



Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE CIENCIAS



**BIBLIOTECA
INSTITUTO DE ECOLOGÍA
UNAM**

**REPRODUCCION, MANTENIMIENTO Y CULTIVO EN
LABORATORIO DE Sandia xami
(LEPIDOPTERA: LYCAENIDAE).**

T E S I S

Que para obtener el Título de:

B I O L O G O

P R E S E N T A

GABRIELA JIMENEZ CASAS

México, D. F.

1987

"Todos los seres, todos los acontecimientos de tu vida, están ahí porque tú los has convocado. De ti depende lo que resuelvas hacer con ellos."

"Tu ignorancia es directamente proporcional a la medida en que crees en la injusticia y la tragedia.... lo que la oruga interpreta como el fin del mundo es lo que su dueño denomina mariposa."

Richard Bach ("Ilusiones").

Dedico este trabajo

a mis padres, Gabriel y Guillermina, quienes representan el amor, la dedicación, paciencia, y comprensión en todo momento.

a mi hermana Guillermina, por el amor que nos une.

INDICE

	Página
Resumen.....	1
Introducción.....	2
Objetivos.....	5
Antecedentes.....	6
Métodos.....	14
Resultados.....	25
Discusión.....	53
Conclusiones.....	69
Agradecimientos.....	72
Literatura Citada.....	74
Literatura Consultada.....	80
Apéndice 1.....	82
Apéndice 2.....	84
Apéndice 3.....	88
Apéndice 4.....	89

RESUMEN

Este trabajo es parte del Proyecto de Dinámica Poblacional de Sandia xami Reakirt (Lepidoptera: Lycaenidae) en el Pedregal de San Angel, D. F. y se enfoca principalmente a la reproducción y crianza de la misma en laboratorio, con el fin de satisfacer la necesidad de contar con material vivo para trabajos presentes y futuros.

En el transcurso de un año, se lograron criar ocho lotes diferentes de Sandia xami, tomando registro de las duraciones en días, de los diferentes estadios de su ciclo de vida, así como los datos de sobrevivencia, crecimiento y reproducción para la elaboración de Tablas de vida. Los lotes de cría se realizaron sin control de temperatura, humedad ni fotoperiodo.

Así mismo, también se logró su acoplamiento y oviposición en cautiverio, exponiendo a la pareja de mariposas a la luz directa del sol, de modo que se obtuvieron individuos para iniciar la crianza a partir de material preexistente en el laboratorio.

INTRODUCCION

Los insectos pertenecen al Phylum Arthropoda, que representa la culminación del desarrollo evolutivo en las formas mandibuladas terrestres (Meglitsch, 1972; Vázquez, 1980). Son un grupo notable, no sólo por su diversidad de especies, sino también por la gran cantidad de individuos que las integran. Presentan gran importancia científica (Daly, et al. 1978; Borror, et al., 1976), comercial (Conconi, 1982; Wells, 1980), agrícola (Kumar, 1984), médica y veterinaria (Busvine, 1975); algunos de los beneficios que aportan a la humanidad se señalan en Borror, et al. (op. cit.) y Vázquez, (op. cit.).

Este trabajo trata con una especie del orden Lepidoptera (Insecta), que constituye uno de los grupos más numerosos entre los insectos (Vázquez, 1980), poseen gran importancia, al igual que el resto de los insectos, e igualmente pueden constituir tanto un beneficio como una calamidad para el hombre y la comunidad en la que viven.

Por ejemplo, pueden constituir un beneficio para el hombre, como el caso de Bombyx mori (Bombycidae), el gusano de la seda, del cual se ha formado una verdadera industria y, así mismo, otras especies pertenecientes a los saturnidos, que también se utilizan para obtener seda de calidad y ayudan a la economía del país que la desarrolla (Vázquez, 1980). La importancia económica de los lepidópteros, radica también en

el desarrollo de "Granjas de Mariposas", cuya actividad, es la cría de diferentes especies, y sus ejemplares, ya sea vivos o muertos, son vendidos a investigadores, coleccionistas aficionados y como elementos de ornato y artesanal, sin poner en peligro la existencia de las mismas. Su importancia científica es enorme, ya que aportan datos valiosos a diferentes aspectos de la Biología, además de dar a conocer la vida de estos organismos en condiciones lo más natural posible, y que gracias a estos proyectos, se logra difundir (Rothschild and Farrell, 1983; Wells, 1980). Un ejemplo muy bien representado de lo que son las granjas de mariposas, se localiza en la Isla Papúa, en Nueva Guinea, donde se ha logrado crear una industria regional que beneficia tanto a la economía del país, como a la preservación de las especies y hábitats, siendo un ejemplo para cualquier país que desee ampliar su actividad económica mundial. En ella, no sólo crían mariposas, sino también otros insectos nativos como escarabajos (National Research Council, 1983).

La cría de mariposas, así como su reproducción en cautiverio, se ven reducidos a unas cuantas citas y, en México, son prácticamente inexistentes. Sin embargo, el interés por desarrollarlos es muy grande, no sólo en las familias y especies más abundantes o las más cotizadas, sino también en las que no lo son así. Tal es el caso de los licénidos.

El presente trabajo forma parte del Proyecto de Dinámica Poblacional de Sandia xami Reakirt (Lycaenidae), en el Pedregal de San Angel, D.F. En dicho proyecto, ya se han desarrollado estudios sobre el uso y la calidad de los recursos de Sandia xami en el campo, patrones de oviposición, parasitismo, territorialidad y ciclo de vida (Soberón, et al., 1987, en prensa; Benrey, 1986; Cordero, 1986; Parlange, en prep.). Para la realización de los trabajos experimentales presentes y futuros, se hizo imperativo contar con material vivo, entendiéndose por éste, huevos, larvas y adultos de Sandia xami.

Por todo lo anterior, se pretendió obtener el apareamiento, así como la crianza en laboratorio de Sandia xami, para obtener datos de los lotes de cría en el mismo y tener una fuente de material necesaria para proveer a otros trabajos relacionados con la especie en estudio, siendo esto un primer paso en la acumulación de experiencia sobre la crianza de mariposas.

OBJETIVOS

Generales:

- 1.- Conseguir que Sandia xami se reproduzca en cautiverio.
- 2.- Desarrollar, para ello, una técnica que sea práctica y funcional.

Específicos:

- a.- Perfeccionamiento de la cría de Sandia xami.
- b.- Mantenimiento de lotes de cría de Sandia xami, procurando buscar la máxima sobrevivencia de los individuos en los diferentes estadios de su ciclo de vida.
- c.- Disponer de dicho material en cualquier época del año.
- d.- Utilizar el material obtenido de los lotes de cría para iniciar otros.
- e.- Obtener datos de sobrevivencia, ciclo de vida y biología en general de Sandia xami en laboratorio.

ANTECEDENTES

1.- Descripción de Sandia xami.

Sandia xami es una especie que se registra para zonas secas y rocosas que van desde México hasta el sur de Texas y más al norte hasta el sur del Condado de Yavapai, en Arizona, (Pyle, 1981). Posee una distribución en el país a lo largo de la Sierra Madre Occidental, y abarca los estados de Sonora a Jalisco, así como los estados del centro de la República, el Valle de México y Tehuacán, las montañas de Veracruz, la Sierra Madre del Sur, en los estados de Guerrero y Oaxaca (Ziegler y Escalante, 1964; Beutelspacher, 1980).

Las épocas de mayor abundancia para esta mariposa en el Valle de México, se citan de julio a septiembre, de diciembre a enero y quizá otra época de abril a mayo, según Ziegler y Escalante (1964), aunque se le puede localizar durante todo el año (Beutelspacher, 1980).

El ciclo de vida ha sido descrito por Ziegler y Escalante (1964), y más recientemente por Parlange (en prep.). Se registra una duración promedio de 50-60 días para el ciclo de vida total. El huevo dura en promedio 8 días; la fase larvaria posee cuatro estadios y uno prepupal, con duración promedio total de 23 días; la fase pupal, que es la más variable, posee un intervalo de duración promedio de 15-30 días (Parlange, com. pers.).

La ubicación taxonómica de Sandia xami es la siguiente (Clench, 1981; Johnson, 1981):

7.

Superfamilia : Papilionidea
Familia : Lycaenidae
Subfamilia : Theclinae
Tribu : Eumaeini
Subtribu : Callophryna
Género : Sandia
Grupo : "macfarlandi"
Especie : Sandia xami
Subespecie : Sandia xami xami Reakirt [1867]

2.- Descripción del área de vuelo de Sandia xami.

El Pedregal de San Angel es el nombre que recibe la gruesa capa de lava, que aparentemente proviene de una fractura profunda, paralela a los conos volcánicos Xitle-Cuatztontle-Oloica y el cerro La Magdalena (Enciso, 1979), y cuya edad se calcula en alrededor de 2500 años aproximadamente (Rzedowski, 1954; Alvarez, et al., 1981). Se localiza al SO de la Cuenca del Valle de Mexico, delimitado al sur por el macizo central del Ajusco, y al oeste por la Sierra de las Cruces (Rzedowski, op. cit.), su rango altitudinal es entre los 2250 m.s.n.m. en su limite inferior, y 3100 m.s.n.m. en su limite superior (Alvarez, et al., op. cit.). Originalmente tenia una extensión de 80 km² y para 1981, Alvarez, et al., lo calculan en 3.07 km².

El sustrato es básicamente de basalto, posee una topografía muy heterogénea, con muchos accidentes topográficos, como hondonadas, grietas, cuevas, planos, promontorios rocosos, y está constituida por una gran cantidad de macroambientes y microambientes (Alvarez, et al., 1981).

El Pedregal de San Angel presenta un clima templado subhúmedo con lluvias en verano, el cual es fresco y largo, con épocas de lluvia bien marcadas que comienzan en mayo y acaban en octubre.

La temperatura media es de 15.1 °C (García, 1964, 1980), con la máxima temperatura en abril y la mínima en enero (Rzedowski, 1981).

Tanto la zona como la vegetación del Pedregal de San Ángel han sido descritas detalladamente por Rzedowski (1954) y gracias a la heterogeneidad topográfica, al clima presente y a la presencia de la zona de transición de los reinos biogeográficos Neártico y Neotropical, la diversidad florística es enorme (Alvarez, *et al.*, 1981). Rzedowski (*op. cit.*) reconoce a esta comunidad con el nombre de Senecionetum praecocis (matorral de Senecio praecox), que se localiza en la parte más baja del Pedregal de San Ángel. Los géneros dominantes en esta comunidad son: Senecio, Bursera, Verbecina, Buddleja, y otros.

3.- Descripción de las plantas de alimentación de Sandia xami.

Ziegler y Escalante (1964) y Beutelspacher (1980), mencionan a Echeveria gibbiflora De Candolle y Sedum allantoides Rose, ambas de la familia Crasulaceae, como plantas de alimentación para las larvas de Sandia xami y para la oviposición de sus hembras.

Echeveria gibbiflora es conocida como "oreja de burro", y es la principal planta de alimentación de Sandia xami. En la Ciudad de México, crece en la Cañada de Contreras y Pedregal de San Ángel. Esta especie posee un tallo simple o muy poco ramificado, con 14-20 hojas de forma ovalada u oblonga, de 15-30 cm de largo por 7-15 cm de ancho, que forman una roseta, con manchas moreno rojizo. Poseen una inflorescencia paniculada que llega a medir

más de 60 cm de largo y se ramifica en 30-60 flores de 23-25 mm de color rojo amarillento. Su floración es desde fines del verano hasta principios del invierno (Sánchez, 1980).

Sedum dendroideum D.C. conocida como "siempre-viva", que es un arbusto que florece de febrero a septiembre, se localiza en Texcoco, Pedregal de San Angel, Los Remedios, Cañada de Contreras, Sierra de Guadalupe y Santa Fe (Sánchez, 1980), aunque es poco común en el área de estudio, es también poco utilizada por la oruga de Sandia xami (Soberón, et al., 1987). También se llega a alimentar de Echeveria glauca Baker, conocida como "conchita"; ésta crece de mayo a junio y se localiza en el Pedregal de San Angel, el Desierto de los Leones, el Ajusco, Sta. Catarina, Sta. Fe y Cañada de Contreras, dentro de la Cuenca del Valle de México (Sánchez, 1980).

4.- Descripción de los métodos de apareamiento y cría en laboratorio de mariposas.

La crianza de mariposas ha sido objeto de constante estudio en los últimos años; se han seguido diferentes técnicas para lograr el buen funcionamiento de éstos, así como para obtener acoplamientos de adultos que resulten satisfactorios. La primera dificultad, a la que se enfrentan los investigadores para obtener los acoplamientos, es la técnica para llevar a cabo la cópula entre las mariposas.

Clarke y Sheppard (1956), desarrollaron varias técnicas para la cría a mano de mariposas, las que se conocen desde hace tiempo para ciertas especies y que son útiles para

investigar tanto su ciclo de vida, fisiología, comportamiento, y otros aspectos, como para realizar estudios de hibridación y de genética, especialmente en las familias Papilionidae y Pieridae.

Clarke y Sheppard (1956) hacen una pequeña reseña de las técnicas utilizadas por diferentes autores para la cruce a mano de mariposas, mencionando a Swynnerton, en 1919, quien pudo acoplar adultos de Papilio dardanus tomando al macho por el abdomen y ejerciéndole una ligera presión en ambos lados para que tome a la hembra, a Ford, en 1945, a Lorkovic, en 1947, 1953 y 1954, etc. Pone atención especial en la técnica desarrollada por Lorkovic, en el cual, la cabeza y el tórax del macho se aprietan para mantenerlo semiparalizado y pueda llevar a cabo la cópula con la hembra. Con esta técnica tuvo éxito con los miembros europeos de varias especies de las familias Papilionidae, Pieridae, Satyridae, Nymphalidae (Limenitis, Neptis y Melitae) y varios Hesperidae. Menciona que para la familia Lycaenidae es difícil este método, porque su armadura genital está muy profunda dentro del abdomen y sólo emerge con el reflejo provocado por la excitación visual u "olfativa".

Clarke (1952) (en Clarke y Sheppard, 1956) pudo acoplar machos de Papilio machaon con sus hembras, siguiendo la técnica desarrollada por Swynnerton, en la cual se calientan las mariposas a una temperatura entre los 65 °F (18.3°C) y los 80 °F (26.6 °C) por espacio de 1-5 min, para luego copularlas a mano. Con esta técnica, Clarke y Sheppard lograron más de 1000 cópulas con especies y subespecies de la familia Papilionidae.

Platt (1969) llevó a cabo la cópula a mano de Limenitis (Nymphalidae), utilizando cámaras letales de cianuro, donde

mantenia a las mariposas por espacio de 1-5 min a temperatura ambiente. Con este método, logró cerca de 35 cópulas satisfactorias de especies y formas de Limenitis de Nueva Inglaterra, así como cruza intraespecíficas e interespecíficas. Platt también encontró que con esta técnica se necesitan de 45 min a 2 h para conseguir la fertilización de la hembra, y que desarrollaría una cierta resistencia al cianuro después de haber aturdido a los individuos por más de una vez, por lo que era necesario dejarlos más tiempo en las cámaras letales, para obtener los resultados requeridos.

Aunque el cianuro es el más utilizado, también se pueden utilizar otras sustancias tales como, acetato de etilo, amoníaco (cualquier detergente doméstico con amoníaco puede servir), benceno, cloroformo, tetracloruro de carbono (CCl_4) o tricloro etílico (C_2HCl_3) (Oldroyd, 1970).

Por otro lado, los lotes de cría de mariposas que se han desarrollado, representan el trabajo realizado durante largo tiempo (Urquhart y Stegner, 1966) y cada uno posee un enfoque y objetivo diferente.

Para iniciar un lote de cría es necesario capturar mariposas hembras, asumiendo que éstas ya han sido fertilizadas (Carter and Feeny, 1985; Soberón, com. pers.), o recolectando suficientes larvas y alimentarlas hasta obtener los adultos, (Wielgus, 1969; el presente trabajo).

Carter y Feeny (1985) enfocaron su estudio al comportamiento de Papilio polyxenes asterius. En éste, obtuvieron la diapausa de las pupas con un fotoperíodo de 8 h de luz y 16 h de

oscuridad, a una temperatura de 0°C, y disponían de material para iniciar nuevos lotes de cría durante el invierno. El acoplamiento manual de los adultos lo llevaron a cabo siguiendo la técnica de Clarke y Sheppard (1956), logrando criar dos grupos de 100-200 individuos y 50-100 hembras copuladas.

Por otro lado, Wielgus (1969) siguió el desarrollo de cinco larvas de Papilio indra kaibabensis y hace una descripción de su comportamiento y reacción al alimentarlas con una planta sustituto.

Urquhart y Stegner (1966) describen el mantenimiento del criadero de Danaus plexippus, "mariposa monarca", cuyo objetivo era obtener ejemplares para estudios de migración, órganos de los sentidos, receptores, tasas de desarrollo, infección por virus, fotoperiodo, comportamiento y estimulaciones quimiorreceptoras provocadas por las plantas de alimentación. Para esto, desarrollaron cajas de vuelo para adultos, cajas de oviposición, cajas de Petri y frascos para larvas, así como el mantenimiento de adultos a bajas temperaturas (7°C) y la alimentación de las larvas a base de una dieta artificial que también usan Lyon y Flake (1966) para lotes de cría de larvas de una polilla ("Douglas-fir") y McMorran (1965) para larvas de Choristoneura fumiferana (Tortricidae), Ronald y Wielgus (1973) para larvas de Megathymus, con sus respectivas modificaciones.

Munger y Harris (1970) desarrollaron el equipo y técnicas necesarias para atender las demandas de la mariposa monarca, con el propósito de tener material para estudios científicos y de trabajo docente. Además probaron determinar la oviposición

potencial y longevidad de las mariposas, alimentándolas con diferentes dietas (agua-miel y flores y agua-miel). Las cópulas realizadas siguieron el método desarrollado en la Universidad de Toronto, Canadá (Urquhart, 1965, en Munger y Harris, 1970).

Munger (1973) desarrolló una técnica para producir mariposas monarca, en la cual fuera posible predecir el tiempo que necesitaba para ello, que es una modificación a la desarrollada por él mismo y Harris, en 1969, la cual es más funcional para grandes cantidades de material.

Por lo que se refiere a la especie que nos interesa, Sandia xami (Lycaenidae), no existen registros acerca de su crianza o reproducción en cautiverio y lo único que se cita para estas condiciones, es el trabajo de Ziegler y Escalante (1964) en el que hacen una descripción de Sandia xami, así como el desarrollo de la crianza de la misma, tratando de emplear diferentes plantas de alimentación para las larvas. Más recientemente, Parlange (en prep.) desarrolló varias fases de una técnica más adecuada para mantener a Sandia xami en laboratorio, con base en la descripción detallada de su ciclo de vida.

METODOS

Basándose en los antecedentes mencionados y considerando que los criaderos de Sandia xami no se han desarrollado, con los objetivos perseguidos por el presente estudio, los métodos empleados se describen a continuación.

La recolecta de huevos, larvas, hojas y plantas pequeñas (entre 5 y 15 cm de alto) de Echeveria gibbiflora, planta de alimentación y oviposición de Sandia xami, así como la búsqueda de adultos hembras y territorios de machos, se realizó en la zona de plantas cultivadas del Jardín Botánico Exterior de la U.N.A.M., y en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Angel.

Los lotes de cría se iniciaron recolectando huevos y larvas (Lotes 1 y 2), con hembras capturadas (Lotes 3, 4 y 6), con hembras obtenidas en laboratorio a partir de un lote previo y que se llevaron al territorio del macho, para que copularan (Lote 5), o bien con machos y hembras obtenidas en el laboratorio y que lograron copular en cautiverio (Lote 7 y 8).

El mantenimiento de los lotes fue igual para todos, tomando en cuenta los diferentes requerimientos de los individuos en sus diferentes fases del ciclo de vida. Esto es, para huevos, larvas, pupas y adultos.

Huevos. Existen dos fuentes de adquisición: la primera, es la

recolecta que se efectuó en el lugar mencionado, la cual se realizó cortando los segmentos de hojas en que fueron ovipositados, posteriormente fueron colocados en cajas de Petri que se rotularon con numeración progresiva para identificar a cada uno de ellos y seguirlos a través del tiempo, hasta completar su ciclo de vida; la segunda se realizó "cosechando" los huevos que fueron ovipositados por cada hembra de Sandia xami en las plantas de Echeveria gibbiflora que se colocaron dentro de los insectarios. Se colocó una sola hembra en cada insectario para la oviposición, a fin de tener control sobre la hembra en cuestión y los huevos puestos. Se les coloca un foco solar o de jardín de 75 ó 100 Watts, durante periodos de 4 a 10 horas por día para llevar un control diario de los huevos puestos por horas de luz. La cosecha de los huevos se lleva a cabo en las primeras horas de la mañana, alrededor de las 0730-0900 y son considerados como los ovipositados el día anterior. Dicha cosecha se efectúa despegando los huevos de las plantas con un pincel de pelo de camello (numero doble cero o triple cero), humedecido en agua de la llave, y una vez despegados, se colocaron en un pequeño trozo de hoja de Echeveria gibbiflora, dispuestos en cajas de Petri. Si son pocos los huevos, se colocan por separado en pequeños trozos de hoja y éste en una caja de Petri y se rotulan igual que los huevos recolectados. Pero si son muchos los huevos cosechados, se colocan en hileras de 10 en 10 en un sólo trozo de hoja, y éste a su vez en una caja de Petri, asignándoles columnas y renglones para identificar a cada uno de los huevos, llevando el control individual a través del tiempo hasta que complete su ciclo de vida.

Se lleva el registro del tiempo que tarda en nacer la larva, el color del huevo al ser puesto y el momento en que eclosiona la larva.

El mantenimiento que se les da, es humedecer con un pincel de pelo de camello (número 6), mojado en agua, el papel secante de la caja de Petri de 9.5 cm de diámetro, lo suficiente para crear una microatmósfera húmeda que le beneficie al huevo o la larva, sin llegar a propiciar la proliferación de hongos, ya sea en el huevo, la larva o en el trozo de hoja. Cabe mencionar que durante la época de calor, el pincel mojado alcanza para humedecer 2-3 cajas de Petri, y en época de frío, el pincel mojado sólo alcanza para humedecer una caja de Petri.

Larvas. Para las larvas también existen dos fuentes de adquisición: la primera es la recolecta, que se llevó a cabo de la misma manera que los huevos, e igualmente fueron numeradas; la segunda, es seguir el control de los huevos y las larvas que nacen de éstos.

Para alimentar a las larvas se les colocan trozos de hoja de Echeveria gibbiflora, y se les va cambiando o poniendo trozos frescos cada vez que se requiera y se humedece el papel de la caja de Petri, con el mismo propósito que a los huevos. Las larvas completan sus cuatro estadios larvarios y el prepupal en la caja de Petri, y se lleva el registro de la duración de cada uno de ellos.

El manejo de las larvas se realiza con pinceles de pelo de camello (número doble cero) cuando son pequeñas (1^o y 2^o

estadio) y hasta que alcanzan un tamaño adecuado (3^o y 4^o estadio) se manipulan con pinces (número 5-6) o directamente con los dedos.

Pupas. Al igual que las larvas, las pupas se mantienen en las cajas de Petri hasta que emerge el adulto. El mantenimiento que se les da, es igualmente humedecer el papel de la caja de Petri. Como los adultos necesitan estirar y endurecer las venas de sus alas, y la caja de Petri no es lo suficientemente grande para que lo haga, las pupas a punto de emerger se colocan en una charola con capelo, donde emerge el adulto, estira y endurece las venas de sus alas. Se toma registro de cual pupa proviene y del sexo.

Adultos. Los adultos que emergen en el laboratorio, son utilizados de diferentes maneras: se liberan, se marcan y se utilizan para realizar puebas de acoplamiento se mantienen en cautiverio para medir su longevidad en esta etapa de su ciclo de vida.

La clave para marcarlos es a base de puntos, modificado del "sistema 1-2-4-7" (Southwood, 1978) (Fig. 1).

Los adultos se alimentan en comederos de esponja humedecidos en una solución al 10% de azúcar en 10 ml de agua (Clarke y Sheppard, 1956; Baker y Baker, 1980), con 5 ó 6 gotas de "Jugo Maggi", que es una solución de proteínas hidrolizadas de origen vegetal, que pueden contribuir al mantenimiento de los organismos. No se realizaron comparaciones con otras dietas.

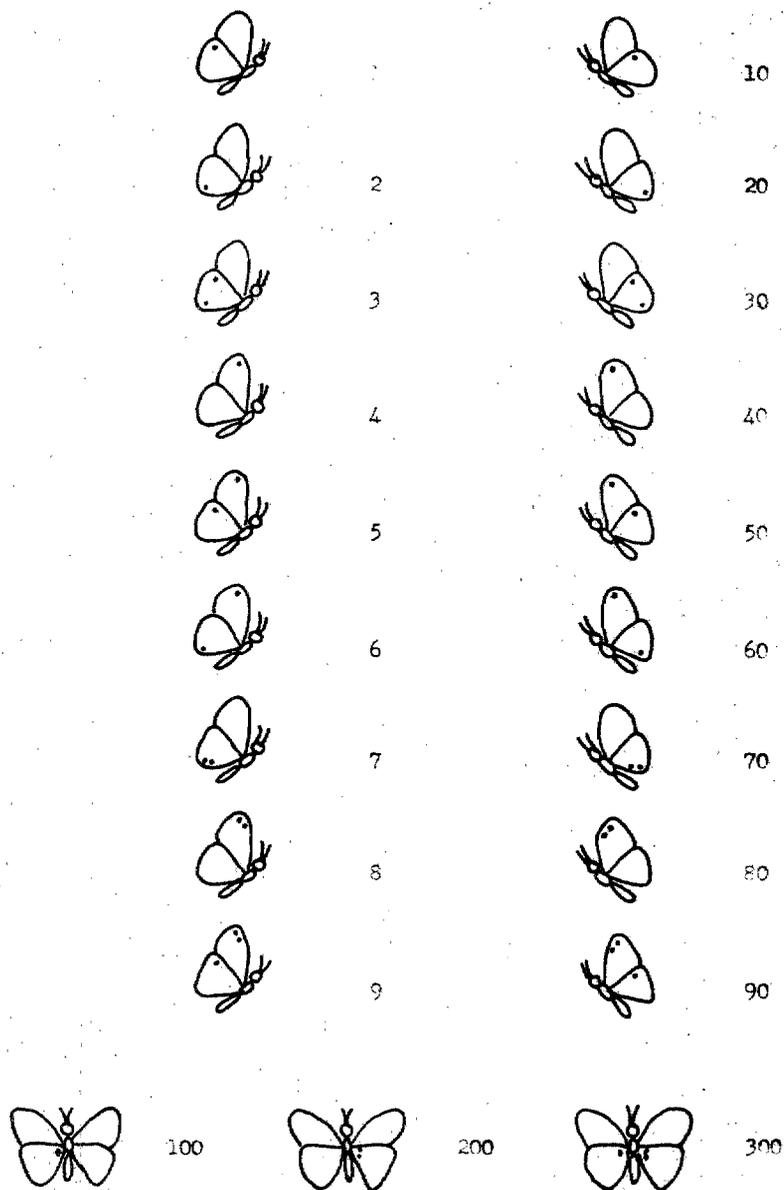


Figura 1.- Clave a base de puntos, modificado del "sistema 1-2-4-7" (Southwood, 1978).

Con los datos de los números de individuos por estadio de los Lotes 3 al 7 (Apéndice 1) se pensó realizar Tablas de vida de tipo horizontal para conocer la sobrevivencia, y Tablas de fertilidad para conocer el Tiempo Generacional, la Tasa Neta Reproductiva y la Lambda. Sin embargo, estos datos, agrupados por estadios, debieron ser transformados según el método de Rabinovich (1980), con el cual se obtuvieron densidades corregidas que darán el equivalente de una distribución de edades específicas por estadio, en otras palabras, se trabajan periodos de tiempo iguales para poder aplicar las respectivas fórmulas. Las Tablas de fertilidad se elaboraron con los individuos hembras de los lotes de cría al que corresponden, sin embargo, los valores de la fertilidad pertenecen a la hembra que oviposó dichos individuos.

Cópula y captura de adultos. Se siguieron las siguientes técnicas:

I. Cópula de adultos. En este caso se intentaron varias técnicas con adultos obtenidos en laboratorio.

1. Técnicas de "cópula a mano", por aturdimiento por frío y con sustancias tóxicas.

a) Aturdimiento por frío. Esta técnica es citada por Shapiro (1975); en este trabajo se metieron los a los adultos al refrigerador a una temperatura de 4°C por espacio de 5 min, aumentando el tiempo (más de 60 min) hasta lograr que se aturdieran lo suficiente para manejarlas. Posteriormente se probó al congelador, a una temperatura aproximada de -2°C -4°C , por

espacio de 5 min, aumentando el tiempo (23 min) hasta obtener lo mismo. Una vez aturdidas las mariposas, se tomaban de las alas con pinzas de presión forradas con esponja comercial, y éstas a su vez se colocaban en barras de plastilina para que quedaran fijas y al mismo tiempo pudieran manipularse con facilidad. Dicho montaje se colocaba bajo el microscopio estereoscópico para observar mejor el desarrollo de la cópula. El macho recibía un pequeño apretón lateroventral en la parte terminal del abdomen, con el dedo pulgar e índice para que evertiera las estructuras genitales correspondientes, y se unían con cuidado para lograr la cópula (Clarke and Sheppard, 1956; Platt, 1969).

b) Aturdimiento con sustancias tóxicas. En este caso se utilizó una cámara letal (Gaviño, et al., 1975; Oldroyd, 1970) de acetato de etilo (Oldroyd, op. cit.). Las mariposas se colocaban dentro de éstas por espacio de 5 min a temperatura ambiente (Platt, 1969). Si el macho no evertía los genitales, recibía el método de compresión (Platt, op. cit.; Clarke and Sheppard, 1956). Una vez logrado esto, se tomaban a los adultos de las alas con las pinzas de presión ya mencionadas, y se seguía la técnica utilizada arriba.

c) Técnica de compresión. Es citada por Platt (1969) y Clarke y Sheppard (1956) y consiste en tomar a las mariposas con las pinzas por las alas (igual que en las técnicas anteriores) y simplemente ejercer una ligera presión laterodorsal en el abdomen del macho para lograr evertir las estructuras genitales y ponerlo en contacto con la hembra.

2. Hembras obtenidas en laboratorio y copuladas por el macho en su territorio.

Cuando se trata de hembras obtenidas en laboratorio, se llevan a un área del Jardín Botánico Exterior, donde se localiza el territorio del macho (Cordero, 1986) de fácil acceso y donde la manipulación de las mariposas se facilita. Para llevar a cabo la operación, se utiliza un palo de aproximadamente 1 m de largo, en uno de cuyos extremos se coloca una caja de cartón que sigue el diseño y funcionamiento de una caja de cerillos (Fig. 2), la caja se asegura para abrirse desde el extremo opuesto con un hilo, y que se cierre de nuevo al aflojar el mismo, por la acción de una liga, dentro de dicha caja se coloca a la hembra, y una vez localizado el macho, se acerca la trampa hasta él y se abre para que asome la hembra, sea localizada por el macho y se lleve a cabo la cópula. Una vez empezada ésta, se les captura a ambos y son transportados al laboratorio, hasta que concluyan su función después de lo cual se libera al macho, teniendo a la hembra ya fertilizada y lista para ovipositar.

3. Hembras y machos obtenidos en laboratorio, copulados en cautiverio.

En el caso de que tanto la hembra como el macho se hayan obtenido en laboratorio, se colocan a ambos en una "jaula portátil" (Fig. 3) manufacturada con tul y alambre. Dicha jaula se coloca dentro del invernadero o cualquier otro lugar al aire libre, en el que reciban el sol directo y se deja por un rato sin que sean molestadas. Una vez logrado esto, la hembra se coloca en una caja de vuelo o insectario, (Fig. 4) para que oviposite. El

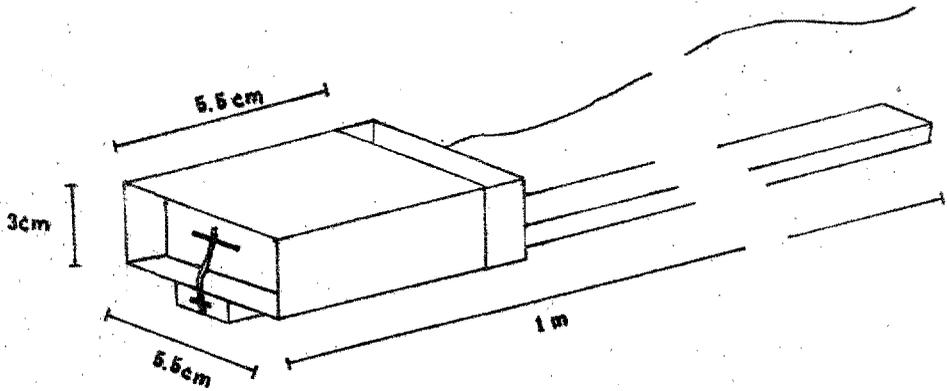


Figura 2.- Trampa para mostrar hembra en el territorio del macho para su acoplamiento sexual.

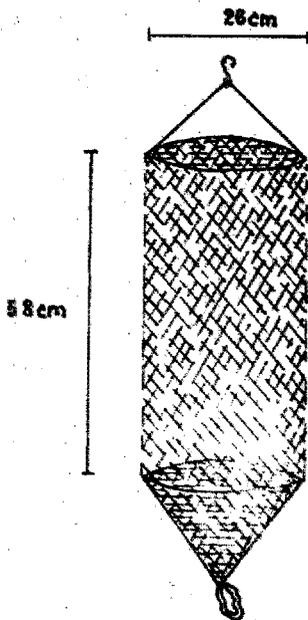


Figura 3.- Jaula vertical, para transportar organismos adultos del laboratorio a su hábitat natural y viceversa, y para su acoplamiento sexual en laboratorio.

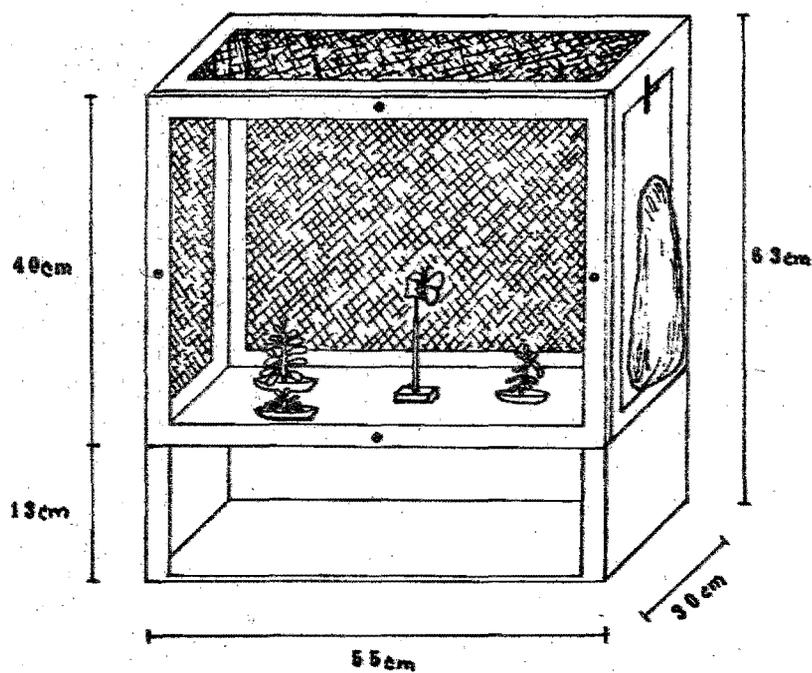


Figura 4.- Insectario para la mantención y oviposición de los adultos de Sandia xochi, construido de madera y tela de mosquitero.

macho se puede volver a utilizar para otra cópula, dejándolo descansar dos días por lo menos.

II. Captura de hembras fértiles. Esto se lleva a cabo en el mismo lugar de recolecta de huevos y larvas. Es casi seguro que la hembra capturada esté fertilizada (Carter y Feeny, 1985), y por lo tanto, se garantiza la obtención de huevos viables.

Determinación del consumo de alimento en larvas. Para determinar la cantidad de alimento que consumen los individuos en su estadio larvario, se recolectaron 20 hojas de Echeveria gibbiflora, que fuesen más o menos del mismo tamaño a fin de llevar un control de peso de las mismas, formando parejas de hojas, y que una perteneciera al lote testigo y otra al lote experimental.

Ambos lotes de hojas se colocaron en cajas paneras; a cada una de las hojas del lote experimental, se le colocó una larva recién eclosionada o de primer estadio en el primer o segundo día de vida.

Todos los días se pesaban ambos lotes; al lote experimental se le quitaba la larva y los excrementos de la misma para obtener la diferencia de peso de las hojas durante el estadio larvario de Sandía xami.

RESULTADOS

Se realizaron 8 lotes de cría de Sandia xami en el periodo comprendido entre noviembre de 1985 y febrero de 1987. El resumen de estos datos se presenta en la Figura 5, donde se mencionan los detalles de cada uno de dichos lotes así como los organismos obtenidos de ellos. Como se ve en dichos datos, los valores de los organismos sobrevivientes corresponden con el número de individuos totales presentes en el siguiente estadio (de huevos a larvas, de larvas a pupas y de pupas a adultos), con excepción de los Lotes 1 y 2, debido a que ambos lotes se iniciaron con huevos y larvas recolectadas, y como las larvas se cuantificaron dentro de un total para obtener porcentajes, los valores mencionados no coinciden. También dentro del mismo Lote 2, se mencionan huevos parasitados y es debido a su origen, ya que al momento de ser recolectados, no se sabía si aún estaban vivos, hasta que se pasaba el tiempo calculado para el nacimiento de la larva, o adquirían el color gris característico de los huevos parasitados (Benrey, 1986). Por lo que toca a larvas, pupas y adultos, a excepción de la cuantificación morfológica, no se supo que tan normales fueron, pero dentro de esta última podemos afirmar que los organismos de los Lotes 1, 2, 3, 4 y 6 resultaron normales, y los organismos de los Lotes 5, 7 y 8 anormales, como se menciona en la Figura 5. Los huevos y larvas presentaron una mortalidad más alta que en los lotes de cría considerados normales. Las pupas presentaron malformaciones, como protuberancias u oquedades, y ninguna de éstas sobrevivió, siendo las pupas del Lote 5 las que más anomalías presentaron. Los adultos anormales

LOTE	FECHA	ORIGEN DE LOS INDIVIDUOS	HUEVOS	LARVAS	PUPAS	ADULTOS
1	Del 13 de noviembre de 1985 al 15 de febrero de 1986	Huevos y larvas recolectados en el Jardín Botánico Exterior	17 huevos = 100% 10 huevos sobrevivientes = 71.43% 4 huevos muertos = 28.57%	22 larvas = 100% (10 de huevos y 12 recolectadas) 18 larvas sobrevivientes = 81.82% 4 larvas muertas = 18.18%	18 pupas = 100% 18 pupas sobrevivientes = 100% Normales	18 adultos = 100% 13 hembras = 72.22% 5 machos = 27.78% Normales
2	Del 31 de enero al 20 de abril de 1986	Huevos y larvas recolectados en el Jardín Botánico Exterior	33 huevos = 100% 16 huevos sobrevivientes = 48.48% 8 huevos muertos = 24.24%	26 larvas = 100% (16 de huevos y 10 recolectadas) 16 larvas sobrevivientes = 61.54% 10 larvas muertas = 38.46%	16 pupas = 100% 16 pupas sobrevivientes = 100% Normales	16 adultos = 100% 9 hembras = 55.25% 7 machos = 43.75% Normales
3	Del 21 de febrero al 11 de mayo de 1986	Huevos ovipositados en el laboratorio por dos hembras capturadas en el Jardín Botánico Exterior	156 huevos = 100% 140 huevos sobrevivientes = 89.74% 16 huevos muertos = 10.26%	148 larvas = 100% 82 larvas sobrevivientes = 58.57% 58 larvas muertas = 41.43%	82 pupas = 100% 82 pupas sobrevivientes = 100% Normales	82 adultos = 100% 54 hembras = 65.85% 28 machos = 34.15% Normales
4	Del 8 de julio al 20 de octubre de 1986	Huevos ovipositados en el laboratorio por una hembra capturada en el Jardín Botánico Exterior	68 huevos = 100% 66 huevos sobrevivientes = 97.06% 2 huevos muertos = 2.94%	66 larvas = 100% 49 larvas sobrevivientes = 74.24% 17 larvas muertas = 25.76%	49 pupas = 100% 49 pupas sobrevivientes = 100% Normales	49 adultos = 100% 29 hembras = 59.18% 20 machos = 40.19% Normales
5	Del 3 de septiembre de 1986 al 12 de enero de 1987	Huevos ovipositados en el laboratorio por una hembra copulada en el territorio del macho en el Jardín Botánico Exterior. Duplicación de la cópula: 1145 del 28 de agosto-primera hora del día siguiente	180 huevos = 100% 125 huevos sobrevivientes = 69.44% 55 huevos muertos = 30.56%	125 larvas = 100% 92 larvas sobrevivientes = 73.6% 33 larvas muertas = 26.48%	92 pupas = 100% 82 pupas sobrevivientes = 89.13% 10 pupas muertas = 10.87% Anormales	82 adultos = 100% 62 hembras = 75.61% 16 machos = 19.51% 4 ginandromórfos = 4.88% Anormales
6	Del 2 de octubre al 3 de diciembre de 1986	Huevos ovipositados en el laboratorio por cuatro hembras capturadas en el Jardín Botánico Exterior	106 huevos = 100% 95 huevos sobrevivientes = 89.62% 11 huevos muertos = 10.38%	95 larvas = 100% 64 larvas sobrevivientes = 67.37% 31 larvas muertas = 32.63%	64 pupas = 100% 64 pupas sobrevivientes = 100% Normales	64 adultos = 100% 31 hembras = 48.44% 33 machos = 51.56% Normales
7	Del 24 de noviembre de 1986 al 28 de febrero de 1987	Huevos ovipositados en el laboratorio por una hembra copulada en cautiverio con un macho del mismo lote (Lote 6) el 24 de noviembre	206 huevos = 100% 191 huevos sobrevivientes = 92.72% 15 huevos muertos = 7.28%	191 larvas = 100% 105 larvas sobrevivientes = 54.97% 85 larvas muertas = 45.03%	105 pupas = 100% 99 pupas sobrevivientes = 94.29% 6 pupas muertas = 5.71% Anormales	99 adultos = 100% 57 hembras = 57.57% 42 machos = 42.43% Anormales
8	Del 6 de diciembre de 1986 al 28 de febrero de 1987	Huevos ovipositados en el laboratorio por tres hembras copuladas en cautiverio por tres machos del mismo lote (Lote 6) el 24 de noviembre y 6 de diciembre	117 huevos = 100% 88 huevos sobrevivientes = 75.21% 29 huevos muertos = 24.79%	88 larvas = 100% 46 larvas sobrevivientes = 52.27% 42 larvas muertas = 47.73%	46 pupas = 100% 45 pupas sobrevivientes = 97.83% 1 pupa muerta = 2.17% Anormales	45 adultos = 100% 25 hembras = 55.56% 18 machos = 40% 2 ginandromórfos = 4.44% Anormales

Figura 5.- Resumen de los datos correspondientes a los Lotes 1 al 8. Para más detalles ver el texto en la página anterior.

de este mismo lote presentaron espiritrompa bifida, abdomen abierto, no pudieron mantener sus alas en posición normal, o en el caso extremo, presentaron características ginandromórficas, que en este caso fueron la presencia de un abdomen de hembra, y la mancha androconial del macho, evidente sólo por la parte interior de las alas y de color arena (el normal es de color negro), considerándolos como adultos sin determinación del sexo. Por su parte, los adultos de los Lotes 7 y 8 presentaron anomalías en la coloración de las alas anteriores pues no presentaron por completo la configuración típica de Sandia xami; esto es, específicamente, en la raya blanca que forma una especie de "M", y que sólo presentaron un pico () o simplemente una curva ().

Las duraciones promedio de las fases de huevo a pupa y adulto, por lote se resumen en el Apéndice 2. Se realizó una prueba de Anova de Dos Vías No Balanceada para ver si existían diferencias entre las duraciones de los estadios larvarios y fase pupal entre hembras y machos, y se encontró que dichas diferencias son no significativas (Ver Figura 6).

También se realizaron pruebas de Anova para ver si había relación entre las duraciones promedio en días de los estadios larvario y pupal de los 8 lotes que se realizaron. Se encontró que son significativamente diferentes entre sí (Figs. 7, 8 y 9). En el caso de las larvas se observa que el lote que posee menor duración se efectuó de octubre a diciembre de 1986 (Lote 6) y el que posee mayor duración es el de diciembre de 1986 a febrero de 1987 (Lote 8).

Diariamente se registró la oviposición de las hembras con

de este mismo lote presentaron espiritrompa bifida, abdomen abierto, no pudieron mantener sus alas en posición normal, o en el caso extremo, presentaron características ginandromórficas, que en este caso fueron la presencia de un abdomen de hembra, y la mancha androconial del macho, evidente sólo por la parte interior de las alas y de color arena (el normal es de color negro), considerándolos como adultos sin determinación del sexo. Por su parte, los adultos de los Lotes 7 y 8 presentaron anomalías en la coloración de las alas anteriores pues no presentaron por completo la configuración típica de Sandia xami; esto es, específicamente, en la raya blanca que forma una especie de "M", y que sólo presentaron un pico () o simplemente una curva ().

Las duraciones promedio de las fases de huevo a pupa y adulto, por lote se resumen en el Apéndice 2. Se realizó una prueba de Anova de Dos Vías No Balanceada para ver si existían diferencias entre las duraciones de los estadios larvarios y fase pupal entre hembras y machos, y se encontró que dichas diferencias son no significativas (Ver Figura 6).

También se realizaron pruebas de Anova para ver si había relación entre las duraciones promedio en días de los estadios larvario y pupal de los 8 lotes que se realizaron. Se encontró que son significativamente diferentes entre sí (Figs. 7, 8 y 9). En el caso de las larvas se observa que el lote que posee menor duración se efectuó de octubre a diciembre de 1986 (Lote 6) y el que posee mayor duración es el de diciembre de 1986 a febrero de 1987 (Lote 8).

Diariamente se registró la oviposición de las hembras con

Tabla de Análisis de Varianza de Dos Vías No Balanceada.

Fuente de Variación	G.L.	SC	CM	RF	PF
Total	483	252.002			
Estadio	5	170.726	34.245	265.814	0.00000
Sexo	1	0.343	0.343	2.668	0.10304
Intersección	5	1.770	0.354		
Error	472	60.631	0.128		

G.L. - Grados de libertad

SC - Suma de cuadrados

CM - Cuadrado medio

RF - Radio de F

PF - Prueba de F

Figura 6.- Resultados de la Prueba de Análisis de Varianza de Dos Vías-
No Balanceada para determinar las diferencias entre las dura-
ciones de los individuos de los estadios larvarios y fase pu-
pal entre hembras y machos.

Tabla de Análisis de Varianza de Una Vía, para las comparaciones de las duraciones promedio en días del estadio larvario de los individuos de los Lotes 1 al 8.

Fuente de Variación	G.L.	SC	CM	RF	PF
Total	445	16589.360			
Tratamiento	7	10355.740	1479.391	106.321	0.00000
Error	448	6233.619	13.914		

Tabla de Análisis de Varianza de Una Vía, para las comparaciones de las duraciones promedio en días del estadio pupal de los individuos de los Lotes 1 al 8.

Fuente de Variación	G.L.	SC	CM	RF	PF
Total	454	9932.352			
Tratamiento	7	7082.043	1011.720	158.663	0.00000
Error	447	2850.309	6.337		

G.L.- Grados de libertad

SC - Suma de cuadrados

CM - Cuadrado medio

RF - Ratio de F

PF - Pruebas de F

Figura 7.- Resultados de los Análisis de Varianza de Una Vía, de las comparaciones promedio en días de los estadios larvario y pupal de los Lotes 1 al 8.

GRAFICA DE COMPARACION MULTIPLE: HSD DE TURKEY

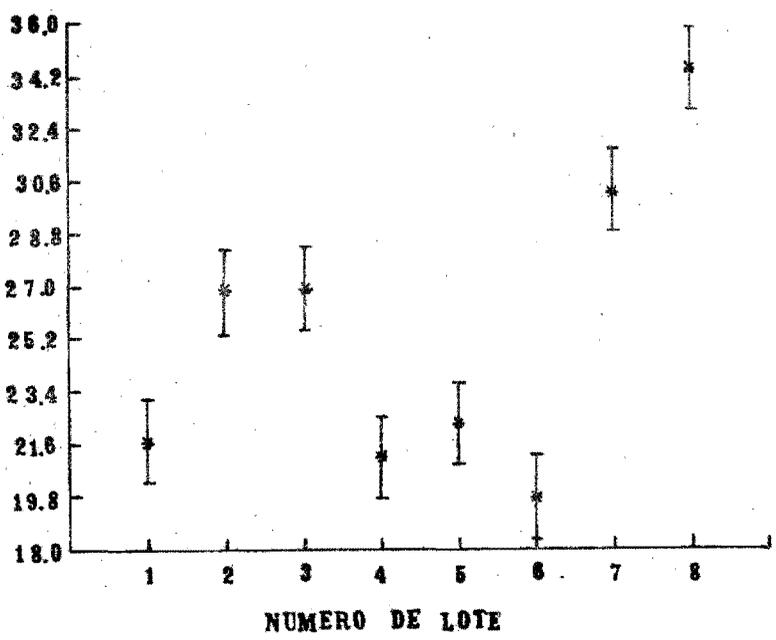


Figura 8.- Comparación múltiple de las duraciones promedio en días del estadio larvario de los lotes 1 al 8. Las barras representan el error estándar del promedio.

GRAFICA DE COMPARACION MULTIPLE: HSD DE TURKEY

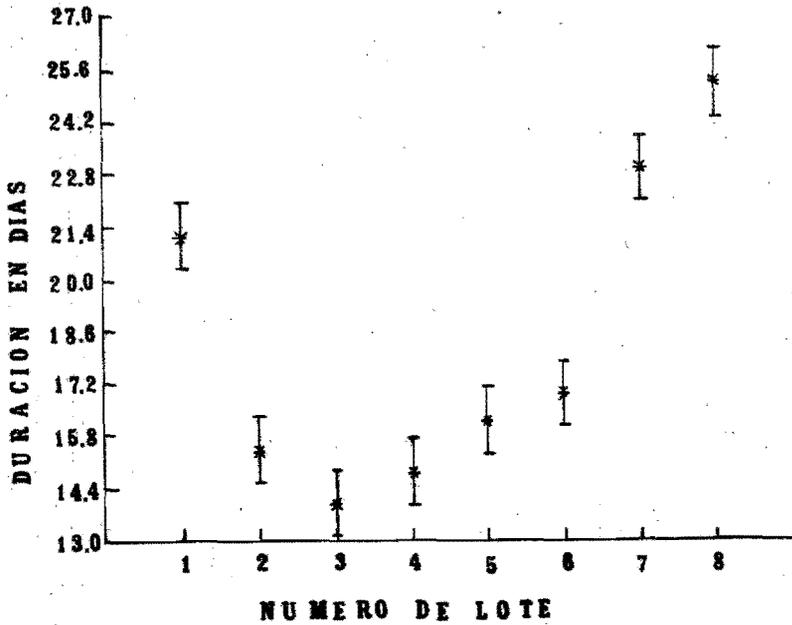


Figura 9.- Comparación múltiple de las duraciones promedio en días del estadio pupal de los lotes 1 al 8. Las barras representan el error estándar del promedio.

cuyos huevos se comenzaron los cinco lotes ya mencionados. Estos datos se presentan en el Apéndice 3 y son con los cuales se obtuvieron los valores de fecundidad que se incluyen en las Tablas de Fertilidad. Existen diferencias entre el número de huevos ovipositados y los utilizados para iniciar los lotes de cría, y es debido a que los huevos faltantes se destinaron para realizar experimentos de otros proyectos, sin embargo, los datos son útiles para el presente trabajo. Sólo se tuvo control de las horas-luz por día en los Lotes 5, 6, 7 y 8 (10 h), y por eso se hizo una gráfica global de dichos lotes, con el promedio de huevos ovipositados por día (Fig. 10), excepto en el Lote 8, ya que se inició con los huevos ovipositados por tres hembras diferentes en el mismo insectario (Ver resultados del Lote 8).

Debido a lo anterior, se escogió el Lote 7 como representativo para la presentación gráfica de los resultados, ya que es uno de los que presenta los datos más completos (Figs. 11, 12, 13 y 14).

Como se menciona en los métodos, se realizaron las Tablas de vida y de fertilidad (Fig. 15), y los datos obtenidos de esta última, se resumen enseguida:

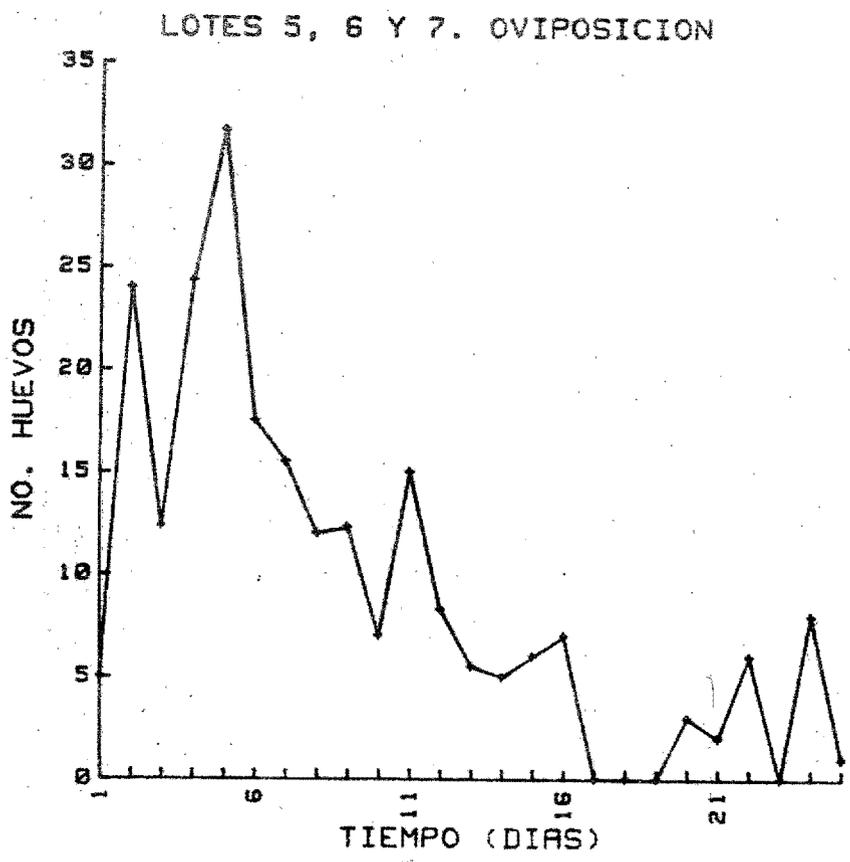


Figura 10.- Oviposición promedio por día de los Lotes 5, 6 y 7. Promedio del número de huevos cosechados por día.

LOTE 7
(Nov 1986-Feb 1987)

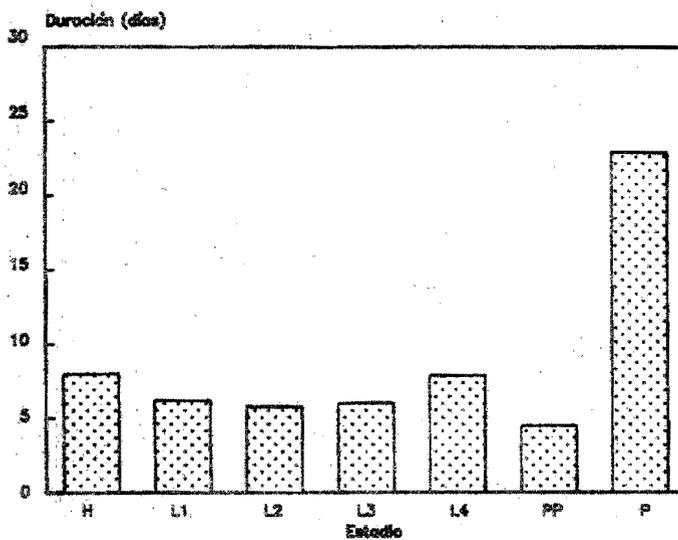


Figura 11.- Duraciones promedio en días de los individuos correspondientes a los estados larvarios y fases de huevo y pupa de hembras y machos considerados en un sólo grupo, pertenecientes al Lote 7.

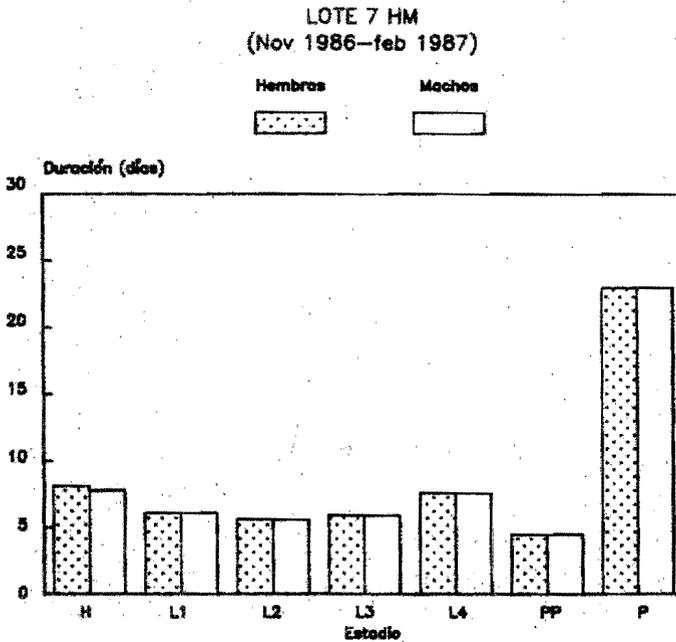


Figura 12.- Duraciones promedio en días de los individuos correspondientes a los estadios larvarios y fases de huevo y pupa de hembras y machos considerados en dos grupos separados, pertenecientes al Lote 7.

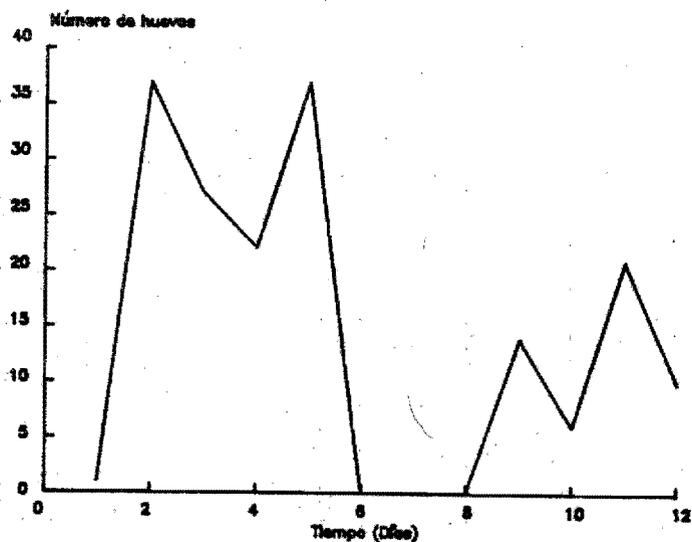
LOTE 7
Oviposición

Figura 13.- Oviposición de la hembra scopada en cautiverio para iniciar el Lote 7. Número de huevos cosechados por día, en un periodo de 12. Ver resultados del Lote 7.

LOTE 7
Sobrevivencia

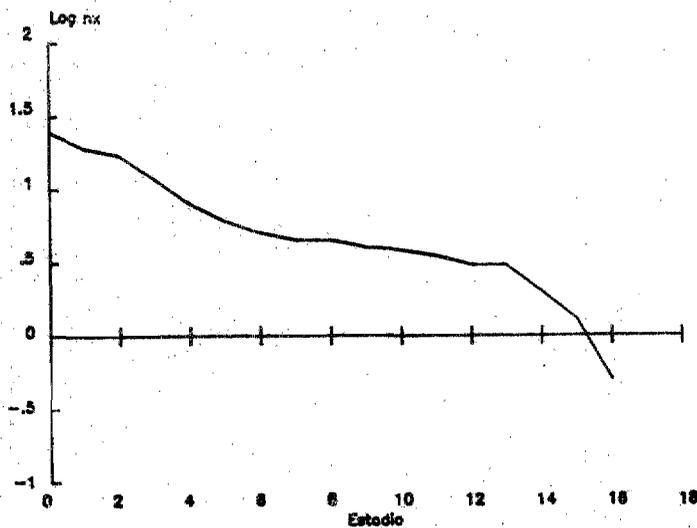


Figura 14.- Curva de sobrevivencia obtenida con el método de Rabinovich (1986), a partir de los datos de los individuos del lote 7.

Figura 15.- Tablas de Vida de tipo Horizontal de Sandia xami realizadas a partir de los datos obtenidos de los Lotes 3 al 8, modificados con el Método de Rabinovich (1980).

CUADRO No. 19.- TABLA DE VIDA DEL LOTE 3.

x	nx	lx
0	23.8	1
1	19.4	0.815
2	17.9	0.752
3	13	0.546
4	8.5	0.357
5	6.5	0.273
6	5.9	0.231
7	5.5	0.231
8	4.5	0.189
9	3.8	0.160
10	3	0.126
11	2.5	0.105
12	2.3	0.097
13	1.3	0.055
14	0.9	0.038
15	0.5	0.021
16	0	0

CUADRO No. 20.- TABLA DE FERTILIDAD DEL LOTE 3.

x	nx	lx	mx	lxmx	xlxmx
0	9	1	-	-	-
1	8.7	0.967	-	-	-
2	4.5	0.5	-	-	-
3	3.9	0.433	-	-	-
4	2.5	0.278	3.8	1.056	4.226
5	1.5	0.167	6.3	1.052	5.261
6	1.4	0.156	2.8	0.437	2.621
7	0.5	0.056	-	-	-
8	0	-	-	-	-

- x - Intervalo de edades por unidad de tiempo.
 nx - Número de individuos por unidad de tiempo.
 lx - Número de sobrevivientes por unidad de tiempo, al comienzo del intervalo x.
 mx - Fertilidad por unidad de tiempo.

CUADRO No. 21.- TABLA DE VIDA
DEL LOTE 4.

x	n_x	l_x
0	12.5	1
1	10.5	0.84
2	6	0.48
3	4	0.32
4	3	0.24
5	2.8	0.224
6	2	0.16
7	1.5	0.12
8	1.5	0.12
9	1.5	0.12
10	1.5	0.12
11	1	0.08
12	0.5	0.04
13	0	0

CUADRO No. 22.- TABLA DE FERTILIDAD DEL LOTE 4.

x	n_x	l_x	m_x	$l_x m_x$	$x l_x m_x$
0	6.5	1	-	-	-
1	6.5	1	-	-	-
2	4.8	0.738	-	-	-
3	2.5	0.385	-	-	-
4	2	0.308	-	-	-
5	1.8	0.277	-	-	-
6	1.5	0.231	-	-	-
7	1.3	0.2	5.52	1.104	7.728
8	1	0.154	3.24	0.499	3.992
9	1	0.154	-	-	-
10	0.5	0.077	-	-	-
11	0.3	0.046	-	-	-
12	0	0	-	-	-

CUADRO No. 23.- TABLA DE VIDA
DEL LOTE 5.

x	nx	lx
0	19	1
1	15.8	0.832
2	10	0.526
3	6	0.316
4	5	0.263
5	4	0.211
6	3.4	0.179
7	2.5	0.132
8	2	0.105
9	1.7	0.089
10	1.7	0.089
11	1.5	0.079
12	1	0.053
13	0.5	0.026
14	0	0

CUADRO No. 24.- TABLA DE FERTILIDAD DEL LOTE 5.

x	nx	lx	mx	lxmx	xlxmx
0	11	1	-	-	-
1	10.7	0.973	-	-	-
2	6.5	0.591	-	-	-
3	4	0.364	-	-	-
4	2.8	0.255	-	-	-
5	2.8	0.255	-	-	-
6	2.3	0.209	-	-	-
7	1.5	0.136	11.49	1.563	10.938
8	1.2	0.109	14.52	1.583	12.661
9	1.2	0.109	7.26	0.791	7.122
10	1.2	0.109	6.05	0.659	6.595
11	1	0.091	2.57	0.234	2.573
12	0.8	0.073	-	-	-
13	0.3	0.027	-	-	-
14	0	0	-	-	-

CUADRO No. 25.- TABLA DE VIDA
DEL LOTE 6.

x	nx	lx
0	21.9	1
1	15.5	0.708
2	8	0.365
3	5	0.228
4	4	0.183
5	3.8	0.174
6	3.3	0.151
7	2.9	0.132
8	2.5	0.144
9	2	0.091
10	1.8	0.082
11	1	0.046
12	0.5	0.023
13	0	0

CUADRO No. 26.- TABLA DE FERTILIDAD DEL LOTE 6.

x	nx	lx	mx	lxmx	xlxmx
0	8.8	1	-	-	-
1	7.5	0.852	-	-	-
2	3.8	0.432	-	-	-
3	2.3	0.261	-	-	-
4	2	0.227	-	-	-
5	1.8	0.205	-	-	-
6	1.5	0.170	-	-	-
7	1.5	0.170	9.2	1.564	10.948
8	1	0.114	3.2	0.365	2.918
9	0.9	0.102	2.4	0.245	2.203
10	0.5	0.057	3.5	0.200	1.995
11	0.3	0.034	-	-	-
12	0	0	-	-	-

CUADRO No. 27.- TABLA DE VIDA
DEL LOTE 7.

x	nx	lx
0	24.5	1
1	18.9	0.771
2	17	0.694
3	11.8	0.482
4	8	0.327
5	6	0.245
6	5	0.204
7	4.5	0.184
8	4.5	0.184
9	4	0.163
10	3.8	0.155
11	3.5	0.143
12	3	0.122
13	3	0.122
14	2	0.082
15	1.3	0.053
16	0.5	0.020
17	0	0

CUADRO No. 28.- TABLA DE FERTILIDAD DEL LOTE 7.

x	nx	lx	mx	lxmx	xlxmx
0	10	1	-	-	-
1	6.5	0.95	-	-	-
2	3.3	0.65	-	-	-
3	2.5	0.33	-	-	-
4	2.5	0.25	-	-	-
5	2	0.25	11.85	2.37	11.85
6	1.5	0.23	8.93	1.340	8.037
7	1	0.2	-	-	-
8	0	0.15	-	-	-

CUADRO No. 29.- TABLA DE VIDA
DEL LOTE 8.

x	nx	lx
0	12.5	1
1	9	0.72
2	6.5	0.52
3	5	0.4
4	4	0.32
5	3	0.24
6	2.5	0.2
7	2	0.16
8	1.8	0.144
9	1.8	0.144
10	1.5	0.12
11	1.4	0.112
12	1.4	0.112
13	1.4	0.112
14	1.4	0.112
15	1	0.08
16	0.5	0.04
17	0.3	0.024
18	0	0

Lote	G	Ro	λ
3	4.76	2.55	1.09
4	7.31	1.60	1.03
5	8.26	4.83	1.09
6	7.61	2.37	1.05
7	5.36	3.71	1.11

Las unidades de tiempo son periodos de 5 días para los Lotes 4, 5 y 6, y de 10 días para los Lotes 3 y 7.

Cópula y Captura de adultos. Para las cópulas con las técnicas de acoplamiento por aturdimiento con frío, se utilizaron adultos que se obtuvieron del Lote 1. En ocasiones se usaba la misma pareja durante varios días seguidos, o varias parejas el mismo día, debido a que sólo se contaba con 5 machos y 13 hembras (Ver Cuadros Nos. 1 y 2), y se encontró que se volvían resistentes a las bajas temperaturas, por lo que se fue aumentando el tiempo de permanencia en el frío, para lograr aturdir las lo suficiente y así trabajar con ellas. La temperatura a la que se trabajó, fue de 4 °C y los resultados obtenidos se presentan resumidos enseguida:

Tiempo. (min)	Parejas trabajadas	No. de pruebas	Reacciones de las mariposas
3-10	1	2	Ninguna. Si acaso presentan movimientos lentos y torpes.
15-20 y 35-50	2	4	Toleran el manipuleo. Se logra efectuar la unión para la cópula pero la hembra reacciona más rápido que el macho y se separan.
60	1	1	Ambos se manipulan más fácilmente que en el periodo anterior. Se logra efectuar la unión para la cópula, pero la hembra reacciona más rápido que el macho y se separan.
> 60	2	3	Aceptan el manipuleo pero al momento de empezar a recuperarse aletean mucho y son difíciles de controlar.

Después de obtener esto se decidió probar a una temperatura más baja, y se encontró que igualmente se volvían resistentes a las bajas temperaturas y por lo tanto, se aumentó el frío a -2°C para aturdirlos. Estos resultados se encuentran resumidos enseguida:

Tiempo [min)	Parejas trabajadas	No. de pruebas	Reacciones de las mariposas
♀♀ = 13 ♂♂ = 10	1	1	Movimientos torpes. No se pueden manipular.
♀♀ = 13 a 20 ♂♂ = 10 a 17	2	2	Receptivas al manipuleo. Se prueba la realización de la cópula; la hembra aletea mucho y al soltarlas se recuperan totalmente.
♀♀ = 23 ♂♂ = 20	1	1	Se logran poner en cópula. El abdomen de la hembra a 270° en relación al del macho. La hembra se recupera a los 5 min y se separa. El macho muere (se utilizó 3 días seguidos con estas pruebas).
♀♀ = 23 ♂♂ = 20	1	1	Muere la pareja.

♀♀ = Hembras
♂♂ = Machos

Como se puede notar, hay una diferencia de temperaturas en la duración del enfriamiento para hembras y para machos, y es debido a que durante las pruebas se observó que las hembras se recuperaban antes que los machos con el mismo tiempo de enfriamiento y se encontró que con una diferencia de enfriamiento de 3 min, la recuperación de las mariposas era simultánea, si no estaban muy maltratadas.

La prueba de aturdimiento con acetato de etilo solamente se probó con una pareja de mariposas, y se registró lo siguiente:

Sólo el macho se metió a la cámara letal de acetato de etilo durante 5 min para que abriera las valvas, y se probó el acoplamiento con la hembra; pero no hubo recepción por parte de ésta y el macho se maltrató mucho, por lo que se decidió decapitarlo y probar realizar el acoplamiento sexual de esta forma; pero igualmente la hembra no fue receptiva. Entonces se decidió hacer un machacado de la parte final al abdomen del macho con agua destilada y con esta solución se mojaron 10 huevos que se tenía la seguridad de que no estaban fertilizados. Fueron escogidos con una tabla de números al azar y ninguno de estos huevos resultó fertilizado con este método.

Los huevos sin fertilizar se obtuvieron del Lote 1 de hembras, las cuales no se habían acoplado, aún así ovipositaron tanto en una inflorescencia seca de Echeveria gibbiflora que tenían dentro del insectario, como en las paredes del mismo y en los accesorios del soporte del alimento. Estos huevos se cosecharon diariamente, pero al ver que no eran fértiles se desecharon. Lo que se observó, es que conservaron su color verde en diferentes tonalidades, y con el transcurso del tiempo se notó que perdían turgencia y se colapsaban.

Después de estas pruebas y de observar que Sandia xami ovipositaba sin dificultad en cautiverio, la obtención del material, entendiéndose esto como huevos fertilizados, era capturando hembras, teniendo casi la seguridad de que éstas ya estaban fertilizadas (Carter y Fenny, 1985; Soberón, com. pers.);

de tal manera que solamente había que poner a la hembra en el insectario, con plantas de Echeveria gibbiflora, alimento y el foco de jardín para que recibiera luz y calor; posteriormente cosechando los huevos de las plantas se criaban hasta obtener los adultos. Un inconveniente era que las hembras son menos abundantes que los machos en su área de vuelo (Cordero, 1986).

Con la tercera técnica de acoplamiento manual, la de compresión, se obtuvieron los mismos resultados negativos que con la de aturdimiento con frío y con acetato de etilo. Los machos se maltrataban mucho, pues con el apretón perdían las escamas de esa zona y llegaban a adquirir un tacto pegajoso, además de que el maltrato interno también debía ser muy grande, por lo que morían a los pocos días.

En otras ocasiones, en que el órgano copulador del macho lograba evertirse y unirlo con la hembra, pero no se lograba efectuar la cópula, se presentaban secreciones, que pudiera ser de semen seco (Llorente, com. pers.), en forma de una costra en la punta del órgano copulador; estos organismos también morían a los pocos días. Se realizaron seis pruebas con esta técnica, y en ninguna se obtuvieron resultados positivos.

También se adquirió material a partir de hembras obtenidas en cautiverio, las que fueron llevadas al territorio del macho para su acoplamiento. Una vez que la hembra salía de la caja para mostrarla al macho (Fig. 2) se quedaba quieta en la misma por un momento, frotaba sus alas y levantaba en vuelo. Al hacer esto, si era detectada por el macho, empiezan el cortejo, se paran en una rama u hoja cercana y realizan la cópula. El estudio del

comportamiento de cortejo no forma parte de los objetivos de este trabajo ni se pudo apreciar con claridad como para mencionarlo aquí, pero Cordero (1986) lo describe con detalle. Una vez que había transcurrido un tiempo (30-40 min) en cópula, se capturaron a las mariposas y se transportaron al laboratorio.

Este método se probó tres veces con diferentes resultados. La primera hembra fertilizada por este método, no se pudo recuperar, después de la cópula salió del territorio del macho, perdiéndose de vista, quedando el macho en la misma rama donde se realizó la cópula. Enseguida se le presentó la segunda hembra y de nuevo realizó la cópula, se capturaron a los 40 min de empezar ésta y continuaron unidos durante toda la noche. El material que se obtuvo se utilizó para el Lote 5, pero los adultos presentaron anomalías (Ver resultados del Lote 5 y la especulación del porqué se tratará en la discusión). La tercera hembra fertilizada con este método fue liberada.

Después se encontró que Sandia xami se reproduce en cautiverio sin necesidad de recurrir a cualquier técnica de apareo a mano, ni de llevar hembras a copular al territorio del macho. Con el simple hecho de colocar a la pareja de mariposas emergidas en el laboratorio en un lugar donde reciban el sol directo en jaulas portátiles (al aire libre, o en un invernadero) y que permanezcan sin que sean molestadas, en poco tiempo habrán realizado la cópula. Se observó que antes de realizar la cópula, el macho y la hembra frotan sus alas, y si la hembra es receptiva y acepta al macho, éste se le acerca viendo hacia el mismo lado que ella, curva su abdomen y la contacta, entonces el macho se voltea y quedan viendo hacia lados opuestos. Este comportamiento

también es descrito por Cordero (1986) quién hace mención de todos los detalles.

Con este método se lograron 5 acoplamientos, utilizando para cada uno, una pareja diferente, provenientes del Lote 6 y como ya se mencionó, los Lotes 7 y 8 se efectuaron con material obtenido de esta manera. Los registros del tiempo de duración para estas copulas fueron:

Fecha	Duración	Destino
24-XI-1986	1110 a 1215 h aproximadamente	Iniciar el Lote 7
4-XII-1986	1205 a 1252 h aproximadamente	Liberadas
5-XII-1986	1047 a 1135 h aproximadamente	Liberadas
5-XII-1986	1102 a 1150 h aproximadamente	Liberadas
6-XII-1986	1143 a 1252 h aproximadamente	Iniciar el Lote 8

Determinación de consumo de alimento en larvas. En esta parte del trabajo, por razones desconocidas, no se logró mantener al lote testigo, el cual se echó a perder. Sin embargo, el lote experimental se logró llegar a su término, obteniéndose el peso por día de cada una de las diez hojas de Echeveria gibbiflora. Estas pérdidas se presentan en el Apéndice 4 y en la gráfica de

la Figura 16.

También se realizó un Análisis de Covarianza de Una Vía para ver si había relación entre la pérdida de peso de las hojas. Se encontró que las diferencias son no significativas, aunque como se menciona más adelante, este experimento deberá realizarse con más detalle para obtener datos más exactos. Los resultados del Análisis de Covarianza se presentan enseguida:

Fuente de Variación	G.L.	SC	CM	RF	PF
Total	111	5639.384			
Tratamiento	6	5428.533	904.755	450.551	0.00000
Error	105	210.852	2.008		

G.L. - Grados de libertad

SC - Suma de cuadrados

CM - Cuadrado medio

RF - Ratio de F

PF - Prueba de F

GRAFICA DEL EXPERIMENTO DE ALIMENTACION EN LARVAS

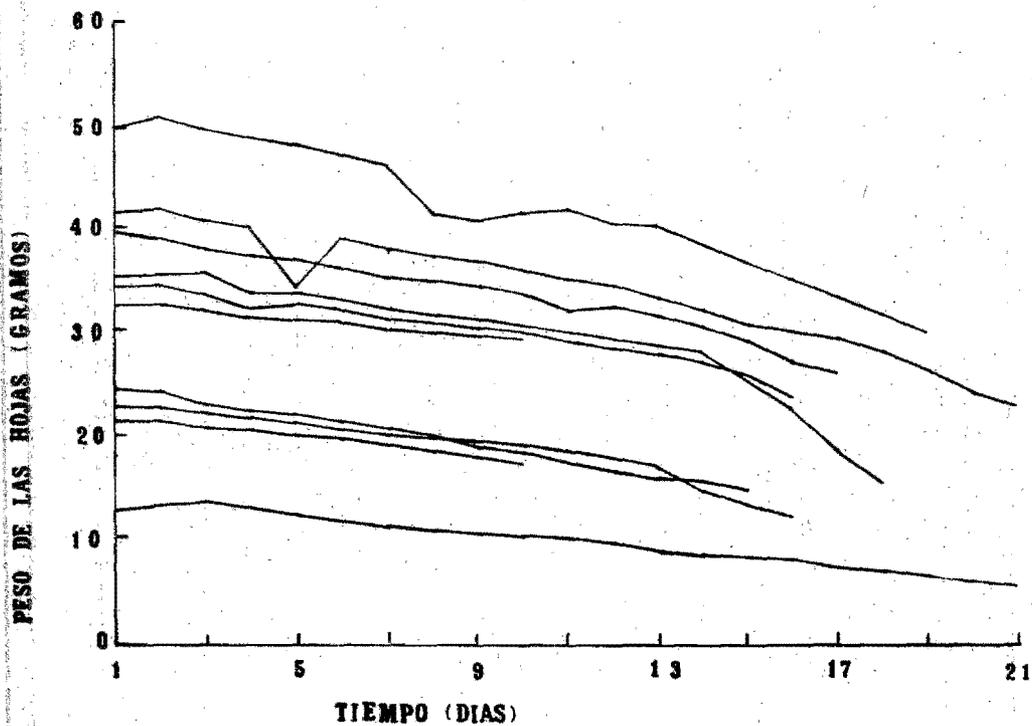


Figura 16.- Pérdida de peso por día de las hojas de Echeveria gibbiflora del lote experimental.

DISCUSION

Sandia xami es una mariposa pequeña y por ello presenta ciertas ventajas y a la vez desventajas para este trabajo.

Primeramente, dentro de las ventajas se consideran que, tanto larvas como adultos pueden ser mantenidos en cajas de Petri e insectarios funcionales, respectivamente, sin ninguna dificultad. El manejo de las larvas en cajas de Petri permite un total control individual hasta el momento de la emergencia del adulto. Los adultos mantenidos en insectarios (Fig. 4) pueden vivir en un lugar relativamente espacioso para ellas, ya que pueden volar lo suficiente sin maltratarse, alimentarse, ovipositar y estar sin el ataque de depredadores naturales, permitiendo llevar un control de su longevidad individual sin ocupar mucho espacio en el laboratorio. Los adultos obtenidos de un lote pueden mantenerse fácilmente en un solo insectario. El transporte de los organismos del laboratorio a su hábitat natural o viceversa, o a cualquier otro sitio, es fácil utilizando jaulas portátiles (Fig. 3) de diferente tamaño, según las mariposas que se requieran transportar o la razón por la que se transporten. Por las mismas razones se facilita el acoplamiento sexual de hembras en el propio territorio del macho, posteriormente es posible la captura de los individuos y su manipulación sin mucho daño.

Sin embargo, estas ventajas que se presentan, referente al tamaño de Sandia xami, son contrastantes con sus desventajas. Las larvas recién eclosionadas presentan un tamaño muy pequeño (1-1.4 mm; Parlange, en prep.) y si no son localizadas a tiempo, el día de la eclosión, corren el peligro de ser aplastadas, cosa

que deja de ser un problema en cuanto aumentan de tamaño y pasan al siguiente estadio. La estrategia que se siguió para evitar aplastarlas, es dejarlas que coman varios días seguidos, sin buscarlas dentro de su trozo de hoja de Echeveria gibbiflora; pero esto impide la observación diaria de las larvas y saber en qué estadio están y, específicamente, que día fue el que mudaron al siguiente estadio, cosa que se hacía cuando no se necesitaba saber estos datos y que cuando se realizaba se llegaban a perder varias larvas por el mismo manipuleo (esto ocurre más frecuentemente en los primeros días del primer estadio larvario, a lo largo de éste y en los primeros días del segundo estadio larvario), además de que pueden llegar a formarse hongos en el trozo de hoja y echarla a perder, dejando sin alimento a la larva o matándola. Referente a los adultos, las pruebas de acoplamiento manual, se dificultan precisamente por el tamaño que tienen las mariposas (de abdomen 0.6-0.8 cm y de alas 1.2-2.1 cm; Parlange, en prep.) y que, refiriéndose a la experiencia personal, se temía aplastar o maltratar si se tomaban directamente con las manos, o con las pinzas, además de ser sumamente escurridizas y de que el cálculo del grado de presión que se le da al macho debe ser muy preciso para evitar que pierda escamas, o en caso extremo que muera.

Por otro lado, es un organismo sumamente dócil, que se habitúa al manejo diario que se le da.

Por lo que se refiere a los lotes de cría, se pueden desarrollar en cualquier época del año, contando con el material

para hacerlo, y requieren un mínimo de atención para llevar el control total de los individuos e igualmente su mantenimiento.

La realización de lotes de cría de una sola especie en laboratorio, debe realizarse con cuidado con respecto a la heterocigocidad. Para mantenerla, se deben recolectar 3 ó 4 hembras, criar los huevos ovipositados por cada una de ellas por separado, y una vez obtenidos los adultos, efectuar acoplamientos de adultos utilizando organismos del lote A con el lote B y el C con el D, además de acoplar hembras de diferentes lotes con diferentes machos en el territorio de éstos. Esto es ir agregando material genético a los lotes preexistentes y evitar que se pierda la heterocigocidad, que según mencionan Carter y Feeny (1985) mantiene la adecuación de la población y que por el contrario, la homocigocidad contribuye a que baje. Dobzhansky, et al. (1980), mencionan que en la homocigocidad, la mayoría de los cromosomas reducen algunos componentes de la adecuación o eficacia biológica, entendiéndose por éstos a la variabilidad, fecundidad y velocidad de desarrollo.

Los lotes de cría se realizaron uno tras otro a lo largo del año, obteniendo el material para comenzarlo de diferentes maneras, para cada uno de los lotes.

Los Lotes 1 y 2 se empezaron con organismos (huevos y larvas) recolectados en su hábitat, como ya se mencionó, de ahí la razón de no tomar en cuenta los datos de la duración de huevos, pues no se sabía en que día fueron ovipositados, por lo tanto, no son útiles para hacer una discusión de duración del estadio de huevo. Los datos de las duraciones en días de los huevos de los Lotes 5 y 8 no existen, porque aunque se tomó en cuenta la oviposición

diaria de la hembra, no se siguieron los huevos independientemente, hasta el momento de la eclosión de la larva .

Por lo que toca a los adultos, los datos de duraciones en días de este estadio, no se presentan en todos los lotes y solamente se tomaron para los Lotes 1, 4 y 5, considerando suficiente estos datos. Conservar a los adultos de todos los lotes de cria sólo para medir su longevidad , significaba no disponer de material (mariposas) para realizar pruebas de acoplamiento en cautiverio o en el territorio del macho (como los adultos del Lote 6, con los cuales empezaron los Lotes 7 y 8).

Como ya se mencionó, el Lote 5 se realizó con material ovipositado por una hembra que fue fertilizada en el propio territorio del macho y es considerado especial porque si bien, las larvas fueron normales hasta donde se pudo apreciar, los nuevos registraron una mortalidad muy alta (30.5%) del total considerado para el lote y en la transición de pupa a adulto en el primer periodo (Ver Figura 5), al igual que las pupas y adultos que presentaron anomalías (Ver resultados). Se piensa que la posible causa de las altas mortalidades y anomalías presentadas, sea porque faltaron los nutrientes (como nitrógeno, entre otros), que el macho proporciona a la hembra durante la cópula, junto con el espermatozoido, ya sea para la vitelogenesis, la maduración de huevos y mantenimiento somático (Marshall, 1982; Boggs y Gilbert, 1979; Chew y Robbins, 1984; Cordero, com. pers.). El macho necesita formar el espermatozoido para pasárselo a la hembra, pero su construcción necesita un poco de tiempo, y en este caso el macho había copulado con otra hembra que se le

había presentado y que escapó, presentándole la segunda hembra 10-15 min después, de la cual se obtuvo el material para el lote. Se cree que el tiempo entre una cópula y otra fue poco e insuficiente para que el macho se recuperara y formara un nuevo espermátforo y la cantidad de sustancias nutritivas que le debía proporcionar fue pequeña. Marshall (op. cit.) hace mención de que la inversión del macho durante la cópula es de secreciones de la glándula accesoria, y que existen estudios que lo demuestran, como el de Boggs y Gilbert (op. cit.) que con experimentos radiorastreadores en Danaus plexippus, Heliconius hecale y H. erato demostraron que el macho no sólo proporciona nutrientes para la producción de huevos y vitelogénesis, sino también para mantenimiento somático de la hembra y su efecto en la longevidad. Marshall (1980; en Marshall, op. cit.) encontró que en Colias philodice-eurytheme las secreciones de la glándula accesoria son un complejo de proteínas, hidrocarbónos, triglicéridos, diglicéridos, esteróles y fosfolípidos. Sin embargo, esto parece ser más complejo, ya que Chew y Robbins (op. cit.) mencionan que el macho produce dos tipos de espermatozoides: uno nucleado, que se encarga de la fertilización de los huevos, y otro anucleado, que aunque su función aún no es clara, reportan que posiblemente faciliten la migración de los espermatozoides nucleados a la espermateca, así como sustancias nutritivas para la hembra (Iriki, 1984; Friedlander y Gitay, 1972, en Chew y Robbins, op. cit.).

Como ya se dijo, los Lotes 7 y 8 que se realizaron con material de parejas copuladas en cautiverio, y que éstas se obtuvieron del Lote 6, que se inició con material de 4 hembras

capturadas (Ver datos del Lote 6), y por lo tanto, no se sabía si las mariposas de la pareja eran o no hermanas. Tal vez los resultados ligeramente anormales se deban a la consanguinidad.

Como se puede apreciar en los datos de los diferentes lotes y en sus diferentes Tablas de vida, la sobrevivencia de huevos a larvas de primer estadio y el total de sobrevivientes del lote que logran llegar a adultos es muy alta, lo cual es evidente que no ocurre en el campo. En particular, en el campo no están libres de depredadores como aves, o de parasitismo por diferentes organismos. En el caso específico de Sandia xami, sus huevos son parasitados por una avispa generalista Trichogramma praetiosum (Hymenoptera) y las bajas que causan a la población son posiblemente un factor de regulación (Benrey, 1986). Es evidente que en condiciones de laboratorio esto no se presenta.

En este trabajo, los lotes de cría se llevaron a cabo sin control de temperatura, humedad y fotoperiodo, y aunque siempre se desarrollaron en el mismo lugar, las condiciones variaban según se presentaban las condiciones meteorológicas o las de trabajo. Sin embargo, el trato que se les dio fue igual, además de que siempre se procuró trabajar en el mismo lugar. Por ello se piensa que la comparación de los lotes es válida y permite apreciar las diferencias y semejanzas que existen entre ellos.

Los lotes de cría se iniciaban sin tener ninguna fecha en especial, considerando la disponibilidad de material vivo o que el lote anterior ya estaba por finalizar. Estos se desarrollaron en las diferentes épocas del año (estaciones), por lo que se

esperaba que las diferencias existentes entre ellos fueran debidas al cambio meteorológico (temperatura, humedad, horas-luz, etc.), y que los que poseyeran menor duración fueran los lotes realizados en primavera o verano, cuando las temperaturas son muy altas, y que los que poseyeran mayor duración fuesen los realizados en otoño e invierno, cuando las temperaturas son bajas. Estos cambios de temperatura harían que se acelerase o retardase el metabolismo de los individuos, aumentando o reduciendo las duraciones en días, respectivamente, en los diferentes estadios de su ciclo de vida. (Mesenger, 1959; Eckenrode y Chapman, 1971; Andrewartha, 1973; Andrewartha y Birch, 1974). Sin embargo los resultados muestran lo contrario.

Al analizar los resultados, se piensa que los factores climáticos influyeron muy poco en las duraciones. Los factores que pudieron influir directamente en esto debieron ser: el origen de los individuos para iniciar los lotes y la calidad del alimento. Con respecto al primero, parecería que el Lote 1 y 2, Lote 3, 4 y 6, Lote 5 y Lote 7 y 8, están agrupados y parecería que sus duraciones serían semejantes (Ver resultados de los Lotes), y que sin embargo, no presentan dicha semejanza con este factor. Por lo que respecta al segundo factor, la calidad del alimento, no se puede determinar con una precisión exacta porque el decir que una hoja es "buena" con criterio antrópico, no es lo mismo para las larvas y como en este trabajo no se realizaron análisis de nutrientes en las hojas de alimentación, solamente se puede decir que tal vez influyó de alguna forma en las duraciones de los diferentes estadios del ciclo de vida coincidiendo las hojas que poseían una mayor calidad alimenticia en los lotes que

duraron menos, y las de menor calidad alimenticia para los lotes que duraron más. Aquí cabe decir que las desviaciones estándares son muy grandes, tanto para las larvas, como para las pupas.

Es posible hipotetizar para explicar estas diferencias, que tal vez las condiciones climáticas fueran equivalentes en las diferentes épocas del año en que se realizó este trabajo, coincidiendo ser las mismas o muy semejantes, en determinados meses permitiendo agrupar los lotes por duraciones.

Las duraciones de las larvas poseen mayores desviaciones que las pupas, lo cual, como ya se mencionó, podría ser debido a que se presentaran alteraciones de tipo genético, como cuando son hermanas o les faltó nutrientes a los huevos durante la cópula (Ver resultados). Y en el caso de las pupas las diferencias son debidas a que, como menciona Parlange (en prep.), es la fase más variable del ciclo de vida; además de los retardos que podrían llamarse "normales" dentro de las características del ciclo de vida de las mariposas; que no es diapausa, porque ésta es determinada genéticamente, cosa que no se ha estudiado para Sandia xami.

Se observó que las hembras ovipositaban sin forzarlas, pero se notó, que a más horas con luz (Ver métodos), mayor era la cantidad de huevos ovipositados, por lo que se planteó la idea de probar diferentes horas de luz por día. Estos experimentos se realizarán posteriormente, considerando que Pieridae si se presenta el fenómeno (Llorente, com. pers.).

Por lo que respecta a la oviposición, al observar la gráfica global correspondiente (Fig. 10) se observa que parece ser que

existe una oviposición muy alta en los primeros días y posteriormente baja hasta o casi hasta cero y luego vuelve a subir hasta alcanzar los altos valores de los primeros días, permaneciendo oscilante en valores bajos o medios. Esto hace pensar que Sandia xami produce pocos huevos durante los primeros días de vida adulta, pero la oviposición o tasa de oviposición alcanza rápidamente un punto alto y días después declina, lo que coincide con Chew y Robbins (1984) que clasifican a este tipo de mariposas como aquéllas que eclosionan con pocos huevos maduros, pero después de la cópula los oocitos maduran rápidamente. La gráfica de oviposición del Lote 7 (Fig. 13), apoya esta idea, ya que se comporta del mismo modo. Así mismo, se observa en la gráfica global (Fig. 10), que existen periodos aproximados de seis días, donde vuelve a aumentar el número de huevos ovipositados, lo que hace pensar que existe una cierta periodicidad.

Resumiendo lo referente a las Tablas de vida se puede decir que:

Según las definiciones que dan Krebs (1978), Southwood (1978) y Chiang (1984), son del tipo horizontal, generacional, cohorte o de tiempo específico, porque sigue a una cohorte determinada en el tiempo y los cambios que van teniendo a lo largo del mismo.

Respecto a las curvas de sobrevivencia que presentan las seis tablas de vida, no se ajustan exactamente a ninguno de los tipos establecidos por Krebs (1978) y Southwood (1978). Sin embargo se puede decir donde afecta más la mortalidad y las posibles causas del porqué se resumen como sigue: hay una mortalidad marcada en

las fases de huevo, larvas de primer y segundo estadios, y a partir de allí es donde la sobrevivencia parece ser constante hasta alcanzar la fase de pupa donde se estabiliza un poco y vuelve a decaer al alcanzar la fase adulta. Las causas de las mortalidades se explican más adelante y por lo que respecta a la sobrevivencia de larvas de tercer y cuarto estadio, prepupa y pupa, se puede decir que aquí ya habían superado la mortalidad por el tamaño pequeño. Al alcanzar la fase adulta, la sobrevivencia vuelve a disminuir y dicha explicación también se presenta más adelante.

Por lo que se refiere mortalidad, en general se puede decir que actúa principalmente en las fases de huevo, larva de primer estadio y larva de segundo estadio, y es así porque al ser tan pequeñas de tamaño, es fácil maltratarlas en el manipuleo diario que reciben, por lo que esta mortalidad tal vez sea un artefacto de laboratorio; por eso al alcanzar el segundo y tercer estadio larvario se ve disminuida la tasa de mortalidad y se estabiliza un poco hasta la fase de pupa, donde oscila en valores pequeños; de allí en adelante la tasa de mortalidad se mantiene baja en los primeros periodos de adultos (cuando éstos son jóvenes) y luego vuelve a aumentar en cuanto se incrementa la edad de los individuos, y por lo general se observa la más alta mortalidad en los dos últimos periodos de vida de los adultos, lo cual es un patrón que se presenta en casi todas las mariposas (Llorente, com. pers.).

La fecundidad se presenta solamente en los adultos (por definición: las larvas no poseen etapa reproductiva); lo que se observa aquí, es que los adultos son sexualmente maduros desde el

periodo definido como a_1 , hasta que mueren y, por lo que se observa, no es afectada la fertilidad por la edad de las mariposas. Este valor de fecundidad expresa la descendencia de una hembra en la siguiente generación, pero como ya se mencionó, esta fertilidad no es de los individuos que forman parte del lote, o sea de los descendientes, sino que es la fertilidad de la hembra con cuyos huevos se comenzó el lote y que se realizó de la misma forma en todos ellos en los que se construyó la Tabla de fertilidad. La fertilidad posee valores de 2.4 (Cuadro No. 26) hasta 14.52 (Cuadro No. 24 ; ver Cuadros 20, 22, 24, 26 y 28) y que comparándolas con el número de hembras obtenidas en los respectivos lotes estos valores representan el número de hembras por cada 5 días que oviposita la hembra madre y que en términos generales, coinciden en mayor o menor razón con los valores obtenidos en los lotes (Ver resultados). La Tasa Neta Reproductiva (R_0), es siempre mayor que uno, alcanzando el máximo valor en 4.8 (Cuadro No. 24) y expresa que la población en condiciones ideales, crecería. El Tiempo Generacional (G) dice que el tiempo que pasa desde el nacimiento de los padres al nacimiento de la descendencia es desde 4.7, que corresponde a 50 días (Cuadro No. 20) hasta 8.2, que corresponde a 45 días (Cuadro No. 24), o sea que en términos del ciclo de la mariposa, esto sería en el primer periodo de adulto, que es a partir de cuando la hembra es fecunda y empieza a ovipositar. De allí que realmente expresa el tiempo que tarda en ser reproductiva una mariposa desde que fue ovipositada hasta que empieza otra generación con el nacimiento de sus descendientes. La Lambda da

valores desde 1.028 (Cuadro No. 22) hasta 1.112 (Cuadro No. 28) lo que está expresando el número de veces que un individuo estará presente en el siguiente periodo de tiempo.

En lo que toca a las técnicas de apareo a mano utilizadas en este trabajo y los resultados obtenidos, se puede especular que no funcionaron debido principalmente a la estructura genital de Sandia xami. La base para dicha afirmación la da Clarke y Sheppard (1956) con referencia al método de semiparalizamiento utilizado por Lorkovic (1947, 1953, 1954; en Clarke y Sheppard, op. cit.) ya mencionados en los antecedentes y que hacen referencia a que el método de semiparalizamiento es difícil para la familia Lycaenidae porque "su armadura genital está muy profundamente internada en el abdomen...". Considerando esta afirmación y que los métodos utilizados para el acoplamiento manual de mariposas son básicamente lo mismo, se puede pensar que las técnicas utilizadas en este trabajo no funcionaron por la misma razón que da Lorkovic (op. cit.). Tal vez es ir un poco lejos al decir que las técnicas de apareo a mano de mariposas son básicamente lo mismo, pero si se analizan con detenimiento se puede descubrir que la diferencia estriba en el método de aturdir a las mariposas, ya sea por frío, sustancias tóxicas, calor, etc., porque la forma de conectarlas para que realicen la cópula, si no es igual, es muy parecida. Por lo tanto, era de esperarse que ninguna técnica de cópula a mano utilizada en este trabajo funcionara con Sandia xami, pues todas requieren un apretón en el abdomen y éste además de ser insuficiente para evertir los genitales, parece causar serios daños a los adultos.

Sin embargo, el no poder realizar la cópula de Sandia xami con estas técnicas, limitan un poco para llevar a cabo estudios de cruzas interespecificas con licénidos, pues estas técnicas rompen las barreras del comportamiento para reproducirse, (Lorkovic, 1947, 1953, 1954) y que éste, al menos en Sandia xami, parece ser bastante complejo (Cordero, 1986). Por otro lado, el lograr que Sandia xami se reproduzca en cautiverio, aunque por otros medios, permite pensar en estudios futuros de Genética, hibridación, y otros en Ecología Evolutiva.

El hecho de que Sandia xami se reproduzca en cautiverio exponiéndola al sol directo, presenta la idea de que es la calidad de la luz, la que logra incitar a las mariposas a la cópula: por ello hay que imitar la del sol, pues se vió que con el foco solar o de jardín colocado para dar calor y luz a los insectarios no se logró que copularan. Cabe mencionar aquí que si el día está nublado, aunque con temperatura cálida, o despejado pero con fuertes vientos que movilicen a las nubes e interrumpa el paso de los rayos del sol, o bajo la sombra parcial de un árbol (como el pirú, Schinus molle), las mariposas no efectúan la cópula, lo que apoya la hipótesis de que es la longitud de onda y/o la intensidad de la luz del sol la que incita a las mariposas. El único problema que se puede presentar con esta técnica es que se depende de las condiciones meteorológicas para su realización, entendiéndose por esto que no se presenten días nublados, no importando la estación del año, pues las cópulas registradas en este trabajo se realizaron a fines del otoño y principios del invierno (Ver resultados de los Lotes 7 y 8).

Por lo que se refiere a la cópula en el territorio del macho, se debe mencionar que con esta técnica se obtienen buenos resultados, además de no presentar gran dificultad para efectuarla. Lo único que se debe cuidar es la captura de la hembra o de ambos, pues pueden escaparse una vez que hayan concluido su tarea.

Por lo que se refiere a la alimentación de los individuos, larvas y adultos, no presentan gran dificultad, a excepción de conseguir las hojas de Echeveria gibbiflora para las larvas, y que en época de secas escasea un poco. Cuando las larvas son colocadas en un trozo de hoja, por lo general, comienzan a alimentarse enseguida, y a menos que el trozo ya no sirva o vayan a mudar, no lo abandonan. Los adultos, al alimentarse en la forma ya mencionada, no se contaminan las patas y cuerpo con la comida. Se decidió usar agua y miel (junto con el "Jugo Maggi") en vez de agua y miel, principalmente porque Clarke y Sheppard (1956) mencionan que esta última combinación puede hacer las patas de los insectos pegajosas y más propensas a romperse durante la oviposición. Además Parlange (en prep.) utilizó dicho alimento con Sandia xami con buenos resultados, tanto de aceptación, como de sobrevivencia.

Para poder determinar la cantidad de alimento que consumen las larvas, se realizó el experimento de alimentación. Se esperaba que el consumo de las diferentes hojas fuera similar, ya que todas las larvas eran de la misma edad, además de que independientemente del tamaño de las hojas, las larvas consumirían sólo la cantidad necesaria para completar su estadio

larvario. En general, se encontró que el peso de las hojas disminuye en cuanto pasa más el tiempo, o sea, sincrónicamente con el crecimiento de crece la larva. Las larvas de primer y segundo estadios comen poco y al pasar al tercer estadio aumenta la cantidad de alimento que consumen hasta que en la prepupa dejan de alimentarse. Como se puede ver en los resultados, no siempre se presenta la disminución de peso de las hojas y hasta llega a aumentar, lo cual puede deberse a que se debe a que se hidratan. En la Figura 16 se detecta que las hojas con mayor peso lo pierdan más rápidamente que las de menor peso; en otras palabras, las larvas que se alimentan de hojas grandes parecen comer más rápido que las de hojas pequeñas y sin embargo, estas últimas terminan su desarrollo larvario antes que las primeras, por lo que se piensa que existió una diferencia de calidad entre las hojas que, aunque uno no lo detectó, es obvio que las larvas lo resintieron. Se debe mencionar que, no se considera la pérdida de agua de las hojas, que es lo que se cuantificaría con el lote testigo, que como ya se mencionó, se echó a perder.

En resumen, se puede decir que Sandia xami posee ventajas, debidas a su tamaño, que aunadas a su docilidad, facilitaron el trabajo.

Los ocho lotes de cría realizados estuvieron libres de depredadores, con una duración mínima de 40.9 días (Lote 3) y una máxima de 73.9 días (Lote 5), lo que permite obtener varias generaciones en un periodo no mayor de un año. La obtención del material (huevos) se resolvió con el acoplamiento manual en cautiverio, exponiendo a la pareja de mariposas al sol directo,

lo cual a menos que el día esté nublado, resulta en cópulas realizadas sin problemas en poco tiempo (aproximadamente 1 h). Se debe cuidar mantener la heterocigocidad de los lotes de cría, ya que se pueden presentar anomalías en los organismos que se obtengan, como los presentados en los Lotes 7 y 8. Similarmente macho que no haya copulado recientemente, puede carecer de sustancias nutritivas que la hembra requiere para su mantenimiento somático y para el desarrollo de la descendencia, como en el Lote 5. La alimentación de los adultos es a base de azúcar y agua con "Jugo Maggi". Sería conveniente saber si otro tipo de alimento resultaría mejor. Por lo que toca a las larvas, también sería provechoso encontrar una dieta en la que su alimentación no dependa de la producción de hojas de Echeveria gibbiflora, su planta de alimentación.

De hecho, este trabajo expone que Sandia xami puede convertirse en un organismo de laboratorio, útil no sólo para desarrollar experimentos que permitan aclarar las dudas acerca de la especie en cuestión, sino para estudios más generales sobre la Biología de los Lepidópteros.

CONCLUSIONES

De todo lo anterior se puede concluir que:

1.- Con respecto a la reproducción de Sandia xami en cautiverio:

- a) El acoplamiento manual mediante el uso de las técnicas de bajas temperaturas, con sustancias tóxicas y por compresión por aturdimiento y eversión de los genitales no es funcional.
- b) El apareamiento en cautiverio de Sandia xami se logra exponiéndolas al sol directo, y
- c) Obteniendo hembras en cautiverio se pueden obtener cópulas con individuos silvestres, en el propio territorio del macho.

2.- Con respecto a los lotes de cría de Sandia xami,

- a) Dependiendo de los fines del lote se pueden empezar capturando una o más hembras fertilizadas y cultivar los huevos ovipositados por éstas, o bien
- b) Induciendo acoplamientos entre hembras y machos obtenidos en el laboratorio a partir de diferentes lotes de hembras obtenidas en laboratorio y permitiendo el acoplamiento en el propio territorio del macho, procurando mantener la adición de material genético nuevo al ya existente.
- c) Su mantenimiento es fácil, con un mínimo de atención, y un rendimiento muy grande.

- d) La duración de los diferentes lotes de cría varía, con una duración de entre unas seis semanas (41 días), Lote 3 (Cuadro No.5) y hasta casi nueve semanas (61 días), Lote 7, (Cuadro No.13) sin duración de adultos. Contando adultos el rango es de poco más de 10 semanas (71 días), Lote 4 (Cuadro No.7) hasta de 10 semanas y media (74 días), Lote 5 (Cuadro No.9).
- e) La mayor mortalidad se presenta en la transición de huevos a larvas de primer estadio, larvas de segundo estadio y en los adultos de mayor edad.
- f) El tiempo generacional es entre 45 y 50 días, que corresponde a la primera semana de vida los individuos adultos.
- g) En las condiciones de laboratorio, bajo las que se realizaron los lotes se obtiene que dichas "poblaciones" crecerían.
- h) Los tiempos de desarrollo de larvas y de pupas, en los ocho lotes fueron significativamente diferentes. Se cree que posiblemente esto se debió a variaciones estacionales en la calidad de las hojas de Echeveria gibbiflora con que se alimentó a las larvas.
- i) Sandia xami parece tener oviposición periódica, aproximadamente cada seis días, pero una masiva al principio de su vida como adulto.
- 3.- Con respecto al experimento de alimentación,
- a) Las hojas de Echeveria gibbiflora debieron poseer diferente calidad de nutrientes, pues la

alimentación de las larvas fue diferente, comiendo a diferentes velocidades, dependiendo del tamaño de la hoja.

- b) En promedio, las larvas comieron 12.62 gr de hoja de Echeveria gibbiflora.

4.- Con respecto a los trabajos futuros,

- a) Se recomienda tener control de temperatura, humedad y fotoperiodo en los lotes de cría para que las comparaciones entre ellos sea más representativa.
- b) Elaborar una dieta semiartificial o totalmente artificial para las larvas de Sandia xami, para que su alimentación no dependa de la producción de hojas de Echeveria gibbiflora.
- c) Repetir el experimento de alimentación con un lote testigo y hacer la comparación con la cantidad de nutrientes presentes en las hojas de Echeveria gibbiflora, dependiendo de la estación del año.
- d) Realizar experimentos de oviposición individual con variación en el fotoperiodo, en las cantidades y calidades de luz emitida por la fuente.
- e) Establecer el acoplamiento sexual de Sandia xami, sin depender de las condiciones meteorológicas y por lo tanto, de la luz solar. Con esto se lograría cerrar el ciclo de vida en laboratorio, mediante focos apropiados.

AGRADECIMIENTOS

A todos los miembros del Departamento de Ecología del Instituto de Biología, U.N.A.M., quienes no sólo fueron compañeros, sino amigos, que me apoyaron y ayudaron en diferentes aspectos de este trabajo. A cada uno de ellos, gracias.

Al Dr. Jorge Soberón M., Director y asesor de esta tesis. Por la oportunidad y apoyo brindados, así como el tiempo y conocimientos aportados para la realización de la misma y formación personal, además de la confianza depositada, todo ello de incalculable valor.

A los miembros del jurado:

M. en C. Jorge Llorente B., por permitirme revisar su material bibliográfico que fue de gran ayuda, además de las ideas aportadas a este trabajo, tanto en el desarrollo del mismo, como en la revisión.

Biol. Alberto Ken Oyama N., por todo su apoyo, confianza y valiosa revisión de este trabajo.

Biol. Luis Eguiarte F. por ser el enlace para poder realizar esta tesis, además del apoyo y ayuda brindados a lo largo de su realización y revisión.

Biol. Carlos Cordero M., por todas las ideas, comentarios y discusiones, así como su ayuda en etapas laboriosas de éste.

Por sus guías y enseñanzas en el manejo de las computadoras

y las facilidades para trabajar en ellas a: Dr. Jorge Soberón, Dr. Daniel Piñero y Biol. Eduardo Morales.

A Betty, Pola, Carlos, Gerardo y Maricruz, quienes desde el principio, me ayudaron de una forma u otra, apoyándome en todo momento. Pero en forma particular, gracias por su amistad.

A Nidia, Luz María, Virgilio, Graciela, Luis L., y a todos los que me dieron su ayuda en los momentos precisos.

A Gabriel y Guillermina, que siempre tuvieron la mejor disposición para la realización de este trabajo y sin cuya ayuda, hubiera sido más pesado.

A mis amigos, que ocupan un lugar muy importante en mi vida, y cuyos nombres no menciono para evitar una omisión involuntaria. A todos y cada uno de ellos agradezco su ayuda y apoyo incondicional, y de manera muy especial su amistad y confianza.

A todas aquellas personas, familiares y amigos que desinteresadamente y de alguna forma contribuyeron a la elaboración del presente.

LITERATURA CITADA

- Alvarez, S. F. J., J. Carabias, J. Meave, P. Moreno, D. Nava, F. Rodriguez, C. Tovar y A. Valiente. 1981. Proyecto para la creación de una reserva en el Pedregal de San Angel. Fac. de Ciencias. U.N.A.M. 49 pp.
- Andrewartha, H. G. 1973. Introducción al estudio de poblaciones animales. Ed. Alhambra. España. 332 pp.
- Andrewartha, H. G. y L. C. Birch. 1974. The Distribution and Abundance of Animals. 6th Edition. The University of Chicago Press. U.S.A. 782 pp.
- Baker, H. G. y I. Baker. 1980. Studies of nectar-constitution and pollinator-plant coevolution. En: Coevolution of animals and plants. Ed. por L. E. Gilbert y P. H. Raven. University of Texas Press, U.S.A. 100-140 pp.
- Benrey, B. B. 1986. Patrones de parasitismo por Trichogramma praetiosum (Hymenoptera) y efecto sobre la dinámica poblacional de la mariposa Sandia xami. Tesis de Maestría. Fac. de Ciencias, U.N.A.M. 55 pp.
- Beutelspacher, C. R. 1980. Mariposas diurnas del Valle de México. Ed. Cientificas L.P.M..M. México. 33 pp. y 16 láminas.
- Boggs, C. L. y L. E. Gilbert. 1979. Male contribution to egg production on butterflies: Evidence for

- transfer of nutrients at mating. Science 206:83-84.
- Borror, D. J., D. M. De Long y C. A. Triplehorn. 1976. An Introduction to the Study of Insects. 4th Edition. Holt, Rinhart and Winston. U.S.A. 852 pp.
- Busvine, J. R. 1975. Arthropod vectors of disease. Edward Arnold. Great Britain. 67 pp.
- Carter M. y P. Feeny. 1985. Techniques for maintaining a culture of the black swallowtail butterfly Papilio polyxenes asterius Stoll (Papilionidae). Jour. Lep. Soc. 39:125-133.
- Chew, F. S. y R. K. Robbins. 1984. Egg-laying in butterflies. En: The Biology of Butterflies. Ed. por R. I. Vane-Wright y P. R. Ackery. Symposium of the Royal Entomological Society of London. Num. II. Academic Press, London. 65-79 pp.
- Chiang, C. L. 1984. The Life Table and its Applications. Robert E. Krieger Publishing. Florida. 316 pp.
- Clarke, C. A. y P. M. Sheppard. 1956. Hand-paring of butterflies. Jour. Lep. Soc. 10:47-53.
- Clench, H. K. 1981. New Callophrys (Lycaenidae) from North and Middle America. Bull. Allyn. Mus. 64: 1-31.
- Conconi, J. Ramos E. de. 1982. Los insectos como fuente de proteínas en el futuro. Limusa. México. 144 pp.
- Cordero, C. 1986. Defensa territorial en la mariposa Sandia xami. Tesis de Licenciatura. Fac. de Ciencias, U.N.A.M. 75 pp.

- Daly, H. V., J. T. Doyen y P. R. Ehrlich. 1978. Introduction to insect biology and diversity. McGraw Hill. Tokio.
- Dobzhansky, T. H., G. L. Stebbins, J. W. Valentine, y F. J. Ayala. 1980. Evolución. Ed. Omega. España. 558 pp.
- Eckenrode, C. J. y Keith Chapman, R. 1971. Effect of various temperatures upon rate of development of the cabbage maggot under artificial conditions. An. Ent. Soc. Amer. 64:1079-1083.
- Enciso de la V. S. 1979. Las lavas de El Pedregal. Ciencia y Desarrollo 25: 89-93.
- García, E. 1964. Modificaciones al Sistema de Clasificación climática de Köppen (Para adaptarlo a las condiciones climáticas de la República Mexicana). Instituto de Geografía, U.N.A.M. 246 pp.
- García, E. 1980. Apuntes de climatología. 3a. edición. Instituto de Geografía, U.N.A.M. 153 pp.
- Gaviño, G de la T., C. Juárez, H. Figueroa. 1975. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo. Ed. Limusa. México. 251 pp.
- Johnson, K. 1981. Revision of the Callophryna of the world with Phylogenetic and Biogeographic Analysis (Lepidoptera: Lycaenidae). Ph. D. Thesis. City University of New York. 902 pp.
- Krebs, J. C. 1978. Ecology: The Experimental Analysis of distribution and abundance. 2nd. edition. Harper &

- Row Publishers, New York. 678 pp.
- Kumar, R. 1984. Insect pest control. With special reference to african agriculture. Edward Arnold, Great Britain. 298 pp.
- Lyon, R. L. y H. W. Flake. 1966. Rearing douglasferr tussock-moth larvae on synthetic diet. Jour. Econ. Ent. 59:696-698.
- McMorran, A. 1965. A synthetic diet for the spruce budworm Choristonuera fumiferana (Clem) (Lepidoptera: Tortricidae). Can. Ent. 97:58-62
- Marshall, L. M. 1982. Male nutrient investment in the lepidoptera: What nutrients should males invest?. Am. Nat. 120:273-279.
- Meglitsch, P. A. 1972. Invertebrate Zoology. 2nd. edition. Oxford University Press. London. 834 pp.
- Messenger, P. S. 1959. Bioclimatic Studies with Insects. An. Rev. Ent. 4: 183-206.
- Munger, F. 1973. An improved method for rearing the monarch butterfly. Jour. Res. Lep. 12:163-168.
- Munger, F. y T. T. Harris. 1970. Laboratory production of the monarch butterfly, Danaus plexippus. Jour. Res. Lep. 8:169-176.
- National Research Council. 1983. Butterfly Farming in Papua New Guinea, Manaqing Tropical Animal Resources Series. National Academy Press, Washington, D. C. 15 pp.
- Oldroyd, H. 1970. Collecting, preserving and studying insects. 2nd. edition. Hutchinson & Co. LTD.

London. 336 pp.

- Parlange, P. (en prep.). Ciclo de vida de Sandia xami, su biología y notas acerca de su cultivo en laboratorio. Tesis de Licenciatura. Fac. de Ciencias, U.N.A.M.
- Platt, A. P. 1969. A simple technique for hand-pairing Limnitis butterflies (Nymphalidae). Jour. Lep. Soc. 23:109-112.
- Pyle, R. M. 1981. The Audubon Society Field Guide to North American Butterflies. Alfred A. Knopf, New York. 917 pp.
- Rabinovich, J. E. 1980. Introducción a la Ecología de Poblaciones Animales. C.E.C.S.A. México. 313 pp.
- Ronald, S. y D. Wielgus, 1973. Some techniques for the rearing of megathymus larvae. Jour. Res. Lep. 11:245-250.
- Rothschild M. y C. Farrell. 1983. The butterfly gardener. Michael Joseph Ltd. Great Britain. 128 pp.
- Rzedowski, J. 1954. Vegetación del Pedregal de San Angel (D. F., México). An. Esc. Nac. Cien. Biol. IPN. 8:59-129.
- Rzedowski, J. 1981. Vegetación de México. Ed Limusa. México. 432 pp.
- Sánchez, O. S. 1980. La Flora del Valle de México. 6a. edición. Ed. Herrero. México. 519 pp.

- Shapiro, I. 1975. Courtship and mating behaviour of the fiery skipper, Hyluphila phylaues (Hesperiidae). Jour. Res. Lep. 14:125-141.
- Soberón, J., C. Cordero, B. Benrey, P. Parlange, C. García-Saez y G. Berges. 1987. Patterns of oviposition of Sandia xami (Lepidoptera: Lycaenidae) in relation to its food plant apparency. Ecol. Entom. (en prensa).
- Southwood, T. R. E. 1978. Ecological methods. 2nd. edition. Chapman & Hall. London. 524 pp.
- Urquhart, F. A. y R. W. Stegner. 1966. Laboratory techniques for maintaining cultures of the monarch butterflies. Jour. Res. Lep. 5:129-136.
- Vázquez, L. G. 1980. Arthropoda. Parte II Mandibulata. U.N.A.M. 266-680 pp.
- Wells, C. 1980. Para defenderlas de la extinción: mariposas cultivadas. GEO 3:392-401.
- Wielgus, R. S. 1970. Observations and notes on The rearing of Papilio indra kaibabensis (Papilionidae). Jour. Lep. Soc. 8:177-181.
- Ziegler, J. B. y T. Escalante 1964. Observation of the life history of Callophrys xami (Lycaenidae). Jour. Lep. Soc. 18:85-89.

LITERATURA CONSULTADA

Crane J. y H. Fleming. 1953. Construction and Operation of Butterfly Insectaries in the Tropics. Zoologica 38:161-172.

Drummont III, B. A. G. L. Bush y T.C. Emmel. 1970. The biology and laboratory culture of Chlosyne lacinia Geyer (Nymphalidae). Jour. Lep. Soc. 24:135-142.

Glass, H. W. y Pan. M. L. 1983. Laboratory Rearing on Monarch Butterflies (Lepidoptera: Danaidae), using an artificial diet. An. Ent. Soc. Am. 76:475-476.

Oliver, C. G. 1979. A new method of inducing copulation in Phyciodes tharos (Nymphalidae). Jour. Lep. Soc. 33 :244.

Peterson, A. 1967. Larvae of insects. An introduction to nearctic insects. Part I. Lepidoptera and Plant Infesting Hymenoptera. 6nd. edition. Edwards Roberts. Michigan. 315 pp.

Scott, J. A. 1973. Mating of butterflies. Jour. Res. Lep. 11:99-127.

Scott, J. A. 1973. Adult behaviour and population biology of two skippers (Hesperiidae) mating in contrasting topographic sites. Jour. Res. Lep. 12:181-196.

- Shields, O. y J. F. Emmel. 1973. A review of carrying pair behaviour and mating times in butterflies. Jour. Res. Lep. 12:25-64.
- Simes, S. R. 1980. Diapause dynamics and host plant suitability of Papilio zelicaon (Lepidoptera: Papilionidae) Jour. Res. Lep. 103:375-384.
- Soberón, J. 1986. The relationship between use and suitability of resources and its consequences to insect population size. Am. Nat. 127: 338-357.
- Turner, J. R. G. 1973. Breeding Heliconius (Nymphalidae) in a temperate climate. Jour. Lep. Soc. 28:26-33.

Apéndice 1

Datos originales del número de individuos por estadio de los Lotes 3 al 8.¹

Datos de hembras con machos.

Estadio	Lote 3 ²	Lote 4 ²	Lote 5 ²	Lote 6 ³	Lote 7 ³	Lote 8 ³
h	156	60	146	101	198	117
11	120	58	91	90	182	88
12	90	46	78	70	115	62
13	86	44	69	67	104	52
14	82	44	65	64	103	48
pp	82	42	65	64	103	46
p	82	42	65	64	103	46
a1	82	42	58	64	99	45
a2	82	41	55			
a3	82	41	55			
a4	70	29	47			
a5	50	20	35			
a6	38	10	27			
a7	23	4	17			
a8	12	3	11			
a9	0	0	6			
a10			3			
a11			0			

- h - Huevo(s)
 11, 12, 13, 14 - Larva de primer estadio, ... , larva de cuarto estadio
 pp - Prepupa
 p - Pupa
 a1, a2, ..., a11 - Adulto del primer periodo, adulto del segundo periodo, ..., adulto del onceavo periodo.

(1) No se incluyen los Lotes 1 y 2, porque sus datos no están completos.

(2) Lotes con sobrevivencia de adultos. En el Lote 3 se incluyen los datos de los adultos del Lote 1.

(3) Lotes sin sobrevivencia de adultos.

Datos de hembras.

Estadio	Lote 3 ²	Lote 4 ²	Lote 5 ²	Lote 6 ³	Lote 7 ³
h	54	27	45	31	57
11	54	27	45	31	57
12	54	27	45	31	57
13	54	27	45	31	57
14	54	27	45	31	57
pp	54	27	45	31	57
p	54	27	45	31	57
a1	54	27	45	31	57
a2	54	26	43		
a3	54	22	42		
a4	48	17	37		
a5	37	13	30		
a6	31	7	22		
a7	20	2	15		
a8	11	1	10		
a9	0	0	5		
a10			2		
a11			0		

Apéndice 2

Cuadros de las duraciones promedio en días por estadio de los individuos de los Lote 1 al 8.

CUADRO No. 1.- DATOS DEL LOTE 1 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	A
\bar{X}	3.9	6.4	6	3.1	3.3	3.3	21.7	21.2	36.4
S^2	1.10	2.06	1.30	0.58	0.59	0.69	2.59	1.52	6.8
S^2	1.09	3.33	1.57	0.32	0.33	0.44	6.21	2.17	42.72
ES	1.04	1.98	1.25	0.57	0.58	0.67	2.49	1.47	6.54

CUADRO No. 2.- DATOS DEL LOTE 1 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	A
\bar{X}	4	6.7	5.8	3	3.2	3.5	22	21.8	38
S^2	—	3	7	3.4	3.8	3.4	18	19.6	28.5
S^2	1.20	1.87	1.27	0.58	0.44	0.66	2.45	0.99	5.98
S^2	—	—	1.41	0.55	0.34	0.55	—	1.52	6.36
S^2	1.25	3.22	1.47	0.31	0.18	0.40	5.5	0.90	32.2
S^2	—	—	1	0.24	0.56	0.24	—	1.84	20.25
ES	0.42	1.80	1.21	0.55	0.42	0.63	2.35	0.95	5.67
S^2	—	—	1	0.49	0.75	0.49	—	1.36	4.5

CUADRO No. 3.- DATOS DEL LOTE 2 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P
\bar{X}	4.6	4.7	5.5	7.6	7.2	3.3	26	15.4
S^2	1.43	1.23	2.03	2.71	2.79	0.70	5.05	1.24
S^2	1.84	1.53	3.90	6.27	7.21	0.46	23.33	1.44
ES	1.36	1.24	1.97	2.62	2.70	0.68	4.33	1.2

CUADRO No. 4.- DATOS DEL LOTE 2 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P
\bar{X}	4.2	4.3	4.2	6.9	7.6	3.5	24.8	15.1
S^2	4.7	4.8	5.6	7.9	7.3	3.3	27.2	15.7
S^2	1.18	1.51	0.98	1.64	3.02	0.76	3.97	0.99
S^2	1.15	1.33	1.72	3.53	2.63	0.49	6.08	1.50
S^2	1.76	1.89	0.81	2.36	7.98	0.5	13.14	0.86
S^2	1.89	1.47	2.53	16.69	5.92	0.20	30.81	1.32
ES	0.66	1.37	0.90	1.54	2.83	0.71	3.62	0.93
S^2	0.66	1.21	1.59	3.27	2.43	0.45	5.55	1.39

\bar{X} - Promedio medio
 S^2 - Desviación Estándar
 S^2 - Varianza
 H - Huevo
 L1 - Larva de primer estadio
 L2 - Larva de segundo estadio
 L3 - Larva de tercer estadio
 L4 - Larva de cuarto estadio
 ♀ - Hembras
 ES - Error Estándar

PP - Prepupa
 TOT - Total de la duración del estadio larvario
 P - Pupa
 A - Adulto
 C.TOT - Ciclo total, de huevo a pupa o adulto
 ♂ - Machos

CUADRO No. 5.- DATOS DEL LOTE 3 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	F	C.TOT
X	5.8	6.2	4.6	5.8	7.5	3.0	26.9	13.98	40.9
S ₂	1.08	1.37	1.69	2.57	2.56	0.77	3.84	0.99	4.2
S ₂ ²	1.10	1.71	2.83	6.53	6.49	0.38	14.67	0.96	15.91
ES	0.25	0.13	0.14	0.18	0.18	0.10	0.22	0.11	0.23

CUADRO No. 6.- DATOS DEL LOTE 3 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	F	C.TOT
X	5.8	6.1	4.7	6.2	7.9	2.9	27.6	13.9	41.42
S	5.8	6.4	4.8	6.3	6.5	3.0	25.8	14.1	39.9
S ₂	1.22	1.18	1.86	2.54	2.99	2.56	3.58	0.90	3.93
S ₂ ²	0.97	1.65	1.87	2.56	2.25	0.74	4.11	1.13	4.07
S ₂ ³	1.33	1.37	3.39	6.35	6.61	0.31	12.57	0.79	15.12
S ₂ ⁴	0.84	2.61	3.36	6.33	4.89	0.53	16.30	1.24	15.92
ES	0.41	0.15	0.19	0.22	0.22	0.10	0.26	0.13	0.28
ES ²	0.32	0.25	0.26	0.30	0.28	0.16	0.39	0.20	0.39

CUADRO No. 7.- DATOS DEL LOTE 4 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	F	A	C.TOT
X	6.6	4.8	3.7	4.3	4.96	3.5	21.1	14.8	28.1	70.9
S ₂	0.67	0.76	0.72	0.26	1.37	0.58	1.95	0.57	12.24	15.68
S ₂ ²	0.45	0.51	0.51	0.73	1.84	0.33	3.72	0.31	146.30	156.84
ES	0.01	0.10	0.10	0.12	0.20	0.08	0.28	0.02	1.90	1.96

CUADRO No. 8.- DATOS DEL LOTE 4 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	F	A	C.TOT
X	6.8	4.8	3.7	4.1	5.3	3.4	21.4	14.7	27.0	69.9
S	6.6	4.9	3.8	4.3	4.9	3.6	20.9	15.1	29.9	72.5
S ₂	0.77	0.71	0.71	0.88	1.63	0.49	2.23	0.55	12.27	12.99
S ₂ ²	0.60	0.67	0.77	0.80	2.23	0.89	1.25	1.51	12.4	12.35
S ₂ ³	0.88	0.49	0.49	0.74	2.57	0.24	4.73	0.29	145.07	162.51
S ₂ ⁴	0.75	0.43	0.56	0.61	4.73	0.45	1.99	0.25	143.1	142.28
ES	0.14	0.13	0.13	0.16	0.30	0.09	0.41	0.10	2.36	2.50
ES ²	0.14	0.15	0.17	0.18	0.50	0.15	0.32	0.11	3.20	3.13

CUADRO No. 9.- DATOS DEL LOTE 5 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	F	A	C.TOT
X	4.4	4.2	4.5	5.8	3.6	22.3	16.2	34.8	73.9	
S ₂	0.84	1.81	1.69	2.23	0.73	4.78	5.22	15.88	17.89	
S ₂ ²	0.69	2.55	0.63	4.30	0.33	22.60	26.92	247.97	314.10	
ES	0.02	0.16	0.17	0.23	0.08	0.51	0.58	2.09	2.41	

CUADRO No. 10.- DATOS DEL LOTE 5 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	A	C.TOT
\bar{X}	4.3	4.1	4.2	5.7	3.5	21.8	16.3	36.5	76.6
S^2	0.78	1.26	1.04	1.85	0.65	2.76	5.22	15.47	17.38
S^2	0.59	0.62	0.62	0.96	0.82	1.71	0.82	14.83	15.35
S^2	0	0.55	1.06	3.22	0.41	7.51	35.37	233.39	292.99
S^2	0	0.36	0.36	0.36	0.82	2.73	0.75	130.56	209.43
ES	0.10	0.16	0.1	0.24	0.08	1.36	0.16	2.31	3.69
ES	0	0.16	0.16	0.24	0.28	0.27	0.28	4.92	0.12

CUADRO No. 11.- DATOS DE ADULTOS SIN DETERMINACION DE SEXO DEL LOTE 5.

	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	A	C.TOT
\bar{X}	4	3.5	4	5	3.8	20.3	15	13.8	49
S^2	0.82	1	0.82	1.15	0.5	2.06	0.82	7.89	7.66
S^2	0.5	0.75	0.5	1	0.19	3.19	0.5	16.69	44
ES	0.41	0.5	0.41	0.58	0.25	1.03	0.41	2.95	3.83

CUADRO No. 12.- DATOS DEL LOTE 6 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	5.5	4.2	3.2	4.1	4.9	3.4	19.8	16.95	42.2
S^2	0.73	0.60	0.74	1.07	1.29	0.65	1.91	0.73	2.00
S^2	0.62	0.36	0.55	1.13	1.64	0.42	3.58	0.36	3.24
ES	0.08	0.07	0.09	0.13	0.16	0.08	0.24	0.12	0.25

CUADRO No. 13.- DATOS DEL LOTE 6 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	5.2	4.2	3.3	4.1	5.3	3.5	20.3	17.1	42.6
S^2	5.6	4.2	3.1	4.2	4.6	3.3	19.3	16.8	41.8
S^2	0.62	0.52	0.63	0.96	1.08	0.62	1.48	0.91	1.57
S^2	0.66	0.64	0.88	1.19	1.09	0.67	2.14	0.95	2.27
S^2	0.37	0.26	0.39	0.90	1.12	0.38	2.13	0.80	2.37
S^2	0.42	0.29	0.75	1.38	1.15	0.44	2.53	0.82	5.09
ES	0.11	0.09	0.11	0.14	0.14	0.11	0.27	0.16	0.28
ES	0.12	0.11	0.15	0.21	0.19	0.12	0.38	0.17	0.40

CUADRO No. 14.- DATOS DEL LOTE 7 (HEMBRAS CON MACHOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	7.99	6.2	5.8	6.02	7.9	4.5	30.3	22.9	60.7
S^2	0.72	1.17	1.27	1.66	2.75	0.72	4.07	1.14	3.63
S^2	0.52	1.37	1.59	2.72	7.49	0.61	16.44	1.22	13.03
ES	0.06	0.11	0.12	0.16	0.27	0.08	0.40	0.11	0.32

CUADRO No. 15.- DATOS DEL LOTE 7 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	H	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	0.1	6.1	5.6	5.9	7.6	4.5	29.7	22.98	61
S^2	0.3	6.1	5.7	5.9	8.1	4.6	30.4	22.97	59.9
S	0.71	0.99	1.03	1.60	1.78	0.85	3.15	1.17	3.48
S^2	0.71	1.09	0.90	1.63	3.52	0.78	4.65	1.08	3.54
S	0.50	0.96	1.03	2.51	3.12	0.71	9.74	1.35	11.89
S^2	0.48	1.16	0.79	2.58	12.10	0.53	21.13	1.15	12.20
ES	0.10	0.13	0.14	0.21	0.24	0.11	0.42	0.16	0.48
ES	0.12	0.17	0.14	0.25	0.54	0.11	0.72	0.17	0.60

CUADRO No. 16.- DATOS DEL LOTE 8 (HEMBRAS CON MACHOS)

	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	5.9	6.2	8.2	9.9	4.1	34.4	25.2	59.32
S^2	1.09	1.13	1.73	3.10	0.75	3.43	2.64	5.32
S	1.17	1.25	2.94	3.42	0.55	11.50	6.80	27.71
ES	0.14	0.16	0.25	0.45	0.11	0.51	0.39	0.79

CUADRO No. 17.- DATOS DEL LOTE 8 (HEMBRAS Y MACHOS SEPARADOS)

	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	6.2	6.3	8.0	10.6	4.2	35.3	25.6	60.7
S^2	5.8	6.1	8.4	9	4.2	33.44	24.9	58.3
S	1.11	0.9	1.57	3.88	0.47	4.03	2.89	5.65
S^2	0.92	1.39	2.12	1.57	1.02	2.23	1.88	3.95
S	1.17	0.78	2.36	14.48	0.21	15.56	7.99	30.70
S^2	0.81	1.33	4.25	2.33	0.99	4.69	5.32	14.76
ES	0.22	0.18	0.31	0.78	0.10	0.81	0.58	1.13
ES	0.22	0.33	0.50	0.24	0.24	0.52	0.44	0.93

CUADRO No. 18.- DATOS DE AJUJOS SIN DETERMINACION DEL SEXO DEL LOTE 8

	L1	L2	L3	L4	PP	TOT	P	C.TOT
\bar{X}	5	5.5	8	9	4.5	32	22	54
S^2	0	0.71	0.41	0	0.71	2.83	4.24	7.07
S	0	0.25	1	0	0.25	4	9	2.5
ES	0	0.5	1	0	0.5	2	3	5

Apéndice 3

Oviposición por día de las hembras con que se iniciaron los Lotes 3, 4, 5, 6 y 7.

Día Número	Lote 3	Lote 4	Lote 5	Lote 6	Lote 7
1	6	20	10	4	1
2	12	11	3	32	37
3	3	1	0	10	27
4	3	14	37	14	22
5	0	0	26	32	37
6	8	0	28	7	31
7	0	11	21	10	
8	7	9	17	7	14
9	11	4	16	7	
10	7	3	14	1	6
11	6		8	16	21
12	21		15	0	10
13	6		11	0	
14	4		9	1	
15	14		5	7	
16	8		11	7	
17	3			7	
18	13		10		
19	17				
20	3		3		
21	0		2		
22	7		6		
23	6		0		
24	4		8		
25			1		
Total de huevos	169	73	261	162	206
Huevos para cada lote	156	68	180	106	206

Las llaves significan que fueron huevos cosechados en un periodo mayor de un día.

Apéndice 4

Pérdida de peso por día de las 10 hojas de Echeveria gibbiflora, utilizadas para el experimento de Determinación del Consumo de Alimento en Larvas.

Num. de hoja	Peso inicial	Peso final	Perdida total
11	35.5316	15.6084	19.9232
12	32.7667	24.7826	7.9841
13	34.5852	23.7834	10.8018
14	22.9529	13.5539	9.399
15	21.7054	12.6882	9.0172
16	24.6457	14.9510	9.6947
17	13.0629	5.6468	7.4161
18	39.5427	26.3820	13.1607
19	41.7025	22.9025	18.8
20	50.1155	30.1612	19.9543
Promedio	31.6611	19.046	12.6151
Desviación estándar	11.0470	7.6471	5.0487
Varianza	109.8325	52.6298	22.9404
Error Estandar	3.4934	2.4182	1.5965

FE DE ERRATAS

Los pies de figura mal impresos deben decir:

Página	22	
Figura	2	Trampa para mostrar hembras en el territorio del macho para su acoplamiento sexual.
Figura	3	Jaula portátil, para transportar organismos adultos del laboratorio a su hábitat natural y viceversa, y para su acoplamiento sexual en el laboratorio.
Página	23	
Figura	4	Insectario para la manutención y oviposición de los adultos de <u>Sandia xami</u> , construido de madera y tela de mosquitero.
Página	34	
Figura	11	Duraciones promedio en días de los individuos correspondientes a los estadios larvarios y fases de huevo y pupa de hembras y machos considerados en un sólo grupo pertenecientes al Lote 7.