



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA

DESCRIPCIÓN DEL CICLO DE VIDA DE *Caligo memnon* (PAPILIONOIDEA: NYMPHALIDAE: BRASSOLINAE) EN CAUTIVERIO EN EL PARQUE ECOARQUEOLÓGICO XCARET, QUINTANA ROO.

T E S I S

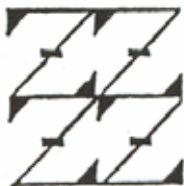
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A :

LAURA TERREROS OLIVARES

U N A M
F E S
Z A R A G O Z A



LO HUMANO
ESTÁ
EN NUESTRA FLEXIÓN

DIRECTOR DE TESIS: ING. AGR. R. DANIEL CRUZ MAGAÑA.
ASESOR INTERNO: BIOL. MARIA DE LAS MERCEDES LUNA.

MEXICO D. F.

DE 2005.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi profundo agradecimiento a todas aquellas personas que de una forma u otra participaron en la realización de este trabajo.

A la Biol. María de las Mercedes Luna, por todo el tiempo invertido durante su asesoría, por su apoyo, comprensión y todos los consejos que me permitieron llegar hasta este momento, de corazón Gracias.

A el Ing. Agr. Daniel Cruz Magaña, director de tesis, por esta oportunidad y por todas las atenciones brindadas durante la estancia en el Parque, por todos los conocimientos aportados para la realización de este estudio.

A la Biol. Magdalena Ordóñez, por todos sus consejos y por que a través de ella me fue posible conocer tan maravillosos lugares.

A la Biol. Guadalupe Conde, por todo aquello que necesite durante el tiempo en XCARET, incluyendo sus consejos y compañía, por todos los conocimientos transmitidos, por compartir conmigo el maravilloso mundo de las mariposas pero sobre todo por su confianza.

A la Biol. Lilia Crhisty, por sus consejos y recomendaciones, por todos los buenos momentos que hicieron más grata mi estancia en el parque y por todo cuanto necesite para la realización de esta tesis.

Al Dr. Isaías Salgado, por su valiosa ayuda en el análisis estadístico, por todo el apoyo brindado y principalmente por su comprensión y paciencia, gracias profe.

A la Biol. Libia Franco, por permitirme la estancia dentro del Parque XCARET y por todas las atenciones manifestadas.

A las Maestras Dolores Escorza y Judith Villavicencio por las sugerencias y correcciones del presente trabajo.

A todos los integrantes del Departamento de Jardinería y Mariposario del parque XCARET, que me ayudaron y me apoyaron en diferentes aspectos durante la realización de este trabajo, en especial a Mary y a Jorge.

A Adriana y Rigo, por todos sus consejos y por seguir siendo mis amigos.

A IGP por estar presente en esta etapa de mi vida.

DEDICATORIAS.

A DIOS...

POR DARME UNA SEGUNDA OPORTUNIDAD AUN SIN MERECERLO, POR PERMITIRME LLEGAR HASTA ESTE MOMENTO.

A MIS PADRES:

JOSEFINA Y PEDRO, POR ESTAR SIEMPRE CONMIGO, POR TODOS AQUELLOS DESVELOS QUE SIN QUERER LES HICE PASAR, POR APOYARME EN LOS BUENOS Y MALOS MOMENTOS, POR QUE ES LO MENOS QUE PUEDO OFRECERLES.

A MIS HERMANOS:

MIGUEL ANGEL, MARTIN, PEDRO Y CATALINA, POR TODAS LAS VECES QUE JUNTOS COMPARTIMOS EXPERIENCIAS, POR TODOS NUESTROS SUEÑOS; POR TODOS AQUELLOS MOMENTOS QUE PERMITIERON LA UNION DE NUESTRA FAMILIA

A MIS DOS PEQUEÑOS ANGELITOS:

DIANA Y LIZZETH POR DARLE FELICIDAD A MI VIDA

A TI...

POR SER MIS GANAS DE SEGUIR, POR SER UNO DE MIS MAS GRANDES MOTIVOS PARA LLEGAR HASTA EL FIN... Y AUNQUE NUNCA PUEDA VERME EN TUS OJOS SIEMPRE SERAS MI GRATA COMPAÑÍA, POR QUE CUANDO NOS VOLVAMOS A ENCONTRAR TENGA ALGO PARA TI.

CONTENIDO	Pag.
RESUMEN	
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	2
2.1 GENERALIDADES DEL ORDEN LEPIDOPTERA	3
2.2 IMPORTANCIA DE LAS MARIPOSAS	5
2.3 SISTEMÁTICA	6
3. CICLO BIOLÓGICO DE LAS MARIPOSAS	9
3.1 HUEVO	10
3.2 LARVA U ORUGA	11
3.2.1 Control neuroendocrino del proceso de muda, metamorfosis y reproducción	13
3.3 PUPA	16
3.4 IMAGO O ADULTO	17
3.5 ALIMENTACIÓN	18
3.6 PARÁSITOS Y DEPREDADORES	19
4. LAS MARIPOSAS EN LA HISTORIA	20
5. GÉNERO <i>Caligo</i>	23
5.1 DISTRIBUCIÓN	23
6. ÁREA DE ESTUDIO	24
6.1 GEOLOGÍA	24
6.2 VEGETACIÓN	24
6.3 CLIMA	25
7. MARIPOSARIO DE XCARET	27
8. OBJETIVO GENERAL	30
8.1 OBJETIVOS PARTICULARES	30
9. MÉTODO	31
10. RESULTADOS	35
10.1 HUEVO	35
10.2 LARVA	38
10.2.1 PRIMER INSTAR	38
10.2.2 SEGUNDO INSTAR	41
10.2.3 TERCER INSTAR	43
10.2.4 CUARTO INSTAR	46
10.2.5 QUINTO INSTAR	49

	Pag.
10.2.6 CONTRASTE DE VALORES	51
10.2.7 CRECIMIENTO	54
10.2.8 MODELO DE CRECIMIENTO PARA EL ESTADO LARVAL DE <i>Caligo memnon</i>	55
10.2.9 MORTALIDAD	61
10.3 PUPA	62
10.4 ADULTO	64
11. DISCUSIÓN	68
12. CRIA Y REPRODUCCIÓN DE <i>Caligo memnon</i>	76
13. CONCLUSIONES	78
14. RECOMENDACIONES	79
15. BIBLIOGRAFÍA	80

ÍNDICE DE FIGURAS	Pag.
Figura 1 Partes de un lepidóptero (De la Maza y De la Maza, 1993)..3	
Figura 2 Venas en las alas de un ninfálido (Corrales, 1999).....5	
Figura 3 Principales áreas en las alas de las mariposas (Corrales, 1999).....5	
Figura 4 Ciclo de vida de <i>Danaus plexippus</i> (mariposa monarca) (Modificado de Gullan y Cranston, 1974).....9	
Figura 5 Algunos tipos de huevos de lepidópteros.....11	
Figura 6 Representación esquemática del estado inmaduro del cuerpo de un lepidóptero (Modificado de Domínguez, 1995).....12	
Figura 7 Control neuroendocrino de las hormonas juvenil y ecdisona durante el crecimiento y desarrollo de las mariposas (Modificado de Gilbert, 2000).....13	
Figura 8 Estructura de la hormona juvenil, ecdisona y la hormona activa de la muda 20-hidroxiecdisona (Modificado de Gilbert, 2000).....15	
Figura 9 Representación esquemática de las partes de una pupa (Modificado de Scott, 1986).....17	
Figura 10 Larva de <i>Acherontia atropos</i>20	
Figura 11 <i>Ascalapha odorata</i>20	
Figura 12 Xcaret (Modificado de Xcaret Magazine, 1999).....26	
Figura 13 Mariposario de Xcaret.....29	
a. Vivero	
b. Espacios de reproducción: criadero	
c. Área de vuelo libre	
d. Larvario: zona de exhibición (exterior)	
e. Larvario: zona de cultivo (interior)	
Figura 14 Toma de datos.....34	
a. Colecta de huevos de <i>Caligo memnon</i>	
b. Cultivo de larvas	
c. Medición de larvas	

		Pag.
Figura 15	Hembra de <i>Caligo memnon</i> , ovipositando en el envés de su planta hospedera.....	35
Figura 16	Huevos de <i>Caligo memnon</i>	35
Figura 17	Eclosión de <i>Caligo memnon</i> : a)ciclo 1 (abril-jun); b)ciclo 2 (jun-ago); c)ciclo 3 (sep-nov).....	37
Figura 18	Larvas de <i>Caligo memnon</i> en primer instar.....	38
Figura 19	Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del primer instar de <i>Caligo memnon</i>	40
Figura 20	Diagramas de caja, para los días de la 1ª muda en los tres ciclos.....	40
Figura 21	Segundo instar. Larva en reposo.....	41
Figura 22	Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del segundo instar de <i>Caligo memnon</i>	42
Figura 23	Diagramas de caja. Segunda muda en tres ciclos de <i>Caligo memnon</i>	43
Figura 24	Larvas en tercer instar.....	44
Figura 25	Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del tercer instar de <i>Caligo memnon</i>	45
Figura 26	Diagrama de caja. Tercera muda en tres ciclos de <i>Caligo memnon</i>	45
Figura 27	Acercamiento de una larva en cuarto instar.....	46
Figura 28	Diagrama de caja. Cuarta muda en tres ciclos de <i>Caligo memnon</i>	48
Figura 29	Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del cuarto instar de <i>Caligo memnon</i>	48
Figura 30	Último estado larval de <i>Caligo memnon</i>	49

		Pag.
Figura 31	Larva de <i>Caligo memnon</i> días antes de pupar.....	49
Figura 32	Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días de los cuatro instar de <i>Caligo memnon</i>	50
Figura 33	Diagramas de caja. Para las cuatro mudas de cada uno de los tres ciclos de <i>Caligo memnon</i>	53
Figura 34	Diagrama de dispersión para la longitud cuerpo (lc) contra tiempo (no. de días).....	54
Figura 35	Curvas no paramétricas (conexión de medianas) para el crecimiento del estado larval de <i>Caligo memnon</i> por ciclo.....	55
Figura 36	Gráfico de dispersión para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 1.....	58
Figura 37	Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 1.....	58
Figura 38	Gráfico de dispersión para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 2.....	59
Figura 39	Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo) para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 2.....	59
Figura 40	Gráfico de dispersión para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 3.....	60
Figura 41	Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo) para el crecimiento de <i>Caligo memnon</i> en el ciclo 3.....	60
Figura 42	a) Larva de <i>Caligo memnon</i> preparándose para mudar; b) Prepupa; c) Pupa recién formada.....	62
Figura 43	Porcentaje de pupas formadas.....	63
Figura 44	Total de adultos en los tres ciclos.....	64

	Pag.
Figura 45	Adulto de <i>Caligo memnon</i>64
Figura 46	Diagramas de caja para los días de emergencia de adultos de <i>Caligo memnon</i>66
Figura 47	Diagramas de caja para las cuatro etapas larvales de <i>Caligo memnon</i> y de emergencia de adultos.....67
Figura 48	Temperatura y precipitación de la estación Cozumel, Q. Roo. Datos tomados de García (1981).....70
Figura 49	Efecto de fotoperiodo en el ciclo de vida de un escarabajo (modificado de Speight <i>et al.</i> , 1999).....71
Figura 50	Apareamiento de <i>Caligo memnon</i>76

INDICE DE CUADROS	PAG
Cuadro 1. Especies de mariposas criadas en Xcaret y su respectiva planta hospedera.....	28
Cuadro 2. Resumen estadístico para la eclosión de <i>Caligo memnon</i> ..	36
Cuadro 3. Registro de eclosión y muerte de larvas.....	37
Cuadro 4. Resumen estadístico de las cuatro mudas para los tres ciclos.....	46
Cuadro 5. Resumen estadístico. Análisis de varianza de las mudas 1, 2, 3.....	52
Cuadro 6. Comparación de m1 por ciclo (Bonferroni).....	52
Cuadro 7. Comparación de m2 por ciclo (Bonferroni).....	52
Cuadro 8. K-Wallis m4, por ciclo.....	52
Cuadro 9. Comparación múltiple Kruskal-Wallis. Prueba del valor Z.....	53
Cuadro 10. Resumen estadístico. Regresión lineal para los tres ciclos....	57
Cuadro 11. Resumen estadístico. Regresión lineal del total de datos....	61
Cuadro 12. Prueba de bondad de ajuste σ^2	61
Cuadro 13. Resumen estadístico para el día de emergencia de adultos.....	64
Cuadro 14. Análisis de varianza para el día de emergencia de adultos.....	66

RESUMEN

A lo largo de la historia, las mariposas han ocupado un lugar privilegiado en la curiosidad de coleccionistas y naturalistas. La variabilidad en sus tamaños, colores y hábitats, han sido la causa principal de su estudio, sobre todo en el estado adulto.

Sin embargo, la reducción de los ecosistemas y su alteración han provocado que las mariposas modifiquen su distribución original, haciéndose cada día más difícil su sobrevivencia, razones por lo que se han desarrollado sitios de reproducción de estos insectos, mismos que nos permiten realizar estudios sobre su ciclo de vida.

El estudio se realizó en el parque ecoarqueológico Xcaret (Quintana Roo) durante los meses abril a noviembre de 2003, a una altitud de entre 0 y 8 msnm y temperatura constante de 25 a 28 °C. Se hizo la observación y descripción del ciclo de vida de *Caligo memnon*, que es una mariposa neotropical de hábitos crepusculares, se utilizó a *Canna glauca* como planta hospedera. La duración del desarrollo embrionario desde la puesta hasta el momento de la eclosión fue de 10 días aprox. En el desarrollo larval se reconocieron cinco fases o instars, entre los que se pueden identificar diferencias morfológicas, de tamaño y coloración en estos insectos. El tiempo promedio de permanencia en este instar fue de 45 días, mientras que para el estadio de pupa fue de 20 días. De esta manera el ciclo de vida desde la puesta hasta la emergencia del adulto es de aprox. 75 días.

Adicional al estudio, se ajustó un modelo estadístico del crecimiento larval de *C. memnon* por medio del cual se hicieron comparaciones entre los ciclos, siendo el ciclo 2 (junio-agosto) diferente a los demás. Este modelo nos permite saber la edad de las larvas conociendo su longitud, y es de gran utilidad sobre todo para tomar datos de ejemplares encontrados en su habitat natural.

1. INTRODUCCIÓN

La deforestación y los incendios forestales acaban con el hábitat natural de muchas poblaciones de plantas y animales, aceleran su muerte, reducen de manera significativa su área de distribución y hacen más difíciles sus condiciones de sobrevivencia. Si continúa el ritmo de destrucción de los ecosistemas, muchas especies habrán desaparecido en muy poco tiempo, entre ellas las mariposas.

En años recientes, las mariposas han adquirido relevancia nacional e internacional en el mercado turístico puesto que por su belleza extraordinaria constituyen una fuente atractiva de ingresos en varios países en donde se les reproduce en cautiverio para admirarlas, obtener pupas y exportarlas a diferentes partes del mundo [Dash *et al.*, (1993), Martens (1994) en Calvo, 1999].

Por esta razón se han creado diversos centros reproductores de mariposas como una alternativa para la conservación de las especies; en ellos puede observarse su ciclo de vida, hábitos alimenticios y su comportamiento. En México existen varios lugares dedicados a la reproducción de mariposas (Conde, 2001) uno de ellos se encuentra localizado en el Parque Ecoarqueológico Xcaret, en el estado de Quintana Roo: este parque promueve el respeto por la naturaleza y la herencia cultural del mundo Maya a través del conocimiento y la convivencia. Uno de sus proyectos ecoturísticos fue el establecimiento del mariposario y criadero de mariposas en el año de 1996. Actualmente alberga en sus instalaciones alrededor de 25 especies de mariposas y produce sus respectivas plantas de alimentación larval, entre ellas *Caligo memnon*, que es una de las mariposas más vistosas dentro del parque Xcaret, es de tamaño grande, por lo que su manejo y reproducción se hacen más fácil. Sin embargo, se desconocen muchos aspectos de su ciclo de vida, entre ellos, las causas de su alto índice de mortalidad.

2. ANTECEDENTES

Los insectos son los animales más abundantes sobre la Tierra pues comprenden las dos terceras partes de las especies descritas. Se encuentran distribuidos en casi todos los sitios del mundo (Domínguez *et al.*, 1995; Beutelspacher, 1991), y su presencia, como parte de un hábitat natural es un importante eslabón en las cadenas alimenticias; la desaparición de algunas especies, afectaría el entorno en que viven.

Una tarea importante de la entomología en México, ha sido conocer el número de especies que viven en los diferentes hábitats, de tal manera que ha aumentado significativamente el conocimiento sobre la fauna entomológica del territorio nacional.

Las mariposas están comprendidas dentro de la clase Insecta, pertenecen al orden Lepidóptera, y constituyen uno de los taxones que agrupan el mayor número de especies, solo superado por los coleópteros (Gómez *et al.*, 1999); su nombre se origina en las voces griegas *lepidoss* (escama) y *pteron* (ala): alas cubiertas de escamas (De la Maza, 1991).

El grupo de lepidópteros ha sido un taxón utilizado con frecuencia en estudios sobre biodiversidad y conservación, ya que son considerados un taxón indicador de los hábitats y su riqueza (Llorente *et al.*, 1996).

Por otro lado, es conveniente contar con descripciones de ciclos de vida para una adecuada clasificación de los organismos (Parlangue, 1985). En el caso de los insectos, y en especial de lepidópteros, se cuenta con muy poca información acerca de los estadios inmaduros de un gran número de especies (Elliot, 1973). Asimismo, la determinación de los diferentes estadios en las larvas de estos insectos es importante para la construcción de modelos de su desarrollo, que funcionaría como una herramienta valiosa en el estudio de los insectos considerados como plaga (Villa y Catalán, 2004).

Los brasolinos (Nymphalidae) constituyen un grupo interesante para este tipo de trabajos ya que incluye especies neotropicales de tamaño relativamente grande y de hábitos crepusculares, las cuales tienen una amplia distribución en el continente americano que va desde el sur de México hasta el sur de Brasil, y en Trinidad y Tobago (Calvo, 1999).

2.1 GENERALIDADES DEL ORDEN LEPIDOPTERA

Los lepidópteros son insectos conocidos como mariposas, palomillas, papalotas, medidores, azotadores, chilocuilles o meocuilles, que se caracterizan por presentar el cuerpo y los apéndices cubiertos con sedas escamiformes de colores, con dos pares de alas membranas que muestran pocas venas cruzadas (Morón y Terrón, 1988).

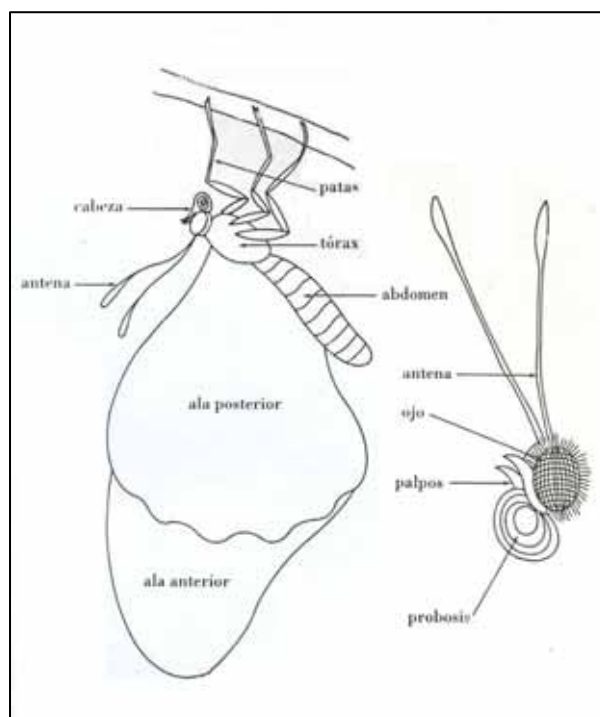


Figura 1. Partes de un lepidóptero (De la Maza y De la Maza, 1993).

Estos organismos tienen las características generales de todo insecto, su cuerpo está formado por tres partes; cabeza, tórax y abdomen (Bijok, 1955; Beutelspacher, 1991).

En la cabeza se encuentran la mayoría de los órganos de los sentidos. Las antenas (De la Maza, 1991) que son órganos sensoriales olfatorios especializados básicamente en detectar sustancias químicas volátiles, como las feromonas (Corrales, 1999); los palpos labiales; los ojos que son compuestos, es decir, estructuras que están formadas por varios miles de elementos llamados omatidia que, indistintamente, son acompañados por dos o tres ojos simples (ocelos) (De la Maza, 1991).

La boca se encuentra modificada en una estructura que recibe el nombre de proboscis o espiritrompa (Beutelspacher, 1991) (Figura 1). No obstante, en algunas familias de mariposas nocturnas estos aparatos están ausentes, son reducidos o están atrofiados y en consecuencia solo el estado larval se alimenta. El tórax está compuesto por tres segmentos duros y sólidos (protórax, mesotórax y metatórax), portando cada uno de ellos un par de patas y los dos anteriores (mesotórax y metatórax) un par de alas (Bijok, 1955; Scoble, 1992). En la parte extrema del abdomen se encuentran los órganos genitales (Corrales, 1999).

Todos los miembros de este grupo comparten características comunes, como dos pares de alas membranosas cubiertas de escamas, venas tubulares que conforman el sostén del ala.

Las alas tienen la función locomotora del vuelo y su venación tiene características específicas para cada familia de Lepidoptera (Figuras 2 y 3), en algunos casos se han fusionado dos venas y aparentan ser una sola, otras familias pueden carecer de alguna vena que sí está presente en otra o puede tenerla en posición diferente, las escamas es lo que da la coloración a las mariposas y en casi todas las especies cubren la totalidad del cuerpo; también funcionan como un aislante que les permite regular su propia temperatura y pueden presentarse en una amplia variedad de colores (Corrales, 1999).

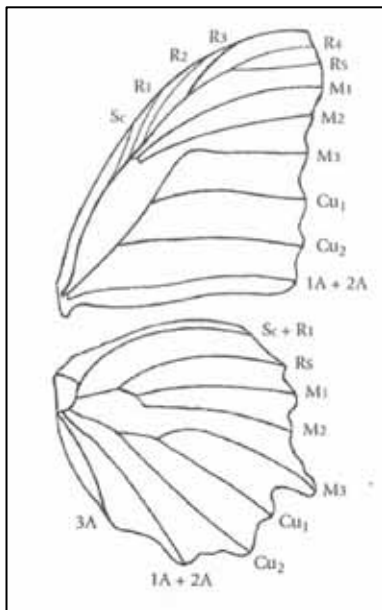


Figura 2. Venas en las alas de un ninfárido (Corrales, 1999).

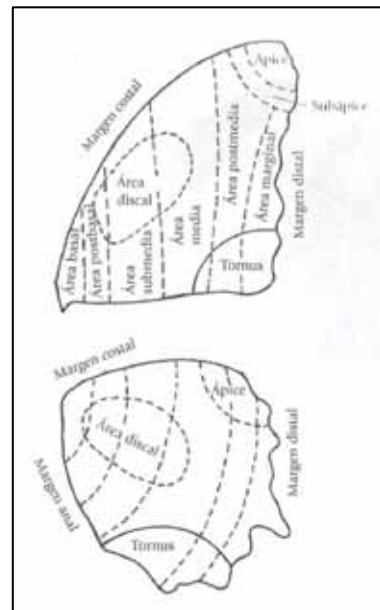


Figura 3. Principales áreas en las alas de las mariposas (Corrales, 1999).

2.2 IMPORTANCIA DE LAS MARIPOSAS

Se estima que hay entre 150,000 a 200,000 especies de lepidópteros, repartidas en casi cien familias, que habitan en todas las regiones del mundo, salvo quizá la Antártida (Llorente *et al.*, 1993) y su estudio ha impulsado la formación de enormes colecciones en las principales ciudades del mundo (Beutelspacher, 1991).

México cuenta con parte de la riqueza de dos regiones, la Neártica (propia de América del Norte) y la Neotropical (que abarca el Norte de América del Sur y toda la América central), que juntas tienen el 40% del total mundial, cuya estimación es de más de 100,000 especies.

El conocimiento de las especies del neotrópico se estima en un 50% mientras que para la región neártica es de más del 82% (Harper, 1991 en Llorente *et al.*, 1993).

Las áreas geográficas más ricas en especies se encuentran en sitios del sureste de México; zonas de gran diversidad fisiográfica,

climática y vegetacional, que aunados a gradientes de gran complejidad, aumentan la variedad de hábitats (Llorente *et al.*, 1996).

Las mariposas, como animales herbívoros actúan como reguladores de una vegetación que puede salirse de control y tienen un papel importante y decisivo en la polinización, ya que de esta manera se asegura la reproducción de muchas especies vegetales (Novac y Severa, 1980 en Gómez *et al.*, 1999). La importancia económica reside en que la mayor parte del daño es ocasionado a los cultivos, ya que éstos sirven de alimentos para los estados juveniles, quienes devoran tanto brotes como flores, frutos y semillas, además de barrenar los tallos y raíces, es decir, su presencia dentro de los cultivos y su combate y control, representa una erogación considerable de tiempo y dinero.

Para lograr tales objetivos deberán conocerse perfectamente tanto sus ciclos biológicos, como sus parasitoides, depredadores, etc. (Beutelspacher y Balcazar, 1999). En su estado adulto, las mariposas son importantes agentes polinizadores.

2.3 SISTEMÁTICA

Es común agrupar a las mariposas en dos categorías: diurnas y nocturnas, de acuerdo con el horario en el que vuelan. Los nombres técnicos de estas dos divisiones son: Rhopalocera, las diurnas y Heterocera, las nocturnas (Kristensen, 1975; Beutelspacher, 1991).

Rhopalocera

El nombre de Rhopalocera fue propuesto por Dumeril en 1923 para agrupar a los lepidópteros con antenas mazudas, que, *grosso modo*, coinciden con las mariposas diurnas. Hoy el nombre de ropalóceros se utiliza más por comodidad que por razones taxonómicas y ha incluido a dos superfamilias: hesperioidea y papilionoidea (De la Maza, 1991, Gómez *et al.*, 1999).

HESPERIOIDEA

Los hespéridos (Hesperiidae) son la única familia de hesperioidea, aunque algunos autores consideran que son dos las que integran esta superfamilia (Kristensen, 1975). Se estima que cuentan con 3,050 especies repartidas por todas las regiones biogeográficas a excepción de la Antártida. Se trata de lepidópteros de tamaño mediano (de 15 a 20 mm de envergadura) con el cuerpo robusto y la cabeza ancha. Las larvas suelen enrollar hojas o vivir en túneles practicados en las plantas nutricias (Gómez *et al.*, 1999).

PAPILIONOIDEA

Hasta 1940 en esta familia se tenían incluidas 800 especies de acuerdo con Hoffmann, aunque actualmente la familia cuenta con 1,800 especies (Luis *et al.*, 2003). Esta superfamilia está integrada por las familias: Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae y Lycaenidae (Kristensen, 1975).

PAPILIONIDAE. Papilios de tamaño grande e incluso muy grande (hasta 250 mm de envergadura) muchos de los cuales presentan colas en las alas posteriores. Son algunas de las especies de mariposas más llamativas y espectaculares del mundo. Las larvas tienen la cutícula lisa y poseen una estructura torácica glandular exclusiva de la familia, el osmeterio, que pueden evaginar y por el que segregan un líquido volátil de carácter defensivo (Gómez *et al.*, 1999; Morón y Terrón, 1988). Las crisálidas se sujetan por medio de un hilo de seda dispuesto alrededor de su cuerpo (Beutelspacher, 1991).

PIERIDAE. Mariposas de tamaño variable, de pequeñas a medianas. Los colores dominantes son: blanco, amarillo y naranja. Las larvas son más o menos cilíndricas y se

alimentan de crucíferas y leguminosas entre otras (Gómez *et al.*, 1999). Las crisálidas se sujetan por un hilo de seda, de manera semejante al que presentan las crisálidas de los papilios (Beutelspacher, 1991). Algunas muestran hábitos migratorios y pueden recorrer largas distancias.

NYMPHALIDAE. Cuenta con 4,500 especies en todo el mundo (Scott, 1986). Es la familia más numerosa entre las mariposas diurnas. Son mariposas de tamaño grande, con la singularidad de tener reducidas las patas anteriores de los imagos y muestran una variada gama de coloraciones y patrones alares (Gómez *et al.*, 1999). Las crisálidas son colgantes, de formas angulosas o provistas de pequeñas protuberancias. También es muy diversa la biología de los ninfálidos: desde hábitos larvarios gregarios, con nidos sedosos a hábitos migratorios.

LYCAENIDAE. Son mariposas de tamaño mediano a pequeño, la mayoría de colores metálicos: azul, cobrizo y pardo. Las larvas están generalmente asociadas a las hormigas (Gómez *et al.*, 1999). Las crisálidas son planas por debajo y convexas por arriba (Beutelspacher, 1991).

3. CICLO BIOLÓGICO DE LAS MARIPOSAS

A lo largo de su desarrollo, los insectos sufren diferentes modificaciones, éstas son las llamadas fases postembrionarias, es decir, aquellas que están comprendidas entre la eclosión del huevo y el desarrollo de los caracteres del adulto (Figura 4), fenómeno conocido como metamorfosis (Gardiner, 1978; Coronado y Márquez, 1986).

Según el grado de intensidad con que se manifiesta en los insectos ha dado lugar al reconocimiento de varios tipos: ametábolos, hemimetábolos y holometábolos (este último presente en los lepidópteros). En estas especies, el insecto emerge del huevo como una larva muy diferente del adulto, tanto en aspecto como en hábitos y comportamiento, que crece en tamaño sin ningún tipo de cambio morfológico significativo durante cada fase sucesiva o intermuda, transformándose en una pupa al final de la fase larvaria (Gardiner, 1978).

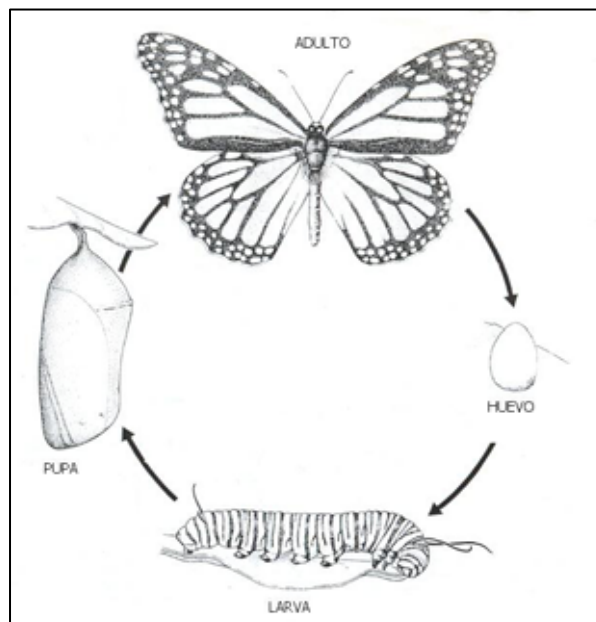


Figura 4. Ciclo de vida de *Danaus plexippus* (mariposa monarca)
(Modificado de Gullan y Cranston, 1994).

De esta manera el ciclo de vida de los lepidópteros pasa por cuatro formas definidas a lo largo de su desarrollo:

- *Huevo*: desarrollo embrionario
- *Larva u oruga*: nutrición y crecimiento
- *Pupa o crisálida*: desintegración de tejidos larvarios y desarrollo de los propios del adulto (metamorfosis)
- *Adulto o imago*: maduración sexual, reproducción y capacidad de vuelo

(DeVries, 1987; Beutelspacher, 1991; Corrales, 1999).

3.1 HUEVO

Después de la fertilización, la hembra selecciona la planta en donde depositar sus huevos o desovar y con las que se alimentará la larva al eclosionar. El tamaño del huevo fluctúa entre 0.35 mm de diámetro hasta 3 mm, pero esto varía de acuerdo a las especies al igual que su forma (De la Maza, 1991; Stiling, 1999); así podemos encontrar huevos globulares, elípticos, hemisféricos, fusiformes; pueden ser lisos o en su superficie presentar rugosidades, ornamentaciones, canaladuras, estrias, espinas, pelos, etc. (Beutelspacher, 1991). En 1955 Bijok, muestra una representación de la variedad de formas que presentan los huevos de lepidópteros (Figura 5).

El cascarón de todos los huevos de los lepidóptera están cubiertos en su totalidad por una sustancia llamada quitina (Stiling, 1999).

Los huevos generalmente son adheridos solos o en grupos con una sustancia pegajosa a los brotes tiernos de las plantas hospederas solos o en conjunto. No obstante, en algunas especies la mariposa los deja caer cerca de la planta hospedera o entre hendiduras de la misma. Algunas especies ponen durante toda su vida unas cuantas decenas de huevos, otras llegan a poner miles (Corrales, 1999).

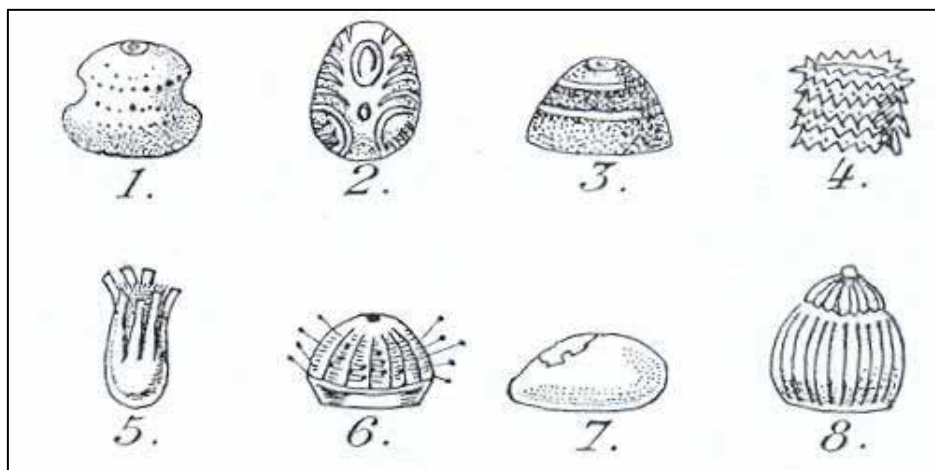


Figura 5. Algunos tipos de huevos de lepidópteros.
 1. *Letonia dumii* L.; 2. *Agria tau* L.; 3. *Hyp milhauseri* F.; 4. *Thecla betulae* L.; 5. *Aporia crataegi* L.; 6. *Pygaera curtula* L.; 8. *Carandrina exigua* HB. (Tomado de Hoffmann) (Bijok, 1955).

3.2 LARVA U ORUGA

El segundo estado en el desarrollo de una mariposa es el de larva u oruga (Stilling, 1999). El término larva es de origen latino y es equivalente a disfraz del estado adulto (Coronado y Márquez, 1986). Generalmente sus larvas son clasificadas como eruciformes (eruca en latín significa oruga) (Portier, 1949), este tipo de larvas se caracteriza por tener la cabeza bien desarrollada, patas torácicas, falsas patas abdominales y cuerpo blando (Coronado y Márquez, 1986). Durante el desarrollo, las larvas de los insectos sufren varias mudas como resultado cambios hormonales, lo que genera la producción de modificaciones más o menos apreciables en su tamaño, forma y comportamiento (Coronado y Márquez, 1986; Villa y Catalán, 2004).

Las orugas poseen pares de patas en los segmentos primero a tercero, llamadas torácicas; las del sexto al noveno reciben el nombre de propatas o patas falsas y las ubicadas en el decimotercero o último son conocidas como anales (Figura 6) (Domínguez, 1995).

Después del periodo de incubación, la larva rompe la cubierta del huevo por la zona más delgada denominada micrópilo y sale (Beutelspacher, 1991). Al nacer la oruga inicia su alimentación de inmediato, siendo en algunos casos el cascarón del huevo del cual procede su primer alimento (De la Maza, 1991). La larva crece y muda varias veces (Mitchell y Zim, 1994) debido al aumento de sus órganos internos (Gómez y González, 2002).

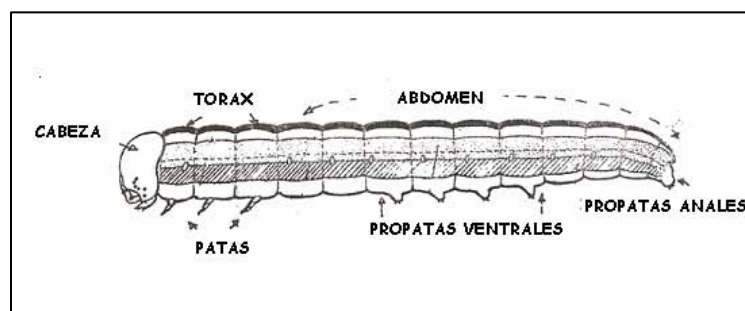


Figura 6. Representación esquemática del cuerpo en estado larval de un lepidóptero (Modificado de Domínguez, 1995).

A cada uno de los cambios de piel o muda se les denomina estadio o instar. Su cuerpo está generalmente cubierto con una suave y piel flexible que puede estar cubierta de pelos o espinas algunas veces de manera escasa y otras densamente (Stilling, 1999), en cuya base a veces hay glándulas que producen sustancias químicas de origen proteico que al contacto con las partes blandas de la piel humana, causan irritación y dolores intensos, este mecanismo proporciona a la oruga una defensa contra sus depredadores. También existen especies desnudas o sin pelos, de colores intensos que le indican a otros animales que tienen un sabor desagradable, otras transportan consigo una casa la cual construyen con palitos y sedas (Corrales, 1999).

3.2.1 Control neuroendocrino del proceso de metamorfosis, muda y reproducción.

De manera similar que en los vertebrados, en los insectos existe un sistema neuroendocrino cuya función principal es regular los procesos de muda, metamorfosis y reproducción. Los insectos producen hormonas, que son químicos producidos en el cerebro y glándulas torácicas y transportados, generalmente, por los vasos. Químicos similares a las hormonas esteroides (estrógenos y andrógenos) han sido encontrados en los insectos (Borror *et al.*, 1989).

Las investigaciones llevadas a cabo en varios insectos para localizar la fuente de estas hormonas han demostrado que existen cuatro zonas de producción y que por lo menos existen tres o cuatro tipos de hormonas (Gardiner, 1978).

Las células neurosecretoras protocerebrales, el *corpora cardiaca* los cuerpos alados (*corpora allana*) y las glándulas protorácicas, constituyen al sistema neuroendocrino de los insectos (Feltwell, 1982), en donde se sintetizan y liberan diversos mensajeros químicos (Figura 7).

Desde que el insecto sale del huevo hasta el estado adulto, el organismo pasa por un periodo de crecimiento y cambio. El exoesqueleto del insecto carece de elasticidad y por lo tanto necesita cambiar su cutícula y reemplazarla por una más grande para adecuarse a los aumentos de tamaño (Cabezas, 1996).

Al acomodar este crecimiento los insectos inmaduros se desprenden de la piel a intervalos (Davies, 1991), el proceso de digestión de la cutícula anterior y síntesis de la nueva es llamado muda, la cual culmina cuando se despoja totalmente de la piel (ecdisis) (Borror *et al.*, 1989).

La PTH sintetizada por las células neurosecretoras (Figura 7) es transportada por los axones de estas neuronas a través del *corpora cardiaca* hacia el *corpora allata* donde se produce la hormona juvenil. (Bursell, 1974; Feltwell, 1982; Gullan y Cranston, 1994). La PTH estimula la producción de ecdisona, (Figura 8) que propicia la separación de la vieja cutícula. Las células epidérmicas participan activamente en la muda, éstas son responsables del rompimiento parcial de la vieja cutícula y la formación de la nueva, aumentan de tamaño y pueden dividirse mitóticamente, la vieja cutícula es separada de la epidermis (proceso llamado apolisis). La muda comienza con la retracción de las células epidérmicas de la superficie interior de la cutícula, usualmente en una anteroposterior dirección.

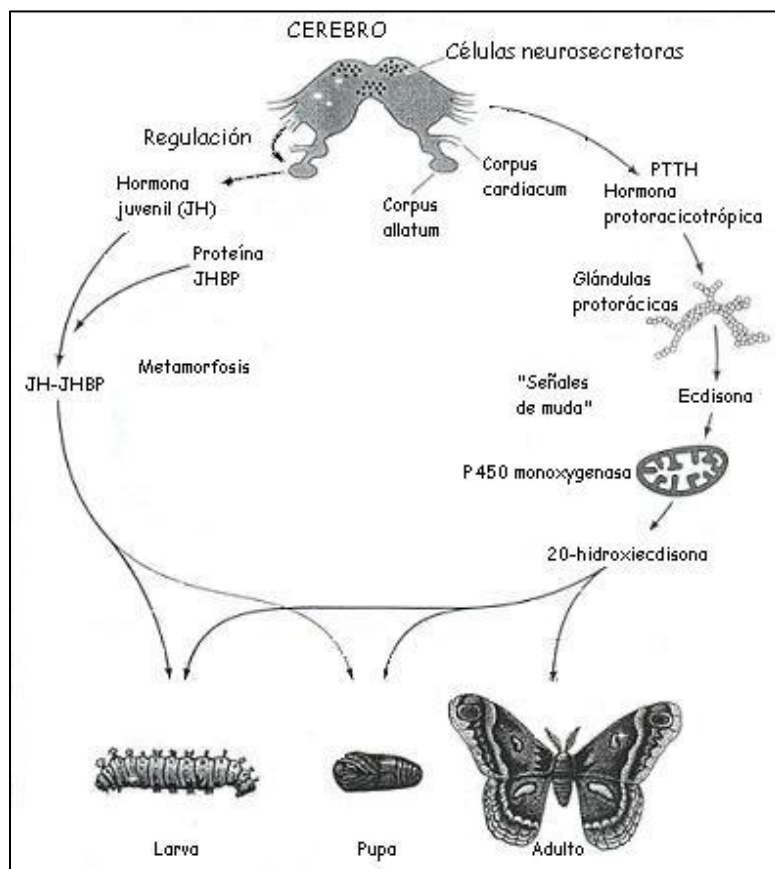


Figura 7. Control neuroendocrino de las hormonas juvenil y ecdisona durante el crecimiento y desarrollo de las mariposas (Modificado de Gilbert, 2000)

El espacio apolítico formado antes de la apolisis puede llegar a ser llenado con el fluido secretado por la epidermis llamado líquido de la muda, que contiene dos enzimas importantes, una proteasa y una quitinasa que disuelven la endocutícula y el producto de la digestión es absorbido a través de la epidermis. La vieja cutícula puede ya desprenderse proceso conocido como ecdisis (Borror *et al.*, 1989; Gullan y Cranston, 1994).

El proceso de liberación de la piel se inicia con una hendidura de la cutícula a lo largo de una línea frágil, usualmente en la parte media del lado dorsal del tórax. La presión de la sangre (algunas veces aire o agua) aumenta en el tórax por contracciones de los músculos abdominales, la hendidura del tórax se abre y el insecto se libera (Davies, 1991; Gullan y Cranston, 1994; Cabezas, 1996)

Las características de la muda son reguladas por la hormona juvenil (Figura 8) producida por el *Corpora allata*, que inhibe la expresión de los caracteres adultos (Gullan y Cranston, 1994) o asegura la producción de caracteres larvarios o juveniles (Bursell, 1974).

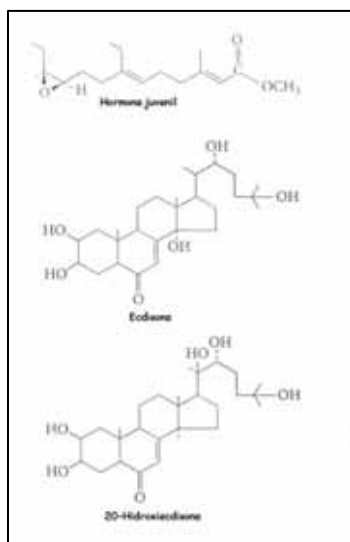


Figura 8. Estructura de la hormona juvenil, ecdisona y la hormona activa de la muda 20-hidroxiecdisona (Modificado de Gilbert, 2000)

PUPA

Linneo utilizó por primera vez la palabra pupa para designar a las crisálidas de los lepidópteros, que en latín equivale a niño y que es utilizada hasta la fecha para los insectos holometábolos, quizá por la semejanza que existe entre el aspecto externo de las pupas y indumentarias que los indígenas mexicanos utilizaban para envolver a sus pequeños (Coronado y Márquez, 1986). Este estado en los insectos es considerado como un periodo intermedio entre la larva y el adulto, en el que no se observa vida activa aparente, pero en el que suceden cambios morfológicos y fisiológicos de gran importancia.

Una vez que la larva ha madurado, estadio que se denomina "prepupa", busca el lugar en donde se fija por medio de seda y permanece casi inmóvil hasta que se desprende la última piel larval y forma la crisálida (De la Maza y De la Maza, 1993), periodo durante el cual el insecto queda inmóvil y no se alimenta (Beutelspacher, 1991; Stiling, 1999), viviendo a expensas de las reservas alimenticias acumuladas con una actividad metabólica poco elevada (Gardiner, 1978).

En la crisálida se pueden distinguir algunas líneas como las de las alas, antenas, patas, proboscis y ojos (Scott, 1986) (Figura 9). En esta etapa se producen cambios internos muy drásticos que incluyen la muerte y desintegración de los tejidos larvarios y el desarrollo de los propios del adulto a expensas de los discos marginales, que son agrupaciones de células embrionarias que han permanecido en esta condición durante la fase larvaria y únicamente comienzan su multiplicación y morfogénesis durante este proceso (Gardiner, 1978; Stiling, 1999), es probable que la función principal de este estado en los insectos holometábolos sea permitir la expansión de las alas (Scoble, 1992).

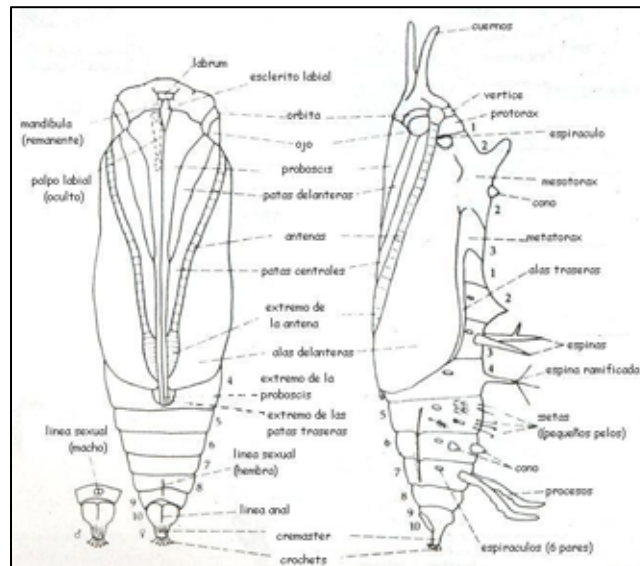


Figura 9. Representación esquemática de las partes de una pupa o crisálida (Modificado de Scott, 1986).

La crisálida posee una cutícula reseca y mucho más dura que la de la oruga; su duración varía considerablemente, desde diez días hasta más de dos años, el lapso depende de la especie de que se trate y de las condiciones de temperatura y humedad del medio (Bijok, 1955; Beutelspacher, 1991).

3.4 IMAGO O ADULTO

Cuando llega la etapa de salida del imago, la cubierta de la crisálida está muy reseca y se rompe; en primer lugar la mariposa saca la cabeza, posteriormente extrae las patas, poco después las alas que están suaves y húmedas, y al final el abdomen (Bijok, 1955).

Al emerger la mariposa tiene las alas contraídas y suaves y solo mediante movimientos del cuerpo logra que la sangre fluya en las venas haciendo que éstas se extiendan hasta el máximo de su tamaño. Después de que secase completamente, la mariposa está lista para volar (Beutelspacher, 1991).

Algunas veces el adulto no se libera completamente de la crisálida o alguna de sus alas no se extiende totalmente, por lo que éstos individuos malformados son capturados fácilmente por sus enemigos naturales (Stiling, 1999).

3.5 ALIMENTACIÓN

La larva es el principal estado de alimentación de las mariposas. La pupa no come absolutamente nada y el adulto simplemente succiona fluidos para obtener energía y humedad.

Las larvas se alimentan casi exclusivamente de plantas, aunque existen algunas especies carnívoras o parasitas; prefieren consumir hierbas en crecimiento puesto que son más digeribles que las de árboles y arbustos. Existen las orugas saprófagas, como la mayoría de mariposas nocturnas, sobre todo las primitivas como las polillas. La mayor parte de estas larvas consumen restos vegetales en descomposición, materia rica en bacterias y hongos, aunque también abundan las especies que se alimentan de restos de animales, pero la mayor parte de larvas son herbívoras, siendo muchas de ellas estenófagas, es decir, que solo pueden vivir sobre un número limitado de especies y otras están vinculadas a una sola especie de planta (Klots, 1966).

Los adultos obtienen su alimento solo por vía de la proboscis (Klots, 1966; De la Maza, 1991), y su comida principal es el néctar floral, que contiene el 20% de azúcar; a veces succionan fluidos de rocío, frutas, lodo, fango y algunas consumen hasta sangre, también se pueden alimentar de sustancias secas como tierra, madera o polen disolviéndolo previamente con una gota de saliva (Stiling, 1999).

En general, tanto individuos como especies son selectivas, la mayoría de las mariposas visitan docenas o cientos de diferentes tipos de flores (Scott, 1986).

3.6 PARÁSITOS Y DEPREDADORES

Las mariposas son presas de invertebrados como arácnidos, dípteros coleópteros, hemípteros, y neurópteros, pero también es el alimento de numerosas especies de reptiles, anfibios, mamíferos y, sobre todo, aves. Algunos hongos (mohos) literalmente momifican el cuerpo de las orugas mediante sus ramificados micelios fúngicos. Algunos virus y bacterias producen serias enfermedades en infecciones que disminuyen considerablemente las poblaciones de lepidópteros (Gómez y González, 2002).

4. LAS MARIPOSAS EN LA HISTORIA

Desde siempre los lepidópteros han ejercido una fuerte atracción sobre los naturalistas, en particular determinadas familias con especies vistosas, llamativos colores y gran tamaño.



Figura 10. *Acherontia atropos*
http://tpittaway.tripod.com/sphinx/a_atr.htm



Figura 11. *Ascalapha odorata*
<http://www.dallasbutterflies.com/Moths/html/>

Muchas personas y pueblos de diferentes culturas se han interesado en ellas, lo que ha generado numerosas leyendas, mitos y supersticiones. Algunos entomólogos han tomado nombres de la literatura general para nombrar géneros y especies con nombres mitológicos.

En la mayor parte de las lenguas romances, mariposa se designa con un término derivado del latín *Papillo*: se dice *papillon* en francés, *farfalla* en italiano, *papallona* en catalán y en portugués *bolboreta*. Se cree que Mariposa "María, posate" proviene de un probable juego o canción infantil.

En alemán mariposa se dice *Schmetterling*, que proviene quizá, del alemán medio oriental *Schemetten*, que significa nata (de la leche) vocablo adoptado del checo *smetana*, que significa lo mismo. Según esta literatura las brujas podían convertirse en mariposas y robar la leche y nata, de ahí que el nombre aluda a ladrones de leche o pájaros de la

mantequilla. En inglés el término que designa a las mariposas es *butterfly*, literalmente mosca de la manteca, cuya etimología la emparenta directamente con la mitología germánica (Gómez *et al.*, 1999).

Acherontia atropos (Figura 10) ocupa un lugar popular en una leyenda aún no confirmada. La creencia de su mal agüero radica en que en la parte dorsal del tórax de este esfingido presenta un conjunto de manchas, lo que a simple vista parece una calavera; que unido al sonido que puede producir mediante la expulsión formada de aire, no hace difícil comprender esta creencia.

Incluso Jhonathan Demme en su película "el silencio de los inocentes" empleó crisálidas de *Acherontia* en algunas escenas. La mitología griega, menciona que Aqueronte era el nombre del río de los infiernos, cuyas aguas negras los muertos tenían que cruzar en la barca de Caronte; y Atropos era el nombre de una de las tres parcas encargadas de cortar el hilo que une al hombre con la vida (Gómez *et al.*, 1999).

La mariposa estuvo representada en las culturas prehispánicas como la teotihuacana (200 a 900 d. C.) y la azteca (1300 a 1523 d. C.).

En la lengua azteca principal, náhuatl, mariposa se dice *papalotl*. Sorprende el hecho, quizá casual de que la palabra que entre los aztecas significaba mariposa se parezca más al latín *papilio*, que la propia palabra española.

En la cultura azteca se asignaban distintos nombres a las mariposas, y las agrupaban de acuerdo a sus costumbres o coloraciones similares; otros singularizaban a un lepidóptero por su color llamativo o la relación con sus mitos o religión. A las orugas las llamaban *ocuilpapalotl*, de *ocullin* (gusano) y *papalote* (mariposa), a las crisálidas o capullos las nombraban *cochipilotl* (dormir colgado).

En la cultura azteca *Rothschildia orizaba* fue llamada *itzpapalotl* (mariposa de las navajas de obsidiana), *Morpho peleides montezuma* como *matlalpapalotl* (mariposa azul) y otras entre las que se encuentra

el género *Caligo* como *Zoquilpapalotl* (mariposas pájaro). Una de las mariposas más conocidas y cuyo mito aún sobrevive es *Ascalapha odorata* (Figura 11), que recibía los nombres de *mictlanpapalotl* (mariposa del país de los muertos), *miquipapalotl* (mariposa de la mala suerte) y *tetzahupapalotl* (mariposa del espanto) la creencia popular afirma que cuando se posa en las paredes de la casa donde hay un enfermo, éste muere (De la Maza, 1991). A pesar de que los mayas habitaron en una zona en donde abundan mariposas, en su literatura se refiere a ellas de manera escasa.

5. GÉNERO *Caligo*

Las mariposas que componen este género son las gigantes del neotrópico. Estas son de colores oscuros en la superficie dorsal y son inmediatamente reconocidas por el ocelo que se encuentra en la parte ventral de sus alas, de ahí el nombre común de “mariposas buho”. (DeVries, 1987).

5.1 DISTRIBUCIÓN

El género abarca desde México hasta Sudamérica, aunque la mayor diversidad es localizada en la cuenca del Amazonas (DeVries, 1987).

Caligo memnon puede encontrarse desde México hasta el Amazonas.

En México se ha encontrado en los estados de Puebla, Oaxaca y Veracruz (De la Maza, 1991), Península de Yucatán, Chiapas, Sierra Madre del Sur, Guerrero (Hoffmann, 1976). Habita sitios alterados, bananales, cafetales, senderos, bordes de bosque y orillas de ríos. Es abundante en toda la parte baja de la vertiente del pacífico y menos abundante en el atlántico (Corrales, 1999).

6. ÁREA DE ESTUDIO

El estado de Quintana Roo ocupa la porción oriental de la Península de Yucatán, tiene una superficie aproximada de 50,843 Km². Las coordenadas geográficas del Estado son: al norte 21 °37' de latitud norte, al sur sobre el paralelo 17°49' de latitud norte, al este en el meridiano 86°44' de longitud oeste y al oeste 89°24'52'' de longitud oeste. Colinda al norte con Yucatán y con el Golfo de México, al este con el Mar Caribe, al Sur con Guatemala, Belice y la Bahía de Chetumal, al oeste con Campeche y Yucatán.

<http://www.quintanaroo.gob.mx/nuestroestado/1.htm>

6.1 GEOLOGÍA

El territorio quintanarroense es prácticamente plano y se formó por el levantamiento paulatino de la plataforma yucateca. Las máximas altitudes del estado no exceden los 300 metros. La topografía es casi plana o levemente ondulada (Moran y Zenteno, 1984 en De la Maza y Gutiérrez, 1992). Los suelos de Quintana Roo suelen ser delgados e inmaduros. Los más profundos y antiguos se ubican al oeste del tercio austral del estado, corresponden al terreno emergido en el mioceno y se clasifican como vertisol pélico.

6.2 VEGETACIÓN

Según Miranda (1964) y Cabrera *et al.* (1982) se propone la existencia de cuatro tipos de vegetación predominante para el estado (De la Maza y Gutiérrez, 1992): Selva alta subperenifolia, Selva mediana subperenifolia, Selva mediana subperenifolia y Selva baja caducifolia.

6.3 CLIMA

El clima es cálido subhúmedo (Aw) con lluvias en verano, la temperatura promedio oscila entre 25.5 y 26.5 °C, con temperatura máxima entre 36 y 38 °C y mínima entre 12 y 14 °C y precipitación pluvial bien repartida a través del año. La precipitación es cercana a los 1,050 mm hacia la costa y se incrementa a 1,300 mm hacia el límite occidental y sur del estado (De la Maza y Gutiérrez, 1992), el verano y el invierno son los períodos en los que la diversidad climática es más evidente, debido a que se presentan escasas, medianas y abundantes lluvias. Una de las características climáticas de Quintana Roo es la alta incidencia de huracanes, debido a que su territorio se encuentra en su ruta cuando se originan en el mar Caribe o en el Atlántico occidental (<http://www.quintanaroo.gob.mx/nuestroestado/1.htm>, De la Maza y Gutiérrez, 1992).



Figura 12. Xcaret (Modificado de Xcaret Magazine, 1999)

7. EI MARIPOSARIO DE XCARET

Xcaret (Figura 12) se ubica 21°20' latitud norte aproximadamente, de 0 a 8 msnm, frente al mar Caribe, a una hora al sur de Cancún, en el Km. 282 de la carretera federal Chetumal-Puerto Juárez en el Municipio de Solidaridad, Playa del Carmen, Quintana Roo.

El Mariposario de Xcaret está dividido en tres secciones: la primera, es el vivero con una superficie de 5,000 m² en donde se propagan las plantas que sirven de alimento a larvas y las plantas con flores para la alimentación de las mariposas adultas. (Figura 13a). El vivero cuenta con más de 500 plantas hospederas, y se mantiene una producción de 1,500 individuos mensuales con las cuales se mantiene la producción de orugas en el larvario. Cuenta con tres espacios de reproducción de mariposas que son denominados criaderos, son jaulas de 40 m² x 8 m de altura aproximadamente, cubiertos en su totalidad por malla de mosquitero (Conde, 2001) en donde se encuentran las plantas hospederas de las mariposas que se reproducen (Figura 13b). Después de la recolecta de los organismos adultos en los sitios o lugares aledaños, se introducen en estos criaderos de donde posteriormente se obtienen las larvas para su cría y exhibición.

La segunda sección es llamada Área de vuelo libre cuyas dimensiones son de 3,500 m² de superficie y 15 m de altura y resguarda todas las especies de mariposas que se producen a lo largo del año (Figura 13c). Este lugar esta adaptado para simular las condiciones naturales de varios hábitats de las mariposas que aquí se resguardan, así como las plantas hospederas de las formas larvarias, en donde ovipositan los adultos.

La tercera es el larvario (Figuras 13d y 13e) que esta diseñado para exhibir todas las etapas del ciclo de vida de estos insectos a través de un cristal. Está construido de manera tal que los posibles depredadores o parásitos de las larvas no tengan acceso a él.

Actualmente se reproducen 25 especies de papilionoideos en las instalaciones del mariposario del parque Xcaret (Cuadro 1).

Cuadro 1. Especies de mariposas criadas en Xcaret y su respectiva planta hospedera.

MARIPOSA	PLANTA HOSPEDERA
<i>Agraulis vanillae</i>	<i>Passiflora foetida</i>
<i>Anartia janotrophae</i>	<i>Ruellia</i> sp
<i>Battus polydamas</i>	<i>Aristolochia pentandra</i>
<i>Battus laodamas</i>	<i>Aristolochia maxima</i>
<i>Caligo memnon</i>	<i>Canna glauca</i>
	<i>Musa paradisiaca</i>
	<i>Heliconias</i> sp
<i>Caligo uranus</i>	<i>Canna glauca</i>
<i>Colobura dirce</i>	<i>Cecropia peltata</i>
<i>Danaus plexipus</i>	<i>Asclepia curassavica</i>
<i>Danaus gilipus</i>	<i>Asclepia curassavica</i>
<i>Driadula phaetusa</i>	<i>Passiflora biflora</i>
<i>Dryas iulia</i>	<i>Passiflora biflora</i>
<i>Eueides isabella</i>	<i>Passiflora serratifolia</i>
<i>Hamadryas ipthime johannae</i>	<i>Dalechampia scandens</i>
<i>Hamadryas guatemalena</i>	<i>Dalechampia scandens</i>
<i>Hamadryas honorina</i>	<i>Dalechampia scandens</i>
<i>Heliconius charitonius</i>	<i>Passiflora biflora</i>
<i>Heliconius erato</i>	<i>Passiflora biflora</i>
<i>Marpesia chiron</i>	<i>Brosimum alicastum</i>
<i>Morpho peleides</i>	<i>Bauhinia divaricata</i>
	<i>Bauhinia jenningsii</i>
<i>Papilio cresphontes</i>	<i>Esembekia pentaphylla</i>
<i>Papilio rogeri</i>	<i>Casimiroa tetrameria</i>
<i>Papilio thoas</i>	<i>Piper auritum</i>
	<i>Piper amalago</i>
<i>Papilio torquatus</i>	<i>Esembeckia pentaphylla</i>
<i>Phoebis philea</i>	<i>Sienna alata</i>
<i>Parides iphidamas</i>	<i>Aristolochia maxima</i>



a)



b)



c)



d)



e)

Figura 13. Mariposario de Xcaret. a) Vivero; b) Espacio de reproducción: criadero; c) Área de vuelo libre; d) Larvario: zona de exhibición (exterior); e) Larvario: zona de cultivo (interior).

8. OBJETIVO GENERAL

Describir los diferentes estados que se presentan durante el ciclo de vida de *Caligo memnon* bajo condiciones de cautiverio.

8.1 OBJETIVOS PARTICULARES

- Estimar la duración promedio de cada etapa de desarrollo de *Caligo memnon*.
- Determinar el porcentaje de eclosión de los huevos fecundados.
- Ajustar un modelo estadístico para el estado larval.
- Cuantificar el número de pupas formadas.
- Conocer el porcentaje de emergencia de adultos.
- Establecer condiciones estándares para la cría y reproducción de esta especie.

9. MÉTODO

Los adultos fueron recolectados previamente en lugares aledaños al parque e introducidos a los criaderos, de donde se obtuvieron las muestras de huevos utilizados para el cultivo. Se tomó al azar una muestra de 100 huevos de *C. memnon* del criadero número 3, lugar que simula el hábitat natural de las mariposas de gran tamaño de hábitos crepusculares, y fueron depositados en cajas de petri (Figura 14a), las cuales se introdujeron al larvario y se mantuvieron en condiciones de humedad (60 al 62%) y temperatura (25 a 28 °C) constantes. De acuerdo con las indicaciones de los colaboradores del mariposario los huevos se recolectaron por la mañana para evitar que fueran parasitados por otros insectos. Ahí se mantuvieron hasta el momento de su eclosión, revisándose diariamente para obtener el promedio de duración de estadio y se realizó el conteo de larvas emergidas para registrar el porcentaje de eclosión.

Del total de larvas emergidas se tomaron 50 y se colocaron cada una en una maceta con *Canna glauca* (platanillo), como planta de alimentación ya que de esta planta se contaba con un número suficiente para la crianza de las orugas. Las larvas se sacaron de la caja petri con mucho cuidado con un pincel húmedo y fueron puestas en sus plantas. Cada planta con su respectiva larva fue numerada y envuelta con tela tricot para evitar que se confundieran con otras larvas o éstas pudieran escapar (Figura 14b). Se tomaron datos de crecimiento de las larvas diariamente procurando hacerlo a la misma hora y de manera cuidadosa sobre todo en los primeros días ya que las larvas son muy frágiles; tomar los datos de la longitud de las larvas

resultó difícil pues al poseer cabeza retráctil fue necesario que las larvas se encontraran comiendo o bien en reposo, para poder hacer las mediciones (Figura 14c). De esta manera se obtuvieron datos del tiempo de duración de cada muda del estado larvario, de las larvas que enfermaron, que se caracterizan por perder movilidad y su cuerpo se hace más suave, y de las que murieron. Las plantas se cambiaron de acuerdo a los requerimientos alimenticios de cada larva, se hizo cuidadosamente para evitar lastimarla. Posteriormente se tomó nota de las larvas que puparon y su tiempo promedio en este estadio.

Después de que las pupas formadas tuvieron tiempo suficiente para secarse completamente, se sacaron de la planta y se colocaron en un sitio de exhibición que mide aproximadamente 50 cm. de ancho por 1 m de largo, para no perder el control de emergencia del adulto y evitar que éstas se llegaran a confundir con otros adultos.

Una vez emergido el adulto, con las alas extendidas y totalmente secas se determinó el sexo con ayuda del personal del mariposario. Con el fin de recaudar datos posteriores a la eclosión de los imagos y sin seguir un método en particular, se marcaron suavemente las alas de los ejemplares, y posteriormente se trasladaron a la zona de vuelo libre.

Se tomaron fotografías de cada estadio: el huevo, las mudas que se presentaron en el estado larvario, de las pupas y de los adultos.

Se obtuvieron dos muestras más a las que se les aplicó el mismo procedimiento, a cada una de estas repeticiones se llamó **ciclo**, y se establecieron para hacer comparaciones entre ellos. Ciclo 1 (abril-junio), Ciclo 2 (junio-agosto) y Ciclo 3 (septiembre-noviembre).

Se tomaron muestras de larvas, una de cada estadio, se fijaron en alcohol al 70% para su posterior estudio. El mariposario donó estas muestras al Museo de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

Los datos obtenidos se sometieron a un análisis exploratorio. Para comparar valores medios por ciclo se utilizó ANDEVA de una vía (Salgado-Ugarte, 1992). Se ajustó un modelo de regresión lineal por ciclos. Se probó la homogeneidad de varianzas por ciclos (Levene, 1960) y posteriormente se llevó a cabo el ANDEVA de una vía seguido de comparaciones múltiples con el criterio de Bonferroni (Sokal y Rohlf, 1981). En caso de heteroscedasticidad se aplicó el procedimiento no paramétrico de Kruskal Wallis, seguido de comparaciones múltiples de valor Z con criterio de Bonferroni (Hintze, 2001). Para el cálculo de los histogramas suavizados (Estimador de densidad por Kernel) se utilizaron los programas elaborados por Salgado-Ugarte *et al.* (1995a, 1995b, 1997) para el programa estadístico Stata (Stata Corp, 2003). En las pruebas realizadas se trabajó bajo un nivel de significancia del 0.05.



a)



b)



c)

Figura 14. Toma de datos. a) Colecta de huevos de *Caligo memnon*, b) Cultivo de larvas; c) Medición de larvas.

10. RESULTADOS

10.1 HUEVO

De acuerdo con DeVries (1987) los huevos de *Caligo memnon* son redondos o esféricos (Figura 16) presentan canaladuras y son depositados en forma individual o en ocasiones en conjuntos por la hembra.

Existen evidencias que relacionan directamente al tamaño del huevo con el tamaño del cuerpo del adulto y a su vez con el número de huevos que una hembra puede producir, esto es, el potencial de fecundidad, dependiendo claro está, de la disponibilidad de recursos y otras características morfológicas y fisiológicas (García-Barros, 2000). El tamaño del huevo reportado por Young y Muyshendt (1985) para *Caligo memnon* alcanza los 1.7 mm de diámetro, y un volumen promedio de 4.31 mm³ (García-Barros, 2000).



Figura 15. Hembra de *Caligo memnon*, ovipositando en el envés de su planta hospedera.



Figura 16. Huevos de *Caligo memnon*.

Recién puestos son de color blanco brillante pero tras algunos minutos adquieren un color opaco. El huevo fecundado alcanza un color blanco cremoso mientras que los no fecundados permanecen con el mismo color durante mucho tiempo. Por su color y tamaño se

pueden localizar fácilmente en su planta hospedera, la hembra no tiene lugar de preferencia para la puesta ya que son encontrados generalmente en el haz de las hojas y muchas ocasiones en el envés (Figura 15) y en el tallo. La eclosión de las larvas para los ciclos 2 y 3 comenzó a partir del día 8 con una duración promedio de 11 y 10.5 días e intervalos (8 – 14) y (8 – 13) respectivamente, mientras que para el ciclo 1 la eclosión se registra a partir del día 7 hasta el día 12 con un promedio de 9.5 días (Figura 17, Cuadro 2).

Aunque los huevos de los lepidópteros son atacados por microhimenópteros (Garraway *et al.* 1993, en Calvo, 1999) no se obtuvo registro de huevos que no hayan logrado eclosionar por esta causa, dentro los lotes de crianza estudiados. Sin embargo, del total de huevos obtenidos para los tres ciclos, aproximadamente el 81% llegaron a la siguiente etapa, es decir, para el ciclo 1 de los 100 huevos colectados llegaron a eclosionar 89, de los cuales cuatro no lograron salir completamente del cascarón y murieron, para el ciclo 2 eclosionaron 75 y murieron seis, y por último, en el ciclo 3 se contaron 81 larvas y murieron cinco por las mismas causas (Cuadro 3).

Cuadro 2. Resumen estadístico para la eclosión de *Caligo memnon*.

Ciclo	Variable	Media	Desviación estándar
1	Día eclo	9,5	1.870
	Num de larvas	14,83	13.54
2	Día eclo	11	2.160
	Num de larvas	10,85.	9.957
3	Día eclo	10,5	1.870
	Num de larvas	13,5	12.58

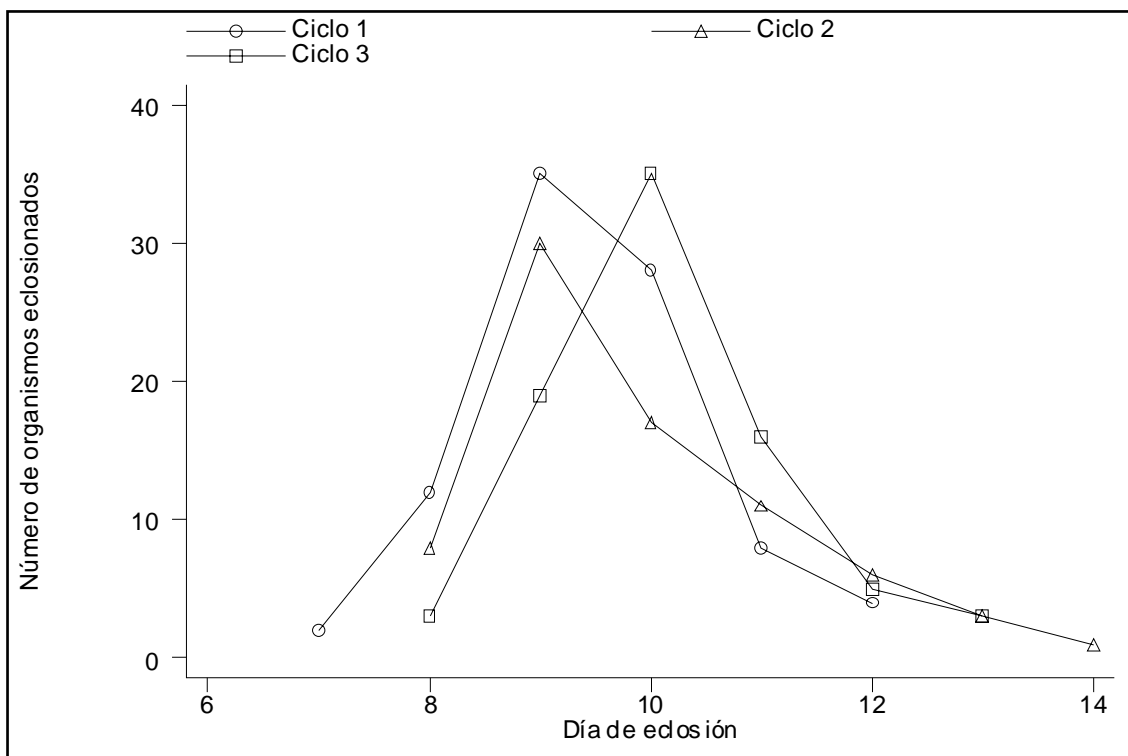


Figura 17. Eclosión de *Caligo memnon*: a) ciclo 1 (abril-jun); b) ciclo 2 (jun-ago); ciclo 3 (sep-nov).

Cuadro 3. Registro de eclosión y muerte de larvas.

CICLO 1			CICLO 2			CICLO 3		
día eclosión	número larvas	muertes	día eclosión	número larvas	muertes	día eclosión	número larvas	muertes
7	2		8	8		8	3	
8	12		9	30	2	9	19	
9	35		10	17	3	10	35	3
10	28	4	11	11		11	16	2
11	8		12	6	1	12	5	
12	4		13	3		13	3	
Total	89	4	Total	75	6	Total	81	5

10.2 LARVA U ORUGA

10.2.1 PRIMER INSTAR

Al salir las larvas miden de 5 a 7 mm de longitud, generalmente emergen en las primeras horas de la mañana y enseguida comienzan a buscar su alimento. La cabeza es la parte del cuerpo que sale primero del huevo, aunque a veces este proceso es difícil y la cabeza de las larvas quedan atrapadas dentro del cascarón, entonces el resto del cuerpo sale primero; generalmente estas larvas mueren.



Figura 18. Larvas de *Caligo memnon* en primer instar.
(Foto: Lilia Crhisty)

Al nacer, el cuerpo de las larvas es cilíndrico y presenta un color blanco, alcanzándose a notar dos líneas dorsales de color rojo, desde la base del tórax hasta el último segmento abdominal, pero cambia ligeramente a verde conforme se alimentan (Figura 18).

La cápsula cefálica es redonda u ovalada y presenta un color café rojizo, y está, casi en su totalidad, cubierta de sedas oscuras. Como en la mayor parte de los lepidópteros, las larvas de *Caligo memnon* presentan tres segmentos en el tórax y diez abdominales, cada segmento torácico presenta un par de patas articuladas o patas verdaderas, y en los segmentos abdominales tres a seis y diez un par de patas carnosas (propatas) o falsas patas que terminan en ganchos o crochets que utilizan para sujetarse al caminar.

En el último segmento abdominal se distinguen dos procesos bifidos o una placa anal bifurcada de color café oscuro. La longitud promedio alcanzada en este instar fue de 15 mm, por lo que el cambio de planta durante esta fase fue complicado, pues había que invertir más tiempo en buscar a la oruga y trasladarla.

Cuando la piel fue insuficiente para albergar al organismo en desarrollo, las larvas tuvieron que reemplazarla para continuar con su crecimiento, proceso que ocurrió para este ciclo desde el día cinco hasta el 13 posterior a la eclosión, y la mayor parte de ellas tuvieron su muda: durante los días ocho y nueve post-eclosión como puede notarse en el diagrama de polígono de la figura 19 (Cuadro 4).

No obstante, algunas de ellas permanecieron en este instar hasta el día 16. Es preciso decir que los diagramas de polígonos se ven afectados por los casos extraordinarios ya que modifican de manera directa la forma de la curva. Por lo que, para hacer comparaciones en los instar larvarios de las tres repeticiones o ciclos se utilizaron diagramas de cajas.

La construcción del diagrama de caja se fundamenta en medidas resistentes (mediana y dispersión de los cuartos). Así pues, hasta un 25% de los datos pueden tener dimensiones arbitrarias sin afectar con esto los valores de la mediana o los cuartos (caja rectangular) (Salgado-Ugarte, 1992; Salgado-Ugarte 2002).

De esta manera, las larvas del ciclo 1 (abril-junio) comenzaron a mudar comparativamente antes que las del ciclo 2 (junio a agosto), y éstas antes que las del ciclo 3 (septiembre a noviembre), sin embargo, en este último ciclo la muda ocurrió en un menor número de días (20).

Los círculos pequeños en los diagramas de caja constituyen los casos extraordinarios, y en este caso representan las larvas que no mudaron durante el tiempo establecido para la mayoría.

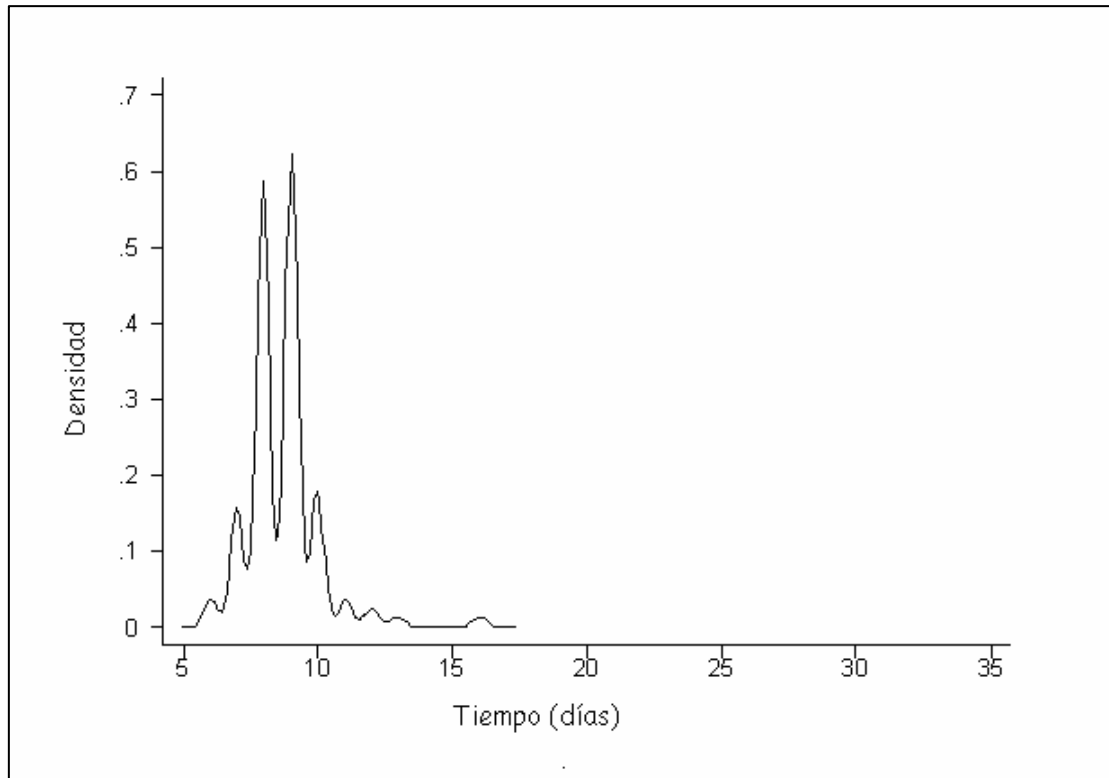


Figura 19. Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del primer instar de *Caligo memnon*.

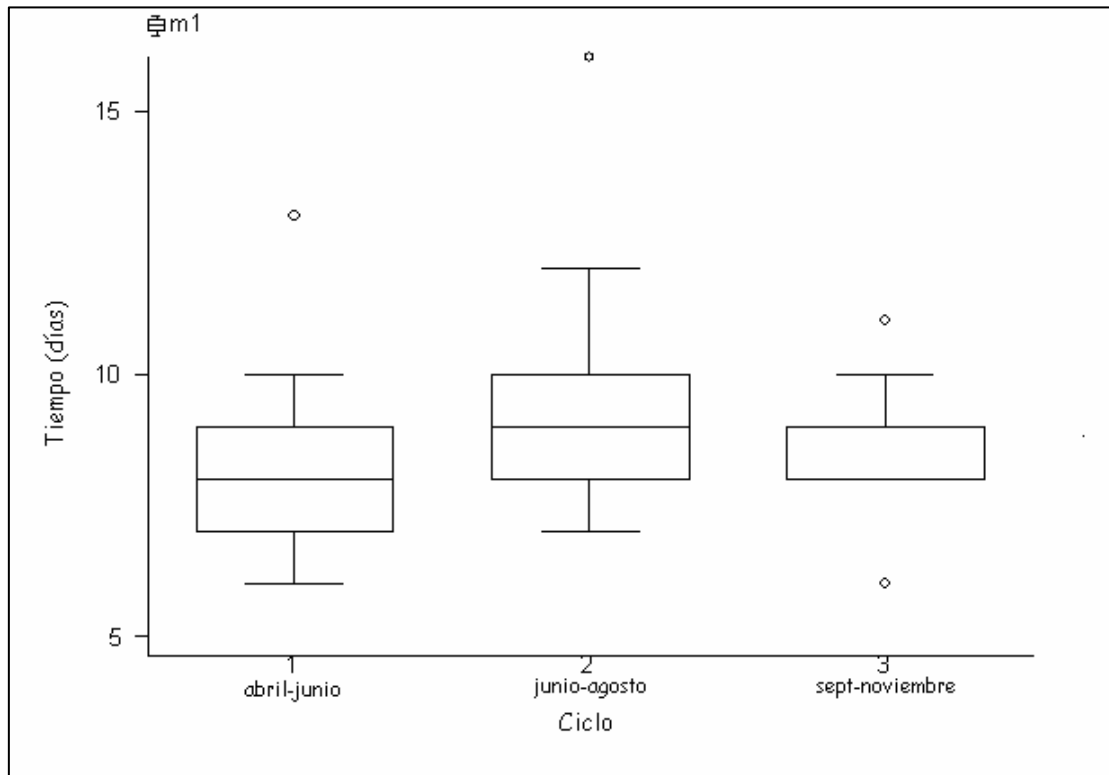


Figura 20. Diagramas de caja, para los días de la 1ª muda en los tres ciclos.

10.2.2 SEGUNDO INSTAR

La cápsula cefálica cambió distinguiéndose un área negra en el centro de ésta y algunos procesos cuticulares o cuernos. Dorsalmente, entre el primer segmento torácico y el primer segmento abdominal se presenta un área rojiza con algunos puntos blancos (Figura 21). En el dorso del protórax, entre el cuarto y quinto segmento abdominales se distingue un área de similar apariencia y comienza a formarse una pseudoespina justo al inicio de ésta. Presenta numerosas sedas dorsales de grosor similar.



Figura 21. Segundo instar. Larva en reposo.

Como la mayor parte de los lepidópteros, presentan nueve pares de estigmas respiratorios o espiráculos color café oscuro o negro, uno en la región lateral del protórax y los ocho restantes en la región lateral del abdomen. Las larvas poseen glándulas salivales modificadas para la producción de seda y que *C. memnon* utiliza para hacer un camino de seda y así poder sujetarse a las hojas sin peligro de caerse, mueve la cabeza de un lado a otro hasta llegar a un sitio definido. Los requerimientos alimenticios durante este instar fueron más frecuentes, su longitud alcanzó hasta los 25 mm en promedio y el color del cuerpo se torno verde pálido y en algunas de ellas amarillo verdoso.

Una característica importante que sugiere que comenzará el cambio de piel en las larvas, es la falta de alimentación y un estado de reposo, que para este instar se presentó desde el día 11 hasta el 19 posteriores a la eclosión. Aunque la mayoría experimentó su segunda muda durante los días 15 ± 2 (Figura 22, Cuadro 4). En los días que duró este instar se solía encontrar a las larvas en el envés de las hojas cuando estaban en reposo y era frecuente observarlas comiendo durante las primeras horas de la mañana.

Al hacer la comparación de la duración de la segunda muda en los tres ciclos, se nota una disminución del número de días que dura este proceso con respecto a los de la muda uno; no obstante, los ciclos 1 y 2 resultaron diferentes como se puede observar en los diagramas de caja de la figura. 23.

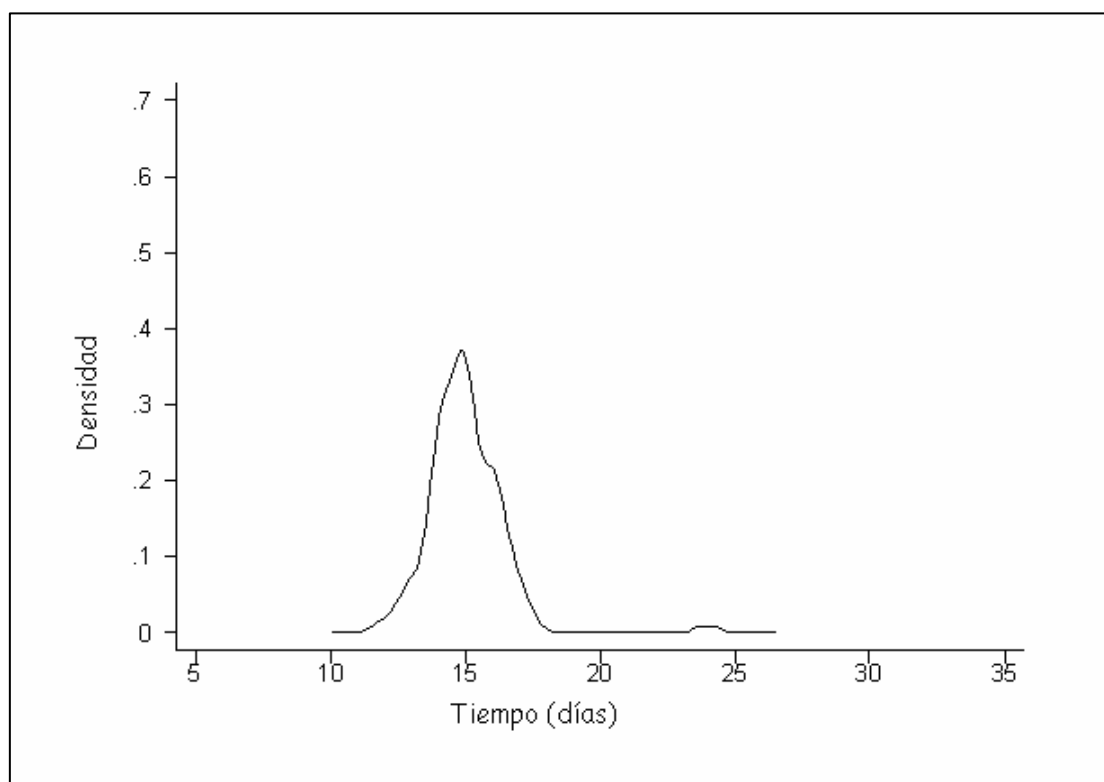


Figura 22. Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del segundo instar de *Caligo memnon*.

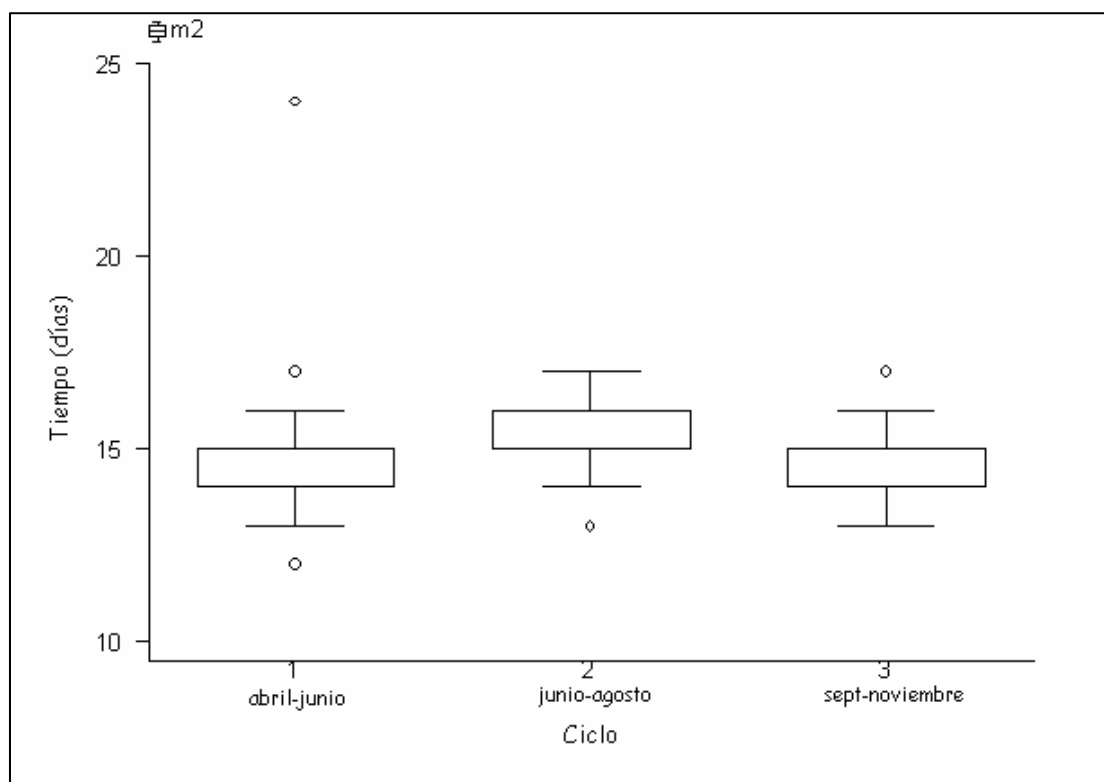


Figura 23. Diagrama de caja. Segunda muda en tres ciclos de *Caligo memnon*.

10.2.3 TERCER INSTAR

Se observaron con mayor claridad los cuernos u ornamentaciones de la cabeza, y más áreas de color oscuro, así como el endurecimiento de los procesos anales bifidos. La mancha en el dorso del protórax, se hace más grande y cambia a color blanco con un pequeño círculo negro en el centro. Apareció una línea blanca dorsal en los costados del cuerpo en donde se concentra el mayor número de sedas.

Las pseudoespinas en la parte dorsal de los segmentos torácicos comenzaron a notarse con mayor claridad durante este instar (Figura 24).

Cuando transcurrieron de 18 a 26 días de vida y alcanzaron en promedio los 42 mm de longitud, las larvas comenzaron a mudar por tercera ocasión (Figura 25); entre los días 21 y 23 se presentó el mayor número de organismos mudando (Cuadro 4).



Figura 24. Larvas en tercer instar.
(Foto: Lilia Crhisty)

Dos o tres días antes de la muda, justo en la base del tórax y en la unión con la cabeza, se distinguió una zona de color amarillo pálido haciéndose más ancha conforme se acerca el día de la muda.

Al inicio de ésta, la cápsula cefálica se desprende del resto del cuerpo desde la base del tórax por medio de una pequeña hendidura horizontal a partir de algunas contracciones musculares, pronto la oruga comienza a desprenderse de corporal contorneándose por un tiempo, simulando que camina fuera de ella, proceso que dura algunos minutos.

En el diagrama de la figura 26 se puede notar que para los días en que las larvas experimentan su tercera muda, la mayor concentración de organismos cambiando de piel fue relativamente igual en los tres ciclos, aunque se aprecia una notable diferencia en el intervalo de duración del ciclo uno, desde que el primer organismo inició su tercera muda hasta el último.

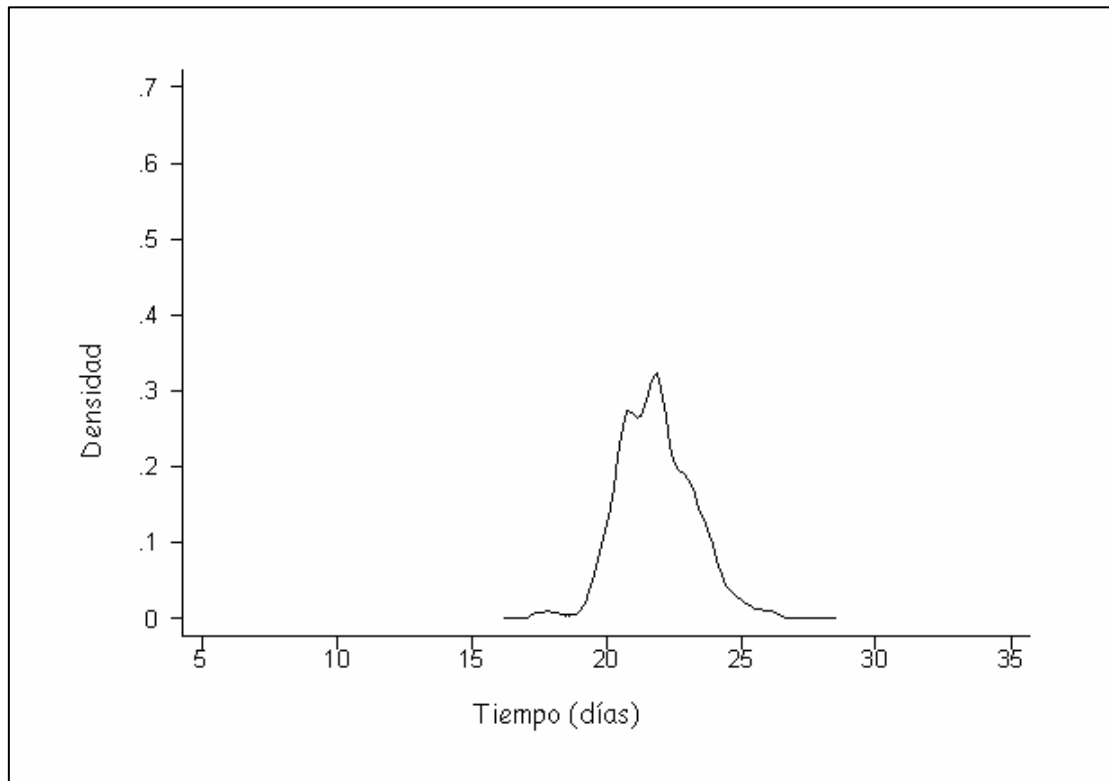


Figura 25. Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del tercer instar de *Caligo memnon*.

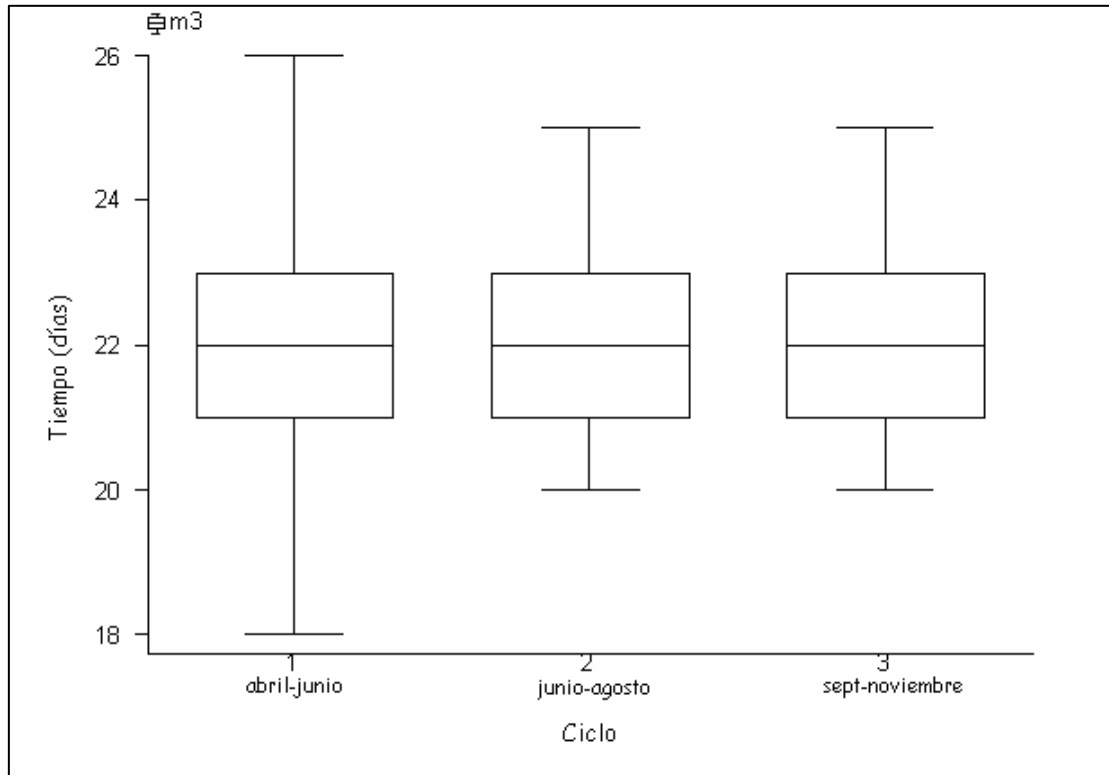


Figura 26. Diagrama de caja. Tercera muda en tres ciclos de *Caligo memnon*.

Cuadro 4. Resumen estadístico de las cuatro mudas para cada uno de los ciclos.

	Variable	Individuos	Media	Desviación estándar	Mín.	Max.
Ciclo 1	muda 1	43	8.0930	1.1713	6	13
	muda 2	41	14.658	1.8922	12	24
	muda 3	37	21.972	1.5181	18	26
	muda 4	35	29.857	1.3093	27	33
Ciclo 2	muda 1	46	9.2173	1.5479	7	16
	muda 2	42	15.357	0.98331	13	17
	muda 3	38	22.131	1.1893	20	25
	muda 4	35	29.914	1.0674	26	32
Ciclo 3	muda 1	50	8.66	0.77222	6	11
	muda 2	45	14.933	0.88933	13	17
	muda 3	43	22	1.1952	20	25
	muda 4	42	30.619	1.3960	29	33

10.2.4 CUARTO INSTAR

Los ocho procesos cuticulares o cuernos de la cápsula cefálica se formaron totalmente (Figura 27), y son completamente visibles las ocho pseudoespinas dorsales.

El color del cuerpo se torna de un verde más fuerte y comienza a aparecer una línea vertical de color blanco a lo largo de este. La longitud corporal máxima registrada durante éste instar alcanzó los 75 mm aproximadamente. La región ventral del cuerpo se observó de color amarillo pálido y pudieron distinguirse los ganchos o crochets de las falsas patas.



Figura 27. Acercamiento de una larva en cuarto instar.

En esta etapa se distinguió con mayor claridad, una pequeña glándula de color café rojizo ubicada en el primer par de patas verdaderas; aunque en los primeros estudios no se detectó ningún olor (Young y Muysendts, 1985) sirve como defensa y protección ante sus depredadores, ya que puede despedir una sustancia viscosa, transparente y con olor cuando se sienten amenazadas (Canet, 1986).

C. memnon posee seis pares de stemmatas, que a menudo se confunden con ocelos (Scoble, 1992), éstos pueden distinguirse fácilmente en este instar, tienen la apariencia de pequeñas gotitas de agua y están dispuestas en semicírculo entre las antenas y las maxilas en la cápsula cefálica.

La demanda alimenticia de las larvas en este instar fue mayor pues fue necesario reemplazar las plantas diariamente, lo cual se reflejó en la longitud del cuerpo que en promedio fue de 75 mm. Durante los días 29 y 30 se presentó la cuarta muda para la mayor parte de las larvas, en el intervalo del día 26 hasta el 33 (Figura 28; Cuadro 4).

En la última muda del estado larval se aprecia más estable el ciclo 2 ya que la mayor parte de las larvas mudaron durante el día 30, mientras que en el ciclo 1 y 3 las larvas en transición del cuarto a quinto instar mudaron casi el mismo día, aunque el ciclo 3 comenzó después y duró menos días (Figura 29).

Las larvas de *C. memnon* son gregarias en las agrupaciones se pueden observar a larvas pequeñas alimentándose junto a las de mayor tamaño, esta especie no ha mostrado canibalismo. Aunque los datos fueron tomados por individuo este comportamiento pudo observarse en los criaderos del mariposario, en donde se encontraban la mayor parte de las larvas que se crían en Xcaret.

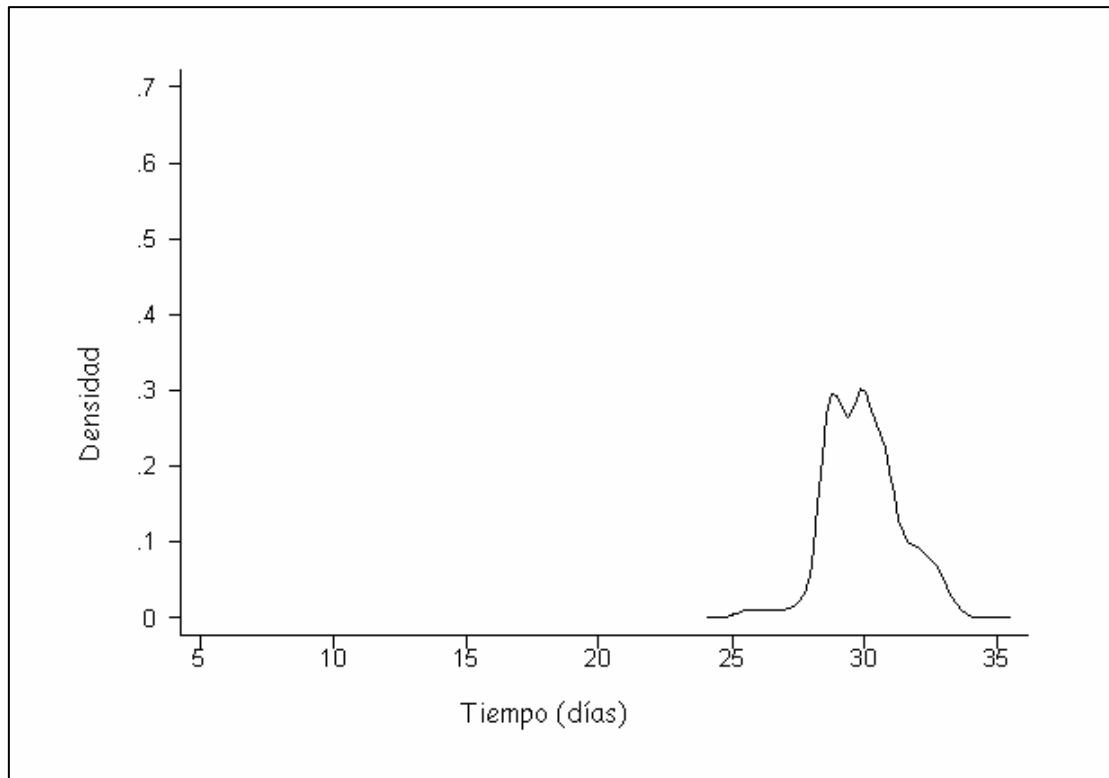


Figura 28. Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días del cuarto instar de *Caligo memnon*.

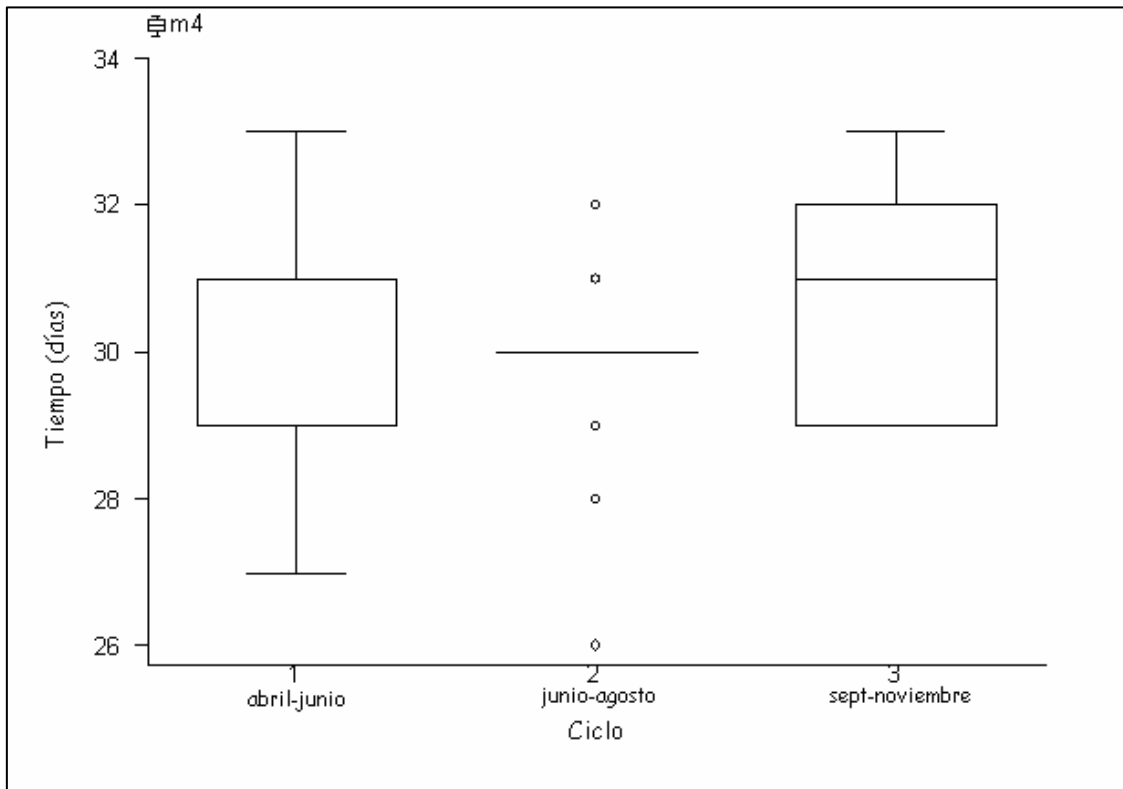


Figura 29. Diagrama de caja, cuarta muda en tres ciclos de *Caligo memnon*.

10.2.5 QUINTO INSTAR

El color del cuerpo se modificó a un ligero color café oscuro o verdoso notándose a simple vista el aumento de sedas en toda la superficie corporal. También se aprecia una línea dorsal de color negro desde la cabeza extendiéndose hasta los dos últimos segmentos abdominales.

Al final de la cuarta muda la cabeza se encuentra completamente suave y de un color amarillo tenue (Figura 30), los procesos anales bifidos se han endurecido completamente. Las ornamentaciones de la cápsula cefálica alcanzan 10 mm y se encuentran cubiertas de sedas. Durante este estadio era común encontrarse a las larvas descansando en la base del tallo de la planta ya que su color parecido a éste las hace menos perceptibles a sus depredadores.



Figura 30. Último estadio larval de *Caligo memnon*. Se puede observar la cápsula cefálica y piel del instar anterior.



Figura 31. Larva de *Caligo memnon* días antes de pupar.

En su último y quinto instar, las larvas permanecieron aproximadamente 11 días; en este instar la longitud del cuerpo alcanza su máximo crecimiento y se prepara para mudar por última ocasión hacia el estadio de pupa. Algunas larvas llegaron a medir 120 mm, pero en general se encontró que las larvas midieron en promedio 111 mm.

Después de haber acumulado todas las reservas alimenticias necesarias para su siguiente etapa, disminuye sus movimientos y finalmente deja de comer, los segmentos abdominales se hinchan, el color del cuerpo comienza a palidecer (Figura 31). Posteriormente, la longitud del cuerpo se reduce y permanece así de uno a dos días.

En el histograma de la figura 32 se pueden distinguir con mayor claridad cuatro mudas experimentadas en el estado larval de *Caligo memnon*, la densidad de organismos en cada uno de ellos y el tiempo promedio de duración para cada instar.

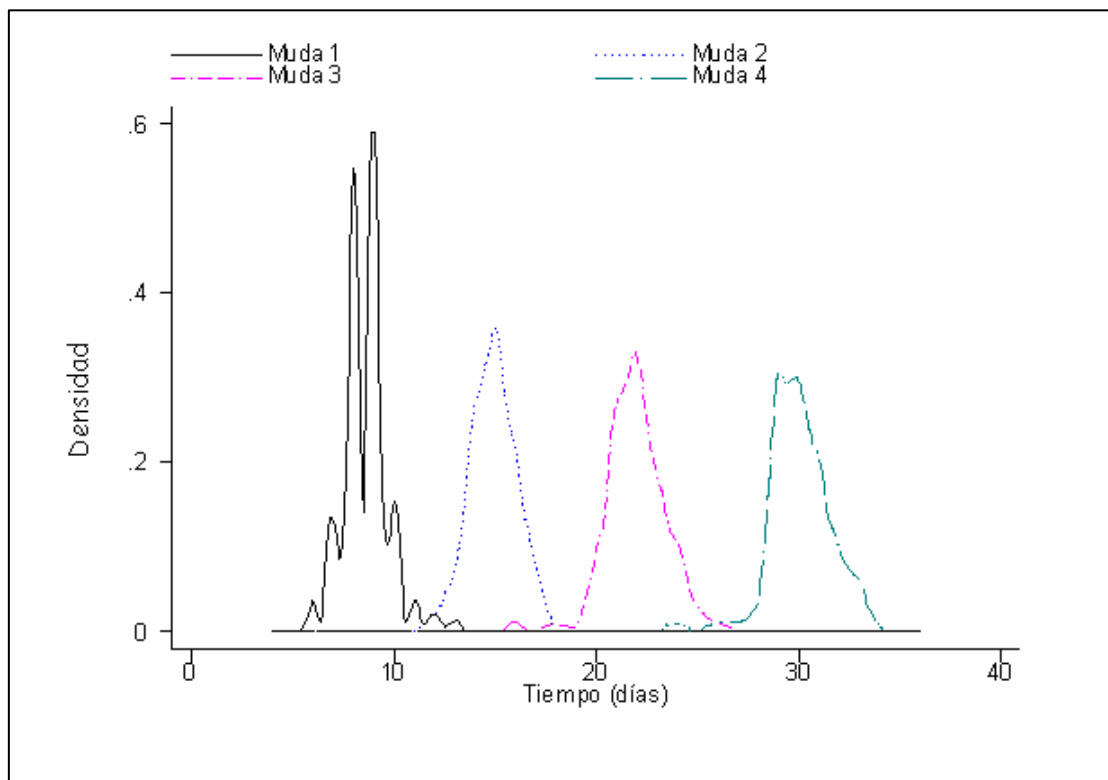


Figura 32. Histograma suavizado (EDK) con banda óptima de Silverman para el número de días de los cuatro instar de *Caligo memnon*.

10.2.6 CONTRASTE DE VALORES

Con el propósito de hacer comparaciones entre los tres ciclos, se contrastaron los valores medios obtenidos para cada uno de ellos, por medio del Análisis de Varianza (ANDEVA) (Cuadro 5).

Para verificar la homoscedasticidad por ciclo se llevó a cabo la prueba de Levene (1960). En caso de no rechazar igualdad de varianzas se procedió con el ANDEVA y para las comparaciones múltiples se utilizó la prueba de Bonferroni.

Para la muda 1 la prueba de Levene no rechazó la homoscedasticidad ($W_{50,2,136} = 2.4140$, $P = 0.0578$). El ANDEVA indicó medias diferentes ($F = 9.82$, $P < 0.001$) (Cuadro 4) y las comparaciones múltiples (Bonferroni) (Cuadro 6) mostraron diferencia significativa entre los ciclos 1 y 2.

En la muda dos, la prueba de Levene acepta la homoscedasticidad ($W_{50, 2, 125} = 2.1338$, $P = 0.4136$). El análisis de varianza (Cuadro 4) indicó que las medias muestran diferencias ($F = 2.96$, $P < 0.10$) y la prueba de comparaciones múltiples muestra diferencias significativas entre los ciclos 1 y 2 (Cuadro 7).

Al realizar la prueba de Levene para la tercera muda, las varianzas resultan iguales ($W_{50, 2, 115} = .8896$, $P < 0.8509$). El ANDEVA no muestra medias diferentes ($F = 0.16$, $P < 0.850$) (Cuadro 4). La prueba de Bonferroni no encuentra diferencias significativas entre los ciclos.

La prueba de Levene rechazó la igualdad de varianzas para la cuarta muda por lo que se realizó el equivalente no paramétrico del análisis de varianza de una vía, esto es el procedimiento de Kruskal-Wallis. Kruskal-Wallis (Cuadro 8) señaló diferencia entre ciclos ($\chi^2 = 6.874$, $P = 0.0322$) y la prueba de Z para comparaciones múltiples (Bonferroni) mostró diferencia significativa entre los ciclos 1 y 3 (Cuadro 9).

Cuadro 5. Resumen estadístico. Análisis de varianza de las mudas 1, 2, 3.

Muda 1					
Fuente	SC	g. l.	CM	F	Prob >F
Entre grupos	28.102	2	14.051	9.82	0.0001
Dentro de los grupos	194.67	136	1.4314		
Total	222.77	138	1.6143		
Muda 2					
Fuente	SC	g. l.	CM	F	Prob >F
Entre grupos	10.306	2	5.1531	2.96	0.0555
Dentro de los grupos	217.66	125	1.7412		
Total	227.96	127	179.50		
Muda 3					
Fuente	SC	g. l.	CM	F	Prob >F
Entre grupos	.5493	2	.27466	0.16	0.8509
Dentro de los grupos	195.31	115	1.6983		
Total	195.86	117	1.6740		

Cuadro 6. Comparación de muda 1 por ciclo (Bonferroni).

Media de fila- Media de Columna.	1	2
2	1.12437 0.000	
3	.566977 0.073	-.557391 0.072

Cuadro 7. Comparación de muda 2 por ciclo (Bonferroni).

Media de fila- Media de Columna.	1	2
2	.698606 0.052	
3	.274797 1.000	-.42381 0.411

Cuadro 8. K-Wallis m4 por ciclo.

ciclo	observaciones	suma de rangos
1	35	1657
2	35	1904.5
3	42	2766.5
X ² =	6.423 con 2 g. l.	
Prob.	0.0403	
X ² c/emp =	6.874 con 2 g. l.	
prob.	0.0322	

Cuadro 9. Comparación múltiple Kruskal-Wallis. Prueba del valor Z.

Muda 4	1	2	3
1	0.0000	0.9424	2.5786
2	0.9424	0.0000	1.5944
3	2.5786	1.5944	0.0000

Criterio de Bonferroni; medianas significativamente diferentes si el valor de $Z > 2.3940$

Los cuatro procesos de muda, en los tres ciclos realizados, se encuentran representados en los diagramas de caja que se muestran en la figura 33.

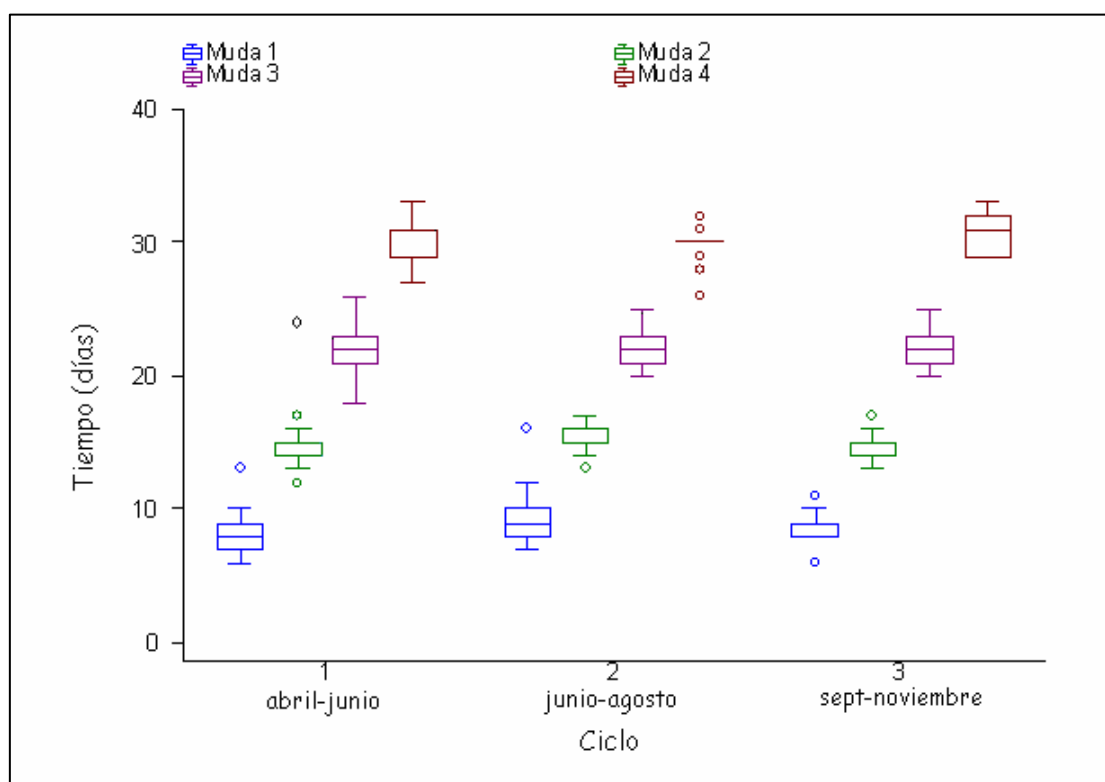


Figura 33. Diagramas de caja, para las cuatro mudas de cada uno de los tres ciclos de *Caligo memnon*.

10.2.7 CRECIMIENTO

Las larvas de *Caligo memnon*, son relativamente grandes en comparación a otras especies, por lo que no fue difícil establecer las cuatro mudas o cinco instars durante su desarrollo larvario.

Sin embargo, esto se corroboró utilizando las medidas de crecimiento y se graficaron contra el tiempo para obtener una gráfica escalonada siendo, los escalones el número de mudas que presenta la larva (Parlangue, 1985) (Figura 34).

Los datos de crecimiento de las larvas medidas durante los tres ciclos se encuentran representados en la figura 35. En general, las larvas recién eclosionadas midieron de 5 a 7 mm y en el quinto instar la mayoría alcanzó su máximo crecimiento a los 111 mm, y el término de su etapa larval a los 41 días aproximadamente después de la eclosión.

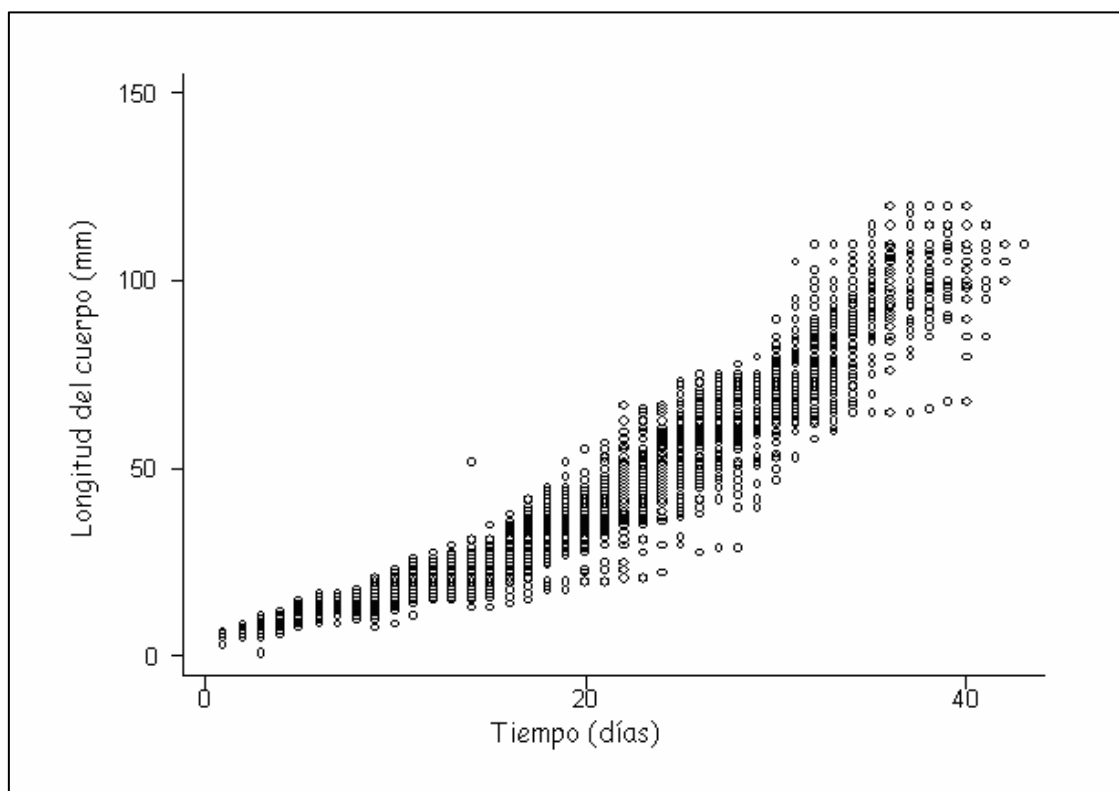


Figura 34. Diagrama de dispersión para la longitud del cuerpo (l_c) contra el tiempo (número de días) durante el desarrollo larval de *Caligo memnon*.

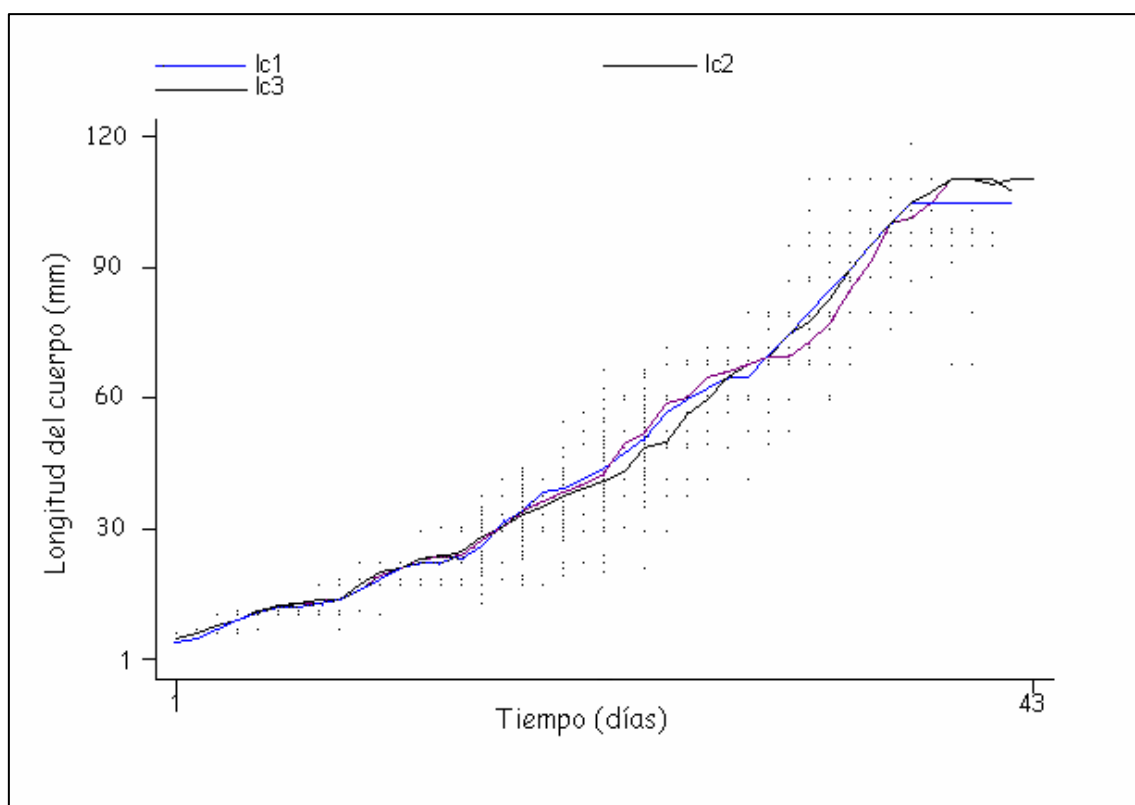


Figura 35. Curvas no paramétricas (conexión de medianas) por ciclo para el crecimiento del estado larval de *Caligo memnon*.

10.2.8 MODELO DE CRECIMIENTO PARA EL ESTADO LARVAL DE *Caligo memnon*

Se han propuesto varios modelos o criterios para identificar el número de mudas que realizan las larvas de insectos (Villa y Catalán, 2004).

Como una alternativa para establecer las mudas que realiza las larvas de las mariposas durante su crecimiento y puesto que, como se ha mencionado, los organismos que mudan siguen un patrón determinado de crecimiento, se ajustó un modelo estadístico para el crecimiento larval de *C. memnon*. Este modelo nos permitirá saber el número de días, en qué instar se encuentra la larva, o bien cuantas mudas ha tenido a la fecha, a partir de la longitud del cuerpo, es decir, el tiempo promedio que tiene de vida desde el momento de la eclosión y restante hacia el estado de pupa conociendo su tamaño.

Los gráficos de dispersión obtenidos a partir de los datos (tiempo y longitud del cuerpo) mostraron un comportamiento curvilíneo (Figuras 36, 38 y 40), sin embargo, al obtener la raíz cuadrada de las variables se observó un comportamiento rectilíneo, por lo que se procedió a ajustar un modelo lineal por mínimos cuadrados (Cuadro 10):

$$Y = a + bx$$

En donde Y = raíz cuadrada de la longitud del cuerpo (rclc)

a = ordenada al origen (cons)

b = pendiente

x = días

Por ejemplo, para estimar la longitud del cuerpo de una larva a los 20 días del ciclo 1:

A partir de la fórmula: $Y = a + bx$ se obtiene el valor de la raíz cuadrada de la longitud del cuerpo (6.25615) como se ilustra en la figura. 37; cuando este dato se eleva al cuadrado, se obtiene como resultado los 39.20 mm (Figura. 36), que aproximadamente midió la larva a los 20 días después de la eclosión.

$$rclc = (2.083708) + [.2086224 (20)] = 2.083708 + 4.172448 = 6.25615$$

$$(6.25615)^2 = 39.20$$

Utilizando el modelo anterior se obtuvieron las rectas de crecimiento para los tres ciclos realizados en este trabajo que se ilustran en las figuras 37, 39 y 41 (Cuadro 10). Haciendo una comparación en las rectas tenemos que los ciclos 1 y 3 son similares, mientras el ciclo 2 resultó diferente.

Cuadro10. Resumen estadístico. Regresión lineal para los tres ciclos en donde:
 Rclc1: Raíz cuadrada de la longitud del cuerpo para el ciclo 1
 Rclc2: Raíz cuadrada de la longitud del cuerpo para el ciclo 2
 Rclc3: Raíz cuadrada de la longitud del cuerpo para el ciclo 3

Ciclo 1

Fuente	SC	g. l.	CM	F(1,1681)	Prob >F	
Modelo	998.856.746	1	998.856.746	40332,32	0.0000	
Residual	416,310793	1681	0,247656629			
Total	10404,8783	1682	6,18601561			
Rclc1	Coef.	Desviación estándar	t	P>t	Intervalo de confianza del 95%	
No. día	0,2086224	0,0010388	200,83	0.00	0,20658	0,210659
cons	2,083708	0,0237476	87,74	0.00	2,03713	2,130286

Ciclo 2

Fuente	SC	g. l.	CM	F(1,1750)	Prob >F	
Modelo	10.621	1	10.621	53320,67	0.0000	
Residual	384,585344	1750	0,19919163			
Total	10969,617	1751	6,,26477268			
Rclc2	Coef.	Desviación estándar	t	P>t	Intervalo de confianza del 95%	
No. día	0,21305	0,00092	230,91	0.00	0,21124	0,21486
cons	2,091	0,20093	99,9	0.00	2,0506	2,1328

Ciclo 3

Fuente	SC	g. l.	CM	F(1,1846)	Prob >F	
Modelo	10.89	1	10.869	99958,94	0.0000	
Residual	200,73	1846	0,10873			
Total	11070,1	1847	0,59935			
Rclc3	Coef.	Desviación estándar	t	P>t	Intervalo de confianza del 95%	
No. día	0,20691	0,00065	316,16	0.00	0,20562	0,20819
cons	2,1934	0,1524	143,84	0.00	2,1634	2,223

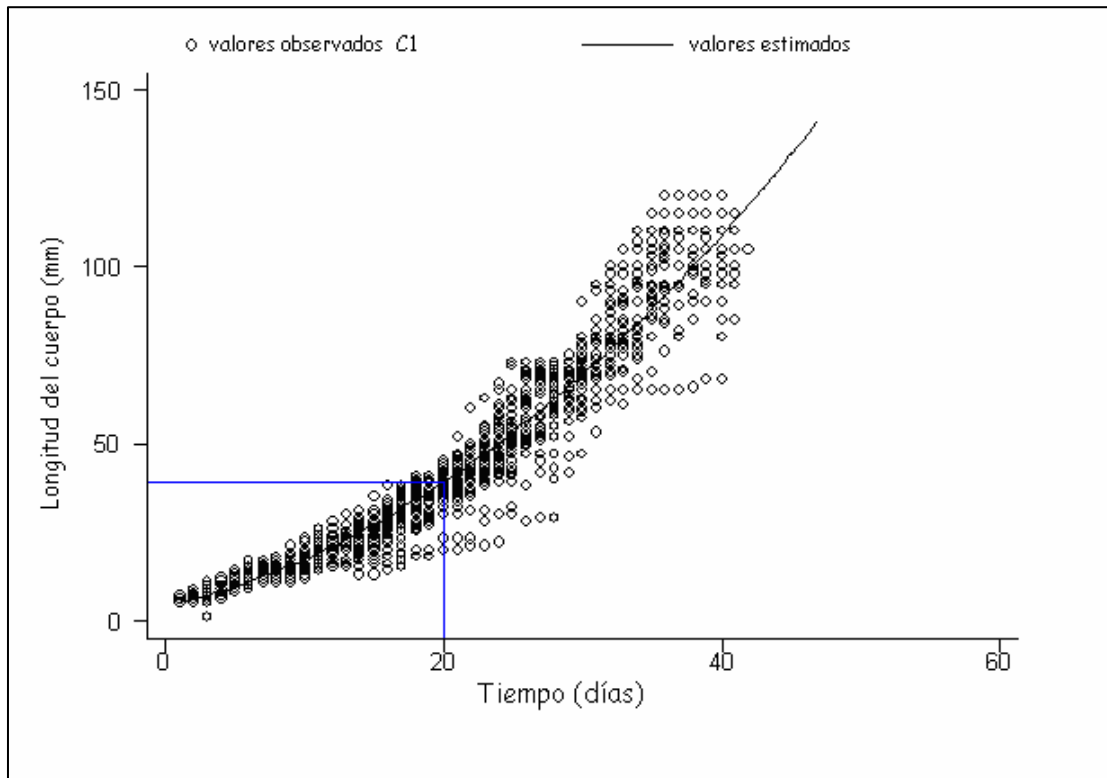


Figura 36. Gráfico de dispersión para el crecimiento de *Caligo memnon* en el Ciclo 1. La línea representa la longitud aproximada de una larva a los 20 días de edad.

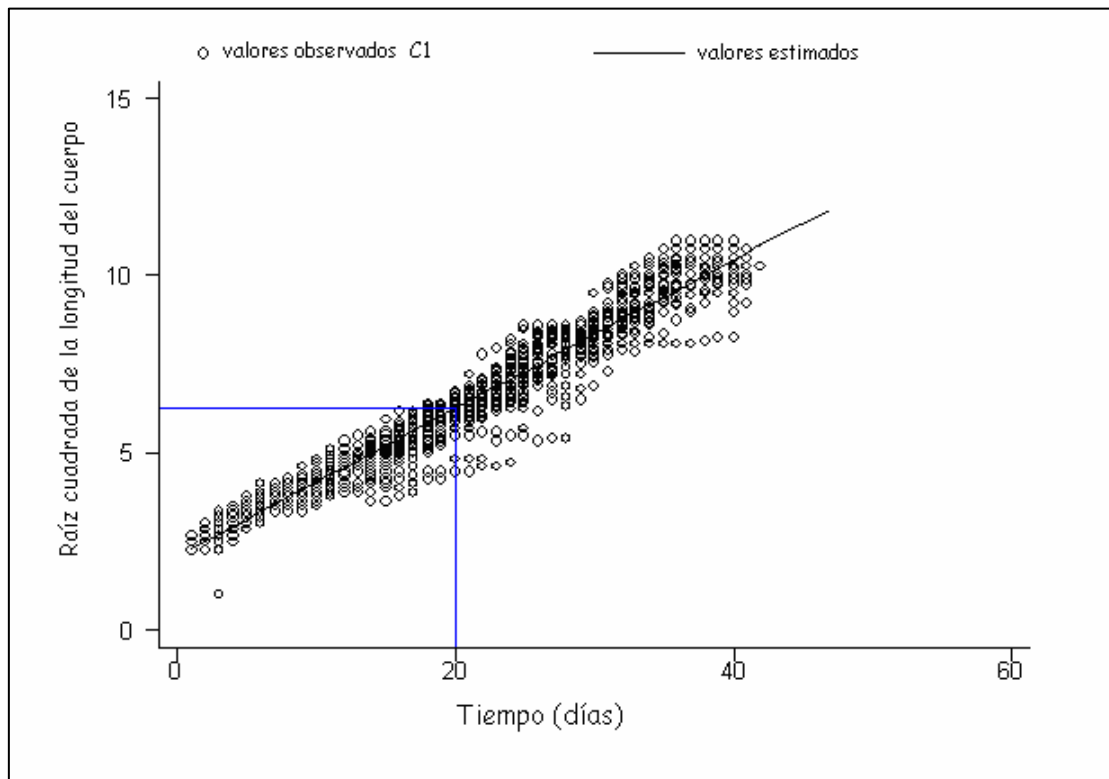


Figura 37. Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo) para el crecimiento de *Caligo memnon* en el ciclo1. La línea representa la Rlc de una larva a los 20 días de edad.

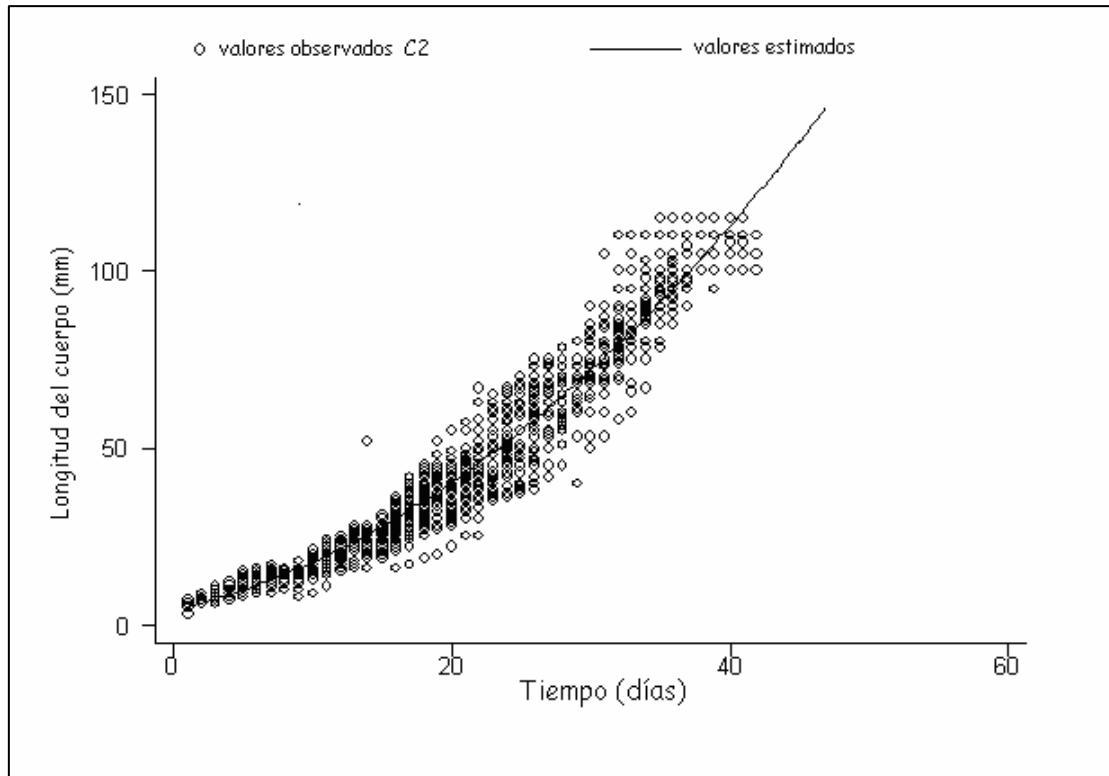


Figura 38. Gráfico de dispersión para el crecimiento de *Caligo memnon* en el Ciclo 2.

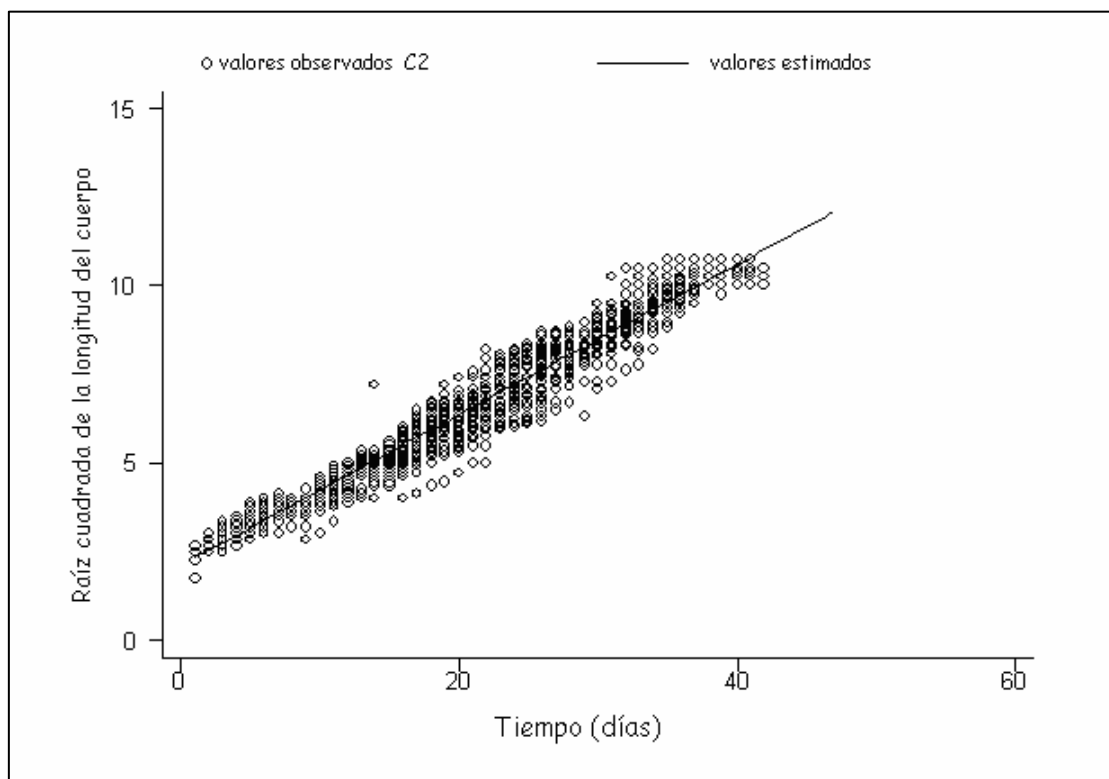


Figura 39. Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo) para el crecimiento de *Caligo memnon* en el ciclo 2.

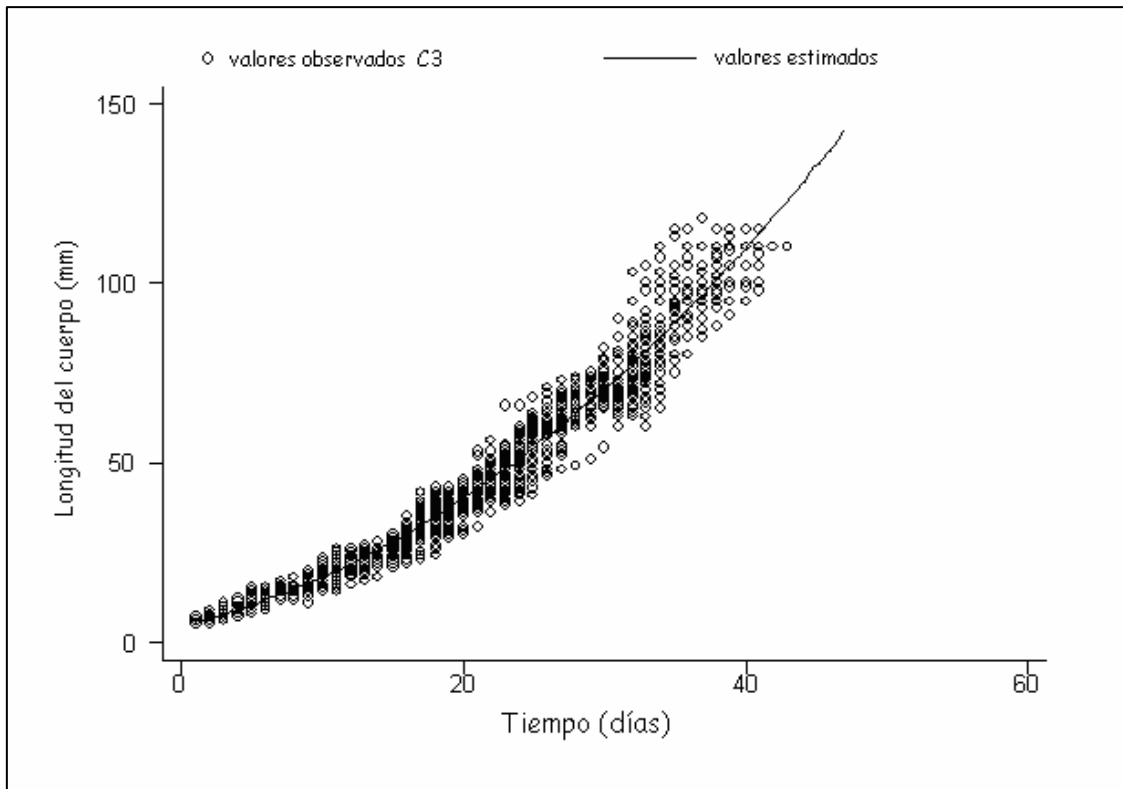


Figura 40. Gráfico de dispersión para el crecimiento de *Caligo memnon* en el Ciclo 3.

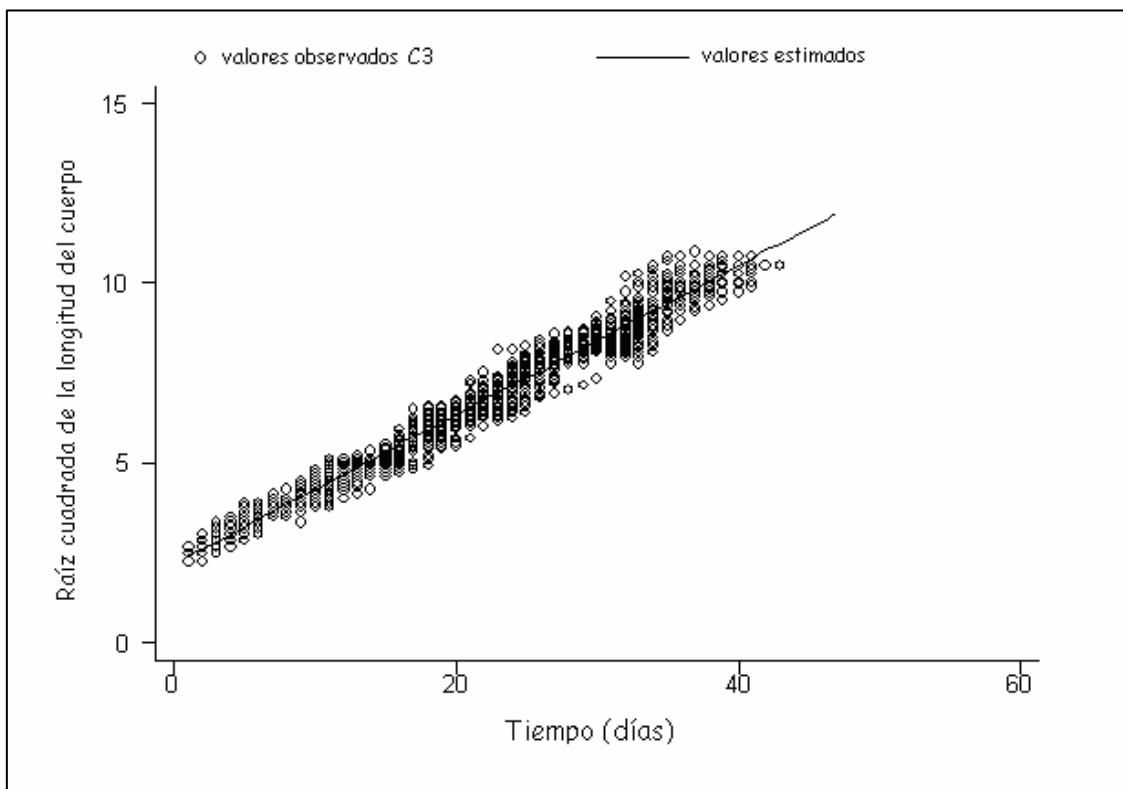


Figura 41. Gráfico de dispersión y modelo lineal (raíz cuadrada de la longitud del cuerpo) para el crecimiento de *Caligo memnon* en el ciclo 3.

Cuadro 11. Resumen estadístico. Regresión lineal del total de datos.

Fuente	SC	g. l.	CM	F(1,5281)	Prob >F
Modelo	31493	1	31493		0.0000
Residual	979300	5281	0,1853		
Total	32472	5282	6,1478		
Raíz cuadrada Longitud del cuerpo	Coef.	Desviación estándar	t	P>t	Intervalo de confianza del 95%
No. día	0,2094	0,00050	412,17	0.000	0,20847 0,2104
cons	2,124	0,11669	182,07	0.000	2,1016 2,1474

Hasta aquí, se utilizaron los valores de cada ciclo por separado. Sin embargo, para hacer un estándar del crecimiento larval para esta especie, se tomaron los datos de los tres ciclos en conjunto (Cuadro 11).

10.2.9 MORTALIDAD

La prueba de bondad de ajuste χ^2 (Cuadro 12) realizada para determinar si la muerte de larvas ocurrió de manera uniforme a lo largo de los días indica que no existió algún factor que produjera su muerte, al menos para los lotes estudiados ($P < 0.05$).

Cuadro 12. Prueba de bondad de ajuste χ^2

chi2c=	22.7894	g. l.=	20	1- alfa=	0.95
P =	0.2992	alfa=	0.05	chi2.95.20=	31.4104

10.3 PUPA

Después de alcanzar su máximo crecimiento y reducir su tamaño, la larva se adhiere a las hojas o ramitas por medio del cremaster, que es un proceso espinoso situado en la parte posterior del cuerpo y se cuelga con la cabeza hacia abajo (Figura 42a), los segmentos abdominales se hinchan (Figura 42b) y el color del cuerpo se aclara notablemente; este proceso dura un día o dos.

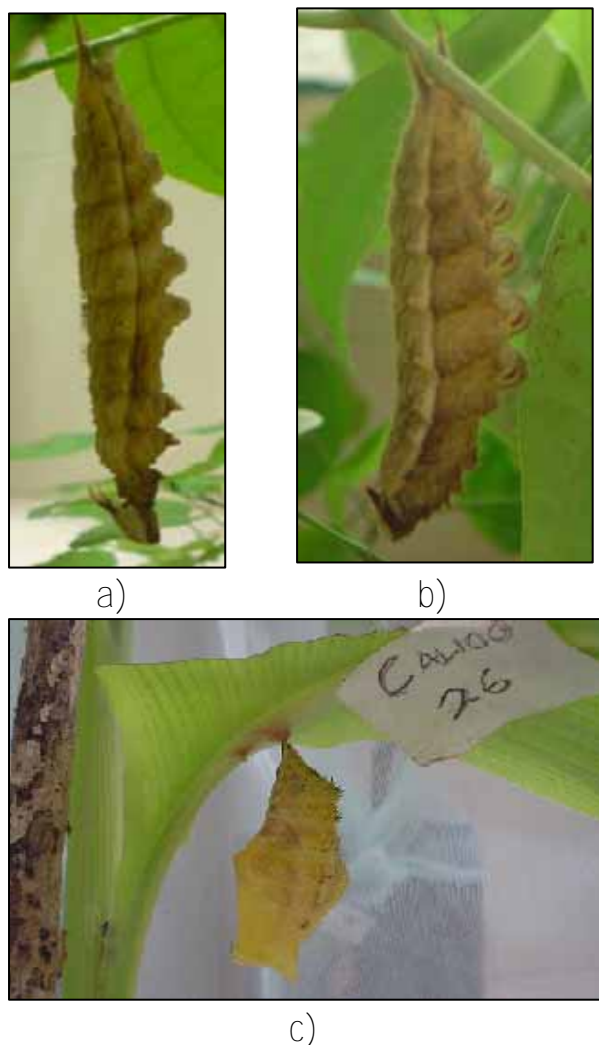


Figura 42. a) Larva de *Caligo memnon* lista para mudar; b) prepupa (Foto: Lilia Crhisty); c) pupa recién formada.

Después de algunas contorsiones, se deshace de la última piel larval e inicia la etapa de pupa. El desprendimiento de la cápsula

cefálica es diferente al de las mudas anteriores, ya que se desprende de ella fracturándola en dos verticalmente, justo por la mitad. La última piel larval, queda unida a los restos de la cápsula cefálica y se desprende. Luego, el organismo se balancea en forma de círculos en sentido de las manecillas del reloj, hasta alcanzar su forma definitiva, proceso que dura aproximadamente cinco minutos.

Recién formada la pupa se encuentra muy suave y su color es amarillo pálido (Figura 42c). Su cubierta quitinosa tarda en secarse alrededor de dos días, tiempo en el que es vulnerable a cualquier movimiento por lo que en este estado debe tratarse con mucho cuidado o moverse lo menos posible. La pupa no tiene movilidad, pero si es molestada se contornea de un lado para otro. La crisálida está cubierta por una membrana gruesa de quitina para protegerla durante su período de latencia también conocido como diapausa. El color de las pupas con la cubierta quitinosa seca varía desde amarillo claro hasta café oscuro. Algunos días antes de la emergencia del adulto la membrana quitinosa es translúcida y a través de ella se notan las alas completamente formadas. Para el ciclo 1 se obtuvieron 35 pupas, para el ciclo 2 y 3, 39 y 44 respectivamente (Figura 43). Así pues, el porcentaje de pupas obtenido durante los tres ciclos fue de un 78% aproximadamente. Los organismos permanecieron en este estado alrededor de 20 días después de formarse la pupa.

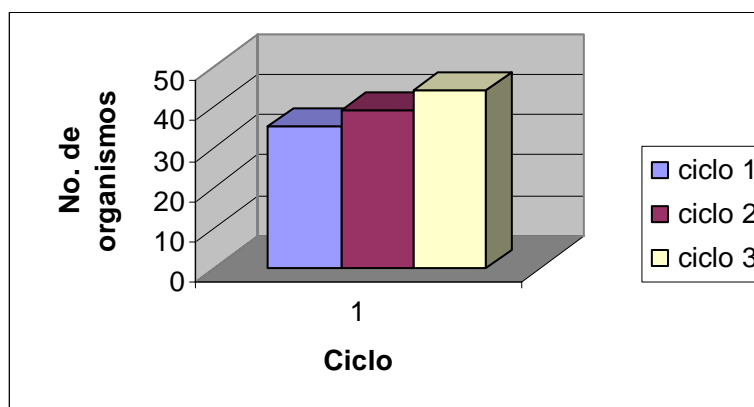


Figura 43. Total de pupas formadas.

10.4 ADULTO

La pupa secreta un fluido que suaviza la cubierta quitinosa , al salir los adultos hacen una pequeña hendidura en la cubierta a través de la cual sacan la cabeza y la proboscis que extienden y retraen numerosas veces. Al emerger las mariposas tienen las alas suaves y pequeñas que extienden totalmente cuando circula la hemolinfa por las venas, éstas tardan en secarse aproximadamente 2 horas.

La emergencia de los adultos duró del día 59 al 66, aunque para el ciclo 3 el rango de emergencia es más corto (Cuadro 13, Figura 46); sin embargo, se observa que el día en el cual se obtuvo el mayor número de adultos es el 63 independientemente del ciclo del que se trate. Del total de larvas (150) criadas inicialmente, 111 de ellas llegó a la edad adulta, es decir, se obtuvo un 74% de emergencia de adultos.

Cuadro 13. Resumen estadístico para el día de emergencia de adultos.

Ciclo	Variable	Adultos	Media	Desviación estándar	Mín.	Max.
1	Día de emergencia	35	62,571	1,78697	59	66
2	Día de emergencia	36	62,833	1,57662	59	66
3	Día de emergencia	39	62,666	1,59495	60	65

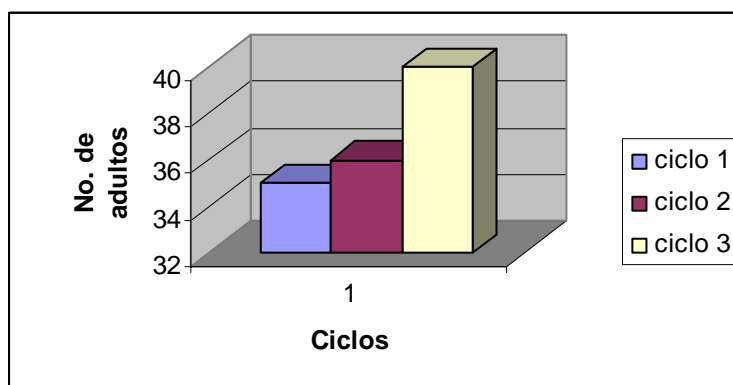


Figura 44. Total de adultos registrados durante los tres ciclos.

De acuerdo con Corrales (1999) los adultos de *Caligo memnon* son mariposas de tamaño grande, con alas anteriores con los dos tercios basales de color amarillo parduzco y el borde distal ligeramente más claro y azulado (Figura 44); cuando se encuentran en reposo se observa con claridad un ocelo u ojo en la parte ventral de las alas posteriores.



Figura 45. Adulto de *Caligo memnon*.

Al realizar la prueba de Levene para el día de emergencia las varianzas resultan iguales ($W_{50}, 2,107 = .214104, P < 0.80760$). El ANDEVA no muestra medias diferentes ($F = 0.23, P > 0.7954$) (Cuadro 13). Por lo tanto no se encuentran diferencias significativas para los días de emergencia, entre los tres ciclos.

Para ilustrar los datos obtenidos durante el desarrollo del ciclo de vida desde el momento de la eclosión hasta la emergencia de los adultos, expuestos en el presente trabajo, se utilizaron los diagramas de caja de la figura 47.

Cuadro 14. Análisis de Varianza para el día de emergencia de adultos.

Fuente	SC	g. l.	CM	F	Prob >F
Entre grupos	.549328	2	.2746642	0.16	0.8509
Dentro de los grupos	195.3150	115	1.698391		
Total	195.8644	117	1.674054		

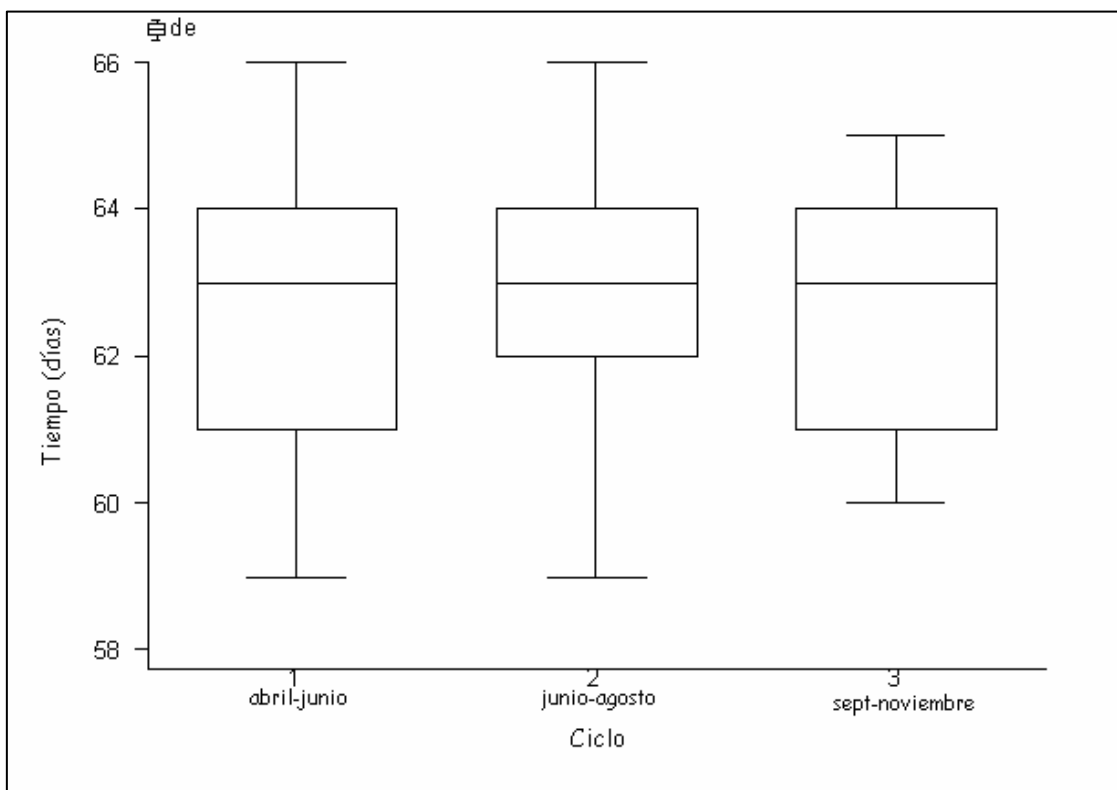


Figura 46. Diagramas de Caja para los días de emergencia de adultos de *Caligo memnon*.

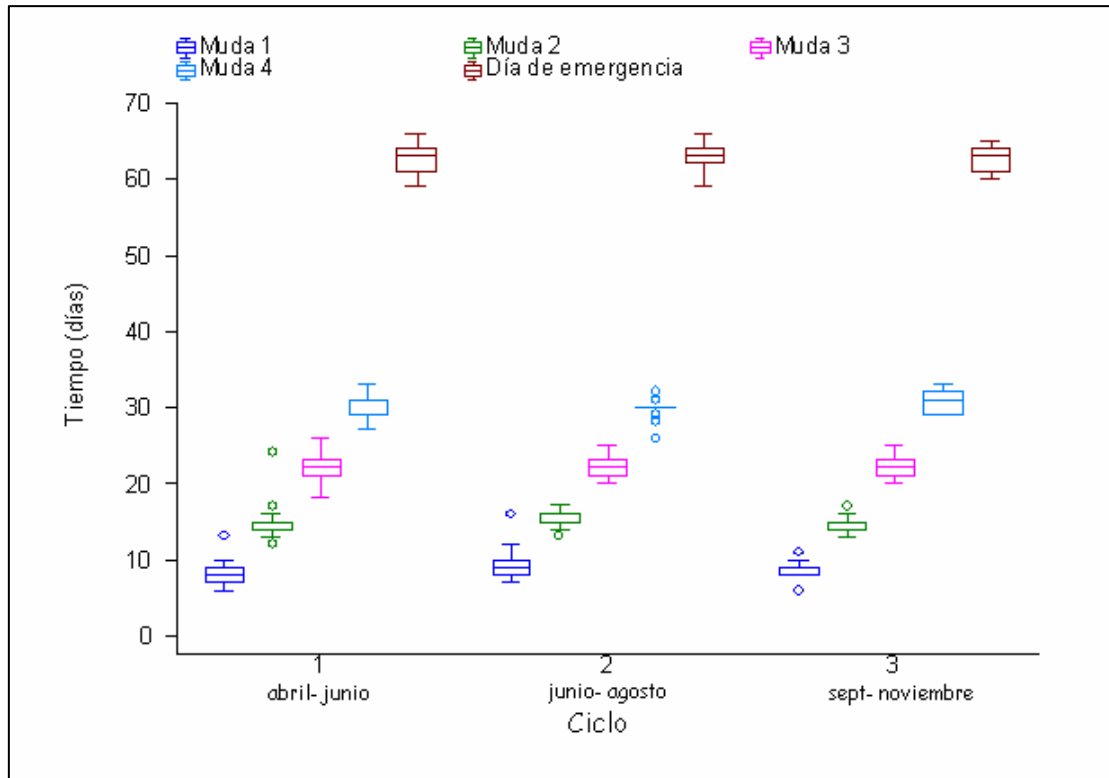


Figura 47. Diagramas de caja para las cuatro etapas larvales de *Caligo memnon* y de la emergencia de adultos.

11. DISCUSIÓN

De acuerdo con los resultados el ciclo de vida de *Caligo memnon* dura de entre 60 y 62 días desde el momento de la eclosión hasta la emergencia de los adultos. Como se observó, presenta cinco instars en la etapa larval o de crecimiento, la duración desde la formación de la pupa hasta el momento de la emergencia de los imagos es de aproximadamente 20 días.

Caligo memnon es una mariposa con características que hacen fácil su manejo, cría y reproducción. Muchos estudios, sobre todo en América Central se refieren a ellas de manera significativa, ya que en algunos países como Venezuela (Briceño, 1990) y Costa Rica (Canet, 1986) son consideradas como insectos plaga.

Las plantas que utiliza con más frecuencia *C. memnon* para su alimentación son varias especies de Musaceae, Heliconiaceae y Maranthaceae (Young y Muysendt, 1985; Canet, 1986; Srygley, 1994) y con menos preferencia a las especies de Cannaceae, familias pertenecientes al orden de los Zingiberales.

Aún cuando las Cannáceas se encuentran en la lista de menor elección para la alimentación de *Caligo memnon*, Condie (1986) [citado por Young y Muysendt (1985)] logró criar con éxito esta especie utilizando *Canna* sp. En el presente trabajo fue utilizada *Canna glauca* para el cultivo de larvas, ya que durante los meses de estudio se contaba con una cantidad suficiente de plantas en el vivero del mariposario y pudo llevarse a cabo la crianza de esta mariposa incluso con gran aceptación de las larvas.

Durante el crecimiento larval de *Caligo memnon* se pudieron notar diferencias en el desarrollo de los organismos entre los ciclos 1 y 2 para cada instar, a pesar de que la temperatura y humedad fueron constantes. Sin embargo, la emergencia de los adultos se dió de manera homogénea durante los tres ciclos (65 días). Con respecto a la

duración de los ciclos en su conjunto, fue menor que los descritos por Canet (1986) ya que el primer adulto emergió al día 72 después de la puesta y el último el día 79, es decir, los ciclos fueron más cortos. Canet (1986) menciona que el ciclo de *Caligo m.*, desde la postura de los huevos hasta la emergencia de los adultos duró entre 74 y 95 días a temperaturas desde 10 hasta 25 °C.

En cuanto a la talla de los organismos en fase larval obtenido en el presente estudio (mínima 5 mm y máxima 120 mm) son menores a los encontrados por Briceño (1980), quien reporta larvas recién eclosionadas de hasta 8 mm y completamente desarrolladas de 140 a 145 mm de longitud, las cuales se encontraron en *Mussa paradisiaca* (plátano); sin embargo el autor no menciona bajo que condiciones de temperatura y humedad se encontraron los ejemplares.

Diversos estudios enmarcan de manera global, el comportamiento del estado larval de los insectos (Parlangue, 1985; Young y Muysendt, 1985; Amarillo-S y Wolfe, 1997; Flores *et al.*, 2004; Villa y Catalán, 2004), generalmente con el uso de plantas vivientes para la alimentación de estas formas juveniles, lo que resulta un proceso costoso en términos de espacio y tiempo (Holloway *et al.*, 1999); sin embargo, aún existen discrepancias con respecto a los factores que afectan su desarrollo. Por ejemplo, el desarrollo de las larvas de licénidos criadas por Parlangue (1985) fue inconstante puesto que aún cuando se mantuvieron dentro de un laboratorio hubo fluctuación de temperatura; esta autora considera que es importante experimentar con lotes bajo temperatura, humedad y fotoperiodo controlados. Por su parte Jiménez, (1987), experimentó con individuos en condiciones ambientales suponiendo que la variabilidad en el desarrollo se debiera a la fluctuación de estas condiciones, es decir, que los cambios de temperatura y humedad provocarían la aceleración o retraso del metabolismo de los organismos, sin embargo, los resultados indicaron lo contrario.

Los insectos son ectodérmicos o heliotérmicos (como se aplica en mariposas), es decir, que su temperatura varía con la del medio, por lo que este parámetro juega un papel importante durante su ciclo de vida, especialmente cuando se trata de longevidad y fecundidad (Karlsson y Wiklund, 2005).

Los insectos viven tiempos cortos a temperaturas elevadas (Speigel *et al.*, 1999), aunque las mariposas que están adaptadas a temperaturas elevadas y climas secos viven mejor a altas temperaturas (Karlsson y Wiklund, 2005).

Es importante saber sobre los cambios en las tasas de desarrollo bajo condiciones naturales, ya que los organismos se desarrollan en lugares donde hay fluctuación de la temperatura, por lo que es preciso averiguar qué tan válidas son las conclusiones obtenidas a través de experimentos realizados bajo temperaturas constantes (Andrewartha y Birch, 1954) ya que existe una compleja interrelación entre el efecto de la temperatura y un efecto indirecto a través de su alimentación y sus enemigos naturales.

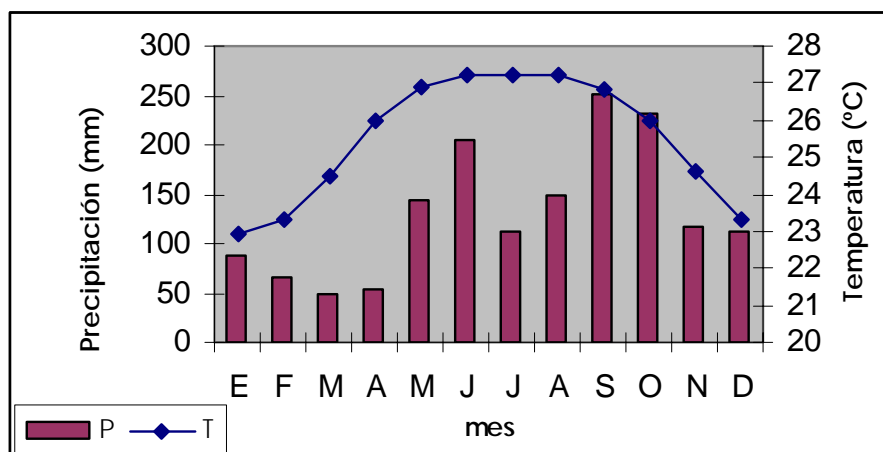


Figura 48. Temperatura y precipitación de la estación Cozumel, Q. Roo. Datos tomados de García (1981).

Es posible que aunque la temperatura a la cual se cultivaron los organismos fue relativamente constante (25 a 28 °C) su desarrollo estuviera influenciado por el período climatológico natural, especialmente para el ciclo 2 (junio-agosto), sin embargo, durante este período, que corresponde a la estación cálido-húmeda del año (Figura 48) la fluctuación de temperatura fue relativamente nula (27 °C durante los tres meses), mientras la precipitación varió un poco (205 mm a 148 mm del año), notándose la presencia de canícula precisamente durante los meses de julio y agosto.

Ahora bien, para las larvas de insectos el fotoperiodo es uno de los factores que regulan los procesos de desarrollo ya que existen cambios en los periodos de luz- oscuridad en las diferentes estaciones y del año, lo que permite una mejor oportunidad de desarrollo bajo condiciones favorables. Como se puede notar en la figura 49 la duración de los diferentes estados del ciclo de vida de un coleóptero (*Kitorhinus sharpianus*) desde huevo hasta pupa, se ve afectado por el fotoperiodo aún cuando la temperatura es constante (Speight *et al.*, 1999).

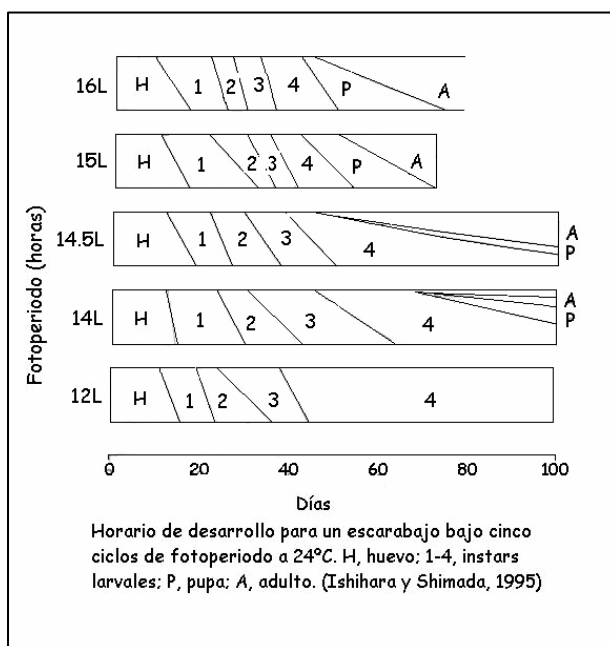


Figura 49. Efecto del fotoperíodo en el ciclo de vida de un escarabajo. Modificado de Speight *et al.*, 1999.

Pero al referir este concepto a las diferencias de desarrollo de *Caligo memnon*, se esperaría que los ciclos 1 y 2 fueran similares debido a que durante estos períodos los días son más largos, y que el ciclo 3 fuera más largo puesto que de septiembre a noviembre los días son cada vez más cortos, sin embargo las diferencias se encuentran entre el ciclo 1 y 2, contrario a lo que se esperaba.

La variación en la alimentación y otros criterios de rendimiento, ocurren entre individuos de la misma edad y sexo criados bajo las mismas condiciones, reflejándose los componentes genéticos en gran parte en el rendimiento de las orugas. Los individuos con diferentes genotipos (entre una misma población o diferentes) puede variar en su consumo y utilización del alimento, manifestándose en la adaptación a las plantas (Slansky, 1993). Condición que se presentó en este trabajo ya que, como se indicó en la metodología, los huevos procedían de diferentes hembras. También estas diferencias de rendimiento de las orugas puede resultar como efectos no genéticos transmitidos vía parientes debido especialmente a la cantidad (y posiblemente calidad) de nutrientes disponibles durante el desarrollo embriológico (Morris, 1967; Slansky, 1993). El porcentaje de consumo puede cambiar con la edad, dentro y entre los instars, presumiblemente reflejados en cambios fisiológicos durante su desarrollo (Slansky, 1993). Por lo anterior, es probable que la variabilidad en el desarrollo de las orugas tenga que ver más con las diferencias en la calidad del alimento, ya que éste provee de energía y nutrientes (incluyendo agua) necesarios para alcanzar el resto de las actividades de la vida de los insectos (u otros animales): crecimiento, desarrollo, defensa y reproducción (Slansky, 1993), que con las condiciones constantes o ambientales a las cuales se estén manejando los organismos, resultados coincidentes a los encontrados por Jiménez (1987).

En muchos trabajos que se refieren a la cría de mariposas la alimentación de las larvas ha sido con hojas frescas de la planta hospedera, que son cambiadas constantemente y colocadas en cajas

de petri o bolsas de plástico (Parlangue, 1985; Young y Muyshendt, 1985; Amarillo-S y Wolfe, 1997; Villa y Catalán, 2004); sin embargo Scriber y Feeny, 1979 en Parlangue (1985) analizaron el crecimiento de las larvas con relación al grado de especialización alimenticia y encontraron que las larvas alimentadas con hojas maduras tienen ciclos de vida más largos.

Lo que resulta interesante cuando se habla de duración del ciclo de vida, ya que en el presente estudio, los ciclos resultaron más cortos utilizando plantas vivas. Sin embargo, es posible que factores como temperatura en la que se manejaron los organismos hayan tenido influencia en la diferencia de su duración.

Tanto factores abióticos como temperatura y los factores bióticos como aleloquímicos tóxicos en las plantas, pueden alterar el consumo de alimento y otros criterios de alimentación afectando los procesos metabólicos. También estos factores medioambientales (incluyendo calidad del alimento) actúan durante los instars larvales afectando el desempeño de los últimos estadios y pueden interactuar influenciando la alimentación y crecimiento (Slansky, 1993).

Las larvas murieron de manera uniforme mientras duró su etapa larval. Es importante hacer notar que las larvas se encontraron libres de depredadores por lo que el deceso de algunas de ellas se produjeron debido a su manejo, sobre todo por que son muy frágiles durante los primeros instars. Algunas de ellas murieron infectadas (probablemente por bacterias, como lo indicó el personal del parque), pero fue un número reducido por lo que no se considera como factor de mortandad al menos durante este estudio.

Los modelos de predicción de desarrollo y comportamiento de los estados tempranos de los insectos son un elemento valioso para definir sus etapas más frágiles, sobre todo de aquellos considerados plaga ya que facilitan su control biológico o la aplicación de insecticidas (Villa y Catalán, 2004). Por ello es importante determinar con exactitud el número de estadios o mudas que transcurren durante la fase larvaria.

Varios modelos han servido para identificar el número de mudas que realizan las larvas de insectos, en las cuales se plantea la relación que existe entre el desprendimiento de la cutícula de las larvas y el tamaño de algunas partes del cuerpo, tales como la longitud y ancho de la cápsula cefálica o del escudo protorácico (Villa y Catalán, 2004).

Llorente (Parlangue, 1985) planteó un método para obtener información acerca del número de mudas que realiza la larva, a partir de las medidas de crecimiento las cuales al graficarlas contra el tiempo muestran como resultado una curva escalonada, en donde el número de escalones representa el número de mudas, ya que los organismos que mudan disminuyen su crecimiento antes de la muda y aumentan de tamaño después de mudar.

Al igual que Llorente, Villa y Catalán (2004) utilizaron un modelo de predicción de estados larvales de mariposas, a partir de la medición del ancho de la cápsula cefálica, sin embargo en este modelo existe un traslape entre las medidas de los instars, por lo no se puede definir con certeza en que estadio se encuentra la larva. El método basado en la longitud total del organismo propuesto en el presente estudio, sirve como otra alternativa en la predicción del desarrollo larval de las mariposas, sobre todo de tamaño mediano a grande.

Las larvas de *C. memnon* son altamente gregarias y las agrupaciones pueden contener larvas pequeñas en los primeros estadios alimentándose junto a las larvas de mayor tamaño, sin embargo, no han mostrado canibalismo (DeVries, 1987), aunque los datos fueron tomados por individuo, se observó el comportamiento de grupo en los criaderos del mariposario, en donde se encontraban la mayor parte de las larvas que se crían en Xcaret.

La duración en estado de pupa obtenida fue de 20 días en promedio, Harrison (1963) reporta una duración de entre 11 y 14 días para el mismo estadio, en condiciones naturales en Costa Rica, mientras

que Canet (1986) reporta una duración para este estadio de 29 días a menor temperatura.

Aunque existió variación en el desarrollo larval, la mayoría de los adultos emergieron el día 63, independientemente del ciclo. Este mismo comportamiento se ha observado en *Copitarsia incommoda* Walker alimentada con diferentes variedades de *Brassica oleracea*, puesto que el desarrollo larval fue distinto para cada variedad, pero los adultos emergieron de manera uniforme (Flores *et al.*, 2004)

A pesar del incremento en el número de estudios de la dinámica poblacional de mariposas adultas, son escasas las investigaciones de poblaciones inmaduras de lepidópteros tropicales en sus hábitas naturales (Gomes-Filho, 1998).

En la naturaleza, los adultos de *Caligo memnon* son encontrados en un amplio rango de altitud, desde el nivel del mar hasta los 1,360 msnm (Young y Muysheendt, 1985; Canet, 1986; Srygley, 1994).

Incluso cuando los adultos se mantuvieron en cautiverio dentro de la zona de vuelo libre, no se registró la duración promedio de este último estado, ya que la zona de exhibición está abierta al público y la mayoría de los adultos perdieron su marca o no fueron encontrados. Sin embargo, seis meses después de la emergencia de los adultos del último ciclo (septiembre a noviembre), pudieron hallarse y reconocerse seis ejemplares aún vivos.

12. CRIA Y REPRODUCCIÓN DE *Caligo memnon*

De acuerdo con lo expuesto anteriormente, el ciclo de vida de *Caligo memnon* tiene una menor duración cuando son cultivadas a temperaturas de entre 25 y 28 °C. Para que se lleve a cabo la cría y reproducción de las mariposas se debe de tomar en cuenta la estrecha relación que comparten las plantas huésped y la larva de este insecto ya que el incremento del número de ejemplares depende mucho de la cantidad de plantas que se tengan y el cuidado en el manejo de los organismos (Conde 2001).



Figura 50. Apareamiento de *Caligo memnon*.

Dentro del parque *Caligo memnon* es alimentada con *Heliconias* sp. y en ocasiones con *Mussa paradisiaca*. Sin embargo, en *Canna glauca* (platanillo) de la familia Cannaceae, presenta un buen desarrollo del estado larval y de pupa.

En el larvario de Xcaret se tienen reproduciendo seis especies de mariposas al menos, compartiendo el mismo espacio de cultivo y las

mismas condiciones de temperatura y humedad, pese a esto no resulta perjudicial para la especie en estudio ya que no se encontró factor que provocara que el cultivo no se llevara a cabo con éxito. Sin embargo, es recomendable contar con un espacio específico para cada especie dentro del mismo sitio.

El aspecto nutricional de los insectos herbívoros es un factor importante para comprender su distribución y abundancia, y de esta manera hacer interpretaciones correctas de la historia de vida de los organismos. La alimentación es un proceso dinámico, con numerosas consecuencias en la vida del insecto. Afecta y es afectada por la sobrevivencia, crecimiento, reproducción y movimiento (Scriber y Slansky, 1981)

Al hacer el cultivo de mariposas se debe tener cuidado para mantener la heterocigocidad. Se deben recolectar tres o cuatro hembras (lote A, B, C, etc.), criar los huevos ovipositados por cada una de ellas por separado, y una vez obtenidos los adultos, efectuar acoplamientos de adultos (Figura 50) utilizando organismos del lote A con el B y el C con el D, además acoplar hembras de diferentes lotes con otros machos y de esta manera ir agregando material genético a los lotes preexistentes y evitar que se pierda la heterocigocidad y de esta manera obtener un pie de cría.

Se debe manejar a los organismos con mucho cuidado, sobre todo durante los primeros instars que es cuando las larvas son más frágiles y así evitar lastimarlas de tal manera que se provoque su muerte.

Existen varias formas de alimentar a los lepidópteros adultos y sus requerimientos dietéticos varían de acuerdo a las especies; en algunos casos la calidad alimenticia es muy importante para la oviposición, mientras que en otros casos las hembras ovipositan todos los huevos sin haber sido alimentadas (Slansky, 1982).

13. CONCLUSIONES

- La duración del ciclo de vida de *Caligo memnon* es más corto cuando es alimentada con *Canna glauca*, en comparación con otras plantas con las que se les ha cultivado.
- La temperatura, la humedad y el fotoperíodo, son factores que pueden influir en el desarrollo larval de esta especie, sin embargo, en condiciones de cautiverio a temperatura y humedad controladas, la calidad de las plantas con las que son alimentadas es el factor más importante para su buen desarrollo.
- Aún cuando la temperatura no influyó en el desarrollo de esta especie en el estado larval, tiene un efecto significativo en la duración del ciclo de vida. Por lo que resulta importante cultivar a *C. memnon* durante los meses, junio a agosto.
- Las larvas murieron de manera uniforme, es decir, no existió algún factor que produjera la muerte de las larvas, sin embargo el deceso de algunas de ellas se debió en gran parte al manejo de los organismos sobre todo en los primeros instar.
- El modelo utilizado a partir de mínimos cuadrados contribuye al estudio de los modelos predictivos de los estados tempranos del desarrollo en las mariposas. Cabe señalar que al término de la fase larval y comienzo de la pupa, el organismo no tiene cambios en su crecimiento por lo que este modelo solo se aplica al estado larvario de esta especie.

14. RECOMENDACIONES

- Es necesario experimentar con diferentes plantas de alimentación durante un mismo periodo y así tener un comparativo de crecimiento con cada uno de ellos.
- Se recomienda para trabajos posteriores tomar datos de peso y tamaño tanto de la pupa como del adulto para poder hacer correlaciones entre estos.
- Debe procurarse un sitio exclusivo para mantener a los adultos en estudio y así evitar la pérdida de datos durante su etapa reproductiva.
- *Caligo memnon* es una mariposa con características que hacen fácil su manejo, cría y reproducción y a pesar de tener apariencia no muy agradable en etapa larval, es una especie dócil. La cría de mariposas dentro del parque Xcaret y otros lugares dedicados al cultivo, proporciona datos interesantes sobre los ciclos de vida, inculcando conciencia acerca de la conservación de las especies, para de esta manera llegar a comprender la importancia de estos insectos dentro de nuestro ecosistema.

15. BIBLIOGRAFÍA

Amarillo, R. A. y K. L. Wolfe. 1997. Descripción del ciclo de vida y ampliación de ámbito de *Rothschildia zacatecana* (Lepidoptera: Saturniidae). *Tropical lepidoptera*. 8(2):71-74.

Andrewartha, H. & C. Birch. 1954. *The distribution and abundance of animals*. University of Chicago Press.

Beutelspacher, C. 1991. *Haga su propia colección de mariposas*. Ediciones Científicas. La Prensa Médica Mexicana. pp. 1-22.

Beutelspacher, C y M. Balcázar. 1999. Lepidoptera. pp. 210 en: Deloya C. y J. E. Valenzuela (Eds.) *Catálogo de insectos y ácaros plaga de los cultivos agrícolas de México*. Soc. Mex. Entomol.

Bijok, J. 1955. Les metamorphoses des papillons. pp. 129 En: Joyaux , A. *Un atlas des plus beaux papillons du monde*. Paris.

Borror, D. J., C. A. Triplehorn & N. F. Johnson. 1989. *An Introduction of the study of insects*. Ed. Brooks/cole. pp. 55, 65-66.

Briceño, V. A. 1980. Gusanos defoliadores del plátano (Lepidoptera) en el Sur del Lago Maracaibo, Venezuela. Universidad de Zulia. Maracaibo, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía*. 6(1):628-635.

Bursell, E. 1974. *Introducción a la Fisiología de Insectos*. Ed. Alhambra. Madrid, España. pp. 272-284.

Cabezas, M. F. 1996. *Introducción a la entomología*. Ed. Trillas. México. pp. 119-136.

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

Canet, M. 1986. *Algunos aspectos del comportamiento, ciclo de vida, parasitismo y depredación de Caligo memnon, Lepidoptera: Nymphalidae*. Tesis de Licenciatura en Biología. Universidad de Costa Rica.

Conde, G. 2001. *Manejo y Reproducción de mariposas*. Departamento de Mariposario. Xcaret, Quintana Roo, México. 92 pp.

Coronado, P. A. y A. Márquez. 1986. *Introducción a la Entomología. Morfología y Taxonomía de los insectos*. Ed. Limusa. pp. 55-60.

- Corrales, J. 1999. *Mariposas comunes. Área de conservación de Tempisque*. Costa Rica. InBIO. 116 pp.
- Davies, R. G. 1991. *Introducción a la Entomología*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 118-122.
- De la Maza, R. 1991. *Mariposas Mexicanas*. Ed. Fondo de Cultura Económica. pp. 13-22, 39-44.
- De la Maza, R. y J. De la Maza, 1993. *Mariposas de Chiapas*. Ed. Espejo de obsidiana. 11-13 pp.
- De la Maza, R. y D. Gutiérrez. 1992. Ropaloceros de Quintana Roo, su distribución, origen y evolución. *Rev. Soc. Mex. Lep.* 15(1).
- DeVries, P. 1987. *The Butterflies of Costa Rica and the Natural History*. Princeton University Press. pp. 254-256.
- Domínguez, R., J. L. Ayala, C. Rodríguez, B. Domínguez y H. Sánchez. 1995. *Plagas agrícolas*. UACH. pp. 5-10.
- Elliot, J. N. 1973. The higher classification of Lycaenidae: a tentative arrangement. *Bull. Br. Mus. Nat. Hist.* 28:373-506.
- Feltwell, J. 1982. *Large white butterfly. The biology, biochemistry and physiology of Pieris brassicae (Linnaeus)*. Dr. W. Junk publishers. pp. 256-271.
- Flores, P. L., N. Bautista, J. Vera, J. Valdez y A. O. Angulo. 2004. Ciclo de vida y tasas de supervivencia y reproducción de *Copitarsia incommoda* Walter (Lepidoptera: Noctuidae) en tres cultivares de *Brassica oleracea* L. *Agrociencia*. 38:517-523.
- Gardiner, M. 1978. *Biología de los Invertebrados*. Ediciones Omega. España. pp. 728.
- García-Barros, E. 2000. Egg size in Butterflies (Lepidoptera: Papilionoidea and Hesperiiidae): a summary of data. *Journal of Research on the Lepidoptera*. 35:90-136.
- García, E. 1981. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Instituto de Geografía. UNAM.
- Gilbert, S. F. 2000. *Developmental Biology*. Sinauer Associates Inc. Publishers. Massachussets. 556-563 pp.

Gomes-Filho, A. 1998. Seasonal fluctuation and mortality schedule for immatures of *Hypna Clytemnestra* (Bulter), an uncommon neotropical butterflye (Nymphalidae: Charaxinae). *Journal of Research on the Lepidoptera*. 37:37-45.

Gómez, C., J. González G. y J. L. Viejo M. 1999. *Mariposas del sur de la Comunidad de Madrid*. Ediciones Docecalles. Madrid, España. pp. 27-35.

Gómez, C. y J. González. 2002. Orugas. Una forma de vida casi desconocida. *Revista de la Asociación y Colegio oficial de Ingenieros Técnicos Forestales*. Epoca 3. No.20. pp. 28-36.

Gullan, P. J. & P. S. Cranston. 1994. *The Insects*. An Outline of Entomology. Ed. Blackwell Science. Australia. pp. 55-58, 148-157.

Harrison, J. O. 1963. On the biology of three banana pests in Costa Rica. (Lepidóptera: Limacodidae, Nymphalidae). *Ann. Ent. Soc. Amer.* 56:87-94.

Hintze, J. L. 2001. Number Cruncher Statistical System. Kaysville, Utah.

Hoffmann, C. 1976. Catalogo sistemático y zoogeográfico de los lepidópteros mexicanos. *Soc. Mex. Lep.* A. C. Publicaciones especiales. pp. 39.

Holloway, G. P., P. M. Brakefield, S. Kofman & J.J. Winding. 1991. An artificial diet for Butterflies, including *Bicyclus* species, and its effect on development period, weight and wing pattern. *Journal of Research on the Lepidoptera*. 30(1-2):121-128.

Jiménez, C. G. 1987. *Reproducción, mantenimiento y cultivo en laboratorio de Sandía Xami (Lepidoptera: Lycaenidae)* Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 98 pp.

Karlsson, B. & C. Wiklund. 2005. Butterfly life history and temperature adaptations, dry open habitats select for increased fecundity and longevity. *Journal of Animal Ecology*. pp. 74, 99-104.

Klots, A. B. 1966. *Vida y costumbres de las mariposas*. Editorial Juventud. S.A. México. pp. 75-94.

Kristensen, N. P. 1975. Remarks on the family-level phylogeny of butterflies (Insecta, Lepidoptera, Rhopalocera). *Zoological Museum*, University of Copenhagen. pp. 25-32.

Levene, H. 1960. *Robust tests for equality of variances. Contributions to Probability and Statics: Essays in honor of Harold Hotelling*, ed. I. Olkin, S. G. Ghurye, W. Hoeffding, w. G. Madow, and H. B. Mann, 278-292. California. Stanford University Press.

Llorente, J., A. L. Martínez, I. Vargas, J. Soberón. 1993. Biodiversidad de las mariposas: su conocimiento y conservación en México. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* pp. 113-124.

Llorente, J. A. L. Martínez, I. Vargas y J. Soberón. 1996. Papilionoidea (Lepidóptera). En: Llorente, J., A. N. García y E. González (Eds). *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. UNAM.

Luis, M. A., J. Llorente B., I. Vargas y A. D. Warren. 2003. Biodiversity and biogeography of Mexican butterflies (Lepidoptera: Papilionoidea and Hesperoidea) *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 105 (1): 209-224.

Mitchell, R. y H. Zim. 1994. *Mariposas y Palomillas*. Editorial Trillas. pp. 15-18.

Morris, R. F. 1967. Influence of parental food quality on the survival of *Hyphantria cunea*. *Can. Ent.* 99:24-33.

Morón, M. A. y R. A. Terrón. 1988. *Entomología Práctica*. Instituto de Ecología, A. C. México, D.F.

Parlangue, P. 1985. *Ciclo de vida de Sandia xami (Lepidoptera: Lycanidae) Su biología y notas acerca de su cultivo en laboratorio*. Tesis de Licenciatura. Facultad de ciencias. UNAM. pp. 95.

Portier, P. 1949. La biologie des lépidoptères. En: *Lechevalier, P. (Ed.) Encyclopédie entomologique*. Paris.

Salgado-Ugarte, I. H. 1992. *El análisis exploratorio de datos biológicos. Fundamentos y aplicaciones*. Marc ediciones. México. pp. 243.

Salgado-Ugarte, I. H., M. Shimizu, & T. Taniuchi, 1995a. ASH, WARPing, and kernel density estimation for univariate data. *Stata Technical Bulletin*, 26:2 -10.

Salgado-Ugarte, I. H., M. Shimizu, & T. Taniuchi, 1995b. Practical rules for bandwidth selection in univariate density estimation. *Stata Technical Bulletin*, 27: 5-19.

Salgado-Ugarte, I. H., M. Shimizu y &. Taniuchi, 1997. Nonparametric assessment of multimodality for univariate data. *Stata Technical Bulletin* 38:27-35.

Salgado-Ugarte, I. H., 2002. *Métodos estadísticos no paramétricos de suavización para análisis de datos biológicos*. FES Zaragoza y DGAPA (PAPIIT IN217596; PAPIME 192031). 139 pp.

Scoble, M. J. 1992. *The Lepidoptera. Form, function and diversity*. Oxford University Press. Natural History museum publications.

Scott, J. A. 1986. *The Butterflies of Nort America. A natural history and field guide*. Standford University Press. California. pp. 64-68.

Scriber, J. M. & F. Slansky. 1981. The nutritional ecology of immature insects. *Ann. Rev. Entomol.* 65: 46-71.

Slansky, F. 1982. Insect nutrition: An adatptationist´s perspective. *Florida Entomol.* 65:46-71.

Slansky, F. 1993. Nutritional ecology: The fundamental quest for nutrients. En: Stamp, N. E. & T. M. Caserl. *Caterpillars. Ecological and evolutionary constraints on foraging*. New York.

Speight, M., M. D. & Hunter, A. D. Watt. 1999. *Ecology of insects. Concepts and applications*.

Sokal, R. R & F. J. Rohlf, 1981. *Biometry. The principles and Practice of Statistics in Biological Research*. 2nd. Ed. W.H. Freeman and Company, Nueva York. 806 pp.

Stata Corp. 2003. *Stata statistical software: Relase 8.0*. College station, Tx: Stata Corporation.

Stiling, P. 1999. *Butterflies of the Caribbean and Florida*. Ed. Caribbean. pp. 105.

Srygley, R. B. 1994. Shivering and its cost during reproductive behaviour in Neotropical owl butterflies, *Caligo* and *Opsiphanes* (Nymphalidae: Brassolinae) *Aniv. Behav.* 47: 23-32.

Villa M. M. y E. A. Catalan. 2004. Determinación de estadios larvales de *Spodoptera frujiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) para la construcción de un modelo de predicción. *Folia Entomo. Mex.* 43(3): 307-312.

Young, A.M. & A. Muysondt. 1985. Notes on *Caligo memnon* Felder and *Caligo atreus* Kollar. (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae) in Costa Rica and El Salvador. *The Journal of Research on the Lepidoptera*. Beverly Hills, 24(2):154-175.