadio se obtuvo un promedio de 0.75 mm con una desviación respecto de la media de 0.03 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 0.7 mm y un máximo 0.81 mm, respecto a la longitud de las larvas se obtuvo un promedio de 8.7 mm con un desvío estándar de 0.35 mm variando en un rango de 8.01 mm a 9.44 mm.

**d) Cuarto estadio.**

En este estadio las larvas pueden tomar coloraciones verde oscuro, cafés y hasta casi negras observándose dos líneas segmentadas de color negro en los extremos del dorso de las larvas.

La amplitud promedio de las cápsulas cefálicas fue de 1.05 mm con un desvío estándar de 0.03 mm respecto de la media, variando de 1.01 mm a 1.13 mm. La longitud se obtuvo un promedio de 14.61 mm con un desvío de 0.21 mm respecto de la media que varía en un rango de 14.31 mm como mínimo y 14.95 mm como máximo.

**e) Quinto estadio.**

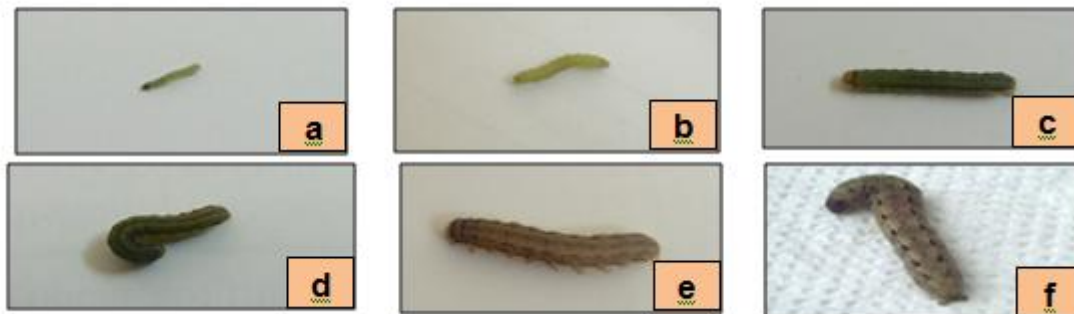
La amplitud promedio de las cápsulas cefálicas fue de 1.83 mm con un desvío de 0.03 mm respecto de la media variando en un rango de 1.78 mm a 1.88 mm. La longitud de las larvas en promedio fue de 23.09 mm con un desvío de 1.25 mm variando en un rango de 20.01 mm como mínimo y 24.84 mm como máximo.

**f) Sexto estadio.**

La amplitud de la cápsula cefálica en el sexto estadio obtuvo un promedio de 2.77 milímetros con un desvío estándar de 0.08 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 2.64 mm y un máximo 2.87 mm, respecto a la longitud de las larvas se obtuvo un promedio de 35.52 mm con un desvío estándar de 1.87 mm variando en un rango de 31.82 mm como mínimo a 37.82 mm como máximo.

Las larvas son del tipo eruciforme presenta tres pares de patas verdaderas y cinco pares de patas falsas, las patas verdaderas se encuentra entre el primer y tercer segmento torácico, las falsas patas se hallan situados entre el sexto y noveno segmento y un par en el segmento anal.

En la figura 6 se muestra las características morfológicas que presentan las larvas de *Copitarsia incommoda*.



**Figura 6. Características morfológicas de larvas de *Copitarsia incommoda*. a) primer estadio. b) Segundo estadio. c) Tercer estadio. d) Cuarto estadio. e) Quinto estadio. f) Sexto estadio.**

La cabeza es de color castaño con un aparato bucal tipo masticador y el cuerpo es de un color beis combinado con el castaño, en el área dorsal de la larva se observa una línea doble de color café que atraviesa desde la cabeza hasta el último segmento abdominal, en el área subdorsal, en ambos lados, se observo que existe una línea segmentada de color negro. En el área lateral de ambos lados se observa los espiráculos (orificios respiratorios externos).

**g) Relación entre las variables amplitud de cápsula cefálica y longitud de larvas.**

De acuerdo al análisis de correlación entre las variables amplitud de cápsula cefálica y longitud de larva que se muestra en el anexo 6, se determinó un coeficiente de correlación de 0.99 lo que indica una perfecta asociación positiva, aumentando la

longitud de larva al aumentar la amplitud de cápsula cefálica con lo que podemos asegurar que existe un grado de asociación elevado para las dos variables.

Podemos decir que la anchura de la cápsula cefálica está estrechamente relacionada con la longitud de la larva. Gracias a esta situación, sabiendo solo una de las dos variables podemos diagnosticar la otra.

#### 4.4.3. Pupa.

De acuerdo la figura 7 la pupa es de tipo obtecta, recién formada es de color amarillo blanquecino luego paulatinamente va cambiando a color café rojizo brillante, y cuando el adulto está próximo a emerger se toma de una coloración oscura casi de color negro.



**Figura 7. Secuencia de la formación de pupas de *Copitarsia incommoda*. a) Pupa recién formada. b) Pupa a las 24 horas de formada. c) Antes de la emergencia del adulto.**

La diferenciación de sexos se realiza por la ubicación de la abertura genital, el poro genital de la hembra se encuentra en el octavo segmento y la abertura anal en el decimo segmento, mientras que en el macho el poro genital está ubicado en el decimo segmento igual que el poro anal. La diferencia entre el macho y la hembra es la distancia que existe entre el poro anal y el poro genital, en el macho estos dos son más unidos mientras que en las hembras son más separados, uniéndose las líneas del octavo y noveno segmento en el poro genital de la hembra.

A continuación se presenta los resultados obtenidos acerca de la anchura máxima y longitud de pupas de *Copitarsia incommoda*.

**Cuadro 9. Anchura máxima y longitud de pupas medidas en milímetros de *Copitarsia incommoda*.**

<b>Medición de pupas</b>				
	<b>Machos</b>		<b>Hembras</b>	
	<b>Longitud</b>	<b>Anchura</b>	<b>Longitud</b>	<b>Anchura</b>
<b>Nº de observación</b>	20	20	20	20
<b>Mínimo (mm)</b>	16,78	5,05	17.45	5,32
<b>Máximo (mm)</b>	18,76	5,97	20,02	6,15
<b>Promedio (mm)</b>	17,92	5,6	18.20	5,72
<b>Desvío estándar (mm)</b>	0,55	0,23	0,59	0,23

La longitud de pupas medida en machos tuvo un promedio de 17.92 milímetros con un desvío estándar de 0.55 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 16.78 mm y un máximo 18.76 mm, respecto a la longitud de las hembras se obtuvo un promedio de 18.20 mm con un desvío estándar de 0.59 mm variando en un rango de 17.45 mm a 20.02 mm.

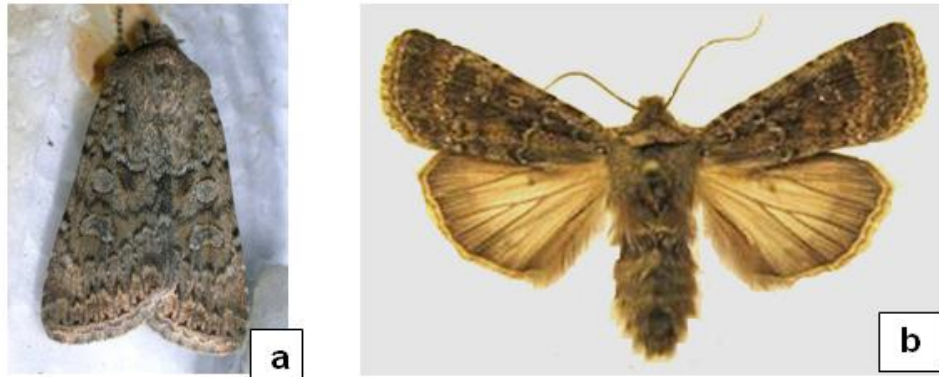
La anchura máxima de las pupas en machos tuvo un promedio de 5.6 milímetros con un desvío estándar de 0.23 mm lo que nos muestra que los datos se concentran alrededor de la media, variando en un rango que tiene como mínimo 5.05 mm y un máximo 5.97 mm, respecto a la anchura máxima de pupas en hembras se obtuvo un promedio de 5.72 mm con un desvío estándar de 0.23 mm variando en un rango de 5.32 mm a 6.15 mm.

Resultados similares fueron determinados por Moreno y Serna (2005), quienes reportaron que la longitud promedio de pupas es de 15.99 mm y una amplitud de 5.05 mm.



#### 4.4.4. Adulto.

A continuación en la figura 8 se muestran las características que presentan los adultos de *Copitarsia incommoda*.



**Figura 8. Características morfológicas de adultos de *Copitarsia incommoda*.  
a) Adulto en posición de descanso. b) Adulto con las alas extendidas.**

Las alas anteriores presentan tonalidades de color castaño grisáceo con un ligero brillo dorado. Presentan una mancha circular u orbicular y otra en forma de riñón (reniforme) las cuales se distinguen con facilidad, entre ambas figuras se observa una línea intermedia de color café oscuro que atraviesa de un extremo al otro del ala también presentan dos líneas transversales en forma de encajes ubicados uno por encima de la figura orbicular y la otra debajo de la figura reniforme.

Las alas posteriores son de color beis bordeado por una franja de color castaño oscuro y la venación es claramente diferenciable.

En el cuadro 10, se muestran los resultados acerca de la extensión alar tanto de hembras como de machos.

**Cuadro 10. Extensión alar de adultos hembras y machos**

<b>Extensión alar de adultos</b>		
	<b>Hembras</b>	<b>Machos</b>
<b>Nº de observación</b>	15	15
<b>Mínimo (mm)</b>	35,14	32,58
<b>Máximo (mm)</b>	36,84	34,08
<b>Promedio (mm)</b>	35,57	33,51
<b>Desvío estándar (mm)</b>	0,53	0,51

Las hembras adultas tienen una extensión alar promedio de 35.57 milímetros con un rango de variación de 35.14 mm como mínimo y 36.84 mm como máximo desviándose de la media en 0.53 mm.

Los adultos machos tienen una extensión alar promedio de 33.51 mm con un rango de variación de 32.58 mm como mínimo y 34.08 mm como máximo desviándose de la media en 0.51 mm.

Existe diferencia en la extensión alar entre machos y hembras observándose que las hembras (35.57 mm) son de mayor tamaño que los machos (33.51mm).

Estos resultados coinciden con los reportados por Luna (2010), quien indica que la extensión alar que presentan los adultos varía en un rango de 34 a 40 mm. Por otro lado Moreno y Serna (2005), determinaron que la extensión alar promedio para adultos es de 35 mm.

## V. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados obtenidos en la presente investigación, se establecen las siguientes conclusiones:

- El periodo de incubación de huevos representa el estado de menor variabilidad con un coeficiente de variación de 6.08 %.
- El estado de larva para completar su desarrollo atraviesa por seis estadios siendo el sexto estadio el de mayor duración con un promedio de 5.96 días.
- Existe marcada variabilidad en el tiempo de duración del estado de larva debido a que todos los individuos no crecen a la misma velocidad aunque tengan las mismas condiciones.
- La alta variabilidad que tienen los adultos respecto a su longevidad se debe principalmente a características propias de cada individuo puesto que la temperatura y humedad relativa fueron constantes en esta investigación. En cuanto a la longevidad entre adultos hembras y machos, las hembras presentan una mayor longevidad que los machos.
- El desarrollo del ciclo biológico está en función de la temperatura y humedad relativa pero a la vez ejerce un grado de influencia elevado la alimentación del estado larvario puesto que estudios realizados en similares condiciones presenta resultados muy diferentes, siendo el elemento variable la alimentación que reciben las larvas.
- En el desarrollo del ciclo biológico existe una elevada mortalidad acumulada llegando casi al cincuenta por ciento. El estado que presentó una mayor mortalidad durante el ciclo biológico fue el estado de larva con 21 %.

- Las hembras son muy fértiles llegando a alcanzar un promedio de 1697.3 huevos por hembra durante toda su vida.
- En el estadio seis la larva presenta el mayor crecimiento en proporción a los demás estadios llegando a alcanzar en promedio una longitud de 35.52 mm y una amplitud de cápsula cefálica de 2.77 mm.
- Las pupas hembras presentan mayores dimensiones en cuanto a la longitud y anchura máxima respecto de las pupas machos.
- Las hembras presentan una extensión alar mayor a la de los machos.

## VI. RECOMENDACIONES.

- Para enriquecer el conocimiento del ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* se recomienda realizar un trabajo similar para diferentes generaciones.
- Investigar el desarrollo del ciclo biológico con la implementación de nuevas dietas.
- Realizar evaluaciones con diferentes relaciones de sexos para adultos y determinar el efecto que tiene sobre la fertilidad de las hembras y longevidad de los adultos.
- Desarrollar trabajos de manipulación de temperatura para optimizar los procesos de aceleración y retraso de eclosiones.
- Investigar la viabilidad de los huevos durante todo el periodo de oviposición de las hembras.

## VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.

- ACATITLA, C.; BAUTISTA, N.; VERA, J.; ROMERO, J.; GALYECAC, H. 2004. Ciclo Biológico y Tasas de Supervivencia y Reproducción de *Copitarsia incommoda* Walker (Lepidóptera: Noctuidae) en Cinco Dietas Artificiales. Publicado como ensayo en Agrociencia. Volumen 38, número 003. Colegio de Postgraduados, Texcoco- México.
- ALCALA, P. y ALDANA. 1979. Guía para el manejo de plagas en cultivos andinos subexplotados. Oficina regional para América Latina. Santiago- Chile. 116p.
- ANGULO, A.; OLIVARES, T.; WEIGERT, G. 2006. Estados inmaduros de lepidópteros noctuidos de importancia económica agrícola y forestal en Chile (Lepidóptera: Noctuidae). Universidad de Concepción. Chile. 154p.
- APABLAZA, J. 1990. Entomología General e Introducción a la Entomología Agrícola. Departamento de Ciencias Vegetales - Pontificia Universidad Católica de Chile.
- ARTIGAS, J. Y ANGULO, A. 1973 *Copitarsia consueta* (Walker), biología e importancia económica en el cultivo de raps (Lepidóptera, Noctuidae). Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción. Vol. 46; 216 p.
- AVALOS, L. 1996. Ciclo Biológico, fluctuación poblacional e identificación de la kcona kcona, plaga clave del cultivo de la quinua. Tesis Ing. Agr. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz – Bolivia. 95 p.
- BRAVO, R. 2004. Entomología Conociendo a los Insectos. Centro de Investigación y Capacitación para el desarrollo Regional CICADER. Primera edición. Puno – Perú. 265 p.

- CABALLERO, W. 1975. Introducción a la estadística. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. San José – Costa Rica.
- CARDONA, D.; LONDOÑO, M. y JARAMILLO, J. 2003. Estudios biológicos de *Copitarsia* sp. (*Lepidoptera: Noctuidae*) bajo condiciones de Insectario. Revista Colombiana de entomología. Vol. 30, N°2. Bogotá – Colombia.
- CASTILLO, A. 2009. Biología y comportamiento de *Ategumia lotanalis* druce (*Lepidoptera: Crambidae*) como posible agente de control biológico de *Miconia calvenscens* (*Melastomataceae*) en Hawai. Tesis para optar al Título en Biología. Facultad de Ciencias Básicas. Universidad de Costa Rica. 31 p.
- CHACÓN, Y.; GARITA, C.; VAGLIO, C. Y VILLALBA, V. 2009. Desarrollo de una metodología de crianza en laboratorio del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (*Lepidoptera: Noctuidae*) como posible hospedante de insectos biocontroladores de interés agrícola. Tecnología en Marcha, Vol. 22, N.º 4, Octubre-Diciembre 2009, P. 28-37.
- CORONADO, F. y MARQUES, R. 1982. Introducción a la entomología. Editorial Limusa - Willy S.A. México. 289p.
- FLORES L.; BAUTISTA, N.; VERA J.; VALDEZ, J. Y ANGULO, A. 2004. Ciclo de Vida y Tasas de Supervivencia y Reproducción de *Copitarsia incommoda* Walker (*Lepidoptera: Noctuidae*) en Tres Cultivares de *Brassica oleracea* L. Publicado como Ensayo en Agrociencia volumen 38, número 5. Colegio de Postgraduados, Texcoco- México. 517- 523 p.
- Gregory, S. y Mejía, M. 1996. Manual para las Investigaciones de Biología de Campo. Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales. Segunda edición. Republica de Panamá. 130p.

- GUERRA, J.; FORERO, D. 2002. Principales Interceptaciones de Plagas en Flores Provenientes de la Sabana de Bogotá en el puerto de Miami, y su Implicación Fitosanitaria. Revista Asocolflores. Bogotá – Colombia. Volumen 62. 50-58 p.
- HERNÁNDEZ DE MIGUEL, M. 1994. Ciclo Biológico de algunas especies de Cerambycidae (Coleoptera) en Condiciones de Laboratorio. Boletín de entomología. España. 20p.
- HERNANDEZ, F. Y BRICEÑO, A. 1999. Ciclo de Vida del Gusano Esqueletizador *Eulepte gastralis* (Lepidóptera - Pyralidae), del Apamate (*Tabebuia rosea*). Revista Forestal de la Universidad de Los Andes. Mérida – Venezuela. 43-52 p.
- LARRAÍN, P.1993. Biología de *Copitarsia turbata* bajo ambiente controlado. Revista de Agricultura Técnica. Vol. 56-Nº3. Chile. 223p.
- LASTRA, B. Y GÓMES, L. 2006. La cría de *Diatraea saccharalis* (F.) para la producción masiva de sus enemigos naturales. Serie técnica Nº 36. Cali, Cenicaña. 30p.
- LLORET, M. 2006. Ciclo Biológico de la Polilla Grande de la Cera *Galleria mellonella*. (Linnaeus, 1758). Trabajo de investigación de Bachillerato. IES Escola Municipal del Treball Granollers. Barcelona - España. 65p.
- LOBOS, E. 1988. Manual de Zoología Agrícola; Orden Lepidóptera. Publicado por la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Facultad de ciencias agropecuarias. Dpto. de producción vegetal.
- LUNA, J. 2010. Publicación de Información y Clasificación de plagas de México.130p.



- LONDOÑO, M.; FERNANDEZ, C. y JARAMILLO, J. 2001. Lepidopteros Asociados a la Formación de Cabeza o Florete en Crucíferas. Plagas y Enfermedades. CORPOICA, SOCOLEN. Rio Negro. 63-71 p.
- Mayta, S. 2003. Identificación, biología y comportamiento de *Copitarsia turbata* y *Agrotis hispidula* (Lepidoptera: Noctuidae) en los cultivos de ulluco, oca y mashua. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional del Centro del Perú. Huancayo, Perú. 128p.
- Microsoft Encarta Premium. 2009. Microsoft corporation. Reservados todos los derechos.
- MORENO, O. Y SERNA, F. 2005. Biología de *Copitarsia decolora* (Lepidoptera: Noctuidae: Cucullinae), en flores cultivadas del híbrido comercial de *Alstroemeria* ssp. Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Facultad de Agronomía. 3257 – 3270p.
- OCHOA, R. 2007. Diseños experimentales. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz – Bolivia. Pág. 15.
- OLIVARES, T. Y ANGULO, A. 2004. Descripción de los huevos de *Copitarsia incommoda* (Walker) y *Copitarsia turbata* (Herrich-Schaeffer) (Lepidoptera: Noctuidae: Cucullinae). Artículo N° 68. Gayana – Concepción. Chile. 112 – 116 p.
- OMAN, W. 1965. Como recoger y conservar insectos para su estudio en plagas en la agricultura y sistemas para combatirlas. Traducido por José Mesa Nieto y Florentino Martínez. 2ª edición. México.
- ORTIZ, R. Y ZANABRIA, E. 1979. Plagas en Quinua y kañiwa cultivos andinos. Editorial IICA. Bogotá, Colombia. pp. 121-136.

- ORTIZ, R. 2001. La quinua capítulo V, plagas y enfermedades FAO publicación del 25 de julio del 2008.
- RAMONEDA, J. y DE HARO A. 1988. Desarrollo larvario del barrenador del arroz, *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), en condiciones de campo y de laboratorio. Boletín de sanidad vegetal. Plagas. Nº 14. Barcelona. 107 – 118 p.
- PALACIOS, M. 2006. Manejo integral de plagas. Guía para pequeños productores agrarios. Redes sostenibles para la seguridad alimentaria - REDESA. Lima – Perú. 73p.
- SÁNCHEZ, R. 2004. Protocolo de cría para dos especies de mariposas, *Ascia monuste* y *Leptophobia aripa* (Lepidóptera: Pieridae) bajo condiciones controladas en el Municipio de la Mesa, Cundinamarca. Trabajo de grado para optar al título de Biología. Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá – Colombia. 158p.
- SANCHEZ, G. Y C. VERGARA. 1991. Plagas de los cultivos andinos. Universidad Agraria de Molina. Lima,Peru. 65p.
- SARAVIA R. Y QUISPE R. 2005. Biología y Comportamiento de las Ticonas, Ficha Técnica Nº 4. 2da edición. Fundación PROINPA, La Paz – Bolivia.
- UQUILLAS, C. 2001. Ciclo de vida del lepidóptero (*Opsiphanes tamarindi*) criado en laboratorio y el consumo de follaje en sus diversos instares. Corporación Noboa. Provincia de los Ríos. Guayaquil – Ecuador. 301 – 305 p.
- VALDA. A. 1997. Identificación, Morfología, Biología y Fluctuación Poblacional de Ticonas, Plaga de la Quinua en el Altiplano Central de Bolivia, tesis para acceder al grado de Ingeniero Agrónomo, Universidad Autónoma Tomas Frías Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, Potosí – Bolivia. 143p.

- VARGAS, M. 2005. Introducción a la entomología general y agrícola. Universidad Autónoma “Gabriel René Moreno” Editorial Universitaria. Santa Cruz – Bolivia. 170p.
- VÉLEZ, R. 1997. Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: bionomía y manejo integrado. Medellín: Universidad de Antioquia. 482 p.
- VÉLEZ, M. 2005. Ciclo de vida de la mariposa de “Marcas metálicas” *Mesosemia mevania* en el parque ecológico de Piedras Blancas de Colombia.
- VENEGAS, M. Y SANABRIA, E.1997. Entomología económica sostenible, Diccionario. Puno. Peru. 187p.
- VICENTE, J. Y MACHACA, E. 2005. Bioestadística – Guía de Laboratorio Análisis Estadístico con Microsoft Excel. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz – Bolivia. 38p.

# **ANEXOS**

**ANEXO 1. REGISTRO INDIVIDUAL DE LA FASE DE HUEVO DE *Copitarsia incommoda* Walker EN CONDICIONES DE LABORATORIO.**

TIEMPO DE DURACION DEL ESTADO DE HUEVO					
Observación	Días	Observación	Días	Observación	Días
1	5	32	5	63	6
2	5	33	5	64	5
3	5	34	5	65	5
4	6	35	5	66	5
5	5	36	5	67	5
6	5	37	5	68	5
7	5	38	5	69	5
8	5	39	5	70	5
9	5	40	5	71	5
10	6	41	5	72	6
11	5	42	5	73	5
12	5	43	5	74	5
13	6	44	5	75	5
14	5	45	5	76	5
15	6	46	5	77	5
16	5	47	5	78	5
17	5	48	6	79	5
18	5	49	5	80	5
19	5	50	5	81	5
20	5	51	5	82	5
21	5	52	5	83	5
22	5	53	5	84	5
23	5	54	5	85	5
24	5	55	5	86	5
25	5	56	5	87	6
26	5	57	5	88	5
27	5	58	5	89	5
28	5	59	5	90	5
29	5	60	5	91	6
30	6	61	5	92	5
31	5	62	5	93	5

**ANEXO 2. REGISTRO INDIVIDUAL DE ESTADIOS LARVARIOS DE *Copitarsia incommoda* ALIMENTADOS CON HOJAS DE QUINUA EN CONDICIONES DE LABORATORIO. REGISTRO INDIVIDUAL DE LA ETAPA DE PREPUPA Y LA FASE DE PUPA.**

ESTADO LARVAL TIEMPO DE DURACION EN DIAS							TIEMPO DE DURACION EN DIAS	
Observación	1er	2do	3ro	4to	5to	6to	PREPUPA	PUPA
1	5	4	4	3	4	7	2	18
2	5	5	5	4	5	5	4	21
3	3	7	4	3	5	6	3	16
4	5	4	4	4	5	8	3	16
5	4	3	4	3	4	5	4	16
6	5	5	4	3	5	5	3	15
7	5	5	4	4	5	9	2	20
8	3	4	4	4	4	6	3	15
9	4	4	3	4	4	8	2	16
10	3	4	3	4	4	5	4	16
11	5	4	4	4	4	6	3	17
12	3	4	4	4	4	4	4	15
13	4	4	4	3	4	8	2	16
14	5	4	6	5	5	6	3	17
15	4	4	4	3	5	5	3	17
16	5	3	4	4	5	6	2	15
17	4	5	5	3	4	6	2	18
18	3	3	4	4	4	5	4	15
19	3	3	3	4	4	6	4	15
20	4	4	4	3	5	6	3	16
21	4	5	5	4	4	6	2	15
22	3	4	4	5	4	5	3	16
23	5	4	3	4	5	6	3	15
24	3	3	4	3	4	5	3	17
25	4	4	4	3	4	6	4	15
26	5	4	5	5	5	4	4	15
27	3	3	4	4	4	5	4	17
28	3	3	3	4	5	5	4	16
29	3	3	3	4	4	6	4	15
30	5	5	4	4	4	5	3	19
31	4	5	4	3	5	7	2	17
32	4	4	3	5	4	7	2	16
33	3	3	3	4	5	6	4	15
34	3	3	3	4	5	6	3	17
35	5	4	4	3	4	5	4	16
36	3	3	3	4	5	6	3	17
37	5	5	4	3	5	6	2	17
38	4	4	4	3	5	6	3	15
39	3	3	3	4	4	6	4	15
40	4	4	3	4	4	7	3	16
41	5	5	4	3	5	6	4	16
42	4	4	4	4	4	8	2	17
43	5	5	4	3	5	6	2	15

ESTADO LARVAL TIEMPO DE DURACION EN DIAS							TIEMPO DE DURACION EN DIAS	
Observación	1er	2do	3ro	4to	5to	6to	PREPUPA	PUPA
44	3	3	4	4	5	5	4	15
45	3	4	5	3	4	5	4	16
46	5	3	4	3	5	8	3	17
47	3	5	4	5	6	9	3	19
48	4	5	4	4	5	6	2	18
49	4	4	4	3	5	7	2	18
50	4	5	4	5	6	7	2	19
51	3	3	4	3	4	6	3	16
52	3	3	4	4	5	6	2	13
53	3	4	4	3	5	4	4	15
54	5	5	4	5	6	7	4	16
55	3	3	5	3	5	6	3	15
56	3	3	4	3	5	5	4	15
57	3	3	4	3	4	6	4	16
58	5	4	4	3	4	5	3	15
59	5	4	4	3	4	6	3	15
60	3	4	4	4	5	5	3	19
61	4	4	4	4	4	5	3	16
62	5	4	4	4	5	6	3	16
63	4	3	4	4	4	6	3	16
64	3	3	4	3	5	5	4	16
65	3	3	4	3	4	6	4	16
66	3	5	5	4	5	5	3	19
67	3	3	4	4	5	6	2	17
68	4	4	4	4	4	7	2	15
69	3	3	4	3	5	5	4	17

**ANEXO 3. REGISTRO DE LA LONGEVIDAD EN DÍAS DE ADULTOS DE *Copitarsia incommoda* CRIADOS EN LABORATORIO.**

LONGEVIDAD DE ADULTOS EN DÍAS				
	M	M	M	H
Frasco 1	17	21	30	27
Frasco 2	16	17	36	20
Frasco 3	18	19	31	30
Frasco 4	10	16	17	18
Frasco 5	7	15	18	26
Frasco 6	16	21	28	14
Frasco 7	14	15	32	15
Frasco 8	16	19	14	21
Frasco 9	13	15	16	23
Frasco 10	11	15	17	20

**ANEXO 4. REGISTRO DE DIÁMETRO EN MM DE LOS HUEVOS DE *Copitarsia incommoda*.**

Número	Diámetro de huevo	Número	Diámetro de huevo	Número	Diámetro de huevo
1	0,63	35	0,49	68	0,45
2	0,56	36	0,56	69	0,46
3	0,48	37	0,63	70	0,52
4	0,58	38	0,61	71	0,51
5	0,54	39	0,62	72	0,5
6	0,52	40	0,57	73	0,49
7	0,54	41	0,58	74	0,51
8	0,57	42	0,49	75	0,54
9	0,53	43	0,59	76	0,47
10	0,54	44	0,58	77	0,48
11	0,52	45	0,59	78	0,56
12	0,53	46	0,63	79	0,51
13	0,51	47	0,51	80	0,48
14	0,54	48	0,52	81	0,49
15	0,55	49	0,56	82	0,49
16	0,54	50	0,57	83	0,53
17	0,56	51	0,6	84	0,5
18	0,53	52	0,52	85	0,57
19	0,55	53	0,61	86	0,54
20	0,48	54	0,54	87	0,51
21	0,55	55	0,57	88	0,52
22	0,54	56	0,54	89	0,48
23	0,48	57	0,57	90	0,5
24	0,58	58	0,59	91	0,54
25	0,55	59	0,54	92	0,49
26	0,5	60	0,58	93	0,48
27	0,48	61	0,55	94	0,51
28	0,53	62	0,51	95	0,53
29	0,52	63	0,53	96	0,58
30	0,5	64	0,55	97	0,5
31	0,52	65	0,56	98	0,49
32	0,57	66	0,57	99	0,45
33	0,53	67	0,44	100	0,53
34	0,52				



**ANEXO 5. REGISTRO DE LA LONGITUD DE LARVAS Y AMPLITUD DE CÁPSULAS CEFÁLICAS.**

1 <sup>er</sup> estadio		2 <sup>do</sup> estadio		3er estadio		4 <sup>to</sup> estadio		5 <sup>to</sup> estadio		6 <sup>to</sup> estadio	
longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)	longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)	longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)	longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)	longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)	longitud (mm)	cápsula cefálica (mm)
2,47	0,35	4,36	0,48	8,45	0,78	14,89	1,01	23,69	1,88	32,74	2,68
2,84	0,36	4,35	0,47	9,44	0,79	14,92	1,02	22,82	1,8	36,26	2,87
2,82	0,36	4,73	0,52	8,08	0,74	14,47	1,06	23,74	1,82	33,69	2,78
2,59	0,34	4,32	0,48	8,01	0,81	14,7	1,05	23,3	1,85	37,06	2,85
2,62	0,33	4,42	0,55	8,79	0,76	14,57	1,06	24,54	1,83	37,25	2,81
2,6	0,36	4,53	0,46	8,75	0,78	14,42	1,04	23,1	1,78	34,75	2,86
2,64	0,34	4,43	0,48	8,31	0,77	14,63	1,05	21,8	1,84	37,75	2,83
2,68	0,36	4,32	0,53	8,62	0,71	14,37	1,07	22,85	1,86	37,46	2,86
2,62	0,36	4,4	0,56	8,95	0,7	14,31	1,06	21,14	1,85	34,92	2,71
2,6	0,35	4,32	0,52	8,73	0,72	14,52	1,04	22,8	1,84	34,27	2,75
2,84	0,38	4,53	0,54	8,67	0,76	14,42	1,02	20,01	1,84	37,82	2,84
2,88	0,36	4,38	0,5	9,11	0,77	14,53	1,05	22,3	1,85	37,18	2,85
2,81	0,36	4,35	0,47	8,27	0,71	14,34	1,01	24,44	1,83	36,15	2,71
2,62	0,38	4,39	0,51	8,93	0,77	14,4	1,02	23,73	1,81	34,73	2,73
2,65	0,38	4,56	0,55	8,84	0,7	14,69	1,07	23,33	1,8	35,07	2,87
2,77	0,37	4,53	0,48	8,75	0,72	14,45	1,04	24,13	1,83	31,82	2,83
2,64	0,34	4,42	0,54	8,6	0,71	14,78	1,06	22,5	1,87	32,92	2,64
2,58	0,36	4,57	0,43	8,87	0,73	14,91	1,09	24,84	1,84	37,57	2,65
2,61	0,37	4,35	0,5	8,92	0,76	14,85	1,07	21,87	1,8	33,97	2,67
2,67	0,36	4,55	0,56	8,97	0,73	14,95	1,13	24,79	1,83	36,98	2,72

**ANEXO 6. CORRELACION ENTRE LONGITUD DE LARVA CON AMPLITUD DE CÁPSULA CEFÁLICA.**

Estadísticas de la regresión	
Coefficiente de correlación	0,993250483
Coefficiente de determinación R <sup>2</sup>	0,986546522
R <sup>2</sup> ajustado	0,98643251
Error típico	1,345877531
Observaciones	120

**ANEXO 7. REGISTRO DE LAS MEDICIONES DE LONGITUD Y ANCHURA MAXIMA DE PUPAS.**

<b>MEDICION DE PUPAS</b>				
	<b>MACHOS</b>		<b>HEMBRAS</b>	
<b>Nº</b>	<b>LONGITUD (mm)</b>	<b>DIAMETRO (mm)</b>	<b>LONGITUD (mm)</b>	<b>DIAMETRO (mm)</b>
1	18,4	5,23	18,26	5,86
2	18,56	5,73	20,02	6,15
3	18,44	5,64	17,72	5,79
4	17,23	5,05	17,69	5,74
5	18,76	5,75	17,45	5,32
6	17,46	5,94	18,24	5,59
7	18,08	5,45	18,45	6,05
8	18,45	5,55	18,03	5,98
9	18,01	5,91	17,68	5,71
10	17,66	5,66	17,64	5,6
11	18,12	5,49	18,37	5,7
12	17,2	5,66	18,54	5,52
13	18,6	5,66	18,74	5,71
14	17,52	5,63	18,76	5,87
15	17,71	5,42	17,92	5,37
16	16,78	5,59	18,46	5,57
17	17,43	5,38	17,56	5,52
18	18,26	5,88	17,81	5,53
19	18,17	5,51	18,42	6,07
20	17,65	5,97	18,26	5,83

**ANEXO 8. REGISTRO DE LA EXTENSION ALAR EN MM DE ADULTOS DE *Copitarsia incommoda*.**

<b>EXTENCION ALAR DE ADULTOS</b>					
<b>Nº</b>	<b>Hembras</b>	<b>Machos</b>	<b>Nº</b>	<b>Hembras</b>	<b>Machos</b>
1	35,64	34,04	9	35,14	33,48
2	35,52	32,58	10	35,24	33,66
3	35,54	33,42	11	35,44	33,38
4	35,56	34,06	12	35,28	34
5	36,84	33,96	13	35,46	32,78
6	36,82	34,08	14	35,26	33,22
7	35,22	33,82	15	35,36	33,46
8	35,24	32,72			



**ANEXO 9. Fotografía de larva recién mudada junto a la exuvia y la cápsula cefálica desprendida.**



**ANEXO 10. Relación de diferencias para cápsulas cefálicas de dos estadios larvales.**



**ANEXO 11. Fotografía de Distribución de larvas para evaluación del ciclo biológico.**



**ANEXO 12. Fotografía de la cría de adultos en laboratorio.**



**ANEXO 13. Fotografía de la Prepupa de *C. incommoda* en vista dorsal.**



**ANEXO 14. Fotografía de adultos copulando.**