

**CICLOS DE VIDA *in situ* Y *ex situ* DE ESPECIES DE LA SUBFAMILIA
ITHOMIINAE (NYMPHALIDAE) LEPIDOPTEROS “DIURNOS” (RHOPALOCERA)
EN BOSQUE DE ROBLE, FINCA BELLAVISTA, CAJIBIO, CAUCA**

IVON ANDREA BOLAÑOS MARTINEZ

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES, EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
UNIVERSIDAD DEL CAUCA**

POPAYÁN, 2009

**CICLOS DE VIDA *in situ* Y *ex situ* DE ESPECIES DE LA SUBFAMILIA
ITHOMIINAE (NYMPHALIDAE) LEPIDOPTEROS “DIURNOS” (RHOPALOCERA)
EN BOSQUE DE ROBLE, FINCA BELLAVISTA, CAJIBIO, CAUCA**

IVON ANDREA BOLAÑOS MARTINEZ

**TRABAJO DE GRADO
Presentado como requisito parcial para optar por el título de
BIOLOGA**

**M.Sc. GISELLE ZAMBRANO GONZALEZ
Profesora Asistente Universidad del Cauca
DIRECTORA**

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES, EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN
DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA
UNIVERSIDAD DEL CAUCA**

POPAYÁN, 2009

NOTA DE ACEPTACION

Aprobado

Director: Giselle Zambiano G
Mg. GISELLE ZAMBRANO GONZÁLEZ

Jurado: Gerardo Naundorf
Mg. GERARDO NAUNDORF

Jurado: Camilo Andrade
Mg. CAMILO ERNESTO ANDRADE

FECHA DE SUTENTACION: POPAYÁN, 24 DE AGOSTO DE 2009.

AGRADECIMIENTOS

El agradecimiento más grande va para Dios por la posibilidad de descubrir personas tan valiosas a lo largo de mi vida, por darme la satisfacción de cumplir una meta tan grande acompañada de gente tan linda como es mi familia y amigos. A mi comunidad juvenil de oración católica YESHUA, por sus oraciones y apoyo durante estos 5 años de caminar, por la verdadera amistad y amor brindado.

A mi Papito lindo Liodegar Martínez por ser esa luz que brillo siempre, que nunca me dejo desfallecer y que siempre estará en mi mente y corazón, cada uno de esos consejos que han dirigido mi vida durante toda mi vida educativa y social. A mis mamitas lindas Isabelina Delgado y María Emilia Martínez, por esas preocupaciones y desvelos, por acompañarme y apoyarme con sus oraciones en cada segundo de mi vida. A mis hermanitas Vanessa y Luzisabel, a mis primos Daniel y Marisol, a mi tiiito hermoso Jaime por todo su cariño, por estar pendientes de mi actuar, al igual que a Daly y a Neiver.

Agradezco en gran medida a el señor Ivan Rebolledo y a su esposa Alma por el apoyo y la confianza que depositaron en mí para la realización de este trabajo en la finca Bellavista, al igual que a don Antonio y su esposa.

A SOCOLEN por el apoyo económico y reconocimiento a la investigación dada durante la realización del trabajo.

A cada uno de los investigadores del grupo de investigación BIMAC, por siempre estar pendientes de mi cuando mas los necesite, por su colaboración y cariño.

A mi pro Giselle Zambrano, por ser participe de mis alegrías y tristezas, por esa confianza que ha depositado en mi y por esa valiosa amistad que me ha brindado.

A los profes del departamento de Biología por ser formadores de personas, por el aporte de sus conocimientos, en especial a mis segundas mamitas Marisaura y Patico, a Diego Macias y Giselle por mostrar el verdadero sentido de la vida universitaria, por su pasión por el conocimiento biológico; al profe Silvio Carvajal por su colaboración con la parte estadística; a Patricia Mosquera por estar pendiente de lo que hacia, por ser amiga y por su colaboración en la Unidad de microscopia, al profe Bernardo Ramírez por su colaboración en la identificación de el material vegetal en el Herbario, a el profe Nelson Rojas por su disposición de apoyo, a los compañeros que nunca fallan don Riky, Darwin. Jhoncito y Betty. Infinitas gracias a. Jhon Noyes por la identificación de los parasitoides y a Keith Willmott y a Marianne Elias por su apoyo en la identificación de los lepidópteros, por su interés y colaboración durante el desarrollo del trabajo.

A mis compañeros de semestre por demostrar su cariño y apoyo por ser compañeros de campo, por ser amigos y verdaderos compañeros de lucha. A mis amiguis Laura, Catañeda, Kelly, July y la mona por esos buenos tiempos de colegio, por esa amistad tan brillante y llena de alegría

Y a mi UNIVERSIDAD DEL CAUCA por permitir mi formación durante estos cinco años.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	1
1. INTRODUCCION	2
2. PROBLEMA Y JUSTIFICACION	3
3. OBJETIVOS	5
4. MARCO TEORICO	6
4.1 Las mariposas	6
4.2 Morfología	6
4.3 Ciclo de vida	8
4.4 Alimentación y nutrición	9
4.5 Enemigos naturales	10
4.6 Mecanismos de defensa	10
4.7 La subfamilia Ithomiinae	11
4.8 Importancia y uso de las mariposas	12
4.9 Zoocría y biocomercio	12
4.10. Sistemas de cría de mariposas	13
4.10.1. Ranqueo	13
4.10.2. Cría <i>In situ</i>	13
4.10.3. Cría <i>ex situ</i> o vivario	14
4.11 Mariposas del Departamento del Cauca	14
5. METODOLOGÍA	16
5.1 Área de estudio	16
5.2. Métodos de colecta	16
5.2.1. Búsqueda y colecta manual de los estadios inmaduros e identificación de material vegetal.	16
5.2.2. Colecta de adultos con red entomológica	17
5.3. Ciclos de vida <i>in situ</i>	18
5.4. Ciclos de vida <i>ex situ</i>	19
5.5. Determinación de los ciclos de vida <i>in situ</i> y <i>ex situ</i>	19
5.6. Registro y análisis de datos de los ciclos de vida <i>in situ</i> y <i>ex situ</i>	20
5.7. Protocolo de cría	22
6. RESULTADOS Y DISCUSION	23
6.1. Plantas hospederas y nutricias	23
6.2. Ciclos de vida	25
6.2.1. Estadio de huevo	25
6.2.2. Estadio de larva	26
6.2.2.1. Instar 1	27
6.2.2.2. Instar 2	29
6.2.2.3. Instar 3	30
6.2.2.4. Instar 4	31
6.2.2.5. Instar 5 y prepupas	32
6.2.3. Estadio de pupa	34
6.2.4. Adulto	36
6.3. Comparación de la duración de los ciclos de vida <i>in situ</i> y <i>ex situ</i>	39
6.3.1. Ciclo de vida <i>P. zerlina zerlina</i>	39

6.3.2. Ciclo de vida <i>P. medellina</i>	41
6.3.3. Ciclo de vida <i>P. veía nov ssp</i>	43
6.4. Comparación de la duración de los ciclos de vida de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	45
6.5 Enemigos naturales	47
6.5.1. Parásitos	48
6.5.2. Predadores	49
6.6 Tablas de vida y curvas de supervivencia	50
6.6.1. Tabla de vida y curva de supervivencia <i>P. zerlina zerlina</i>	50
6.6.2. Tabla de vida y curva de supervivencia <i>P. medellina</i>	51
6.6.3. Tabla de vida y curva de supervivencia <i>P. veía nov ssp</i>	53
6.6 Protocolo de cría	55
7. CONCLUSIONES	57
8. RECOMENDACIONES	59
9. LITERATURA CITADA	60

Indice de tablas

		Página
Tabla 1	Especies de la subfamilia Ithomiinae presentes en bosque de roble Finca Bellavista.	14
Tabla 2	Registro de datos para la descripción de los ciclos de vida	20
Tabla 3	Duración total del ciclo de vida	21
Tabla 4	Tabla de vida	22
Tabla 5.	Especies de plantas nutricias y hospederas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> <i>P. veía nov ssp</i> y <i>Hyalyris sp</i>	24
Tabla 6	Descripción estadio de huevo de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P.veía nov ssp</i>	26
Tabla 7	Descripción del instar 1 de las larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	28
Tabla 8	Descripción del instar 2 de las larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	28
Tabla 9	Descripción del instar 3 de las larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	30
Tabla 10	Descripción del instar 4 de las larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	31
Tabla 11	Descripción del instar 5 y prepupas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	32
Tabla 12	Descripción de las pupas de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	34
Tabla 13	Descripción de los adultos de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	37
Tabla 14	Duración total del ciclo de vida de <i>P. zerlina zerlina</i>	40
Tabla 15	Duración total del ciclo de vida de <i>P. medellina</i>	42
Tabla 16.	Duración total del ciclo de vida de <i>P. veía nov ssp</i> en condiciones <i>ex situ</i>	44
Tabla 17	Duración de ciclos de vida de algunas especies de mariposas diurnas	47
Tabla 18	Tabla de vida <i>P. zerlina zerlina</i>	50
Tabla 19	Tabla de vida <i>P. medellina</i>	52
Tabla 20	Tabla de vida <i>P. veía nov ssp</i>	54

Índice de figuras

		Página
Figura 1.	Anatomía de una mariposa adulta	7
Figura 2.	Ubicación de la finca Bellavista	16
Figura 3.	Montaje, identificación e ingreso a la colección de entomología de los individuos colectados.	18
Figura 4.	Cría <i>in situ</i>	18
Figura 5.	a) Cubil de vuelo, b) Vivario	19
Figura 6.	Conteo de huevos	21
Figura 7.	a) Postura gregaria, b) Postura individual	23
Figura 8.	Larva de <i>Hyalyris sp.</i>	24
Figura 9.	Huevo maduro de <i>P. medellina</i> : Base plana, corión ornamentado	25
Figura 10.	a) Huevos de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Huevo de <i>P. medellina</i> , c) Huevos de <i>P. veía nov ssp</i>	26
Figura 11.	a) Larvas de primer instar de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Larva de <i>P. medellina</i> , c) Larvas de <i>P. veía nov ssp.</i>	28
Figura 12.	a) Larvas segundo instar de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Larva de <i>P. medellina</i> , c) Larvas de <i>P. veía nov ssp.</i>	29
Figura 13.	Cambio de instar larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> instar 3	30
Figura 14.	a) Larvas de tercer instar de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Larva de <i>P. medellina</i> , c) Larvas de <i>P. veía nov ssp.</i>	31
Figura 15.	a) Larvas decuarto instar de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Larva de <i>P. medellina</i> , c) Larvas de <i>P. veía nov ssp</i>	32
Figura 16.	a) Larvas de quinto instar de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Larva de <i>P. medellina</i> , c) Larvas de <i>P. veía nov ssp.</i>	33
Figura 17.	a) Prepupa de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Prepupa de <i>P. medellina</i> , c) Prepupa de <i>P. veía nov ssp.</i>	34
Figura 18	a) Pupas de a) <i>P. zerlina zerlina</i> , b) Pupa de <i>P. medellina</i> , c) Pupa de <i>P. veía nov ssp.</i>	35
Figura 19.	Mariposa con malformaciones	36
Figura 20.	Cara dorsal y ventral de <i>P. zerlina zerlina</i>	37
Figura 21.	Cara dorsal y ventral de <i>P. medellina</i> .	38
Figura 22.	Cara ventral y dorsal de <i>P. veía nov ssp.</i>	39
Figura 23.	Comparación de las horas de duración del ciclo de vida de <i>P. zerlina zerlina</i> según el tipo de cría	40
Figura 24.	Comparación de las horas de duración del ciclo de vida de <i>P. medellina</i> según el tipo de cría	42
Figura 25.	Ciclo de vida de <i>P. veía nov ssp</i>	44
Figura 26.	Comparación de los promedios de cada fase de los ciclos de vida de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>P. medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	46
Figura 27.	Promedios totales de los ciclos de vida de <i>P. zerlina zerlina</i> , <i>medellina</i> y <i>P. veía nov ssp</i>	46
Figura 28.	Parásitos encontrados en las larvas de <i>P. zerlina zerlina</i> a, c, e). Larvas de <i>Apanteles sp.</i> (Hymenoptera: Braconidae, Microgastrine). b,d,f). Adultos de <i>Apanteles sp.</i> (Hymenoptera: Braconidae, Microgastrine).	48
Figura 29.	Parásitos adultos de la familia Chalcididae encontrados en las	49

	pupas de <i>P. medellina</i>	
Figura 30	Araña depredadora de larvas de <i>P. zerlina zerlina</i>	49
Figura 31.	Hormigas depredadoras de larvas a). <i>Lenepithema sp</i> .b). <i>Crematogaster sp.</i>	50
Figura 32.	Comparación de la curva de supervivencia según el tipo de cría para <i>P. zerlina zerlina</i>	51
Figura 33.	Comparación de la curva de supervivencia según el tipo de cría para <i>P. medellina</i>	52
Figura 34.	Curva de supervivencia de <i>P. veía nov ssp</i> bajo condiciones <i>ex situ</i> .	54
Figura 35.	Pasos a seguir para la cría <i>ex situ</i> a) Paso 4 estantería b) Paso 8 proporciones de alimento c) Paso 12 manipulación con pinzas de las larvas d) Paso 13 pupas 12 horas antes de eclosionar.	56

Índice de diagramas

	Página
Diagrama 1. Ciclo de vida <i>P. zerlina zerlina</i> A:huevo B1:instar1 B2:instar2, B3:instar3, B4:instar4, B5:instar 5, B6:prepupa, C:pupa D: adulto	41
Diagrama 2. Ciclo de vida <i>P. medellina</i> A:huevo B1:instar1 B2:instar2, B3:instar3, B4:instar4, B5:instar 5, B6:prepupa, C:pupa D: adulto	43
Diagrama 3. Ciclo de vida <i>P. veia nov ssp</i> A:huevo B1:instar1 B2:instar2, B3:instar3, B4:instar4, B5:instar 5, B6:prepupa, C:pupa D: adulto	45

RESUMEN

El conocimiento de la biología de las diferentes especies de mariposas es de gran importancia para proponer planes de conservación, desarrollo sostenible, ecoturismo y educación ambiental. En este estudio se suministra información sobre los ciclos de vida y la biología de *Pteronymia zerlina zerlina*, *Pteronymia medellina* y *Pteronymia veía nov ssp* subfamilia Ithomiinae (Nymphalidae), presentes en la finca Bellavista, Cajibío, Cauca. Se encontraron dos especies crípticas; *P. zerlina zerlina* y *P. medellina*. Mediante observación se determinaron las plantas hospederas y nutricias de estas especies de mariposas las cuales fueron colectadas e identificadas, reportando por primera vez para Colombia a *Solanum aphyodendron* como planta hospedera de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina*. Se realizó búsqueda y colecta manual de los estadios inmaduros. Para la cría *in situ*, se cubrió con aneog la planta hospedera donde se encontraban, para la *ex situ* se colectaron las posturas y se llevaron a recipientes plásticos provistos de hojas de la planta hospedera. La duración en horas de los ciclos fueron: *P. zerlina zerlina* 910.95h *in situ* y 908.95h *ex situ*, para *P. medellina* 1050.87h *in situ* y 1060.19h *ex situ*, y para *P. veía nov ssp* 1084.23h bajo condiciones *ex situ*. La duración de los ciclos *in situ* y *ex situ* para cada especie presentaron valores similares, al igual que los tiempos de duración de cada fase. Estos valores son similares a los registrados para otras especies de Ithomiinos, *Hymenitis nero* (Hewitson) y *Pteronymia notilla* (Butler & Druce) cuyos ciclos duran 720 horas. Bajo las condiciones del estudio la especie presenta cinco instars larvales. Se reporta a *Apanteles sp*, como uno de los parasitoides que ataca a las larvas de *P. zerlina zerlina* y a individuos de la familia Chalcididae como parásitos de pupas de *P. medellina*. En este estudio también se registran las dimensiones de longitud de las larvas y amplitud alar. La cría *ex situ* es la que presenta mayor factibilidad de acuerdo a el análisis de las tablas de vida y las curvas de supervivencia. Con los datos registrados mediante observación se creó el protocolo de cría para *P. zerlina zerlina* y *P. medellina*.

1. INTRODUCCIÓN

Los lepidópteros dentro del grupo de los insectos presentan alta diversidad de especies, registrando 19238 mariposas diurnas (Heppner, 1991). Estas son abundantes, fáciles de manejar y de encontrar en campo (Brown, 1991), además tienen un gran valor ecológico pues son consideradas indicadores adecuados de calidad de hábitats (Andrade, 1998). Las mariposas diurnas son un grupo taxonómicamente bastante estudiado, que por su belleza y vistosidad se les ha dado valor comercial, lo cual por ser un recurso natural renovable las hace una alternativa potencial para el uso y conservación de los ecosistemas (Moreno, 1998). Su ciclo de vida comienza cuando la hembra selecciona la planta hospedera para poner sus huevos (Constantino, 1996), luego en la fase larval se nutre y crece, acumulando reservas que usará en la fase de pupa y adulto (García-Robledo *et al.* 2002). Las orugas seleccionan las partes interiores de hojas y tallos para colocarse en un estado de reposo donde se empiezan a transformarse en mariposas (Constantino, 1996). Luego las mariposas emergen y después de un tiempo secan y extienden las alas para volar y comenzar a aparearse. El insecto adulto se alimenta de fluidos, néctar y fermentos frutales (García-Robledo *et al.* 2002; Gómez-S. y Fagua, 2002; Valencia *et al.* 2005; Sterry, 1997). La subfamilia Ithomiinae se caracteriza por su amplia distribución en el Neotrópico y por estar asociadas al sotobosque, prefiriendo sitios sombreados y húmedos (Gallusser, 2002).

Esta investigación establece los ciclos de vida de *Pteronymia zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp.*, especies de la subfamilia Ithomiinae presentes en el relicto de bosque de roble de la Finca Bellavista ubicada en el municipio de Cajibío, Cauca, Colombia. La información obtenida fue utilizada en el diseño de un protocolo de cría, el cual pretende ser un aporte importante para la biología puesto que genera nuevos conocimientos sobre algunas especies de esta subfamilia. Además, este estudio, es una contribución de gran valor en tanto se refiere a proyectos de cría de mariposas.

2. PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN

En la actualidad existe poca documentación acerca de las condiciones de cría de diferentes especies de mariposas de interés comercial, lo cual es de gran preocupación, puesto que no existe un protocolo que garantice el éxito de las crías que se van a realizar en la zona de trabajo. Algunos estudios destacados son los de Luís Miguel Constantino (Constantino, 1996), al igual que los de entidades tales como Alas de Colombia, el Jardín Botánico del Quindío y los zoológico de Cali y Medellín, además de investigaciones de trabajos de grado de la Universidad Javeriana (Sánchez-López, 2004 y Vélez- Arango, 2005).

Se han descrito ciclos de vida de algunas especies de mariposas en diferentes regiones del país en las cuales se presentan condiciones diferentes a las del departamento del Cauca; esto puede generar inestabilidad y poca probabilidad de obtener éxito al realizar las crías sin un estudio que estandarice la implementación de estas.

Se escogió la subfamilia Ithomiinae (mariposas de alas de cristal) por las siguientes razones: por su abundancia en la zona de estudio, por tener ciclo de vida corto (entre 2 y 3 meses aproximadamente), por la belleza de sus pupas, adultos y potencial para zoocría, además de sus aportes ecológicos como polinizadores, fuente de alimento de otros animales e indicadores biológicos de zonas conservadas puesto que siempre se encuentran asociadas al sotobosque y lugares con alto grado de humedad. La subfamilia Ithomiinae, se caracteriza por presentar un gran parecido entre especies, lo cual dificulta su identificación; este estudio propone la descripción detallada de los estadios inmaduros de las especies, lo cual facilitará la identificación de estas. La información obtenida aporta datos para análisis filogenéticos a partir de la descripción detallada de estadios inmaduros, para esta subfamilia que presenta gran mimetismo y es de difícil identificación en adultos. Por otra parte, se busca obtener nuevas propuestas para la generación de estudios moleculares (ecología molecular, filogenia, conservación) y biotecnológicos que involucren esta temática.

Se propone el uso de un método de cría *in situ*, el cual es poco utilizado, pero es de gran importancia para la conservación de la zona, puesto que este sistema de cría propone la siembra de las plantas hospederas de las mariposas para aumentar su número, sin perturbar el medio; además, es muy económico, ya que no hay que invertir mucho dinero en construcciones y se convierte en una buena alternativa de producción.

El conocer la biología de las diferentes especies de mariposas por medio del seguimiento de sus ciclos de vida revela información determinante que puede ser utilizada para diferentes fines, tales como la implementación de procesos de conservación (Gil *et al.* 2000) y la zoocría como medio de desarrollo sostenible, sin llegar a la sobre explotación de nuestro patrimonio que es el mayor temor en la realización de este tipo de prácticas.

Se plantea el sistema de cría *in situ* para establecer una forma de zoocría con menores efectos adversos al ecosistema y menor inversión económica e iguales o

mejores resultados. El estudio también permite el aprendizaje y manejo de la biología de este grupo, lo cual, a largo plazo, podría implementarse para el control de algunas plagas de lepidópteros en la región y planes de educación ambiental.

Los resultados obtenidos no sólo constituyen una fuente de información para todos aquellos que quieran seguir investigando sobre éste grupo de insectos, sino que se convierte en una herramienta importante para el desarrollo de actividades de carácter educativo que promuevan la conservación de los lepidópteros y de la biodiversidad en general.

Por último, los resultados de esta investigación representan un aporte al proyecto de cría que se adelantará en la Finca Bellavista, consistente en la construcción de un mariposario con fines educativos y eco turísticos, a partir de conocimientos del uso y manejo de especies con potencial de cría.

3. OBJETIVOS

Objetivo General

Establecer los ciclos de vida *in situ* y *ex situ* de especies de la subfamilia Ithomiinae Lepidópteros "diurnos" (Rhopalocera), de bosque de roble, en la Finca Bellavista ubicada en el municipio de Cajibío, departamento del Cauca, con fines de zoocría.

Objetivos Específicos

- 🦋 Describir el ciclo de vida *in situ* y *ex situ* de algunas especies de Ithominos del área de estudio.
- 🦋 Medir la factibilidad de la cría *in situ* y *ex situ* de algunas especies de Ithominos; calculando la tasa de mortalidad en cada una de las etapas de desarrollo.
- 🦋 Establecer un protocolo de cría para especies de la subfamilia Ithomiinae.

4. MARCO TEORICO

4.1. Las mariposas

Las mariposas son clasificadas en la clase Insecta, orden Lepidóptera. La palabra lepidópteros tiene su origen en las raíces griegas lepis, que significa escamas, y pteros, que significa alas, por lo que el termino lepidópteros en su conjunto significa alas cubiertas de escamas. El orden Lepidóptera comprende uno de los grupos más exitosos de la tierra, con cerca de 255000 especies existentes, se divide en dos subórdenes que agrupan a estos insectos por características anatómicas (antenas) y hábitos: suborden Heterocera (polillas) y el suborden Rhopalocera (mariposas diurnas) (Borror, *et al.* 1989; Brown, 1991 y Guevara, 2004).

No existe una característica única que diferencie una polilla de una mariposa. Por el contrario, se pueden determinar diversas características, entre ellas podemos mencionar las siguientes:

1. Una mariposa vuela en el día, mientras una polilla lo hace por la noche. Existen algunas especies de polillas que vuelan en el día y mariposas que vuelan en el crepúsculo del día.
2. Las mariposas siempre poseen un mecanismo de alimentación (probóscide), mientras que las polillas en ocasiones no lo poseen. Estas polillas simplemente no se alimentan en estado de adultas como si lo hacen en estado de larva. Una mariposa descansa con sus alas cerradas mientras que la polilla lo hace con las alas abiertas.
3. Una mariposa forma una crisálida que cuelga, y siempre produce una sola mariposa sin seda. Una polilla forma un capullo, usualmente en el piso y rodeado de seda.
4. Las antenas de una mariposa son rectas y en su extremo terminal de forma redonda. Las antenas de una polilla varían enormemente, pero, usualmente son cepilladas con mucha más área superficial.

Según estudios anteriores, se han registrando 19238 mariposas diurnas (Heppner, 1991), las cuales se clasifican así: superfamilia Papilionoidea que incluye las familias Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae y Lycaenidae y la superfamilia Hesperoidea que incluye la familia Hesperiiidae (Fagua *et al.* 1999).

4.2. Morfología

Los Lepidópteros presentan tamaños variados, poseen el cuerpo y apéndices poco esclerotizados y recubiertos por escamas que forman manchas de diferentes colores, estas son características de cada especie; las cuatro alas están bien desarrolladas, son membranosas y presentan venación transversal reducida, su

cuerpo esta constituido por cabeza, tórax y abdomen (figura 1) (De La Fuente, 1994; Borror *et al.* 1989).

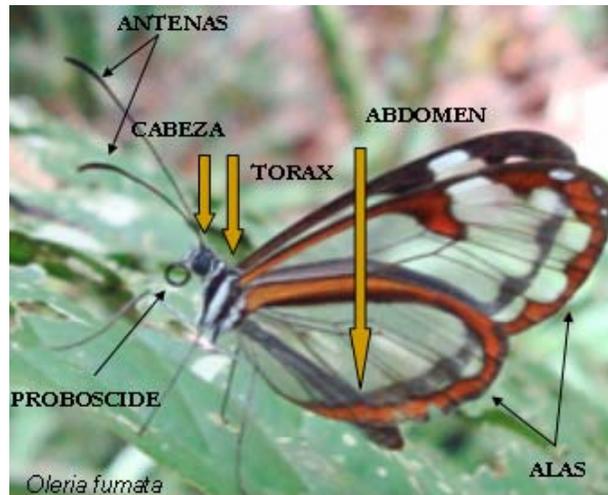


Figura 1. Anatomía de una mariposa adulta

Cabeza: está constituida por las antenas, los ojos y la probóscide. Las antenas son usadas para el balance del vuelo y el olfato. Las mariposas hembra lanzan feromonas (como un perfume) al aire. Las mariposas macho de varias especies pueden detectar las feromonas a una distancia de 2 kilómetros. Dependiendo de la concentración de las feromonas, el macho puede ser capaz de encontrar a la hembra para procrearse. Hay especies, cuyos machos son tan sensibles que pueden detectar feromonas de las hembras que están a más de 5 kilómetros de distancia. Las mariposas poseen ojos compuestos que se componen de miles de ommatidias de forma hexagonal. Cada ommatidia, es dirigido en un ángulo ligeramente diferente de los otros. Debido a esto, son capaces de ver, virtualmente, en cualquier dirección simultáneamente, no pueden enfocar su vista, pues apenas ven tonos azules. Además, son muy sensibles a cualquiera de los 3 aspectos básicos de la visión que son: luz, color y movimiento.

Los lepidópteros no poseen dientes o mandíbulas, por lo que su mecanismo de alimentación es un doble y largo tubo llamado probóscide.

Tórax: es el segmento intermedio del cuerpo, conecta los apéndices de la mariposa (las 6 patas con las cuatro alas). Las orejas de la mariposa, membranas estrechas similares al tímpano humano se localizan en el tórax. Aunque no pueden ser vistas, estas membranas tienen pelos justo debajo de ellas. Cuando un sonido choca con la membrana, esta vibra y toca en los pelos que estimulados envían un mensaje al cerebro indicando la dirección y la distancia del sonido.

Abdomen: en esta parte del cuerpo de la mariposa están ubicados los sistemas reproductivo, circulatorio, respiratorio y digestivo. En una mariposa, no existe transporte de oxígeno en la sangre. Las mariposas tienen válvulas llamadas espiráculos, que se encuentran a cada lado y a lo largo del cuerpo. Algunos de estos espiráculos, se localizan principalmente en el abdomen, permitiendo la entrada de oxígeno. Otros espiráculos exhalan dióxido de carbono.

4.3. Ciclo de vida

Los Lepidópteros son ovíparos y de desarrollo holometábolo; la única función en la vida para un adulto es la reproducción. Los machos buscan a las hembras para la inseminación. La hembra coloca huevos dentro del abdomen del macho donde se encuentran los órganos que producen el esperma. Cuando el macho empieza a copular con la hembra, un set de cierres en el extremo terminal del abdomen se abre y se ajustan al abdomen de la hembra. Las mariposas copulan mirando en direcciones opuestas con sus abdómenes anexados.

El pene entra a la hembra en la misma parte donde los huevos salen. Cuando el macho eyacula, el semen entra en un pequeño saco de almacenamiento dentro del abdomen de la hembra llamado “espermoteca”. Cuando está lista para depositar sus huevos, la hembra produce una especie de auto fertilización. La hembra coloca el huevo sobre la planta hospedera, cuando el huevo está saliendo, del ovopositor de la hembra, en ese instante, un espermatozoide fertilizará el huevo y determinará el sexo del mismo. Cuando el huevo es colocado en la hoja, habrá sido fertilizado al menos un segundo antes. La hembra es capaz de escoger el punto más favorable para colocar o poner sus huevos. Si ella no tuviera la habilidad de la auto-fertilización, ella debería o estaría forzada a poner todos sus huevos al mismo tiempo, quizás arriesgando la salud de parte de su prole.

Una típica mariposa hembra colocará alrededor de 100 huevos en todo su ciclo de vida. Algunas especies colocan sus huevos individualmente, o en plantas ampliamente dispersas (García-Robledo *et al.* 2002; Gómez-S. y Fagua, 2002).

Los Lepidópteros pasan por cuatro estados de desarrollo: huevo, larva, pupa y adulto. La mayoría de estos insectos tiene una generación al año, son pocas las que tienen dos o más generaciones y el tiempo de vida varía según la especie oscilando entre 35 y 120 días en estados inmaduros y entre uno y siete meses en estado adulto (Valencia *et al.* 2005).

Huevo: este es el primer estadio, el cual es normalmente colocado en la planta que servirá de alimento a la oruga.

Los huevos de mariposa son pequeños, entre 0.25mm y 1 mm de diámetro. Las formas y texturas varían dependiendo de la especie, pueden presentarse puestas gregarias o individuales en diferentes superficies; algunos prefieren la superficie superior de la hoja, otros la inferior, algunos optan por los brotes jóvenes de las hojas mientras que otros por las hojas maduras (García-Robledo *et al.* 2002; Constantino, 1996; Gómez-S. y Fagua, 2002).

Larva: esta fase es de gran importancia puesto que es la etapa de nutrición y crecimiento la larva; transforma inmensas cantidades de material vegetal en tejido y reservas alimenticias (energía) que serán necesarias en las fases de pupa y adulto (García-Robledo *et al.* 2002).

La larva posee un exoesqueleto quitinoso, el cual va modificando a medida que va creciendo (muda), a cada una de estas mudas se le conoce como instar, los cuales varían entre 5 y 7 de acuerdo a la especie, la duración promedio en tiempo de este

estadio es alrededor de 3 a 4 semanas. Las larvas, son insectos que poseen 6 patas, cabeza, tórax y abdomen (García-Robledo *et al.* 2002).

Tan pronto como la larva alcance su tamaño completo en el instar final, empieza un estadio conocido como la prepupa, la larva detiene su alimentación de la planta hospedera, vacía su estómago, y empieza a buscar un punto ideal en el cual pueda convertirse en pupa. La larva puede en ocasiones recorrer largas distancias. Cuando un punto ideal es ubicado, la larva usará sus glándulas de seda para colgarse. Esta es una maniobra bien delicada en el que la larva se fijará sus propios traseros a la superficie de la cual se está sujetando. La larva creará una pequeña bola de seda para hacer esta unión, el cual es llamado “Cremaster”. Una vez sujeta, cuelga hacia abajo, lentamente empezará a condensar su cuerpo. Mientras se está condensando, la larva está, además, formando las capas externas de la pupa debajo de su exoesqueleto.

Pupa: en este estadio es donde la mariposa realiza un increíble cambio de larva a adulto. Algunas especies de mariposas permanecen en el estadio de pupa de una a dos semanas. Durante este estadio la larva transforma sus partes corporales en aquellas que en el estadio adulto necesitará para iniciar su nueva vida como mariposa. Esta fase comienza en el momento que la prepupa muda su piel.

El principal medio de defensa es rodearse de capas y permanecer inconspicua. Sin excepción, las pupas adoptan colores y formas que les permiten camuflarse en la naturaleza (Vélez y Salazar, 1991).

Adulto: al momento de emerger, la mariposa extiende sus alas dando la apariencia de ser solo una, ya que se encuentran pegadas, por lo que tomará líquidos de su cuerpo y lentamente mandará este líquido a través de las venas hacia las alas. Transcurrida una media hora, las alas se extenderán completamente. Alrededor del ala, existe una lámina que empezará a endurecerse. Por esta razón, las mariposas deben colgarse hacia abajo antes de emerger. Las mariposas necesitan de la gravedad para empujar las alas hacia abajo en su posición natural. Aquí ya tiene el tamaño normal, no sigue creciendo, la mariposa ya está lista para reproducirse y alimentarse de todo tipo de fluidos (García-Robledo *et al.* 2002; Gómez-S. y Fagua, 2002; Valencia *et al.* 2005).

4.4. Alimentación y nutrición

No es fácil garantizar el crecimiento y desarrollo del recién eclosionado si se desconocen los factores limitantes de sus necesidades nutricionales (Ramírez, 1994). Por ello es importante conocer su historia natural, para saber cual es la planta hospedera y garantizar un adulto en buenas condiciones. Las mariposas pueden ser separadas en sus requerimientos alimenticios en estado adulto; la mayoría de mariposas se alimentan principalmente del néctar de las flores, sin embargo, en los trópicos, alrededor del 40% de las especies de mariposas se alimentan principalmente de frutas maduras; algunas pero no muchas se alimentan tanto de néctar como de frutas, otras requieren de polen, esto es colectado por las mariposas y almacenado en la probóscide, donde es luego licuado por una enzima, y absorbido por la mariposa. Existe otro tipo de elementos alimenticios, los cuales

atraen a las mariposas como materia orgánica en descomposición, pescado, barro, cemento húmedo, hongos en descomposición, y muchos otros recursos (Ramírez, 1994).

4.5 Enemigos naturales

Los más abundantes para las mariposas son los parasitoides, estos son organismos con un tipo de vida intermedio entre parásito y predador cuyas larvas se alimentan en el cuerpo vivo de otro organismo. También encontramos algunos hongos entomopatogenos causantes de un alto grado de mortalidad en lepidópteros como es el caso de *Sorokin* y *Verticillium*. Las mariposas están en constante riesgo, lo cual influye en su probabilidad de sobrevivencia (Gil y Posada, 2002). Los estadios tempranos de desarrollo (huevos y larvas) son los que presentan mayor riesgo a ser parasitados por parte de artrópodos tales como Chalcidae, Trichogrammatidae y Scelionidae, entre otros. Algunas familias del orden Hymenóptera, Díptera, Aranea (Ctenidae y Lycosidae) son enemigos naturales de pupas y larvas. Los adultos son depredados por invertebrados como arañas, odonatos, hormigas, mantidos, entre otros y vertebrados como, reptiles, aves y mamíferos (De Vries, 1997).

4.6. Mecanismos de defensa

Como mecanismo de defensa presentan mimetismo, el cual ocurre cuando una especie posee una coloración similar a otra con el fin de advertir o engañar a los depredadores; dependiendo de esto el mimetismo puede ser Mimetismo Batesiano ó Mimetismo Mülleriano (Franks y Noble, 2002).

Mimetismo Batesiano: Fue descubierto por Henry W. Bates en 1862 en las selvas del Brasil (Mallet, 1995). Consiste en que especies de mariposas comestibles imitan casi a la perfección a grupos de mariposas no comestibles. Las especies imitadoras reciben el nombre de copias y las imitadas son denominadas modelos.

Mimetismo Mülleriano: Fue nombrado por primera vez por el alemán zoologista Fritz Muller en 1881, quien descubrió que diferentes especies con coloración aposemática y no comestibles que viven en una misma región, se copian recíprocamente haciendo que su aspecto exterior converja hacia un reducido número de dibujos y colores (Klots, 1966). El mimetismo Mülleriano es tanto más efectivo cuantas más especies están comprendidas en él y cuanto más similares sean entre si; de esta manera el número de ejemplares depredados se reparte equitativamente entre un mayor número de especies y menos ejemplares de sacrificio corresponderán a cada una de ellas.

Complejos miméticos: También llamados anillos miméticos, los complejos miméticos ocurren cuando dentro de un grupo de especies que presentan el mismo patrón de coloración existen algunas tóxicas y otras no tóxicas presentándose casos de mimetismo Batesiano y de Mimetismo Mülleriano en mariposas con coloración similar. La coloración juega un papel importante como aspecto de defensa en las mariposas:

Coloración críptica: Las mariposas con este tipo de coloración, adoptan el aspecto del fondo del entorno, que no interesa a un depredador que busca alimentos (Winhard, 1996). Entre estas mariposas son comunes los colores pardos, amarillos grises o verdes (Klots, 1966 y Wickler, 1968). **Coloración aposemática:** Es una señal de advertencia para los depredadores. Los colores que predominan en las especies con este tipo de coloración son negro, rojo y amarillo (Wickler, 1968). El objetivo de esta coloración es hacer que los depredadores relacionen el color con el mal sabor para lo cual generalmente deben alimentarse con unos cuantos de estos individuos adquiriendo experiencias desagradables y evitando posteriormente comer especies con el mismo patrón de coloración.

4.7. La subfamilia Ithomiinae

La subfamilia Ithomiinae (familia Nymphalidae), también llamada mariposas de cristal, por la transparencia de sus alas en la mayoría de especies (figura1), es particular de la región Neotropical y tiene alrededor de 10 tribus, 50 géneros y 300 especies (Brower *et al.* 2006; Mielke y Brown, 1979). Algunos géneros presentan un gran parecido, dificultando la identificación de individuos a especie; la venación de las alas es considerada el principal carácter taxonómico. Los adultos presentan antenas largas y terminadas en mazo. Los machos presentan androconias en forma de pelos de pincel en la región costal de la cara dorsal del ala posterior (Valencia *et al.* 2005), presentan variedad de colores en sus alas, rojos, amarillos, negros.

La mayoría de especies están involucradas en anillos miméticos de tipo muleriano con la subfamilia Heliconiinae y batesiano con algunas especies de Pieridos y Papilionidos. Son de vuelo lento, se alimentan de néctar de flores de gran diversidad de plantas (Boraginaceae y Asteraceae), de las cuales adquieren alcaloides pirrolizilicos que después son usados para atraer las hembras (Brown, 1984 y Brower *et al.* 2006); también se alimentan de excrementos de aves lo que les permite obtener aminoácidos esenciales para la formación de huevos (Valencia *et al.* 2005). Las principales plantas hospederas de la subfamilia Ithomiinae incluyen la familia Solanaceae y en menor proporción las Apocynaceae para las especies más primitivas (Valencia *et al.* 2005).

Esta subfamilia se caracteriza por conformar una comunidad donde sus especies están estrechamente relacionadas (formación de “pockets”) (Brown y Vasconcellos-Neto, 1976; Gallusser, 2002). Algunos estudios sugieren que se da una estratificación vertical de acuerdo a su patrón de coloración; mientras que las especies de coloración negro, café, anaranjado y amarillo habitan la parte superior del bosque, las de alas transparentes lo hacen entre 0 y 5 metros (Beccaloni, 1997 y Burd, 1994).

Los huevos son alargados de coloración blancuzca; son puestos individualmente o de forma gregaria en la haz o el envés de la hoja. Las larvas son lisas, muchas veces son crípticas verdosas o cafesosas con bandas amarillas y algunas tienen proyecciones en el vientre. Los géneros más primitivos tienen filamentos móviles delgados en el primer segmento torácico detrás de la cabeza y anillos negros con fondo blanco. Pueden tener hábitos solitarios o gregarios, esto depende de la

especie. Las pupas son muy llamativas (brillantes), presentan visos iridiscentes y metálicos que van desde el dorado hasta el plateado. Los adultos son de sabor desagradable y tóxico para la mayoría de depredadores, ya que obtienen compuestos tóxicos de sus plantas hospederas en el estado larval, que luego incorporan en sus tejidos y lo transmiten a los adultos cuando pasan a pupa (Valencia *et al.* 2005; Brown y Freitas, 1994).

De acuerdo con el patrón de coloración general de las mariposas de esta subfamilia, se clasifican en tres grupos ecológicos: alas de cristal, tigre, naranja-transparente y otras (Muriel, 2007).

4.8. Importancia y uso de las mariposas

Las mariposas han sido usadas en los estudios evolutivos, especialmente en eventos de coevolución. Las plantas en su metabolismo desarrollan diferentes tipos de metabolitos tóxicos (flavonoides) como defensa ante depredadores, pero algunas especies de larvas de mariposas asimilan estos compuestos, adaptándose (Larsen, 1996). Los insectos tienen roles muy importantes dentro de un ecosistema; son factores formadores y reguladores de los ecosistemas (Camero, 1999), establecen relaciones que se caracterizan por ser cercanas y a menudo muy precisas con la biota en general; además, en muchos estudios son utilizadas como bioindicadores, ya que son sensibles a los cambios (hábitat perturbado) por tanto, son utilizados para evaluar la de calidad de hábitats (Andrade, 1998; Didham *et al.* 1996; Fagua, *et al.* 1999), además, son muy confiables como indicadores en inventarios y monitoreos de biodiversidad (Willot *et al.* 2000; Kocher y Williams, 2000 y Lewis, 2001).

Algunos estudios indican que las mariposas son un valioso recurso de comercialización industrial (decoración y accesorios), puesto que tiene un amplio rango de distribución geográfico y se encuentran en diferentes condiciones ecológicas (Parsons, 1992; Morris *et al.* 1991). Las mariposas son de vital importancia para polinización de las plantas, para estudios de monitoreos de efectos ambientales, ya que presentan gran susceptibilidad y fidelidad al hábitat, también para el control de plagas usando feromonas y para la identificación de áreas claves para la conservación (Morris *et al.* 1991). Son usadas en eventos sociales como bodas y ocasiones especiales, donde son liberadas. En la industria son usadas las alas de mariposa en decoración (Parsons, 1992). Las mariposas también han sido usadas en la conservación de bosques tropicales, desarrollo y promoción de economías rurales, a partir de eco-turismo y cría de mariposas (Young, 1986; Parsons, 1992 y Santiapillai, 1999).

4.9. Zoocría y biocomercio

La cría de mariposas en jardines para exhibición data del año 1977, cuando fueron utilizados en el Reino Unido como complemento de las atracciones (Brinckerhoff, 1999). Esta industria en años recientes se ha incrementado en Norteamérica (Fagua *et al.* 2002). Según Fagua y colaboradores (2002), los países líderes en producción de mariposas son Malasia, Filipinas, Tailandia, Taiwan, Kenya, Madagascar, Costa

Rica, El Salvador y Papua -Nueva Guinea. Se ha observado que la producción de mariposas evita la pérdida de diversidad genética, apoyando así la conservación de especies y sus hábitats (Fagua *et al.* 2002). En Colombia actualmente existen entidades que desarrollan la zoocria, como es el caso de Alas de Colombia, el Jardín Botánico del Quindío y los Zoológicos de Cali y Medellín, los cuales son los mas conocidos en el país por los resultados obtenidos.

Como se sabe, es de gran importancia conocer la biología de las especies para poder adelantar un proyecto de cría; en la actualidad en Colombia se encuentran algunos estudios adelantados por entidades gubernamentales sobre cría de mariposas con poca divulgación; se destacan los estudios de dos especies de la familia Pieridae, en el cual se propuso un protocolo de cría (Sánchez-López, 2004). También existen estudios sobre ciclos de vida de varias especies que evalúan viabilidad, alternativas de conservación y contribución a la historia natural en algunos departamentos del país (Constantino, 1997; Prieto *et al.* 1999; Fagua *et al.* 2002; Gómez-S. y Fagua, 2002 y Vélez -Arango, 2005).

Actualmente en Colombia se divulgó un estudio de sondeo del mercado mundial de mariposas, el cual muestra el biocomercio sostenible como una fuente de ingresos y muestra un listado de precios de diferentes especies de mariposas y clientes potenciales (Díaz y Ávila, 2002).

4.10. Sistemas de cría de mariposas

Existen tres tipos de sistemas de cría de mariposas: Rancheo, *in situ* y *ex situ* (Constantino, 1996).

4.10.1. Rancheo: Es la asociación de la cosecha sostenida en vida libre con formas de producción *ex situ* (cautividad). El medio natural sostiene la generación parental, la cual oviposita en sus respectivas plantas hospederas donde el productor recolecta los huevos y las orugas que luego son criadas en cautiverio. De la postura total anual se extrae un porcentaje que es criado en cautividad, minimizando así la mortalidad de estadios inmaduros a causa del ataque de los controladores biológicos naturales y luego se retorna un porcentaje de adultos al medio natural igual al extraído (Gómez-S., 2006).

4.10.2. Cría *In situ*: Se basa en el manejo poblacional en vida libre ya sea monoespecífico o multiespecífico. De acuerdo con Parsons (1992), con este sistema de cría se trata de enriquecer el bosque sembrando plantas hospederas de orugas de mariposas nectaríferas en claros de bosque, bordes de bosque y a lo largo de caminos o sitios con suficiente luminosidad. La idea es aprovechar el entorno o hábitat natural de las mariposas sin causar ningún tipo de perturbación al ecosistema. Se realiza principalmente en áreas de reserva forestal, áreas protegidas y parques naturales. Al incrementarse las plantas hospederas de mariposas, se incrementan las poblaciones naturales, que de por sí presentan una relación planta-huésped muy específica que estimula a las hembras a ovipositar en estas. Esto se mide haciendo un monitoreo del número de huevos y presencia de orugas en las plantas hospederas cultivadas y en el número de adultos marcados que son atraídos por las plantas nectaríferas (Gómez-S., 2006).

4.10.3. Cría ex situ o vivario: Es un sistema artificial de cría intensiva que implica un alto subsidio para la sustentación productiva. Se utiliza un invernadero forrado en tela metálica fina, de alta luminosidad. En su interior se siembran las plantas hospederas y algunas nectaríferas. Las plantas son cultivadas aparte en un vivero y cuando muestran talla y follaje abundante son trasladadas al vivario. Las mariposas adultas enjauladas son alimentadas con miel y agua de azúcar, usando alimentadores artificiales con esponja o en su defecto se siembran plantas nectaríferas. Una vez la mariposa hembra ha puesto los huevos, se libera; cuando nacen las orugas se dejan, para que se alimenten, sobre sus plantas hospederas hasta que completen su máximo desarrollo. Luego de que las orugas empupan, se colectan y trasladan a jaulas pequeñas, donde se produce la eclosión de las mariposas. Algunas se liberan y otras se utilizan para el mercado (Gómez-S., 2006).

4.11. Mariposas del Departamento del Cauca

Inventario de la finca Bella vista Cajibío, Cauca: Para el caso de la Finca Bellavista sólo se cuenta con un trabajo realizado por el grupo GECHO de la Universidad del Cauca (Zambrano-G. y Casas, C., 2008), en el cual se determinó la composición de la comunidad de mariposas diurnas en dos zonas muestreadas, cafetal y bosque de roble; esa investigación ha sido de gran importancia como estudio preliminar para la realización de este trabajo. Se capturaron 223 individuos de 66 especies distribuidos en 4 familias (Nymphalidae, Pieridae, Lycaenidae y Hesperidae). Se encontraron 10 especies de la subfamilia Satyrinae y 9 de la subfamilia Ithomiinae (Tabla 1) exclusivas de bosque de roble, 8 especies de la subfamilia Nymphalinae, 14 de la familia Pieridae y 10 de la familia Hesperidae exclusivas de cafetal.

Tabla 1. Especies de la subfamilia Ithomiinae presentes en bosque de roble Finca Bellavista.

Familia	Subfamilia	Especies
Nymphalidae	Ithomiinae	<ol style="list-style-type: none"> 1. <i>Ithomia hymettia</i> 2. <i>Pteronymia veia</i> 3. <i>Episcada cabensis</i> 4. <i>Greta andromica</i> 5. <i>Miraleria cymothoe</i> 6. <i>Oleria fumata</i> 7. <i>Oleria makrena</i> 8. <i>Thyridia psidii</i> 9. <i>Pteronymia sp.</i>

FUENTE: Proyecto Avifauna y Lepidoptero fauna de cafetal y bosque de roble finca Bellavista, Cajibío, Cauca. Universidad del Cauca, (GECO, 2008).

Caracterización y biodiversidad de mariposas en el Resguardo Indígena de Chimborazo, Vereda La Liberia Municipio de Morales, Cauca: Se registraron 53 especies, distribuidos en 32 géneros de 5 familias (Nymphalidae, Pieridae, Papilionidae, Hesperidae y Lycaenidae). La especies con mayor abundancia fueron *Ithomiinae* sp1 con el 11,58% y *Euptychia* sp1 con 11,05% (Zambrano-G. *et al.*, 2008a).

Caracterización y biodiversidad de lepidopterofauna en la Reserva Natural Tambito, Municipio del Tambo, Cauca: Se registraron 45 especies divididas en 28 géneros de 4 familias (Nymphalidae, Pieridae, Hesperidae y Lycaenidae). Las especies con mayor abundancia fueron *Riodininae* sp1 con el 15,74% y *Perissama* sp con el 10,23 % (Zambrano-G. *et al.* 2008b).

Diversidad de mariposas de la Reserva Natural “Raíces de Vida”, Colegio Carmen de Quintana Cajibío, Cauca: Se registraron 774 mariposas de la Superfamilia Papilionoidea distribuidas en 32 géneros y 74 especies, pertenecientes a las familias Pieridae, Nymphalidae y Lycaenidae. La familia con mayor riqueza registrada fue Nymphalidae con 51 especies y la de mayor abundancia fue Satyrinae con el 54.52% del total recolectado (Vélez y Gallego, 2008).

Descripción de nuevas especies de Ropaloceros para Colombia (Lepidóptera: Pieridae, Nymphalidae, Satyrinae, Ithomiinae, Riodinidae): Se describen tres especies y seis subespecies nuevas de mariposas diurnas, sobre ejemplares recolectados en los departamentos de Cauca, Nariño, Meta, Amazonas, Putumayo, Sucre y Quindío (Constantino y Salazar, 2007).

Mariposas diurnas de la Serranía de Churumbelos Cauca. Distribución altitudinal y diversidad de especies Lepidóptera (Rhopalocera) Papilionoidea: Se presenta un listado de mariposas diurnas colectadas durante la expedición biológica de 1998. Se registraron 144 especies distribuidas en 5 familias y 12 subfamilias. Los valores más altos de riqueza y diversidad se presentaron entre los 350 y 700m y los más bajos a 1450m. Se observó la tendencia a la disminución de estos valores con el incremento de la altitud y una baja similaridad conjunta en la comunidad (Arias y Huertas, 2001).

Migraciones de mariposas en el sur occidente de Colombia: En este trabajo se describe el fenómeno migratorio de los Lepidópteros de la familia Pieridae que atraviesa la planicie de Popayán entre el Valle del Patía y el Valle del Cauca. Anota también observaciones sobre una migración de la mariposa *Urania fulgens* en el Litoral Pacífico del suroccidente colombiano (Negret, 1990).

5. METODOLOGÍA

5.1. Área de estudio

Este estudio se realizó en la Finca Bellavista, la cual se encuentra ubicada en el municipio de Cajibío, Cauca, Colombia, en la vía Panamericana. Cajibío presenta 29685 habitantes, entre población campesina e indígena (Guambiana y Páez), posee un área sembrada en café de 5251.8 Has de las cuales 1716.23 Has corresponden a café tradicional y 3535.58 Has a café tecnificado. Se encuentra a una altitud de 1900 msnm en la zona de vida de Bosque Húmedo Premontano (bh-p) (Holdridge, 1963), con temperatura media anual de 18.5 °C, precipitación media anual de 2260.3 y un brillo solar medio anual de 1496.2 Hrs. Longitud: 76°23'W y Latitud: 02°36'N.

Bellavista es una finca cafetera, con una extensión de 44 Has, de las cuales 41 Has corresponden a cultivos de café a libre exposición y 3 Has a un relicto de bosque el cual es el área de estudio, este sitio presenta una altitud de: 1873 msnm. Se encuentra ubicada entre los 2° 36'40.35356" Norte, - 76° 31'27.93483 Oeste, presenta una humedad relativa que oscila entre 61% y 75%. (figura 2). La finca cuenta con un nacimiento de agua en la parte alta que atraviesa el relicto de bosque. El muestreo se realizó en la margen del nacimiento de agua que es donde se presenta mayor abundancia de Itominos.

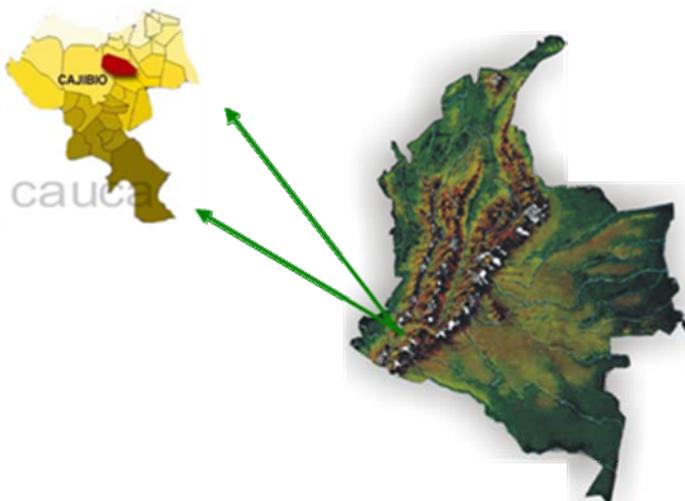


Figura 2. Ubicación de la finca Bellavista

5.2 Métodos de colecta

5.2.1. Búsqueda y colecta manual de los estadios inmaduros e identificación de material vegetal.

Los muestreos se realizaron dos días a la semana durante los meses de enero, febrero y marzo de 2009 para coleccionar los diferentes estadios de desarrollo, incluyendo adultos, se realizaron 16 muestreos por mes (día de por medio), cada

muestreo tenía una duración de 6 horas. Las colectas se realizaron en horas de la mañana que es cuando se sugiere que las mariposas suelen colocar sus huevos, se buscó en diferentes partes de la vegetación del bosque principalmente en el envés de las hojas más jóvenes, ya que por lo general las mariposas depositan sobre estas las posturas, se realizaron capturas manuales de huevos, larvas y pupas, así como también se colectó una muestra de la planta hospedera para su posterior identificación. Se tuvo en cuenta las siguientes características para asegurar que lo encontrado pertenece a las especies estudiadas: las principales plantas hospederas, posturas individuales o gregarias, larvas lisas y transparentes en sus primeros instar y pupas brillantes. Para el establecimiento del ciclo de vida y la identificación en estado adulto, del material colectado, una parte se mantuvo en condiciones *in situ* y la otra se llevó en recipientes plásticos a condiciones *ex situ*. El material se colectó incluyendo una sección de la planta o material donde se encuentre para no alterar su desarrollo.

Los primeros tres muestreos del mes de enero se realizó seguimiento visual a las mariposas de al Subfamilia Ithomiinae determinando en que tipo de plantas se posaban y libaban, acompañado de esto, se revisó cada planta del bosque de altura no mayor a 2m que cumpliera con los caracteres taxonómicos de las familias Solanaceae, Gesneriaceae y Boraginaceae. El trayecto de muestreo comprendió en su mayoría las orillas de la fuente de agua, puesto que era el lugar donde había mayor abundancia de Ithominos, confirmando su asociación a fuentes de agua y a sitios sombreados y húmedos (Gallusser, 2002). Por tanto se asumió que las plantas hospederas y nutricias estaban muy cerca de allí.

Se revisó la colección de referencia del herbario del Museo de Historia Natural de la Universidad del Cauca, para tener una visión amplia a la hora de realizar el reconocimiento de las especies vegetales de estas familias en campo.

Se colectaron muestras botánicas en estado fértil, se llevaron al horno y luego se realizó el correspondiente montaje para su respectiva identificación.

En los sitios de colecta se tuvo en cuenta variables ambientales tales como: humedad, temperatura y luminosidad; parámetros que se trato de mantener durante la cría *ex situ*, colocando toallas de papel húmedas en las cajas de cría y poli sombra en el cubil de vuelo para controlar la temperatura y luminosidad.

5.2.2. Colecta de adultos con red entomológica

Se colectó con red entomológica individuos adultos (machos y hembras) los cuales fueron transportados hasta el cubil de vuelo adecuado con plantas hospederas y de alimentación para su apareamiento y correspondiente postura y colecta de huevos (cría *ex situ*).

Un ejemplar adulto resultado del seguimiento de su ciclo fue sacrificado y montado extendido para su correspondiente preservación y determinación (figura 3). El material se determinó a especie con la ayuda de claves, registros fotográficos y colaboración de especialistas el Doctor Keith Willmott y la doctora Marianne Elias,

luego se procedió a etiquetar y a depositar en la colección de Entomología del Museo de Historia Natural de la Universidad del Cauca.



Figura 3. Montaje, identificación e ingreso a la colección de entomología de los individuos colectados.

5.3 Ciclos de vida *in situ*

Se realizó el seguimiento y estudio a las mariposas en el bosque para establecer su dinámica ecológica determinando aspectos importantes de su comportamiento en el ecosistema. Se identificaron las plantas que presentaron posturas y se procedió a cubrir la planta con tull (malla de tela) para evitar que al avanzar los estadios hubiese pérdida de material biológico (figura 4); se realizó regularmente tomas de fotografías, midiendo cada 4 horas en el día (4 registros) la longitud corporal de larvas y pupas determinando la mortalidad y tiempo en cada instar de los individuos, estos datos y observaciones se registraron en los formatos de las tablas 2,3 y 4.



Figura 4. Cría *in situ*

5.4 Ciclos de vida *ex situ*

Para el estudio de los ciclos de vida *ex situ* se hizo necesario la construcción de un cubil de vuelo (figura 5a) donde se encerraron parentales de las especies de Ithominos presentes en la finca durante aproximadamente 8 días al cabo de los cuales se revisaron las plantas hospederas. El cubil se adecuó, con bebederos de néctar, fruta fermentada y con las plantas de alimentación de los adultos. Las plantas fueron colectadas en campo y algunas compradas en un vivero. Este sitio fue construido en el interior del bosque para evitar vientos y demasiada luminosidad.



Figura 5. a) Cubil de vuelo, b) Vivario

Además se adecuó un laboratorio para mantener los estadios inmaduros (figura 5b), este consta de: estantes para colocar recipientes plásticos de diferente tamaño de acuerdo a la sección de la planta hospedera colectada tapados con tulle, un mesón para hacer la respectiva limpieza y esterilización de los recipientes donde se encuentren las muestras y una jaula de empupado. El laboratorio estuvo a temperatura ambiente aislado de posibles depredadores y parasitoides.

Algunas muestras fueron llevadas a los laboratorios del Departamento de Biología de la Universidad del Cauca donde se observaron en un estereoscopio (Nikon SM Z 800), las fotos fueron tomadas con la ayuda de una cámara digital sight DS-2MV sistema de captura y análisis de imágenes NIS elements.

5.5 Determinación de los ciclos de vida *in situ* y *ex situ*

Se determinó el tiempo y el número de individuos en cada instar (huevo, larvas en instar 1, 2, 3, 4, 5, pupa y adulto). Para determinar la mortalidad de los huevos se marcó y numeró los recipientes donde se encontraban las distintas posturas y en cada una de ellas se contó la cantidad de huevos. Al finalizar esta fase se contó el número de huevos eclosionados. De esta manera se estableció la cantidad inicial de larvas.

Para determinar la mortalidad larval se marcó el recipiente donde estaban las larvas y se hizo seguimiento a lo largo del tiempo para determinar la duración y el instar

en que se encontraban teniendo en cuenta: los vestigios de piel, la longitud corporal y la longitud de la cápsula cefálica de las larvas. Una vez empezó el estadio de pupa se calculó el número de larvas muertas, comparando el número inicial de larvas con el número de pupas obtenidas. Para determinar la mortalidad pupal se contó el número de pupas emergidas comparándolo con el número de pupas no emergidas. A los adultos de les tomo medidas de longitud alar.

5.6 Registro y análisis de datos de los ciclos de vida *in situ* y *ex situ*

Se realizó un análisis en su mayoría descriptivo, registrando en tablas la información arrojada en el estudio. Para medir la factibilidad de los dos tipos de cría se utilizó la técnica demográfica de tablas de vidas según la metodología de Begon *et al.* (1999). Las tablas de vida son útiles para entender la dinámica poblacional (Cividanes, 2002, Lemos *et al.*, 2005) de un grupo de organismos, y para estudiar algunos aspectos de la biología del insecto, tales como tiempo de desarrollo, fecundidad y supervivencia (Kazak *et al.*, 2002). La diferencia en cuanto a la duración de los ciclos de vida de las especies y los dos tipos de cría se determinó comparando los datos mediante dos pruebas no paramétricas, puesto que los datos no se acomodaron a la curva normal, Kruskal-Wallis y la U de Mann Whitney del paquete estadístico SPSS.

Para la descripción de los ciclos biológicos de las diferentes especies presentes en la zona de estudio, los datos se registraron en el siguiente formato (Tabla 2), en la cual se reporta la longitud mínima y máxima en los instars de larva.

Tabla 2. Registro de datos para la descripción de los ciclos de vida

Número de colecta _____ cría <i>in situ</i> _____ cría <i>ex situ</i> _____ Fecha _____ Hora _____	
Estadio colectado: _____	
Planta hospedera _____ Posición en la hoja _____	
Horas	Observaciones N: cantidad, C: color, L: promedio de longitud de larvas máx. y min., longitud de las pupas y envergadura alar de los adultos, F: forma (huevos).
0	N: C: L: F:
4	N: C: L: F:
N	N: C: T: F:
Duración del ciclo en horas	

Se contaron los individuos de cada uno de los estadios, el que presentó mayor dificultad para conteo por el tamaño y distribución fue el estadio de huevo por esto se trazaron cuadrantes en las fotografías de las puestas gregarias para evitar errores en el conteo (figura 6).

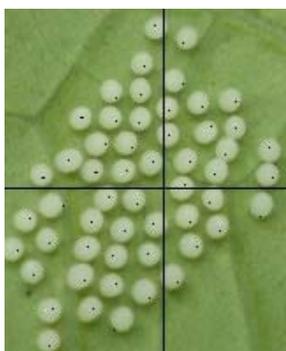


Figura 6. Conteo de huevos

La información de la tabla se apoya con registros fotográficos capturados con una cámara OLYMPUS X-785, 7.1 megapíxeles las cuales muestran los cambios presentados a través del tiempo para dar mayor valor a la investigación.

Para la determinación de la duración total de cada estadio y del ciclo de cada especie se calculó el promedio y la desviación estándar de los datos consignados en la tabla 2, llenando el siguiente formato (Tabla 3).

Tabla 3 Duración total del ciclo de vida

Estadio	Promedio (Horas)		Desviación estándar	
	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>
Huevo				
Instar 1				
Instar 2				
Instar 3				
Instar 4				
Instar 5				
prepupa				
Pupa				
Duración total del ciclo				

Para medir la factibilidad de los dos tipos de cría se calculó las tasas de mortalidad y supervivencia, cuyos valores se consignaron en tablas de vida (Tabla 4), las cuales generaron las curvas de supervivencia.

Tabla 4. Tabla de vida

Tabla de vida				
Estadio Sp ___ in situ ___ ex situ ___	A _x	l _x	s _x	m _x
Huevo				
Instar 1				
Instar 2				
Instar 3				
Instar 4				
Instar 5				
Pupa				
Adulto				

ax : Número total de individuos observados al inicio de cada estadio

lx : Proporción de la cohorte original que sobrevive al inicio de cada estadio (a_x/a_0).

sx : Tasa de sobrevivencia , proporción de individuos sobrevivientes de el estadio x a la x+1 ($s_x = a_{x+1}/a_0$).

m_x: Tasa de mortalidad , proporción de individuos que mueren de la edad x a la x+1 ($m_x = 1-s_x$).

Luego se calculó el promedio y la desviación estándar de las tasas de cada especie y tipo de cría (Tabla 4) determinando así cuales especies tienen mayor potencial de cría.

5.7 Protocolo de cría

El protocolo de cría se diseñó con los datos y experiencias obtenidas durante la realización de la investigación, conteniendo información que facilita el éxito en la cría de las especies de la subfamilia Lthomiinae, tales como: manipulación adecuada de los diferentes estadios (aseo de los vasos), alimentación de las larvas (raciones adecuadas y frescas), control adecuado de variables ambientales como temperatura, identificación de plantas hospederas, posición de las posturas en la planta hospedera, forma adecuada de colecta de los estadios inmaduros, entre otras.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Plantas hospederas y nutricias

Se confirmó la asociación de los individuos de la subfamilia Ithomiinae con especies de la familia Solanaceae presentes en el área de estudio, en concordancia con los estudios desarrollados por Brown (1987), Drummond y Brown (1987), Vasconcello (1991), Costa (1991), Costa (1999), Drummond (1986) y Lamas y Pérez (1981).

Durante el inventario se encontraron dos especies de la familia Solanaceae, *Solanum sp.* y *Solanum aphyodendron*. S. Knapp, 1985, fue esta última la que presentó mayor distribución. Se procedió a revisar aproximadamente 300 plantas del bosque que presentaran caracteres taxonómicos asociados a las familias de plantas hospederas de Ithominos tales como frutos en forma de valla, olor fuerte, entre otras, de las cuales 211 correspondieron a las dos especies diferentes de la familia Solanaceae.

Se revisaron 209 plantas de *Solanum aphyodendron* (Solanaceae) en las cuales se encontraron diferentes estados de desarrollo de 2 especies diferentes de Ithomiinos (*Pteronymia zerlina zerlina* (Hewitson 1856) y *Pteronymia medellina* (Haensch 1905), además, se encontraron estadios inmaduros de *Pteronymia veía nov ssp* en una planta determinada como *Solanum sp.* En la búsqueda de los estadios inmaduros, se encontraron larvas de *Hyalyris sp.* en plantas de alta distribución en el bosque identificada como a *Saurauia humboldtiana* perteneciente a la familia Ericaceae (tabla 5), sin embargo la cría de *Hyalyris sp.* no fue posible debido a que los estadios inmaduros colectados presentaron una alta mortalidad impidiendo así el estudio del ciclo completo (Figura 8). Se revisó el haz y el envés de las hojas de las diferentes plantas, con lo cual se observó la preferencia de las posturas individuales y gregarias por el envés (lado abaxial) de la hoja. Para el caso de las plantas de *Solanum aphyodendron* (Solanaceae) la mayoría de posturas individuales fueron encontradas en hojas de la parte basal de las plantas y las gregarias en la parte apical. Las especies de Ithominos no presentaron preferencia en cuanto a el grado de madurez de las hojas para el depósito de sus huevos, lo cual ocurre con otras especies según estudios de Chew (1977), que prefieren hojas muy jóvenes o brotes para colocar sus huevos garantizando material vegetal fresco para el consumo de las larvas recién emergidas; tampoco se notó una uniformidad o preferencia por la ubicación en la hoja de los huevos, la mayoría se encontraban distribuidos en la parte central; en el caso de las posturas individuales se encontraban hasta 6 huevos en diferente estado de desarrollo en la misma hoja (Figura 7).

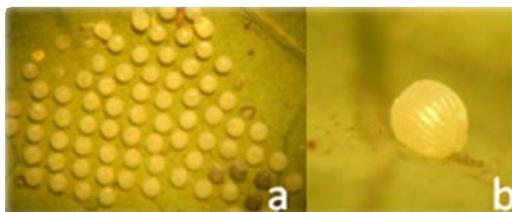


Figura 7. a) Postura gregaria, b) Postura individual



Figura 8. Larva de *Hyalyris* sp.

Cabe resaltar que no se encontró mas de una postura gregaria por hoja, lo cual puede explicarse a partir de que una postura inhibe la ovoposición de nuevas posturas en la misma hoja contribuyendo así a una mejor distribución del recurso alimenticio o impidiendo la pérdida de huevos o larvas por canibalismo (Stamp, 1980; Fagua y Ruiz, 1996).

Este ejercicio de observación permitió la determinación y correspondiente identificación de las plantas hospederas y nutricias de 4 especies de la Subfamilia Ithomiinae (Tabla 6).

Tabla 5. Especies de plantas nutricias y hospederas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* *P. veía nov ssp* y *Hyalyris* sp

Especie vegetal (familia)	Planta hospedera	Planta nutricia	Especie de itominos
<i>Aspillia</i> sp. (Asteraceae)		X	<i>P. zerlina zerlina</i> <i>P. medellina</i> <i>P. veía nov ssp</i>
<i>Besleria solanoides</i> (Gesneriaceae)		X	<i>P. zerlina zerlina</i> <i>P. medellina</i> <i>P. veía nov ssp</i>
<i>Saurauia humboldtiana</i> (Ericaceae)	X		<i>Hyalyris</i> sp
<i>Scutellaria incarnata</i> (Lamiaceae)		X	<i>P. zerlina zerlina</i> <i>P. medellina</i> <i>P. veía nov ssp</i>
<i>Solanum aphyodendron</i> (Solanaceae)	X		<i>P. zerlina zerlina</i> <i>P. medellina</i>
<i>Solanum</i> sp. (Solanaceae)	X		<i>P. veía nov</i>

Solanum sp. planta hospedera de *P. veía nov ssp* fue un recurso limitado durante los meses de enero, febrero, marzo y abril puesto que solo se encontraron dos plantas en toda el área de estudio. La baja distribución de esta planta lleva a la disminución de abundancia de especies que la hospedan y el difícil establecimiento de su ciclo en cuanto a determinar la factibilidad de cría para esta especie; Vasconcellos-Neto y Ferreira (1993), muestran este factor como limitante en el estudio realizado con *Mechanitis lysimnia*, puesto que *Solanum jatrophiifolium* Dunal, planta hospedera de esta especie se da en determinadas épocas del año. Algunas de las alternativas que tienen estas especies al no haber disposición de la planta

hospedera es interrumpir su reproducción y concentrarse en “pockets” en algún lugar del bosque (Vasconcellos-Neto 1980,1986, 1991).

Solanum aphyodendron presenta amplia distribución en el área de estudio permitiendo la comparación en cuanto a factibilidad de cría de las dos especies que la hospedan. Esta planta ha sido registrada como planta hospedera de diferentes especies de Itominos a lo largo del Neotrópico en estudios realizados por Drummond y Brown (1987). Este es el primer registro de *S. aphyodendron* como planta hospedera de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina* para Colombia. Además, *Solanum* es un género cosmopolita; para el Neotrópico hay reportadas cerca de 1200 o 2000 especies (Hunziker, 1979).

Las especies de Ithomiinae encontradas en el área de estudio tienen como planta hospedera especies de la familia Solanaceae, lo cual concuerda con el estudio realizado por Drummond y Brown (1987), donde establece que un 90% de las plantas hospederas de Ithomiinae corresponde a la familia Solanaceae.

Los adultos de itominos se los observó usualmente volando a alturas de entre 50 y 100 centímetros en el sotobosque y de 1 a 3 metros en los claros de bosque, prefiriendo volar cerca de las fuentes de agua; dicho vuelo es de manera lenta de una planta a otra, *Besleria solanoides* es la más visitada para libar su néctar por las especies en estudio como planta nutricia; también liban excrementos de algunas aves.

6.2. Ciclos de vida

Se realizó la descripción morfológica de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp* a partir de 435 individuos de *P. zerlina zerlina*, 200 individuos de *P. medellina* y 96 individuos de *P. veia nov ssp*; los datos de longitud se tomaron con un calibrador en mm y se promediaron para establecer un rango (Tabla 6, 7, 8, 9, 10, 11 y 12).

6.2.1. Estadio de huevo

El estudio sobre la duración de cada estadio inmaduro ha puesto de manifiesto para el genero *Pteronymia* una duración que va entre 122 y 221 horas en etapa de huevo (tabla 6), con la salvedad de que los huevos fueron colectados en campo y nunca se colecto una postura que haya sido recién ovopositada, lo cual disminuye la exactitud del tiempo para esta fase. Gallusser (2002), determinó una duración promedio de tres días para la fase de huevo para dos subespecies de *Oleria onega*. Vasconcellos-Neto y Ferreira (1993), en su estudio realizado con dos subespecies de *Mechanitis lysimnia* reportaron posturas gregarias e individuales que varían entre 1 y 57 huevos en el haz de la hoja. Caso contrario al ocurrido en el presente estudio, en el cual las especies o presentan posturas gregarias o individuales pero nunca los dos casos, siempre en el envés de las hojas. Las larvas recién eclosionadas se comen la envoltura del huevo. El comportamiento de eclosión fue similar, todos los huevos de una misma postura eclosionan simultáneamente.

Los huevos fueron encontrados en el envés de la hoja, la forma de los huevos es ovalada, un poco alargados, su corión es ornamentado con costillas transversales (figura9). La base del huevo es un poco aplanada. Los huevos recién ovopositados son de color blanco, días después se tornan perlados con manchas blancas que luego de un tiempo toman la coloración roja en la parte superior, 2 días antes de eclosionar se tornan de color café oscuro, esta descripción es similar a la reportada por Willmott y Lamas (2008) para *Megoleria orestilla orestilla*.



Figura 9. Huevo maduro de *P. medellina*

Tabla 6. Descripción estadio de huevo de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	Las posturas fueron gregarias de 40 a 100 huevos por postura (figura 10a).	0.2 x 0.7	205.02
<i>P. medellina</i>	Las posturas fueron individuales. Los huevos se pegan a la hoja por medio de una seda muy fina (figura 10b).	0.2 x 0.6	221.1
<i>P. veia nov ssp.</i>	Esta especie presenta postura gregaria (figura 10c), la cantidad de huevos por postura va de 30 a 45 aproximadamente.	0.2x 0.5	122.49

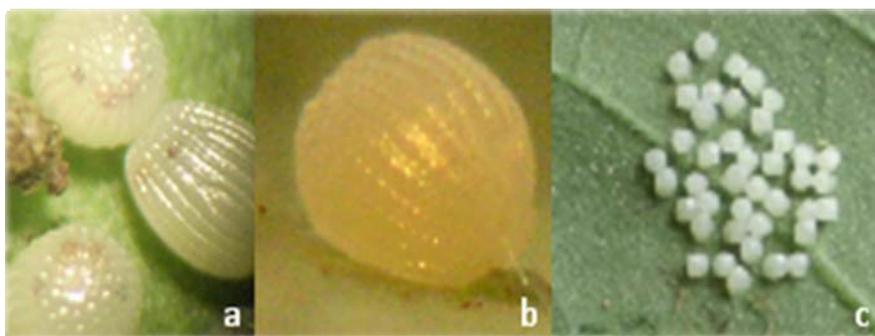


Figura 10. a) Huevos de *P. zerlina zerlina*, b) Huevo de *P. medellina*, c) Huevos de *P. veía nov ssp.*

6.2.2. Estadio de larva

Caso típico de las larvas de la subfamilia Ithomiinae es presentar cuerpo cilíndrico terso o liso (sin presencia de ningún tipo de espinas), con vellosidades muy cortas solo en los primeros instars, en algunos casos inobservables sin la ayuda de un estereoscopio. Las especies de *Pteronymia* estudiadas presentan cinco estadios larvales, al igual que *Hyalenna* (Willmott y Lamas, 2006) *Megoleria* (Willmott y Lamas, 2008) y *Oleria* (Gallusser, 2002).

Las larvas a medida que pasan a un nuevo instar van aumentando su longitud y grosor (Tabla 7, 8, 9,10 y 11).

6.2.2.1. Instar 1

En las tres especies las larvas prefieren estar en el envés de la hoja. Cuando se aproxima el cambio de instar se inmovilizan adhiriéndose a la superficie por la parte posterior; apenas mudan, su cabeza queda de color blanco transparentoso, luego de una hora toma la tonalidad negra. Las larvas se comen la muda y dejan solo la cápsula cefálica. Esto también fue registrado por Gallusser (2002), para dos subespecies de *Oleria onega*. *P. zerlina zerlina* y *P. medellina* presentan en el instar 1 la cabeza de color café claro, la cual al pasar al segundo instar se torna negra (tabla 8). Esta descripción es similar a la reportada por Willmott y Lamas (2008) para *Megoleria orestilla orestilla* (Oleriini) y por Brown y Freitas (1994), para Oleriini. Willmott y Lamas (2006) en su estudio realizado de *Hyalenna* y *Dyrcenna* describen los estadios inmaduros de *H. paradoxa praestigiosa* la cual presenta en el instar 1 cabeza negra y en los demás cabeza color claro y *H. subnona tersa*, que en todos los instar su cabeza es de color claro. *P. veía nov ssp.*, presenta cabeza negra desde su eclosión (figura 11c). Las larvas de *Pteronymia* estudiadas presentan patas de color claro (figura 12b) al igual que lo reportado por Willmott y Lamas (2006) para *H. paradoxa praestigiosa*, *H. subnona tersa*, *Hyalenna* y *Pteronymia* ubicándose en la tribu Dircennini, por tanto este podría ser un carácter compartido. En cambio, en otros estudios como el de Willmott y Lamas (2008) sobre *M. orestilla orestilla* (Oleriini) y el de Brown y Freitas (1994), para la tribu Oleriini describen que

las patas de las larvas son de color negro. Lo cual nos muestra que este puede ser un carácter importante a la hora de diferenciar individuos de las tribus Oleriini y Dircennini.

Presentan 8 pseudopatas, cuerpo cilíndrico, larva de color blanco y con pubescencia leve, blanquecina. Las larvas al después de los primeros minutos de salir del huevo comienzan a alimentarse raspando la hoja de la planta hospedera.

Tabla 7. Descripción del instar 1 de las larvas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño min. - máx. (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	La cabeza es de color amarillo castaño de apariencia redondeada. Durante este instar las larvas se mantienen muy unidas (figura 11a).	2-4	130.77
<i>P. medellina</i>	La cabeza es redonda, de color café claro (figura 11b). Una vez comienza a alimentarse aparece en su cuerpo la coloración verde.	2-4	96.34
<i>P. veía nov ssp.</i>	La cabeza es redondeada de color negro (figura 11c), las larvas se mantienen muy unidas siempre en busca de alimento.	2-5	142.29



Figura 11. a) Larvas de primer instar de a) *P. zerlina zerlina*, b) *P. medellina*, c) *P. veía nov ssp.*

6.2.2.2. Instar 2

Este instar es determinado fácilmente por la presencia de las cápsulas cefálicas en los recipientes o larvarios. Las larvas de segundo instar se caracterizan por comer toda la hoja dejando solo las nervaduras centrales. Los principales cambios morfológicos que se dan son en el color y longitud (tabla 9).

Tabla 8. Descripción del instar 2 de las larvas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño min. - máx. (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	El cuerpo de las larvas es de coloración verde transparentoso, aparece una franja blanca muy delgada en el dorso, que atraviesa todo el cuerpo, además de una en disposición transversal en el último segmento del abdomen. La cabeza cambia de color amarillo castaño a negro (figura 12a). La cápsula cefálica mide 19mm.	4-7	81.8
<i>P. medellina</i>	La larva toma coloración verde oscura, la piel se observa muy plegada con apariencia casi aterciopelada, aparecen dos franjas amarillas muy delgadas en los costados, en la región sub dorsal y una un poco mas gruesa ubicada en el último segmento del abdomen de color amarillo en disposición transversal (escudo anal), la cual no es continua (figura 12b). La cabeza cambia de color café a color negro. La cápsula cefálica mide 10mm.	4-8	105.40
<i>P. veía nov ssp.</i>	Su coloración es verde en la parte dorsal y amarillo crema en la parte ventral, sus cabezas son redondas y de color negro, la piel se observa muy plegada de apariencia transparentosa son larvas de cuerpos cilíndricos lisos, sin vellosidades. Se mantienen agrupadas la gran parte del tiempo (figura 12c). La cápsula cefálica mide 10mm.	5-9	169.29



Figura 12. a) Larvas de segundo instar de a) *P. zerlina zerlina*, b) *P. medellina*, c) *P. veía nov ssp*.

6.2.2.3. Instar 3

Se da cambio en las tonalidades del color de sus cuerpos (tabla 10), las larvas que son gregarias comienzan a desagruparse buscando la mejor disposición de alimento, durante el cambio de instar las larvas se inmovilizan, quedando sujetas a la hoja durante unos minutos, la cabeza toma una coloración blanca la cual poco a poco va tomando el color negro característico de la cabeza (figura 13).



Figura 13. Cambio de instar larvas de *P. zerlina zerlina* instar 3

Tabla 9. Descripción del instar 3 de las larvas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño min. - máx. (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	Se observa un verde más oscuro casi negro en el cuerpo, la franja de color blanco del dorso está más definida y aparece una franja blanca en cada una de los costados a lo largo del cuerpo, la cabeza es de color negro (figura 14a). La cápsula cefálica mide 19.5mm.	7-15	69.91
<i>P. medellina</i>	La larva conserva el color verde oscuro de su cuerpo, en la parte inferior de las dos franjas amarillas aparece una franja blanca muy delgada, la franja amarilla del último segmento abdominal del dorso se observa más gruesa y definida, aparece una franja amarilla en el prototórax (escudo protorácico (figura 14b). La mayor parte del tiempo las larvas adoptan postura en forma de bastón. La cápsula cefálica mide 15 mm.	8-17	101.72
<i>P. veía nov ssp.</i>	En este instar se observa aun más plegada la piel, lo que da un aspecto aterciopelado, de color verde oscuro en la parte dorsal, aparece una franja amarilla interrumpida en el último segmento del abdomen (escudo anal), además aparecen dos franjas amarillas en los costados, en la región sub dorsal a lo largo del cuerpo. La cabeza es redonda de color negro y presenta un triangulo blanco en la parte frontal dividiendo los ocelos. La cabeza es directamente proporcional al cuerpo en tamaño. La cápsula cefálica mide 15 mm. (figura 14c)	9-13	116.68

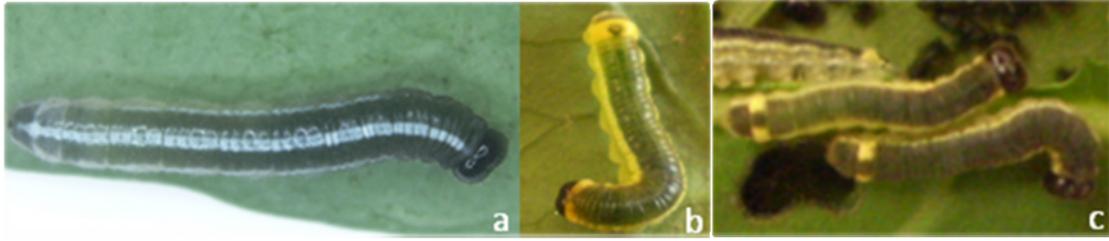


Figura 14. a) Larvas de tercer instar de a) *P. zerlina zerlina*, b) *P. medellina*, c) *P. veía nov ssp.*

6.2.2.4. Instar 4

Se observan los mayores cambios en cuanto a patrones de coloración, apareciendo franjas más marcadas (tabla 10).

Tabla 10. Descripción del instar 4 de las larvas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño min. - máx. (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	Cuerpo de color negro, con tres franjas de color blanco, se van haciendo mas gruesas a medida que avanza el instar, estas recorren todo el cuerpo desde el primer segmento torácico hasta la placa anal. La cabeza es de color negro, se observa aplanada y más grande que el cuerpo (figura 15a). La cápsula cefálica mide 25mm.	15-19	70.14
<i>P. medellina</i>	No presenta grandes cambios, es muy similar a la descripción del instar 3. El cambio mas marcado se encuentra en la cabeza, la cual presenta triangulo de color blando que divide los ocelos (figura15b). La cápsula cefálica mide 20mm.	17-20	96.15
<i>P. veía nov ssp.</i>	Presentan una coloración verde oscuro en el fondo y franjas amarillas opacas casi blancas que atraviesan el dorso de la larva de manera transversal a lo largo de su cuerpo, aparece una franja blanca en la región sub-espíracular , la franja del último segmento abdominal se torna amarillo opaco (figura 15c). La cápsula cefálica mide 20mm.	13-18	141.28



Figura15. Larvas de cuarto instar de a) *P. zerlina zerlina*, b) *P. medellina*, c) *P. veía nov ssp*.

6.2.2.5. Instar 5 y prepupas

En este instar las larvas comen vorazmente, lo cual les será muy útil en su fase pupal que es donde se da la histólisis (formación de tejidos) adquiriendo así su máxima longitud. La etapa de prepupa comienza con la inmovilización de las larvas, éstas dejan de alimentarse, comienzan a aclarar su color y a encogerse un poco (tabla11).

La larva se sujeta por sus pseudopios traseros a la superficie de la hoja (figura17a), creando una pequeña cantidad de seda de color rojo para que se de esta unión (Cremaster); una vez sujetas en el envés de la hoja cuelgan hacia abajo y lentamente empiezan a condensar su cuerpo por medio de movimientos rápidos los primeros 15 minutos, y luego lentamente va tomando la estructura de la pupa; dicho proceso dura aproximadamente 60minutos.

Tabla 11. Descripción del instar 5 y prepupas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño min. -máx. (mm)	Tiempo Instar 5 y prepupa (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	Las larvas crecen rápidamente conservando el patrón de color del instar anterior. (figura16a), se distribuyen por grupos en las hojas, de acuerdo a la disposición del alimento. Luego de un tiempo en la etapa de prepupa se inmovilizan enrollándose en el envés de la hoja, aclaran su color y se encogen hasta 1.7cm. La cápsula cefálica de el quinto instar es de 30mm. La larva en instar 5 dura 117.77 h y 23.61h en prepupa.	19-27	141.38h

P. medellina	<p>La cabeza de color negro, el cuerpo es de color verde oscuro con una franja central de color blanco que atraviesa todo el cuerpo desde el primer segmento del tórax hasta llegar al último segmento del abdomen, el vientre es claro. (figura16b).</p> <p>Cuando la larva esta entrando a la etapa de prepupa el color de la larva se va tornando transparente, prácticamente desaparecen las franjas amarillas intensas de los costados y del dorso al igual que el color verde oscuro que siempre predominó (figura17b). La cápsula cefálica mide 30mm. La larva en instar 5 dura 167.43h y 23.95h en prepupa.</p>	20-25	191.38
P. veía nov ssp.	<p>Presentan una coloración verde oscuro en el fondo y franjas amarillas opacas casi blancas en el dorso; dispuestas en forma transversal, las franjas que se encuentran a lo largo del tórax están interrumpidas por una línea blanca dispuesta de forma longitudinal, las del abdomen atraviesan de forma completa el dorso hasta llegar a la franja amarilla del último segmento abdominal; las franjas amarillas y blancas de los costados(en la región sub dorsal y sub-espíracular) se observan más marcadas (figura 16c).</p> <p>Al comenzar la prepupa, la larva se va transparentando y engrosando hasta obtener el color verde limón; su cabeza se conserva negra (figura 17c); la cápsula cefálica mide 30mm. La larva en instar 5 dura 121.41h y 22.91h en prepupa.</p>	18-22	144.32



Figura 16. a) Larvas quinto instar de *P. zerlina zerlina*, b) *P. medellina*, c) *P. veía nov ssp.*



Figura 17. a) Prepupa de a) *P. zerlina zerlina*, b) Prepupa de *P. medellina*, c) Prepupa de *P. veía nov ssp.*

Se presentaron diferencias en las longitudes de las larvas igual que en los resultados obtenidos por Vélez-Arango (2005) en el estudio del ciclo de vida de *Mesosemia mevania*; lo cual pudo estar ocasionado por las diferentes fechas de colecta de las posturas, por factores ambientales, por la genética de los individuos y posiblemente por la calidad y el contenido de agua y nitrógeno de las hojas de las plantas hospederas (Scriber y Feeny , 1979, Fagua y Ruiz, 1998, Gómez- S y Fagua, 2002).

Las prepupas de estas especies tomaron alrededor de 60 minutos en la formación de la pupa; Ingram y Parker (2006) registran para *Greta oto* 85 minutos para que se de este proceso.

6.2.3. Estadio de pupa

La etapa de pupa es la que más tiempo dura, en este se da la formación de los diferentes tejidos, órganos y sistemas de la mariposa adulta. Se caracterizan por ser brillantes en esta subfamilia.

La pupa toma un color verde claro brillante con de textura blanda y gelatinosa los primeros minutos, al cabo de dos horas la pupa empieza a endurecerse las pupas de las tres especies descritas a continuación presentan la misma estructura (tabla 12); 12 horas antes de la emersión del adulto la pupa toma una coloración negra y se alcanza a observar las alas dentro de la pupa (figura18).

Tabla 12. Descripción de las pupas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*

Especies	Descripción	Tamaño (mm)	Tiempo (horas)
<i>P. zerlina zerlina</i>	Las larvas buscan empupar una cerca de la otra; se observan hilos dorados oscuros en las márgenes de la pupa; luego de dos días se tornan doradas oscuras (verde petróleo), presentando en las áreas laterales dos manchas pequeñas de color café (figura 18a).	10	210.86

<i>P. medellina</i>	La pupa es de color verde claro brillante; pasadas 6 horas aparecen hilos dorados en las márgenes de la pupa que se mantienen hasta 12 horas antes de la eclosión (figura 18b).	10	243.43
<i>P. veía nov ssp.</i>	El color inicial de la pupa es verde limón. Con el pasar del tiempo se van tornando doradas las regiones laterales y a enmarcarse los márgenes con hilos dorados (figura 18c).	10	247.97



Figura 18. a) Pupas de a) *P. zerlina zerlina*, b) Pupa de *P. medellina*, c) Pupa de *P. veía nov ssp.*

La duración media pupal para *P. zerlina zerlina* es de 210.86 horas, para *P. medellina* 243.43 horas y *P. veía* 247.97 horas. Galluser (2002) para dos subespecies de *Oleria onega* (Oleriini) reportó una duración menor en el estadio de pupa, 7 días (168horas). Por tanto se consideraría que para la tribu Dircennini la duración de este estadio es mayor que para Oleriini.

El 90% de las pupas obtenidas en el estudio no registraron algún tipo de defecto en su estructura (hundimientos), ni tampoco formación de hongos en su exterior; a pesar de esto se originaron adultos con malformaciones, puesto que un 10% no lograron estirar sus alas y otras ni siquiera eclosionaron (figura 19). Calvo, (1999) clasificó en cuatro categorías las pupas de *Caligo atreus* de acuerdo a su apariencia, la categoría A, comprendió pupas sanas bien formadas y sin deformaciones. La B, incluyó pupas con ligeras deformaciones, leves hundimientos o marcas semejantes a anillos blancos alrededor de la pupa. La C, correspondió a pupas con malformaciones evidentes, hundimientos profundos o zonas abiertas. En la categoría D, se ubicaron las pupas cuyas larvas no completaron el proceso de pupación.

De acuerdo a esto, las pupas obtenidas en este estudio se podrían categorizar en pupas de la categoría A, B y C.

El 90% de pupas obtenidas en el estudio corresponden a la categoría A, las cuales originaron adultos sanos y en perfecto estado físico capaces de volar. Esta característica las convertiría en las más indicadas para ser utilizadas como reproductores para mantener una población apta y propicia para la comercialización y venta.

Se obtuvo un 6% de pupas de la categoría B, puesto que se originaron adultos de apariencia física defectuosa, los adultos nacieron con las alas arrugadas. Esto debido a que, los líquidos corporales no circulan por las venas del adulto y éste no logra desplegar sus alas y un 4% de pupas de la categoría C, puesto que se oscurecieron y el contenido interno se transformó en una sustancia líquida oscura.



Figura 19. Mariposa con malformaciones

6.2.4. Adulto

El adulto rompe la parte ventral de la pupa, saca su cabeza, estirando lentamente sus antenas, luego saca sus alas, las cuales salen muy encogidas (arrugadas), y por último sale el abdomen, las mariposas se cuelgan, suspendiéndose de sus patas, para ayudar a que sus alas se extiendan las primeras 2 horas; las alas son muy endebles, de su tórax sale una gota de una sustancia amarilla transparentosa mientras se da este proceso (Tabla 14)

Los machos y las hembras parecidos morfológicamente, solo varía un poco el tamaño y la presencia en machos de un penacho de pelos color negro en las alas posteriores (Sc+R1).

Tabla 13. Descripción de los adultos de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*

Especies	Descripción diagnóstica	Promedio envergadura alar (mm)	
		Macho	Hembra
P. zerlina zerlina	<p>Las alas son de color ámbar translucido, presentan márgenes dístales y costales de color negro de 1 a 2 mm de ancho, tanto en las alas anteriores como posteriores en la cara dorsal, las márgenes anales son negras muy delgadas (0.2mm). Las venas son de color negro, las márgenes dístales y costales de la cara ventral son de color naranja y presentan cinco manchas blancas en hilera en el área marginal en las alas posteriores y 3 manchas blancas en el ápice de las alas anteriores, la margen anal es negra muy delgada de (0.1mm), el de las alas es ámbar translucido tanto en las alas anteriores como posteriores. Los machos y hembras presentan una franja blanca en sus alas anteriores, los machos de 2.5mm de ancho y 4mm de largo y las hembras de 3mm y 4.1mm, contigua a esta tienen una franja negra en la cara dorsal y naranja en la cara ventral de 3mmx4.1mm en machos y 3.5mmx4.3 en las hembras (figura 20).</p> <p>Las antenas son de color negro presentan una longitud de 12.5mm. El tórax es negro, el abdomen es negro en la parte dorsal y blanco en la parte ventral. La longitud total es de 16mm en machos y 17mm en las hembras.</p> <div style="text-align: center;">  </div> <p style="text-align: center;">Figura 20. Cara dorsal y ventral de <i>P. zerlina zerlina</i></p>	38.5	40

<p><i>P. medellina</i></p>	<p>Las alas son de color ambar translucido, los márgenes distales y costales de la cara dorsal son de color negro, de 1 a 2 mm de ancho tanto en las alas anteriores como posteriores, los márgenes anales son negras y muy delgadas (0.2 mm). Los márgenes distales y costales de la cara ventral son de color naranja y presentan manchas blancas en hilera en el área marginal en las alas posteriores y en el ápice de las alas anteriores, la margen anal es negra muy delgada (0.2mm). Los machos y las hembras presentan una franja blanca en las alas anteriores, en los machos el ancho de la franja es de 3mmx6mm y en las hembras es de 4mmx 8mm, contigua a esta franja tiene otra de color negro en la cara dorsal y naranja en la cara ventral de 3.5mmx5mm en machos y 4mmx5mm en hembras (figura 21).</p> <p>Las antenas son de color negro presentan una longitud de 13 mm. El tórax es de color negro, el abdomen es negro en la parte dorsal y blanco en la parte ventral y la longitud total es de 17mm en hembras y 16mm en machos.</p> <div style="text-align: center;">  </div> <p style="text-align: center;">Figura 21. Cara dorsal y ventral de <i>P. medellina</i>.</p>	<p>42</p>	<p>43</p>
----------------------------	---	-----------	-----------

<p><i>P. veía nov ssp.</i></p>	<p>Las alas son de color amarillento translucido, presentan márgenes distales y costales de color negro, de de ancho tanto en las alas anteriores como posteriores en la cara dorsal, las márgenes anales son negras muy delgadas (0.1mm). Las márgenes ventrales distales y costales de la cara ventral son de color naranja, la margen anal es negra muy delgada (0.2mm). Los machos y las hembras presentan una franja de color negro en cara dorsal de las alas anteriores y naranja en la cara ventral de 4mmx6mm en hembras y 3mmx5mm en machos además presentan una hilera de manchas blancas en el área marginal en las alas posteriores y manchas blancas en el ápice de las alas anteriores, también tiene una mancha amarilla contigua a la de color negro de 3.1mm de ancho para los dos sexos (Figura 22).</p> <p>Las antenas son de color negro presentan una longitud de 13 mm, tórax negro en la parte dorsal, abdomen negro parte dorsal y blanco parte ventral y la longitud total es de 16mm en los machos y 18mm en las hembras.</p> <div style="text-align: center;">  </div> <p>Figura 22. Cara ventral y dorsal de <i>P. veía nov ssp.</i></p>	<p>45</p>	<p>50</p>
--------------------------------	--	-----------	-----------

Como se observa en las figuras 20 y 21, los individuos de *P. zerlina zerlina* y de *P. medellina* presentan un gran parecido en cuanto a morfología externa en su estado adulto lo cual puede llevar en un análisis inicial a considerarlas como de la misma especie. Por lo tanto se deben tener en cuenta sus ciclos de vida, los cuales son de gran importancia para determinar que estas dos especies son crípticas.

6.3. Comparación de la duración de los ciclos de vida *in situ* y *ex situ*

6.3.1. Ciclo de vida *P. zerlina zerlina* (Ver Diagrama 1)

La tabla 15 muestra el tiempo de duración promedio y desviación estándar de cada estadio desde huevo hasta la emergencia del adulto, a partir de 435 individuos.

Tabla 14. Duración total del ciclo de vida de *P. zerlina zerlina*

Estadio	Promedio (Horas)		Desviación estándar	
	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>
Huevo	202.4 ±1.4	207.60±2.01	9.73	13.58
Instar 1	131,06±1.12	130,48±1,0.6	7.6	7.19
Instar 2	83,86±1,53	79,75±1,38	10.34	9.33
Instar 3	70,01±0,26	69,81± 0,26	1.78	1.76
Instar 4	70.08±0.27	70,21±0,29	1.85	2.01
Instar 5	117.94±0,9	118,06±0,29	6.11	5.74
prepupa	23,85±0,26	23,37±0,3	1.78	2.02
Pupa	211,27±2,28	211,6±2,1	5.7	3.5
Duración total del ciclo	910.10	912.08		
Promedio	909,94			

El estadio más largo es el de pupa y el más corto el de prepupa (tabla 15), de los instares larvales el más largo es el Instar 5. Vélez-Arango (2005) registró la misma duración para *Mesosemia mevania*, los demás estadios larvales son muy variables, esto tal vez se debe a la falta o mala calidad del alimento obliga a los individuos a mudar mas rápido como lo reporta Harcourt (1966) y Scriber y Feeny, (1979) en sus estudios de cría.

La duración de cada fase difiere ligeramente mostrando un poco mas corta la duración del estadio de huevo y el segundo instar de las larvas bajo condiciones *in situ* (figura 23). La desviación estándar fue muy baja (Tabla14), mostrando poca variación entre los dos tipos de cría.

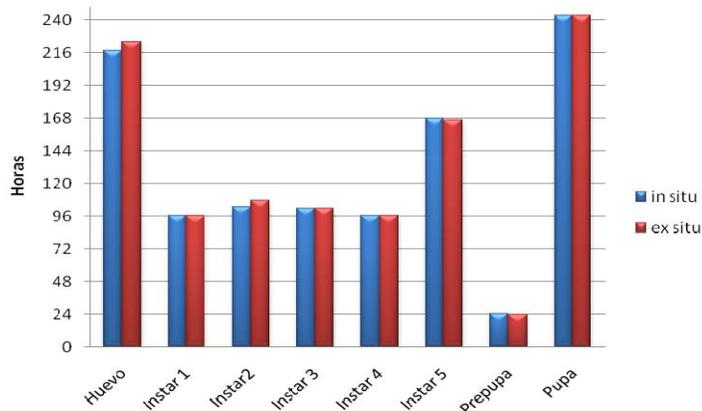


Figura 23. Comparación de las horas de duración del ciclo de vida de *P. zerlina zerlina* según el tipo de cría



Diagrama 1. Ciclo de vida *P. zerlina zerlina*. A: huevo B1:instar1 B2:instar2, B3:instar3, B4:instar4, B5: instar 5, B6:prepupa, C:pupa D: adulto

6.3.2. Ciclo de vida *P. medellina* (Ver Diagrama 2)

Para establecer la duración de los ciclos se tomaron datos de 200 individuos, 100 de cría *in situ* y 100 de cría *ex situ*.

Tabla 15. Duración total del ciclo de vida de *P. medellina*

Estadio	Promedio (Horas)		Desviación estándar	
	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>	<i>in situ</i>	<i>ex situ</i>
Huevo	217,83±4,39	224,37±3,1	22.43	16.32
Instar 1	96,46±0,34	96,23± 0,19	1.75	0.97
Instar 2	103,08±1,5	107,73± 1,43	7.74	7.32
Instar 3	101,68± 1,25	101,76± 1,25	6.46	6.41
Instar 4	96,08± 1,31	96,22 ±0,22	1.63	1.15
Instar 5	168,05± 0,65	166,81± 2,10	3.35	10.76
prepupa	24,03± 0,38	23,87± 0,32	1.96	1.64
Pupa	243,66±2,07	243,2± 2,38	10.60	12.15
Duración total del ciclo	1050.87	1060.19		
Promedio	1055,53			

Los datos de desviación estándar fueron muy bajos (tabla 15), lo cual indica una uniformidad muy grande en los dos tipos de cría utilizados en cuanto a la duración de los ciclos.

Los valores reportados para *P. medellina*, se asemejan mucho a los presentados por *P. zerlina zerlina*, la fase de huevo y el instar 2 de la larva son más cortos en condiciones *in situ* (figura 24), presentándose baja variación entre los dos tipos de cría.

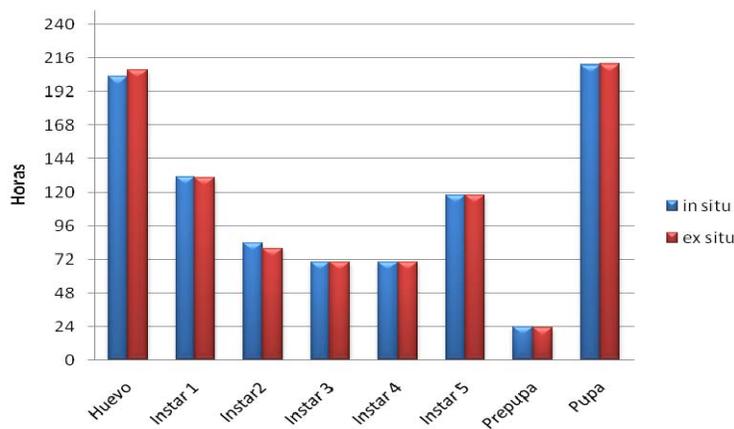


Figura 24. Comparación de las horas de duración del ciclo de vida de *P. medellina* según el tipo de cría

El instar 5 fue el que presentó mayor duración en esta especie, Scriber y Feeny (1979) indican que mientras las tasas de crecimiento, la eficiencia de utilización del nitrógeno, y la tasa de acumulación de nitrógeno disminuyen, la duración de los dos últimos instares larvales aumenta, lo cual pudo haber ocurrido.

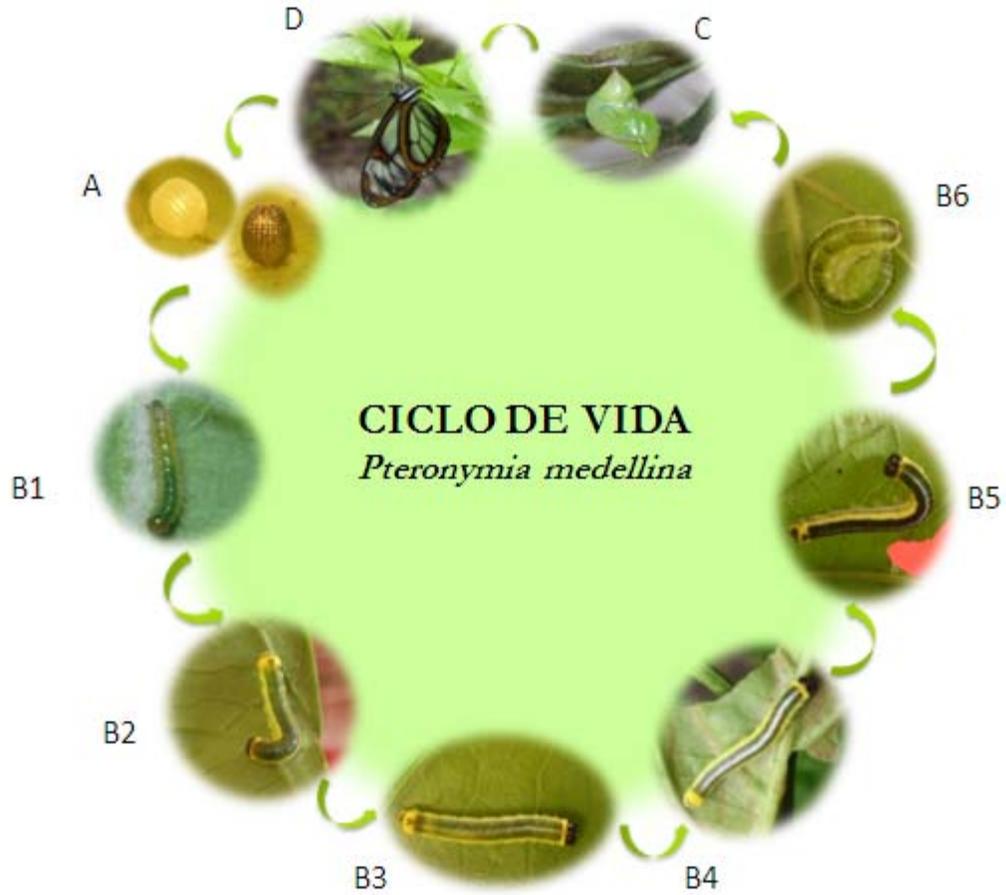


Diagrama 2. Ciclo de vida *P. medellina* A: huevo B1:instar1 B2:instar2, B3:instar3, B4:instar4, B5: instar 5, B6:prepupa, C:pupa D: adulto

6.3.3. Ciclo de vida *P. veia nov ssp* (Ver Diagrama 3)

Se hizo el seguimiento del ciclo y se estableció su duración, aunque no hubo repeticiones por la baja disposición del material biológico a estudiar, solo se encontraron 3 puestas de 45 individuos, las cuales se criaron bajo condiciones *ex situ*.

Tabla 16. Duración total del ciclo de vida de *P. veia nov ssp* en condiciones *ex situ*

Estadio	Promedio	Desviación estándar
Huevo	122.49±1.82	9.13
Instar 1	142.19±0.37	1.86
Instar 2	169.26±0.24	1.20
Instar 3	116.68±0.83	4.16
Instar 4	141.28±0.32	1.64
Instar 5	121.41±0.31	1.57
Prepupa	22.91±0.23	1.17
Pupa	247.97±0.45	2.25
Duración total del ciclo	1084.23	

Los valores obtenidos para *P. veia nov ssp*, se asemejan mucho a los datos de las otras dos especies estudiadas, aunque esta es la que más tiempo demora en estadio de pupa (tabla 16).

La grafica 25 nos muestra la uniformidad de los primeros estadios de desarrollo en cuanto a tiempo, además se puede apreciar fácil mente la variabilidad de tiempos de cada estadio larval, de acuerdo a la gráfica el estadio de pupa es el que demanda mayor duración.

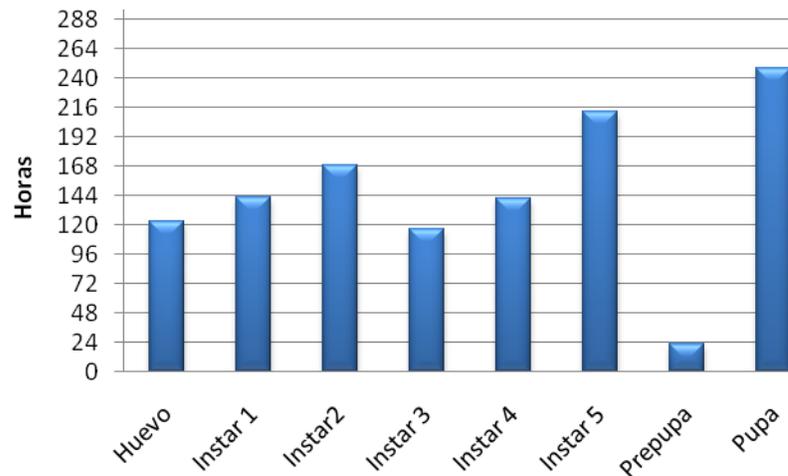


Figura 25. Ciclo de vida de *P. veia nov ssp*



Diagrama 3. Ciclo de vida *P. veia nov ssp*

6.4. Comparación de la duración de los ciclos de vida de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*

Como se observa en la figura 26 las tres especies presentan diferencias significativas en cuanto a la duración en la mayoría de sus estadios, esto debido al tipo y cantidad de alimentación suministrada.

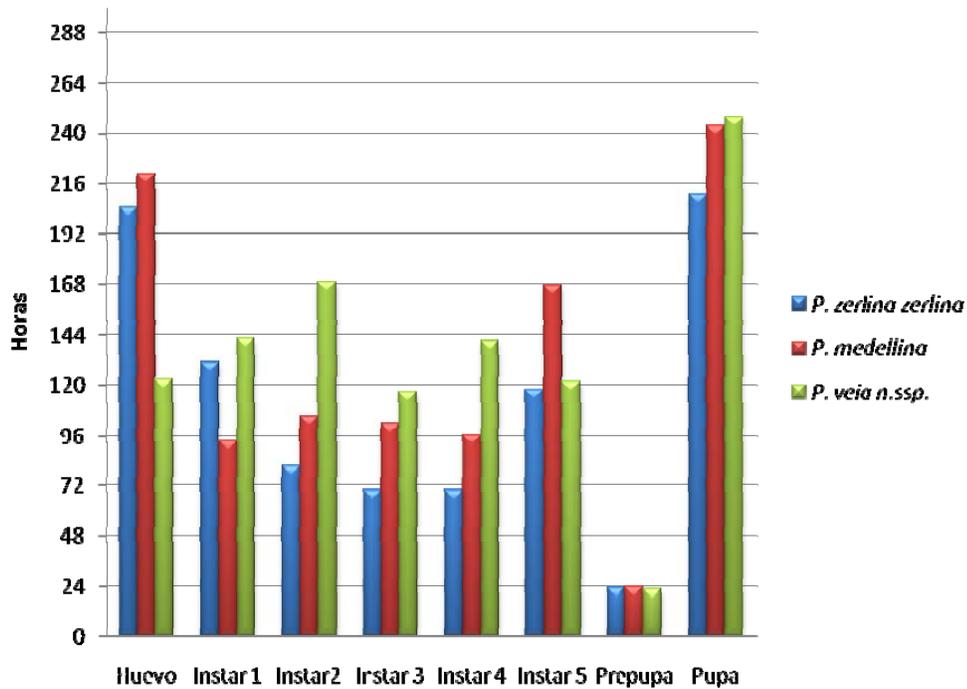


Figura 26. Comparación de los promedios de cada fase de los ciclos de vida de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*

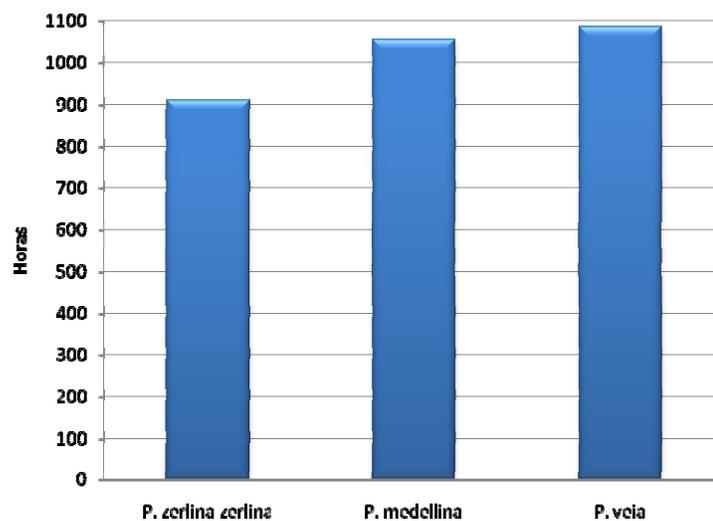


Figura 27. Promedios totales de los ciclos de vida de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*

El tiempo de duración de cada uno de los estadios de desarrollo de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp* difieren significativamente ($K= 0.000$, $p>0.05$), (figuras 26 y 27). Al analizar los datos correspondientes a los dos tipos de cria no se

encontró diferencia significativa en los tiempos de duración del estadio de huevo ($U=0.063$, $p>0.05$) y el quinto instar larval para *P. zerlina zerlina*, *P. medellina*. El tiempo de desarrollo larval durante el instar 5 ($U=0.964$, $p>0.05$) de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina* (figuras 23 y 24).

Se encontró una duración promedio corta para los ciclos de vida de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veia nov ssp*, 909.94h, 1055.53h y 1084.23h respectivamente, incluso si se los compara con los ciclos de vida de otros Nymphalidos como es el caso de los géneros, *Caligo*, *Morpho*, *Archaeoprepona* y *Memphis* los cuales duran mas del doble del tiempo en desarrollo que el género *Pteronymia* (Tabla 17).

Tabla 17. Duración de ciclos de vida de algunas especies de mariposas diurnas

Familia y Sub Familia	Especie	Duración (días)
Nymphalidae: Brassolinae	<i>Morpho menelaus godartii</i> (Guerra-Serrudo y Ledezma-Arias, 2008)	187-218
Nymphalidae: Heliconinae	<i>Dione junco andicola</i> (Molina y Arias de López, 2006)	38
Nymphalidae: Heliconinae	<i>Heliconius clysonymus</i> (Orozco y Vallejo, 2003)	78
Nymphalidae: Charaxinae	<i>Memphis sp</i> (Tolosa y Peña, 2006)	55-78
Nymphalidae: Charaxinae	<i>Archaeoprepona demophon muson</i> (González y Doria, 2006)	108.22
Nymphalidae: Nymphalinae	<i>Biblis sp.</i> (Jiménez <i>et al.</i> , 2005)	42.71
Nymphalidae: Danaine	<i>Anetia thirza</i> (Llorente-Bosquets, 1993)	48
Riodinidae	<i>Mesosemia mevania</i> (Velez-Arango, 2005)	77.4 -100
Nymphalidae: Ithomiinae	<i>Oleria onega onega</i> (Gallusser, 2002)	38
Nymphalidae: Ithomiinae	<i>Hymenitis nero</i> (Young, 1972)	30
Nymphalidae: Heliconiinae	<i>Heliconius Numata</i> (Sangam <i>et al.</i> 2005)	31.52
Nymphalidae: Ithomiinae	<i>Mechanitis sp.</i> (Jiménez <i>et al.</i> , 2005)	29.33
Nymphalidae: Brassolinae	<i>Caligo Idomeneus</i> (Bardales y Gonzales, 2006)	87.39
Nymphalidae: Brassolinae	<i>Caligo eurilochus</i> (Bardales y Gonzales, 2006)	88.74
Nymphalidae: Ithomiinae	<i>Aeria eurimedia agna</i> (Young, 1978)	28

6.5. Enemigos naturales

Muchas aves insectívoras, reptiles, anfibios, pequeños mamíferos e inclusive algunos insectos entre otros animales, hacen de las orugas y mariposas su alimento. También son atacadas por agentes patógenos, virus, bacterias y parásitos que depositan sus huevos en orugas, huevos o en pupas, ya sea en la superficie o dentro de ellos, para usarlos como alimento de las larvas parásitas, mermando considerablemente las poblaciones de mariposas haciendo que ello los convierta en mayor o menor medida en depredadores y por consiguiente, sus enemigos naturales.

6.5.1. Parásitos

Debido a la metodología aplicada, se encontraron estadios parasitados, puesto que es conocido que los diferentes estadios de las mariposas son atacados por microhimenópteros (Garraway *et al.* 1993) y dípteros. Por esto es recomendable cuando se realiza cría *ex situ* recoger los huevos y colocarlos en recipientes cerrados; esto representa menor riesgo de encontrar individuos parasitados.

En el estudio se observó que la mayor cantidad de larvas muere en los primeros estadios ya que son relativamente frágiles; (figura 28 y 29), a continuación observamos algunos de los parásitos que atacaron los estadios inmaduros de las especies en estudio, algunas fueron parasitadas desde huevo, otras en los primeros estadios de larva y otras en estadio de pupa (figura 29). Las larvas de *P. zerlina zerlina* fueron parasitadas por himenópteros del género *Apanteles* (figura 28 a, b, c, d, e, f), Araya y colaboradores (2005) menciona como parasito de estados larvarios de la mariposa blanca de la col (Pieridae) al himenóptero braconídeo *Apanteles glomeratus*.

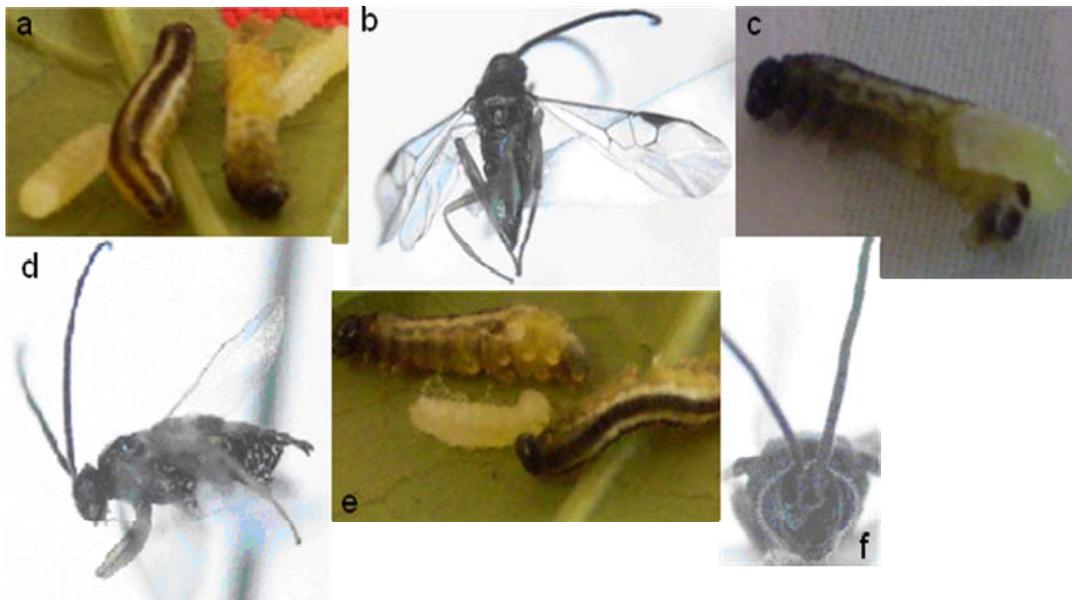


Figura 28. Parásitos encontrados en las larvas de *P. zerlina zerlina* a, c, e). Larvas de *Apanteles sp.* (Hymenoptera: Braconidae, Microgastrine). b,d,f). Adultos de *Apanteles sp.* (Hymenoptera: Braconidae, Microgastrine).



Figura 29. Parásitos adultos de la familia Chalcididae encontrados en las pupas de *P. medellina*

6.5.2. Depredadores

Se encontraron larvas de *P. zerlina zerlina* que fueron presa de esta especie de araña perteneciente a la superfamilia Clubionoidea (figura 30) y de hormigas de los géneros *Lenepithema* y *Crematogaster* (figura 31). Garraway y colaboradores (1993) encontraron que algunas larvas de *Papilio homerus* (Lepidoptera: Papilionidae) fueron presa de arañas (figura 30) y otros insectos.



Figura 30 Araña depredadora de larvas de *P. zerlina zerlina*



Figura 31. Hormigas depredadoras de larvas a) *Lenepithema sp.* b) *Crematogaster sp.*

Gallucer (2002), reporta algunos depredadores de estadios inmaduros de *Oleria*, entre ellos individuos del género *Crematogaster*, aunque el interés de estos por los huevos de *Oleria* fue muy bajo, caso similar al ocurrido en este estudio, puesto que en campo se encontró este género solo en huevos y larvas de primer instar de *Eurema xanthochlora* (Pieridae) (figura 31b), con bajo interés por los huevos de *Pteronymia*.

6.6 Tablas de vida y curvas de supervivencia

6.6.1. Tabla de vida y curva de supervivencia *P. zerlina zerlina*

En individuos de *P. zerlina zerlina* se observó una reducción mínima en la proporción de individuos vivos al pasar del estadio de huevo a instar1 y del instar1 al instar 2 la probabilidad de individuos vivos presentó disminuciones mayores (tabla 18).

Tabla 18. Tabla de vida *P. zerlina zerlina*

Estadio	ax		lx		sx		mx	
	In situ	Ex situ						
Huevo	217	218	1	1	0.93	0.94	0.07	0.66
Instar1	203	205	0.93	0.94	0.8	0.88	0.2	0.12
Instar2	164	181	0.75	0.83	0.96	0.97	0.04	0.33
Instar3	157	178	0.72	0.81	0.84	0.92	0.16	0.08
Instar4	133	165	0.61	0.75	0.68	0.97	0.32	0.03
Instar5	92	160	0.42	0.73	0.78	0.94	0.22	0.06
Pupa	72	152	0.33	0.69	0.69	0.92	0.31	0.08
Adulto	50	141	0.23	0.64				

Los Individuos de *P. zerlina zerlina* presentaron un comportamiento de supervivencia mas o menos constante para los dos tipos de crías, presentándose mayores valores de supervivencia para los individuos criados bajo condiciones *ex situ* (figura 32). Los resultados de supervivencia de los diferentes estados de *P. medellina*, mostraron una reducción importante durante los primeros días de vida, este período coincidió con los estados de huevo e instar 1. La gráfica 32 nos muestra la baja supervivencia de los individuos criados bajo condiciones *in situ*.

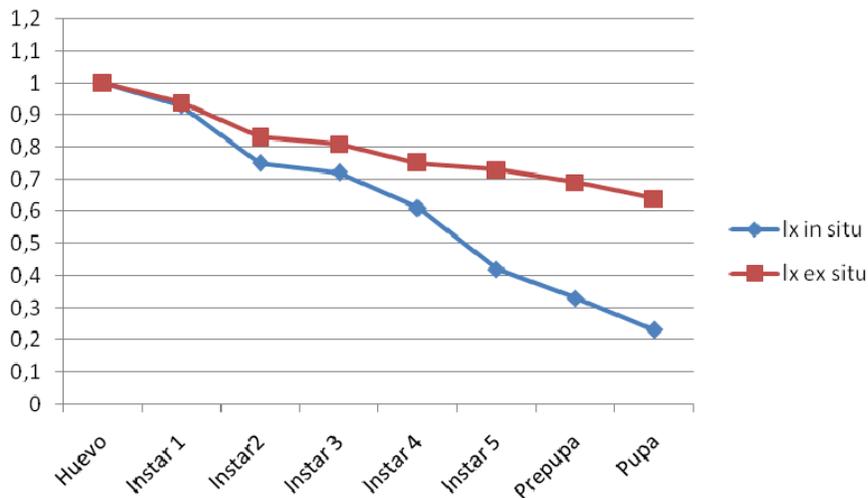


Figura 32. Comparación de la curva de supervivencia según el tipo de cría para *P. zerlina zerlina*

La reducción de la supervivencia de los individuos de *P. zerlina zerlina*, se debió a la cantidad de huevos que no fueron fertilizados, puesto que de algunas puestas el 30% no eclosionaron. En el estado de larval las causas de mortalidad observadas fueron intrínsecas y extrínsecas, aquellas larvas que no tienen alimento cerca salen en búsqueda de él, dispersándose y quedando en mayor riesgo al separarse del grupo, en estos casos la característica de la hoja juega un factor esencial. Otro factor importante que afecta la supervivencia de los individuos de *P. zerlina zerlina*, es la presencia de parasitoides pertenecientes al orden Hymenoptera (Braconidae) (figura 28). Boscán y Godoy (1982) en su estudio mencionan el género *Apanteles* (Hymenoptera: Braconidae) como uno de los principales parásitos de larvas de *Stenomoma catenifer*. De las puestas estudiadas solo una presentó parasitismo, lo cual nos indica que *Apanteles* es parásita de otros hospederos diferentes (Linares y Estrada, 1998). Además de algunos depredadores como las arañas (figura 30).

De acuerdo con los principales tipos de curvas de supervivencia propuestos en la literatura las curvas de los dos tipos de cría de *P. zerlina zerlina* se asemeja a una curva tipo II (figura 32). Esta se caracteriza por que la tasa de mortalidad varía poco con la edad y el número de individuos que muere en cada tramo de edad es más o menos constante.

6.6.2. Tabla de vida y curva de supervivencia *P. medellina*

En individuos de *P. medellina* se observó una reducción alta en la proporción de individuos vivos al pasar del estadio de huevo al instar 2, a partir del instar 3 para la cría *ex situ* los valores se mantuvieron constantes (tabla 19). Caso contrario ocurrió con los individuos bajo condiciones *in situ*, los cuales a medida que avanzó su desarrollo, se les incrementó de manera constante y poco a poco su mortalidad.

Tabla 19. Tabla de vida *P. medellina*

Estadio	ax		lx		sx		mx	
	In situ	Ex situ						
Huevo	100	100	1	1	0.9	0.7	0.1	0.3
Instar1	90	70	0.9	0.7	0.88	0.92	0.12	0.08
Instar2	80	65	0.8	0.65	0.93	0.96	0.07	0.04
Instar3	75	63	0.75	0.63	0.8	1	0.2	0
Instar4	60	63	0.6	0.63	0.88	1	0.12	0
Instar5	53	63	0.53	0.63	0.9	1	0.1	0
Pupa	48	63	0.48	0.63	0.87	1	0.13	0
Adulto	42	63	0.42	0.63				

Al analizar la proporción de individuos vivos durante su tiempo de vida, los resultados mostraron una reducción significativa desde los estados iniciales de desarrollo. Las curvas de la figura 33 muestra tendencia a una alta mortalidad en los estadios de huevo, instar1 e instar 2, a partir del instar tres la mortalidad se ve reducida manteniéndose constante en la cría *ex situ*. Por el contrario la cría *in situ* de esta especie mostro una constante mortalidad debida básicamente a la presencia de gran cantidad de depredadores y parásitos en campo (figura 28, 29, 30 y 31). Aunque la proporción de sobrevivientes para el estado de pupa es baja 0.48 (tabla 19), se considera una etapa estable ya que todos los individuos alcanzaron el estado adulto bajo condiciones *ex situ*. Este hecho es muy importante porque en este estado la mariposa invierte la mayor parte de la energía que acumuló en el estadio larval, en la síntesis de esclerotina y quitina (Vallejo, 1997) para formar su exosqueleto y sus estructuras morfológicas complejas, igual que para sintetizar proteínas.

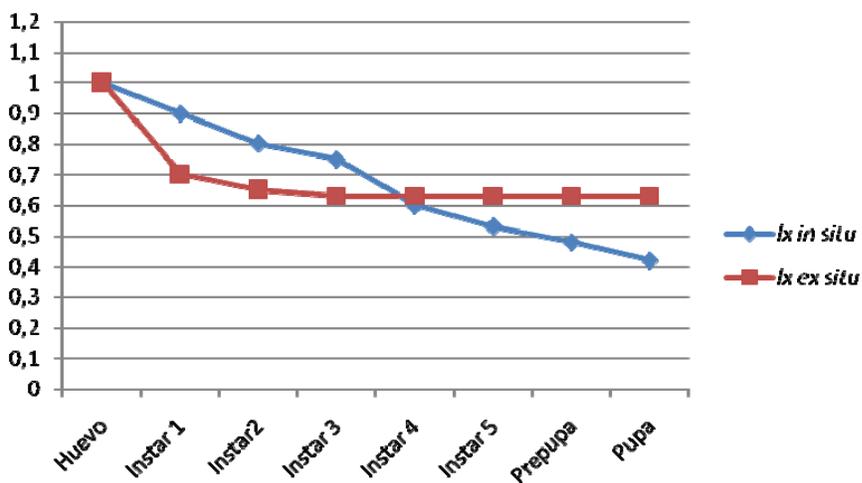


Figura 33. Comparación de la curva de supervivencia según el tipo de cría para *P. medellina*

La reducción de la supervivencia en los primeros días de vida de *P. medellina*, tanto para cría *in situ* como *ex situ*, se debió básicamente a la cantidad de huevos no eclosionados, puesto que un 40% de los huevos no eclosionaron ya sea por que no estaban fertilizados o por el crecimiento de hongos en su superficie. La alta mortalidad durante los primeros estadios larvales correspondió a que algunas las larvas quedaban atrapadas en la humedad y otras escaparon aunque se tuvo especial cuidado en la construcción y manejo de la condiciones del larvario en el caso de la cría *ex situ*, lo cual fue reportado por Calvo (1999) en el cual la mortalidad es alta de algunas larvas en primer estadio de *Caligo atreus* (Lepidoptera: Nymphalidae) se debe a quedar atrapadas en la humedad que se deposita en las paredes de los larvarios como también la perdida de material biológico debido a que algunas se hayan escapado por alguna abertura del larvario. Además la mortalidad se pudo dar por aspectos climáticos, ya que las condiciones que se mantuvieron fueron ambientales, por la falta de requerimientos nutricionales, por la desecación de la hojas y la susceptibilidad de las larvas en primeros instar para con estos aspectos

Otro factor que influencia la alta mortalidad en las crías bajo condiciones *in situ* observado en aquellos individuos que superaron los estados mencionados son los parasitoides, para el caso especial de *P. medellina* se encontraron varias pupas parasitadas de las cuales al cabo de unos días emergió un individuo perteneciente a la familia Chalcididae (Hymenoptera). Garcia (1992) en su estudio también encontró algunos Hymenopteros de la familia Chalcididae parasitando pupas de *Leptophobia aripa* al igual que el estudio de las pupas de *Dione juno* realizado por Ortiz-Gamboa, (2003), de las cuales emergieron parasitoides del género *Conura* (Hymenoptera: Chalcididae).

La curva de supervivencia de la cría *in situ* de *P. medellina* según Begon *et al*, (1999) es de tipo II (figura 33), en la cual hay un número constante de fallecidos desde el inicio hasta el final del seguimiento, la curva de la cría *ex situ* es de tipo III (figura 33) en la cual se indica una mortalidad temprana intensa, mientras los individuos que sobreviven tienen una elevada tasa de supervivencia.

6.6.3. Tabla de vida y curva de supervivencia *P. veía nov ssp*

En individuos de *P. veía nov ssp* se observó una reducción constante de la proporción de individuos vivos a lo largo de todos los estadios de desarrollo (tabla 20). Donde el paso del instar 2 al instar 3 se ve realmente afectado presentándose el mas alto nivel de mortalidad.

Tabla 20. Tabla de vida *P. veía nov ssp*

Estadio	ax	lx	sx	mx
Huevo	96	1	0,98	0,02
Instar1	95	0,98	0,43	0,57
Instar2	42	0,43	0,86	0,14
Instar3	36	0,37	0,56	0,44
Instar4	21	0,21	0,47	0,53
Instar5	10	0,1	0,5	0,5
Pupa	5	0,05	0,4	0,6
Adulto	2	0,02		

La reducción de la supervivencia de los individuos de esta especie se debió a la baja disposición de material fresco y joven de la planta hospedera, las hojas tenían un índice de desecación muy alto, las larvas comían vorazmente lo cual al haber tan baja distribución de la planta hospedera (2 en toda el área de estudio) dificultó su cría sin embargo se obtuvo su ciclo completo.

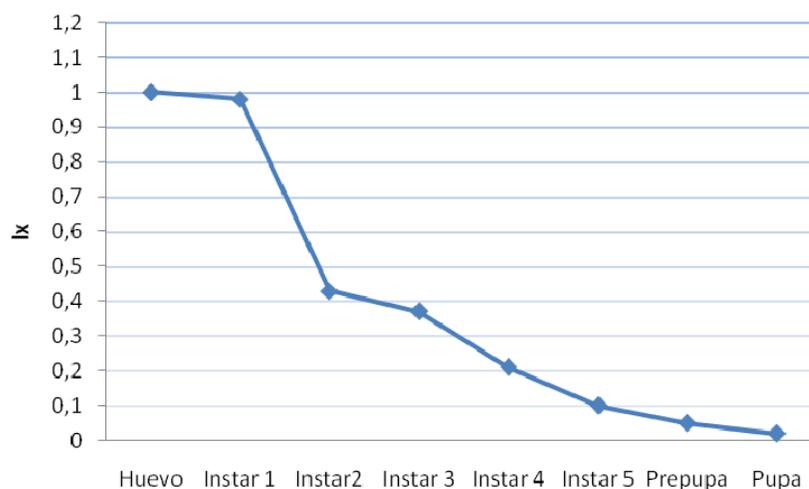


Figura 34. Curva de supervivencia de *P. veía nov ssp* bajo condiciones *ex situ*.

Se obtuvo una curva de supervivencia tipo II, en la cual se evidencia un número constante de fallecidos desde el inicio hasta el final del seguimiento del ciclo (figura 34).

La mortalidad constante de esta especie y más en sus estados larvales se pudo deber a que las larvas tienen dificultad para transformar los nutrientes ya que el tracto digestivo no se ha estructurado completamente y la absorción de moléculas orgánicas es deficiente.

A pesar de que en el bosque donde se llevó a cabo la fase de campo las condiciones ambientales son constantes, incluso la disponibilidad de alimento y la sanidad, la mortalidad fue alta, para *P. zerlina zerlina* ya que de 217 huevos sólo 50 llegaron al estado adulto (tabla 18) y media para *P. medellina* ya que de 100 huevos, 42 llegaron a adultos.

6.7 Protocolo de cría

Para el desarrollo de un proceso de cría, el reconocimiento de la especie y de los estadios inmaduros es de vital importancia ya que se evitarán confusiones en el momento de captura de los individuos en campo. Y más para el caso de este grupo en particular, los cuales presentan gran mimetismo.

PROTOCOLO DE CRIA *Pteronymia zerlina zerlina* y *P. medellina*

1. Se realiza la revisión bibliográfica de la especie de interés, posteriormente se hace el reconocimiento de los estadios inmaduros y el adulto de las especies en campo.
2. Mediante observación se identifica la planta hospedera en campo, la cual para estas especies es *Solanum aphyodendron*.
3. Colectamos el material inmaduro acompañado de una buena porción de la planta hospedera. Las posturas de estas especies siempre las encontramos en el envés de las hojas, distribuidas en toda la planta. Se debe tener en cuenta que las posturas de *P. zerlina zerlina* son gregarias y de *P. medellina* son individuales. Lo cual es de vital importancia a la hora de distribuir el alimento.
4. Una vez colectado el material debe ser llevado al larvario, el cual cuenta con cajas plásticas transparentes de 10x5cm cubiertas con angeo y sostenidas por una banda de caucho, la cual en su interior contiene una ración adecuada para cada estadio de la planta hospedera. Además de esto se deben registrar datos importantes, como fecha de colecta y número de individuos para llevar un registro de la cría, así como también la etiquetación de las cajas (figura 35a).
5. En el interior de la caja se coloca papel absorbente blanco humedecido, el cual mantiene fresca la planta hospedera, facilita la limpieza de las cajas y la identificación del cambio de estadio al permitir observar fácilmente las cápsulas cefálicas.
6. No se debe humedecer demasiado el papel; no puede quedar gran cantidad de agua en el fondo de la caja por que se corre el riesgo de la proliferación de hongos o que las larvas caigan al fondo y se ahoguen.
7. Se debe revisar a diario los recipientes, puesto que *S. aphyodendron*, para las condiciones ambientales que presenta Cajibío y Popayán, solo dura

fresca dos días en los recipientes; las larvas necesitan la planta fresca para un mejor crecimiento de los individuos.

8. Se debe proporcionar la cantidad adecuada de comida a las larvas, ya que de acuerdo al tamaño demandan mayor cantidad de la planta y más en el caso de *P. zerlina zerlina*, la cual es de posturas gregarias de hasta 100 individuos (figura 35b).
9. Se debe hacer limpieza diariamente de las cajas de cría.
10. Cuando se presente muerte por presencia de parásitos, se debe tener especial cuidado con esta postura, se retiran y se queman los individuos parasitados y los estadios inmaduros del parásito, para evitar que se desarrolle el parásito y siga parasitando a los demás individuos en el larvario.
11. Las larvas se deben manipular con pinzas para evitar su contaminación.
12. Cuando las larvas pasen al estadio de pupa es recomendable colgarlas en una jaula de empupado para evitar que después de la eclosión maltraten sus alas en los recipientes pequeños (figura 35c).
13. Las pupas se tornan de color negro justo 12 horas antes de eclosionar, este parámetro de tiempo se debe tener en cuenta al igual que los 30 minutos que demora en extender sus alas para volar (figura 35d). por tanto es de vital importancia tener en cuenta los tiempos establecidos para cada estadio de desarrollo, para facilitar la cría.
14. Se debe tener especial cuidado con el cambio de coloración de los huevos de blanco a café, puesto que cuando se tornan oscuros están próximos a eclosionar y deben tener la cantidad suficiente y fresca de alimento para continuar su desarrollo.
15. La cría se realiza a temperatura ambiente entre 18 y 24 °C. La humedad se controló humedeciendo diariamente con agua el papel absorbente del fondo de las cajas.
16. Para garantizar que la planta hospedera se conserve fresca más tiempo se debe colocar un algodón humedecido en el extremo donde fue cortado el tallo.



Figura 35. Pasos a seguir para la cría *ex situ* a). Paso 4 estantería b). Paso 8 proporciones de alimento c). Paso 12 manipulación con pinzas de las larvas d). Paso 13 pupas 12 horas antes de eclosionar.

7. CONCLUSIONES

- 🦋 La duración del ciclo de vida bajo las condiciones ambientales presentadas en Cajibío Departamento del Cauca son: *P. zerlina zerlina* 909,94 h, *P. medellina* 1055,53h y *P. veía nov. ssp.* 1084,23h.
- 🦋 Los huevos y las pupas de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov. ssp* son los estadios que necesitan más tiempo para su desarrollo (200h aproximadamente); los estadios larvales presentan una duración variable,
- 🦋 Los adultos de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina*, presentan una morfología muy parecida, por lo cual en esta investigación son consideradas especies crípticas.
- 🦋 De acuerdo al estudio el tipo de cría que menos mortalidad implicó para las tres especies fue la cría *ex situ*, por tanto es posible implementar este tipo de cría para el desarrollo económico de la comunidad. .
- 🦋 Se considera a *P. zerlina zerlina* como la especie más propicia para cría comercial, puesto que tiene posturas gregarias y su ciclo de vida es unas horas más corto que las demás especies en estudio.
- 🦋 Comparado con los tiempos de duración de los ciclos de vida de otras especies de la familia Nymphalidae la duración de los ciclos de vida de *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp*, se consideran como ciclos de vida cortos (1mes).
- 🦋 Se debe tener mayor cuidado en el manejo de los estadios de huevo e instar 1 para garantizar una mayor producción de adultos, ya que al realizar el análisis de las curvas de supervivencia la mayor mortalidad fue presentada durante estos.
- 🦋 Se identificó a *Apanteles sp.* (Hymenoptera: Braconidae, Microgastrine) como el principal parasitoide de larvas de *P. zerlina zerlina* y a individuos de la familia Chalcididae (Hymenoptera) de pupas de *P. medellina*.
- 🦋 *Solanum aphyodendron* (Solanaceae) se reporta como planta hospedera de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina* por primera vez para Colombia
- 🦋 Para garantizar una alta tasa de supervivencia los huevos deben ser colectados recién eclosionados, así los parasitoides no van a ser la causa de altas tasas de mortalidad.
- 🦋 Individuos criados bajo condiciones *ex situ* tienen mayor probabilidad de sobrevivir comparado con aquellos criados bajo condiciones *in situ*.
- 🦋 En condiciones de cría se hace necesario suministrar suficiente alimento de buena calidad nutricional en los primeros instares larvales con el fin de incrementar la probabilidad de supervivencia de estos estados.

- 🦋 La baja distribución de la planta hospedera dificultó el estudio del ciclo de vida *in situ* y *ex situ* de *P. veía nov ssp*
- 🦋 Se encontró a *P. zerlina zerlina*, como una posible nueva especie, por tanto se realizaron análisis moleculares para determinar su taxonomía y a *P. veía nov ssp* como nueva subespecie, según el especialista en la Subfamilia Ithomiinae Keith Willmott.
- 🦋 A partir del conocimiento de las características morfológicas de los estadios inmaduros se pueden establecer patrones para identificar fácilmente los individuos, como es el caso de este estudio, en el se establece el color de las patas como carácter clave para la identificación de la tribu Dircennini a la cual pertenece el género *Pteronymia*.
- 🦋 Las especies *P. zerlina zerlina*, *P. medellina* y *P. veía nov ssp.* presentan un solo tipo de postura, prefiriendo el envés de las hojas de sus plantas hospederas.
- 🦋 Las especies del género *Pteronymia* estudiadas presentan mayor tiempo de duración en la fase de pupa en comparación con otras especies de la tribu Oleriiini, por tanto se establece que el tiempo de duración de la fase pupal es más largo para la tribu Dircennini que para la tribu Oleriiini.
- 🦋 Ya que se obtuvo un 90% de pupas de categoría A (pupas sanas), es propio determinar la factibilidad de la cría de mariposas ornamentales del género *Pteronymia* para el Departamento del Cauca.
- 🦋 El estudio de los estadios inmaduros de los lepidópteros se constituye como una herramienta práctica y de referencia para el conocimiento de la biodiversidad y el estudio filogenético.

8. RECOMENDACIONES

- 🦋 Para un mejor conocimiento de la biología de *Pteronymia zerlina zerlina* , *Pteronymia medellina* y *Pteronymia veia nov ssp* se deben realizar estudios de observación en campo para determinar la longevidad de los adultos, su comportamiento de ovoposición y cortejo.
- 🦋 Hacer estudios de herbivoría para determinar las raciones exactas de alimentación de las larvas en cría *ex situ*.
- 🦋 Colectar los huevos recién eclosionados.
- 🦋 Realizar el análisis molecular a *P. zerlina zerlina* para determinar por medio de la comparación de sus secuencias de ADN si es nueva especie.
- 🦋 Proponer planes de educación ambiental y de desarrollo sostenible para la población caucana a partir de los protocolos de cría de *P. zerlina zerlina* y *P. medellina*.

9. LITERATURA CITADA

- ANDRADE, G. 1998. Utilización de las mariposas como bioindicadoras del tipo de hábitat y su biodiversidad en Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias exactas, físicas y naturales. 22(84):407-421.
- ARAYA, J.E.; SANHUEZA, A.; VIÑUELA, E. Y GUERRERO, A.F. 2005. *Apanteles glomeratus*", parasitoide de larvas de la mariposa blanca de la col, "*Pieris brassicae*". Phytoma. 169: 58-64.
- ARIAS, J. y HUERTAS, B. 2001. Mariposas diurnas de la serranía de los Churumbelos. Cauca. Distribución altitudinal y diversidad de especies. (Lepidoptera Rhopalocera: Papilionoidea). Rev. Col. Ent.. 4:169-176.
- BARDALES, R. Y GONZALES, R. 2006. Registro de la duración de los estados inmaduros de *Caligo eurilochus* (Nymphalidae: morphinae), bajo condiciones de laboratorio en Tarapoto. Convención Nacional de Entomología 2005-2006
- BARDALES, R. Y GONZALES, R. 2006. Registro de la duración de los estados inmaduros de *Caligo idomeneus* (Nymphalidae: Morphinae), bajo condiciones de laboratorio en Tarapoto. Convención Nacional de Entomología 2005-2006
- BECCALONI, G.W. 1997. Vertical stratification of Ithomiinae butterfly(Nymphalidae: Ithomiinae) mimicry complexes: the relationship between adults flight and larval host-plant height. Biol. Journ. Linn. Societ. 62: 313-341.
- BEGON, M. HARPER, J.L. Y TOWNSEND, C.R. 1999 Ecología: individuos, poblaciones y comunidades. Ediciones Omega S.A. Barcelona. pp 158-162.
- BOSCÁN, N. Y GODOY, F. 1982. *Apanteles sp* (Hymenoptera: Braconidae) parasito del taladrador del fruto del aguacate *Stenomoma catenifer* Walsingham (Lepidoptera Stenomidae en Venezuela. Agron. Trop. 32(1-6): 319-321
- BORROR, D., TRIPLEHORN, C. Y JOHNSON, N. 1989. Study of Insects. 6 ed. The Ohio State University. United States. pp 571-574.
- BRINCKERHOFF, J.A. 1999. La Cría de Mariposas: Una industria agrícola maravillosa en papel. Memorias del XI Congreso Nacional Agronómico. Costa Rica. pp 521- 527.
- BROWN, K. 1984. Adult-obtained pyrrolizidine alkaloids defend Ithomiinae butterflies against a spider predator. Nat. 309: 707-709.
- BROWN, K. S. JR. 1987. Chemistry at the Solanaceae/Ithomiinae interface. Ann.Missouri Bot. Garden 74: 359-397.
- BROWN, K. 1991. Conservation of Neotropical Environments: Insects as Indicators. En: Collins N, Thomas J, editors. The Conservation of Insects and Their Habitats. pp 350-423.

BROWN, K. Y FREITAS, A.V. 1994. Juvenile stages of Ithomiinae: overview and systematics (Lepidoptera: Nymphalidae). Trop. Lepidop. 5 (1). 9-20.

BROWN, K. Y VASCONCELLOS-NETO, J. 1976. Predation on aposematic Ithomiinae butterflies by tanagers (*Pipraeidea melanonota*). Biotróp. 8: 136-141.

BROWER, A.V.Z., FREITAS, A.V.L., LEE, M. SILVA-BRANDAO, K.L., WHINNETT A. Y WILLMOTT, K.R. 2006. Phylogenetic relationships among the Ithomiini (Lepidoptera: Nymphalidae) inferred from one mitochondrial and two nuclear gene regions. Syst. Ent. 31(2): 288-301.

BURD, M. 1994. Butterfly wing colour patterns and flying heights in the seasonally wet forest of Barro Colorado Island, Panama. Journ. Trop. Ecol. 10: 601-610.

CALVO, R. 1999. Éxito reproductivo de *Caligo atreus* (Lepidoptera: Nymphalidae) en condiciones de cultivo. Rev. Biol. Trop. 47 (3): 539-544.

CAMERO, E. 1999. Estudio comparativo de la fauna de coleópteros (Insecta: Coleoptera) en dos ambientes de bosque húmedo tropical colombiano. Rev. Col. Ent. 25(34):131-136.

CHEW F.S. 1977. Coevolution of Pierid butterflies and their cruciferous foodplants. II. The distribution of eggs on potencial foodplants. Evol. 31: 568-579

CIVIDANES, F. J. 2002. Tabelas de vida de fertilidade de *Brevicoryne brassicae* (L.) (Homoptera: Aphididae) em condições de campo. Neot. Ent. 31(3): 419-427.

CONSTANTINO, L. M. 1996. Ciclos de vida y plantas hospederas de lepidópteros diurnos de Colombia, con potencial en condiciones de Colinas bajas del Choco biogeográfico. II Seminario Investigación y manejo de fauna para la construcción de sistemas sostenible. INCIVA. U Javeriana. IMCA, CIPAV, WWF Instituto Alexander Von Humboldt. Cali. Marzo 28-30. Memorias. pp 75-86.

CONSTANTINO, L. M. 1997. Conocimiento de los ciclos de vida y plantas hospederas de lepidópteros diurnos de Colombia, como estrategia para el manejo, uso y conservación de poblaciones silvestres. In: seminario nacional Aconteceres Entomológicos I. Memorias, Medellín, octubre 30-31. Medellín, GEUN-Universidad Nacional. pp 57- 89.

CONSTANTINO, L.M. Y SALAZAR, J. 2007. Descripción de nuevas especies de Ropaloceros para Colombia (Lepidoptera: Pieridae, Nymphalidae, Satyrinae, Ithomiinae, Riodinidae) Boletín Científico - Centro de Museos - Museo de Historia Natural 11 (enero – diciembre): 167 – 186.

COSTA, F. A. P. L. 1991. Sobre a utilização de *Solanum cernuum* Vell. (Solanaceae) como planta hospedeira por *Hypothyris ninonia* daeta (Bdv., 1836) (Lepidoptera:Nymphalidae: Ithomiinae). MSc tesis. Campinas, Universidade Estadual de Campinas. 218p

- COSTA, F. A. P. L. 1999. New records of larval hostplants for Ithomiinae butterflies (Nymphalidae). *Revista Brasil. Biol.* 59(3): 455-459
- DE LA FUENTE, J. 1994. Zoología de artropodos. Mc Graw- Hill. Universidad de Salamanca. Madrid. 805p.
- DE VRIES P. J. 1997. The butterflies of Costa Rica and their natural history. Princeton University Press, New Jersey. 327p.
- DE VRIES P. J., CHACON I. A Y MURRAY, D. 1992. Toward a better understanding of host use and biodiversity in riodinids butterflies (Lepidoptera). *J. Res. Lepid.* 31(1-2): 103-126.
- DIAZ, J. A., AVILA, L. M. 2002. Sondeo del mercado mundial de mariposas. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt, Bogotá, Colombia. 38 p.
- DIDHAM, R.K., GHAZOUL J., STORCK N.E. Y DAVIS A.J. 1996. Insect in Fragmented Forest: A Functional Approach. *Els. Scien.* 11 (6):255-260.
- DRUMMOND, B. A., III, 1986, Coevolution of ithomiine butterflies and solanaceous plants. *In: W. G. D'Arcy (ed.), Solanaceae: Biology and Systematics.* New York, Columbia UP. pp. 307-327.
- DRUMMOND, B. A. Y BROWN JR. 1987. Ithomiinae (Lepidoptera: (Nymphalidae): summary of known larval food plants. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 74: 341-358.
- FAGUA, G. Y RUIZ, N. 1996. Relaciones de herbivoría entre Papilionidas (Lepidoptera) y especies de *Aristolochia* (Aristolochiaceae). En: *Insectos de Colombia, Estudios Escogidos.* Andrade-C M. G., Amat-García G. Y F. Fernández. Academia Colombiana de ciencias exactas físicas y naturales. Colección Jorge Alvarez Lleras No. 10, Coedición con el Centro Editorial Javeriana. p. 473-541.
- FAGUA, G. Y, RUIZ, N. 1998. Calidad del hospedero en el ciclo de desarrollo de *Battus polydamas* (Lepidoptera: Troidini). *Revista Colombiana de Entomología.* 24(3-4):131-140.
- FAGUA, G.; AMARILLO, A. Y ANDRADE, M.G. 1999. Mariposas (Lepidoptera) como bioindicadores del grado de intervención en la cuenca del Rio Pato (Caquetá). 285-315p.
- FAGUA, G., GÓMEZ R. Y GÓMEZ-MEJÍA, A. 2002. Estudio de viabilidad para la cría de mariposas y coleópteros como alternativa productiva para la regeneración del bosque en territorios dedicados a la siembra de cultivos ilícitos en San José del Guaviare (Colombia). *Aracnet 9 - Bol. S.E.A.* (30): 223-224.
- FRANKS. D. W Y NOBLE. J, 2002. The Origins of Mimicry Rings. In *Artificial Life VIII*, Standish, Abbass, Bedau. pp 186-191.

GALLUSSER, S.A. 2002. Biology Behaviour and Taxonomy of two *Oleria onega* subspecies (Ithomiinae, Nymphalidae, Lepidoptera) in north-eastern Peru. Tesis Ph. D, Université of Neuchatel. France. 115p

GARCÍA, J.L. 1992. Hymenoptera parasíticos de *Leptophobia aripa* (Boisduval) (Lepidoptera: Pieridae), en la estación experimental Cataurito, Municipio Zamora, Estado Aragua. Bol. Entomol. Venez. N.S. 7(2): 127-131.

GARCÍA-ROBLEDO, C.L., CONSTANTINO, M., HEREDIA, M. Y KATAN, G. 2002. Mariposas Comunes de la cordillera Central de Colombia. Wildlife Conservation Society Programa Colombia. Cali, Colombia. 120p.

GARRAWAY, E., BAILEY, A. Y EMMEL, T. 1993. Contribution to the ecology and conservation biology of the endangered *Papilio homerus* (Lepidoptera: Papilionidae). Trop. Lepid. 4: 83-91

GIL, P.Z.; POSADA, F.F. Y LÓPEZ, G.L.D. 2000. Mariposas diurnas de la zona cafetera Colombiana. Avances técnicos CENICAFÉ No. 273.

GIL, P.Z. Y POSADA, F.F. 2002. La cría de mariposas en cautiverio: una alternativa para el estudio de la biodiversidad en la zona cafetera colombiana. Rev. Col. Ent. 28(1): 61-68.

GOMEZ-S., M.R. Y FAGUA, G. 2002. Ciclo de desarrollo y hospederos de *Heraclidas anchisiades* (Lepidoptera: Papilionidae) un modelo exploratorio para evaluar la sostenibilidad de la cría de mariposas ornamentales en la comunidad indígena de Peña Roja. Rev. Col. de Ent. 28(1): 69-81p.

GÓMEZ-S. R. 2006. Plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva para comunidades indígenas de la Amazonia colombiana. Bol. Soc. Ent. Arag. 38(1): 451-460p.

GONZÁLES, R. Y DORIA, M. 2006. Preferencia de *Archaeoprepona demophon muson* (Fruhstorfer, 1905), (Nymphalidae: Charaxinae), por diferentes sustratos de alimentación en condiciones de cautiverio en la microcuenca del río Shilcayo - Tarapoto. Resúmenes de la Convención Nacional de Entomología, Peru, resultando del proyecto "Generación de Tecnología para la Crianza de Mariposas Amazónicas con Valor Comercial en la Región de San Martín."

GUERRA-SERRUDOJ.F. Y LEDEZMA-ARIAS, J. 2008. Biología y morfología de *Morpho menelaus godartii* (Lepidoptera: Nymphalidae: Morphinae) en el Parque Nacional Cotapata (Bolivia) Ecología en Bolivia, 43(1): 40-52.

GUEVARA S. F. 2004. Caracterización de las Comunidades de Mariposas de Cinco Unidades de Paisaje en los Municipios de San José del Guaviare y El Retorno, Guaviare (Amazonía Colombiana). Carrera de Ecología. Trabajo de grado Pontificia Universidad Javeriana.

HARCOURT D.G. 1966. Major factors in survival of immature stages of *Pieris rapae* (L.). Can. Ent. 98: 653-662.

HEPPNER, J.B. 1991. Faunal regions and the diversity of Lepidoptera. Trop. Lep. 2 (Supplement1): 1- 85.

HOLDRIDGE, L.R. 1963. Memoria sobre el mapa geológico de Colombia. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Bogotá. 258p.

HUNZIKER, A. T., 1979. South American Solanaceae: A synoptic survey. In: J. G. Hawkes, R. N. Lester & A. D. Shelding (eds.), The Biology and Taxonomy of *Solanaceae*, pp. 49-85.

INGRAM A.L. Y PARKER A.R. 2006 Structure, mechanism and mechanical properties of pupal attachment in *Greta oto* (Lepidoptera: Nymphalidae: Ithomiinae). Ent. Sci. 9: 109–120.

JIMÉNEZ, G.L.E.; BARDALES, P. R.; GONZÁLES, A. R.; SILVA, V. A. Y VECCO, G. C. D. 2006. Avances en la biología de los estados inmaduros de *Biblis sp.* (Nymphalidae: Nymphalinae), bajo condiciones de laboratorio en Tarapoto. Resúmenes Convención Nacional de Entomología 2005-2006

JIMÉNEZ, G.L.E.; BARDALES, P. R.; GONZÁLES, A. R.; SILVA, V. A. Y VECCO, G. C. D. 2006. Avances en la biología de los estados inmaduros de *Mechanitis sp.*, (Nymphalidae: Ithomiinae), bajo condiciones de laboratorio en Tarapoto. Convención Nacional de Entomología 2005-2006

KAZAK, C. YILDIZ, S. Y SEKEROGLU, E. 2002. Biological characteristics and life tables of *Neoseiulus umbraticus* Chant (Acari, Phytoseiidae) at three constant temperatures. Anzeiger fur Schadlingskunde. 75(5): 118-121.

KLOTS. B, A, 1966. Vida y Costumbres de las Mariposas. The College of the City New York the American seum of Natural History. Editorial Juventud, S.A. Segunda Edición. 206p.

KOCHER, D.S, WILIAMS, E.H. 2000. The diversity and of North American butterflies vary with habitat disturbance and geography. Jour. Of Biog. (27): 785-794p.

LAMAS G. Y PEREZ J.E. 1981 Dannainae e Ithomiinae (Lepidoptera, Nymphalidae) atraídos por *Heliotropium* (Boraginaceae) en Madre de Dios Peru. Rev. Per. Ent. 24(1): 59-62.

LARSEN, T.B. 1996. The Butterflies of Kenya and their natural history. New York Oxford University Press. 500p.

LEMOS, J.A., GONZALEZ, R. Y ZUÑIGA, J. 2005. Técnicas para el estudio de poblaciones de fauna silvestre. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad. 97-127p.

LEWIS., O.T., 2001.- Effect of experimental selective logging on tropical butterflies. *Cosn. Biol.* (15): 389-400p.

LINARES, M. Y ESTRADA, C. 1998. Predadores y parasitoides como reguladores de la densidad poblacional de mariposas del genero *Heliconius* (Lep; Nymphalidae) en bosques con diferente grado de perturbación. Fundación para la promoción de la investigación y tecnología. Universidad de los Andes Santafé de Bogotá. 64p.

LLORENTE-BOUSQUETS, J., POZO-DE LA TIJERA, C. Y LUIS-MARTINEZ, A. 1993. *Anetia thirza thirza* (Lepidóptera: Nymphalidae): su ciclo de vida y distribución. *Publ. Espec.Mus.Zool.* 7:63-87

MALLET.J, 1995. Why are there so many mimicry rings? Correlations between Habitat, Behaviour and Mimicry in *Heliconius* butterflies. *Biol.J Journ. Linn. Soc.* 55: 159–180.

MIELKE, O. H. H. Y BROWN, K. S., Jr., 1979, Suplemento ao Catálogo dos Ithomiidae Americanos de R. Ferreira d'Almeida (Lepidoptera) (Nymphalidae: Ithomiinae). Curitiba, Universidade Federal do Paraná. 216p.

MOLINA, N. Y ARIAS de LOPEZ, M. 2006. Bioetología de *Dione juno andicola* (Bates, 1864) (Lepidoptera: Nymphalidae: Heliconiinae). *Rev. Nica. Ent.* 66:9-18.

MORENO, R. 1998. Análisis económico del proyecto de fauna: Cría de mariposas. Instituto Alexandre Von Humboldt. Colombia. 22 p.

MORRIS, N.M, COLLINS, N.M, VANE-WRIGHT, R.T AND WANGE, J. 1991. "The utilisation and value of non-domesticated insects" *The Conservation of Insects and their Habitats.* Royal Entomological Society of London. Academic press Ltd. London. pp 319–347.

MURIEL, S. B. 2007. Efecto de la matriz sobre la estabilidad de las comunidades de mariposas Ithomiinae de parches de bosque andino tropical. PhD disertación. Universidad del Valle, Cali, Colombia.

NEGRET, A.J. 1990. Migraciones de mariposas en el sur occidente de Colombia. *En: Nov. Col. Nueva época.* (2): 25-29.

OROZCO J. Y VALLEJO, L.F. 2003. Ciclo de vida, hábitos y hospedantes de *Heliconius clysonymus* Latreille (Lepidóptera: Nymphalidae) mariposa insignia del bosque de niebla Colombiano. *Rev. Fitotec.* (Resumen de investigación), Universidad de Caldas. 2p.

ORTIZ-GAMBOA, J. 2003. *Conura* (Hymenoptera: Chalcididae) parasitoide de *Dione juno* (Lepidoptera: Heliconiinae). *Rev. Biol. Trop.* 51: 277-277.

PARSONS, M.J. 1992. The Butterfly Farming and Trading Industry in the Indo-Australian Region and its role in Tropical Forest Conservation. *Tropical Lepidoptera* Isbel st, Glandele, USA. 3 (Suppl. 1): 1–31.

PRIETO, A.V., CONSTANTINO, L. M. Y CHACON, U.P. 1999. Estudios sobre cría de seis especies de mariposas (Lepidóptera: Rhopalocera) del Bajo Anchicayá, Valle y contribución al conocimiento de su historia natural. Revista Colombiana de Entomología 25(1,2): 23-32p.

RAMIREZ, J.A. 1994. Manejo de fauna silvestre y los límites previsible de la sustentabilidad. Seminario. Investigación y manejo de fauna silvestre para el desarrollo de sistemas sostenibles de producción en el trópico. CIPAV. IMCA, U. Javeriana. Buga, Marzo 10-12 Memorias.

SANCHEZ- LOPEZ, R. 2004. Protocolo de cría para dos especies de mariposas *Asia monuste* y *Leptophobia aripa* (Lepidoptera: Pieridae) bajo condiciones controladas en el municipio de la mesa Cundinamarca. Tesis de grado, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá. 159 p.

SANGAM, A.C.; BARDALES, P. R.; GONZÁLES, A. R.; SILVA, V. A. Y VECCO, G. C. D. 2006. Avances en la biología de los estados inmaduros de *Heliconius numata* Cramer., 1780 (Nymphalidae: Heliconiinae), bajo condiciones de laboratorio en Tarapoto. Convención Nacional de Entomología 2005-2006

SANTIAPILLAI, C.1999. Towards Development of Land use Strategies Compatible with Wildlife Conservation in Xishuangbanna, China Tiger Paper. 26 (2): 1- 4p.

SCRIBER, J. M.Y FEENY, P. 1979. Growth of herbivorous caterpillars in relation of feeding specialization and the growth form of their food plants. Ecology. 60(4): 829-850.

STAMP N. E. 1980. Egg deposition patterns in butterflies: why do some species cluster their eggs rather than deposit them singly. The American Naturalist. 115(3): 367-380.

STERRY, P. 1997. Insects a portrait of the animal world. Ed. Smithmark. New York. 25p.

TOLOSA, W. Y PEÑA E. A. 2006. Biology of *Memphis* sp. (Lepidoptera: Nymphalidae): a potential pest of oil palm in the western Colombian coast. Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 7(2): 99-102.

VALENCIA M., C. A., GIL, Z. N. Y CONSTANTINO, L.M. 2005. Mariposas diurnas de la zona cafetera colombiana. Guía de campo. Chinchiná (Colombia), CENICAFÉ, 244p.

VALLEJO, L. F. 1997. Contribución al conocimiento de las plagas subterráneas (chisas) (Coleoptera: Scarabaeoidea: Melolonthidae) del oriente de Antioquia - Colombia. Medellín. Tesis (M. Sc. En Entomología). Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias y Ciencias Agropecuarias. 309 p.

VALLEJO, F. 2000. Observaciones sobre la biología de *Phyllophaga obsoleta*, Blanchard (Coleoptera: Melolonthidae) una especie plaga del complejo "chisa" de Colombia. Boletín Fitotecnia. (44): 1-2.

- VASCONCELLOS-NETO J. 1980. Dinamica de populações de Ithomiinae (Lep., Nymphalidae) em Sumaré-SP. Master Thesis, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, Brazil. 206p.
- VASCONCELLOS-NETO J. 1986. Interactions between Ithomiinae (Lep., Nymphalidae) and Solanaceae. In: D'Arcy WG (ed) Solanaceae: biology and systematics. Columbia University Press, New York, pp 364-377
- VASCONCELLOS NETO, J. 1991. Interactions between ithomiine butterflies and Solanaceae: feeding strategies and reproductive strategies. IN: P. W. Price, T. M. Lewinsohn, G. W. Fernandes, & W. W. Benson (eds.), Plant-animal interactions: evolutionary ecology in tropical and temperate regions. John Wiley & Sons, Inc. pp. 291-313.
- VASCONCELLOS-NETO J. Y FERREIRA R. 1993. Inspection and Evaluation of Host Plant by the Butterfly *Mechanitis lysimnia* (Nymphalidae: Ithomiinae) before Laying Eggs: A Mechanism to Reduce Intraspecific Competition. Oecol., 95 (3):431-438.
- VELEZ-ARANGO, A. 2005. Ciclo de vida de la mariposa de “marcas metálicas” *Mesosemia mevania* (Lepidoptera: Riodinidae) en el Parque Ecológico Piedras Blancas Colombia. Tesis de grado, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá. 62 p.
- VELEZ, D.M. Y GALLEGO M.C. 2008. Diversidad de mariposas de la Reserva Natural “Raíces de Vida”, Colegio Carmen de Quintana Cajibío, Cauca. In: XXXV Congreso SOCOLEN. Cali, 16,17 y 18 de julio. 36p.
- VELEZ, J y SALAZAR, J. 1991. Mariposas de Colombia. Bogotá. Colombia. Villegas Editores. 167p.
- WICKLER. W, 1968. El Mimetismo en las Plantas y los Animales. Ediciones Guadarrama S.A. Madrid, España. 40p.
- WILLMOTT, K.R. Y FREITAS, A.V.L. 2006. Higher level phylogeny of the Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae): classification, patterns of larval hostplant colonization and diversification. Clad. 22(4): 297-36.
- WILLMOTT, K.R. Y LAMAS, G. 2006. A phylogenetic reassessment of *Hyalenna* Forbes and *Dircenna* Doubleday, with a revision of *Hyalenna* (Lepidoptera: Nymphalidae: Ithomiinae). Syst. Ent. 31(3): 419-468.
- WILLMOTT, K.R. Y LAMAS, G. 2007. A revision of *Pachacutia*, a new genus of rare Andean ithomiine butterflies (Nymphalidae: Ithomiinae), with the description of two new species. Ann. Ent. Soc. Ame. 100(4): 449-469.
- WILLMOTT K. Y LAMAS G. 2008. A revision of the genus *Megoleria* (Lepidoptera: Nymphalidae, Ithomiinae). Trop. Lepid. Res., 18(1):46-59.
- WILLOT, S.J, LIM, D.C, COMPTON Y SUTTON, L.S. 2000. Effects on selective Logging on the Butterflies of a Bornean rainforest. Cosn. Biol. (14): 1055-1065.

WINHARD. W. 1996. Convergente Farbmusterentwicklungen bei Tagfaltern Freilanduntersuchungen in Asien, Africa und Lateinamerika. Spixiana, Supplement 21 München. pp 113, 115.

YOUNG , A.M . 1972 On the life cycle and natural history of *Hymenitis nero* (Lepidoptera: Ithomiinae) in Costa Rica. Psyche 79: 284-294.

YOUNG, A.M. 1978. The biology of the butterfly *Aeria eurimedea agna* (Nymphalidae: Ithomiinae: Oleriini) in Costa Rica. Journ. Kans. Ent. Soc. 51(1):1-10.

YOUNG, A.M. 1986. Eco-enterprises: Ecotourism and Farming of Exotics in the Tropics. Royal Swedish Academy of Sciences. Stockholm, Sweden. 15 (6): 361-336.

ZAMBRANO–G.G. Y CASAS, C. 2008. Biodiversidad y café, empresa cafetera Roble Blanco. Proyecto Avifauna y Lepidoptero fauna en cafetal y bosque de roble en la finca Bellavista Cajibío, Cauca. Informe de investigación. Grupo GECCO Universidad del Cauca. 50 p.

ZAMBRANO–G., G., MUÑOZ, A. y ORTIZ, G.F. 2008a. Caracterización y biodiversidad de mariposas en el resguardo indígena de Chimborazo, Vereda La Liberia Municipio de Morales, Cauca. In: VII Simposio sobre Investigación en Ciencias Biológicas, memorias. Popayán, 1, 2 y 3 de julio.

ZAMBRANO–G., G., MUÑOZ, A. Y ORTIZ, G.F. 2008b. Caracterización y biodiversidad de Lepidoptero fauna en la Reserva natural Tambito, Municipio del Tambo, Cauca. In: VII Simposio sobre Investigación en Ciencias Biológicas, memorias. Popayán, 1, 2 y 3 de julio.