

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

Memoria de Título

**MONOGRAFÍA SOBRE EL ESTADO DEL ARTE DE MÉTODOS DE CRIANZA
EN LABORATORIO DE ALGUNAS ESPECIES DE INSECTOS Y MOLUSCOS
PLAGA**

PABLO ANTONIO DONOSO GONZÁLEZ

SANTIAGO-CHILE
2015

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

Memoria de Título

**MONOGRAFÍA SOBRE EL ESTADO DEL ARTE DE MÉTODOS DE CRIANZA
EN LABORATORIO DE ALGUNAS ESPECIES DE INSECTOS Y MOLUSCOS
PLAGA**

**MONOGRAPHY ON THE STATE OF THE ART OF REARING METHODS IN
LABORATORY OF SOME SPECIES OF PEST INSECTS AND MOLLUSCS**

PABLO ANTONIO DONOSO GONZÁLEZ

SANTIAGO-CHILE
2015

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

**MONOGRAFÍA SOBRE EL ESTADO DEL ARTE DE MÉTODOS DE CRIANZA
EN LABORATORIO DE ALGUNAS ESPECIES DE INSECTOS Y MOLUSCOS
PLAGA**

Memoria para optar al título profesional de:
Ingeniero Agrónomo

PABLO DONOSO GONZÁLEZ

Profesor Guía	Calificaciones
Gabriela Lankin V. Ingeniero Agrónomo, M.S. Ph.D.	68
Profesores Evaluadores	
Tomislav Curkovic S. Ingeniero Agrónomo, Ph.D.	62
Oscar Seguel S. Ingeniero Agrónomo, Dr.	68

SANTIAGO-CHILE
2015

RESUMEN

Con el objetivo de establecer el estado del arte en relación a la información que existe en la literatura sobre la crianza de ocho especies plaga de importancia en la agricultura nacional, se realizó una recopilación de metodologías para gusanos cortadores (*Agrotis spp.*), polilla de la papa (*Phthorimaea operculella*), gusanos blancos (*Hylamorpha elegans*), mosca de la semilla (*Delia platura*), barrenador del maíz (*Elasmopalpus angustellus*), gusano del choclo (*Heliothis zea*), babosas y caracoles.

En el transcurso de la investigación, debido a las dificultades presentadas en la obtención de información, y a modo de enriquecer las metodologías para las especies objetivo, se adjuntó información de otras especies, en algunos casos del mismo género o con características similares de crianza.

La recopilación se efectuó en su gran mayoría por medio de búsqueda en la red a través de diversas bases de datos y revisión bibliográfica, además de consultas a expertos nacionales e internacionales en la temática.

En este trabajo se presenta una selección de la información obtenida, incluyendo el mayor número de factores de crianza posibles, con el fin de poder entregar un material de consulta más completo y preciso. Igualmente, en aquellos casos en que la información en general fue pobre, todo el material encontrado fue incluido.

Palabras clave: crianza, plaga, *Phthorimaea operculella*, *Agrotis spp.*, *Delia platura*, *Elasmopalpus angustellus*, *Heliothis zea*, babosas, caracoles, *Hylamorpha elegans*.

ABSTRACT

In order to establish the state of the art in relation to the available information on rearing methods of eight important pest species in Chile, a literature compilation was conducted for cutworms (*Agrotis* spp.), potato tubeworm (*Phthorimaea operculella*), white worms (*Hylamorpha elegans*), the bean seed fly (*Delia platura*), the cornstalk borer (*Elasmopalpus angustellus*), the corn earworm (*Heliothis zea*), slugs and snails.

In the course of the information search, due to difficulties encountered in obtaining information, and as a way of enriching the methodologies for the target species, information from other species of the same genus with similar rearing methods were considered.

Most of the information was obtained through web search, databases, literature review and a survey to national and international experts in the subject.

A selection of the obtained information is presented in this work, including as many rearing factors as possible, in order to give the most complete and accurate material. In those cases where information in the literature was poor, all the material found was included.

Keywords: rearing, pest, *Phthorimaea operculella*, *Agrotis* spp., *Delia platura*, *Elasmopalpus angustellus*, *Heliothis zea*, slugs, snails, *Hylamorpha elegans*.

INTRODUCCION

Dentro de las especies plaga que atacan a los cultivos anuales y hortícolas, aquellas que pasan al menos una etapa de su ciclo de vida en el suelo presentan una marcada importancia económica, ya que pueden afectar el establecimiento y desarrollo de estos cultivos (Cáceres, 2004). En su gran mayoría estas plagas son cosmopolitas y polífagas (Prado, 1991; Kennedy y Storer 2000) y el refugio que les otorga su hábitat, el suelo, dificulta enormemente su control (Larraín, 2008).

Las grandes pérdidas económicas las provocan generalmente sus estados inmaduros. Por ejemplo, la mosca de las semillas, *Delia platura* (Meigen) (Diptera: Anthomyiidae) deposita sus huevos sobre el suelo y las larvas cavan en busca de semillas o plántulas, atacando el embrión y retrasando el crecimiento o matando a la futura planta (Bradshaw et al, 2011; Larraín, 1994), en cultivos como arveja, cebolla, espárrago, fréjol, maíz, papa y zanahoria (Prado, 1991). Así mismo, larvas del pololo verde o gusano blanco, *Hylamorpha elegans* (Burmeister) (Coleoptera: Scarabaeidae), que emergen de huevos puestos en grupo bajo el suelo cerca de la superficie (2-3 cm de profundidad), consumen raíces, normalmente de gramíneas, como trigo, avena, cebada, centeno, ballica, en los primeros 10-25 centímetros de suelo, pudiendo ocasionar pérdidas de hasta un 80 % de las plántulas de trigo desde la región del Biobío a Los Lagos (Artigas, 1994), además como adultos causan graves defoliaciones en varios cultivos, siendo su población más numerosa si previamente existía una empastada en el mismo terreno (Angulo, 1998). De igual manera, las larvas ocultas durante el día del gusano cortador *Agrotis ipsilon* se alimentan de raíces, saliendo al anochecer para alimentarse de plántulas y tallos en cultivos como avena, trigo, maíz, remolacha, fréjol, pimiento, repollo, papas, tomate, tabaco, entre otras (Prado, 1991), muchas veces cortándolos a nivel de cuello, además de alimentarse de follaje (González, 1989), al terminar su desarrollo larvario, la pupa de color café castaño de 2-3 cm se protege en una celda con partículas de suelo (King y Saunders, 1984), dificultando su control. La larva del gusano barrenador del maíz *Elasmopalpus angustellus* (Blanchard) (Lepidóptera: Pyralidae) también es causante de daño en las estructuras subterráneas de plantas, en cultivos como alfalfa, maíz, sorgo, lupino, fréjol, garbanzo, espárrago, maravilla, melón, entre otros; la presencia de la larva en el cultivo se caracteriza por dejar una tela o lanosidad en la herida de ingreso a la planta, además por perforar brotes cuando aún las hojas están enrolladas, las que luego al desplegarse presentan perforaciones pequeñas y simétricas (Apablaza, 1990; Metcalf et al., 1965). Otra especie dañina es la polilla de la papa, *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidóptera: Gelechiidae), cuyas larvas penetran los tejidos vegetales para alimentarse, facilitando el ingreso de patógenos, tanto en campo como en almacén, siendo este último de mayor cuidado, ya que se pueden producir varias generaciones bajo estas condiciones (Arretz y Araya, 1985; Palacios, 2000), pudiendo causar pérdidas de hasta 50 % en cosechas almacenadas en la zona norte de Chile y hasta un 100 % en India (Estay et al., 2008; Palacios, 2000). En el caso del gusano del choclo, *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae), las larvas se alimentan preferentemente dentro de frutos y esporádicamente de hojas y tallos en cultivos como tomate, alfalfa, lechuga,

maíz y poroto (Araya, 1978); al alcanzar el quinto a sexto estado larvario, abandona la planta hospedera y pupa en el suelo en una celdilla normalmente a 5 cm de profundidad (UC Davis, 1985), donde, dependiendo de las condiciones climáticas, emerge el adulto después de 15-60 días (Urretabizkaya et al., 2010). En el caso de las babosas y caracoles (Mollusca: Gastropoda) el daño primario es causado al alimentarse (raspando), pero también daña de manera secundaria al dejar mucus sobre la planta, ya que son capaces de portar virus y bacterias en él (Aguilera, 2001); se pueden encontrar en cultivos de acelga, alcachofa, apio, coliflor, lechuga, repollo, col, entre otras (Cañedo et al., 2011), además son capaces de producir una pérdida cercana al 80 % del área foliar y 20 % de pérdidas de plántulas en raps, son de hábito nocturno y prefieren lugares húmedos y frescos, siendo capaces de inactivarse en condiciones ambientales desfavorables hasta que se den nuevamente las condiciones apropiadas, permaneciendo ocultas y sin alimentarse por largos periodos (Cañedo et al., 2011).

Todo esto ha hecho que en la actualidad nos veamos en la necesidad de desarrollar o mejorar constantemente metodologías para el control de estas plagas agrícolas, lo que muchas veces se realiza en laboratorio o campo, utilizando material biológico como plantas o insectos vivos, ya que es la única forma de evaluar correctamente algunos aspectos de las especies plaga frente a distintos factores que determinan el éxito en el manejo sanitario de los cultivos agrícolas.

Una de las formas de obtener este material biológico es a través de crianzas en laboratorio, tarea compleja de realizar, ya que existen numerosos factores que influyen en el desarrollo y viabilidad de cada especie, con necesidades particulares, por ejemplo de temperatura, humedad, sustrato, tipo de dieta, etc. (Chacón et al., 2009; Hommay et al., 2000; Navarro y Doreste, 1995), por lo que se requiere de metodologías de crianza específicas para cada una de ellas (Manoel et al., 2007; Simmons y Lynch, 1990; Wright, 1973; Zhao et al., 2004).

Dada la importancia de los diferentes factores que influyen en una crianza de insectos en laboratorio, una implementación inadecuada puede dar como resultado el fracaso total en la crianza, debido a las diferentes necesidades de cada especie y de los periodos críticos de sensibilidad a algunos factores. Un ejemplo claro de esto es el caso de *P. operculella*, cuyos huevos no sobreviven a temperaturas sobre 35° C y por lo tanto no se obtendrán adultos para continuar la crianza (Golizadeh et al., 2012).

Además de los factores ambientales, existen interacciones entre los insectos de una crianza que pueden afectar el éxito de ésta. Por ejemplo, un problema frecuente es el canibalismo en estados larvales y adultos de algunas especies de dípteros, lepidópteros y coleópteros, para lo cual muchas veces es necesario contar con contenedores de crianza individuales. Otro problema frecuente y causal de fracaso de las crianzas es la infección por virus, bacterias y hongos, que pueden afectar a los organismos si no se mantienen las condiciones ambientales y sanitarias óptimas. Cabe destacar también problemas de sobrepoblamiento, endogamia, parasitismo, entre otros (Gu et al., 2013; Vargas, 2009; Yáñez, 2012).

A pesar de la gran importancia que tiene contar con información actualizada sobre la crianza de las especies plagas que debemos estudiar para establecer adecuados sistemas de manejo, en la literatura científica no existe suficiente información. Para muchas de las especies, los investigadores encuentran diferentes barreras, tales como que la información para algunas especies es escasa o prácticamente nula, donde en algunos casos se puede utilizar información sobre crianza de especies relacionadas que puede servir como base para el establecimiento de nuevas crianzas. Además, muchas veces la información disponible no hace referencia a los diferentes parámetros de crianza, remitiéndose a entregar información sólo para algunos de ellos en la mayoría de los casos. Una parte importante del material disponible corresponde a metodologías antiguas, que usan productos ya discontinuados o que no se pueden conseguir fácilmente en el mercado. Un ejemplo de esto es el libro “Literature guide to methods for rearing insects and mites” por H. R. Wong del año 1972, que sólo es un índice bibliográfico de algunas metodologías y que son de difícil acceso. Por otro lado, existen diferentes centros, tanto a nivel nacional (INIA), como internacional (IREaR), además de empresas privadas (Biobichos), dedicadas a la comercialización de insectos tanto para investigación como para control biológico, donde cuentan con información que muchas veces no es compartida con el resto de los investigadores ya que al ser de carácter comercial, ésta es confidencial (San Martín, 2013, comunicación personal¹).

Por otro lado, gran parte de la información en relación a crianzas en publicaciones científicas, sólo aparece brevemente descrita en la sección “Materiales y Métodos” de la publicación, sin entregar mayores detalles de éstas. En algunos de los casos sólo se indica que se obtuvo la especie o la metodología de algún centro o laboratorio de crianza y no se especifica dicha información (Ishikawa et al., 2000).

Debido a lo anteriormente mencionado, para efectuar crianzas, muchos investigadores se basan en protocolos publicados en la literatura disponible, que no necesariamente son garantía de éxito en las condiciones locales de trabajo, o deben realizar pruebas de ensayo y error para la adecuada adaptación del método de crianza, con la pérdida de tiempo y dinero que ello implica (Ripa, 2013; Larraín, 2013; Gerding, 2013; comunicación personal²).

Dada la importancia que tiene una adecuada implementación de las crianzas de insectos, la falta de sistematización de la información disponible y la importancia agronómica y económica de estas especies, es que esta Memoria de Título busca recopilar y organizar información en relación a metodologías propuestas por distintos autores para la crianza de 8 plagas agrícolas que desarrollan parte de su ciclo de vida en el suelo y que son de importancia económica en cultivos en Chile: Gusanos cortadores (*Agrotis spp.*), *P. operculella*, Gusanos blancos (*Hylamorpha elegans*), *D. platura*, babosas, caracoles, *Elasmopalpus angustellus* y *Heliothis zea*.

¹ Eliana San Martín Cerda, Periodista, Encargada de Comunicaciones INIA La Cruz, Chile.

² Renato Ripa, Ingeniero Agrónomo., Ph D, Biocea, Chile; Patricia Larraín, Ing. Agr., MSc. Entomóloga, INIA Intihuasi, Chile; Marcos Gerding, Ing. Agr. M.Sc., BioBichos, Control Biológico de Plagas, Chile.

Objetivo General

Establecer el estado del arte en relación a la crianza de 8 grupos de insectos y moluscos de interés agronómico.

Objetivos Específicos

1. Recopilar información de la literatura científica nacional e internacional, a través de entrevistas a científicos especialistas en relación a la crianza de las especies mencionadas.
2. Organizar esta información en un documento actualizado y de fácil consulta.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar del estudio

Este estudio se realizó durante el periodo 2013-2014 en la Facultad de Ciencias Agronómicas, Campus Antumapu, de la Universidad de Chile, en la Comuna de La Pintana, Región Metropolitana. También se visitaron instituciones de investigación, tales como INIA La Platina, SAG, MINAGRI, entre otras.

Materiales

La información necesaria se obtuvo de distintas fuentes bibliográficas, como libros, tesis, manuales, publicaciones científicas, boletines, entre otros. Dentro del material impreso utilizado destacan: “Artificial diets for insects, mites, and spiders” de Pritam Singh (1977) e “Insect Diets: Science and Technology” de Allen Carson Cohen (2003). Además, se consultaron diversas fuentes de información en la web, entre las que destacan el Catálogo Bello, Web of Science, National Agricultural Library, Elsevier, Springer, Hathitrust, entre otras de carácter científico. También se aplicó una encuesta a entomólogos especialistas de Chile y de otros países.

Metodología

Búsqueda de información bibliográfica

La búsqueda de información se enfocó en las condiciones y factores necesarios para la realización de las crianzas, tales como humedad ambiental, temperatura, horas de luz, dieta, sustrato, tipo de contenedor, entre otros, para los distintos estados de desarrollo de las especies estudiadas. Para esto se realizó búsquedas avanzadas en bibliografía tanto física como digital, donde se usó palabras claves, como por ejemplo, los nombres científicos y comunes de las especies en diferentes idiomas. Además, se buscó información en la biblioteca de la Universidad de Chile, como también en colecciones de otros centros relacionados a la entomología y la agronomía. Debido a la escasa información disponible en la literatura sobre metodologías de crianza para *Hylamorpha elegans*, se decidió incluir además las especies *Helicoverpa zea* y *Elasmopalpus angustellus*. Estas especies fueron elegidas ya que de forma similar a *H. elegans*, pueden generar daños económicos de importancia en los cultivos, pasan alguna de sus etapas de su ciclo biológico en el suelo y por ultimo debido a la escasa información que existe sobre estas especies en cuanto a metodologías de crianza.

Para todas las especies, la búsqueda de información comenzó utilizando el nombre científico completo, seguido por la identificación de algunos de los diferentes nombres comunes, además de identificar las diferentes sinonimias de la especie (Tabla 1). Teniendo en cuenta lo anterior se procedió a utilizar los diferentes recursos disponibles para la obtención de la información.

Cuadro 1. Lista de identificación de las especies objetivo.

Nombre(s) científico(s)	Nombre(s) común(es)	Sinonimia
<i>Hylamorphia elegans</i>	gusanos blancos, white worms	<i>Hylamorphia cylindrica</i>
<i>Phthorimaea operculella</i>	polilla de la papa, potato tuberworm	<i>Bryotropha solanella</i>
<i>Agrotis ipsilon</i> , <i>A. segetum</i> , otras	gusanos cortadores, cutworms	<i>Agrotis</i> spp.
<i>Elasmopalpus angustellus</i>	gusano barrenador del maíz	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>
<i>Helicoverpa zea</i>	gusano de la mazorca	<i>Heliothis zea</i>
<i>Arion ater</i> , <i>Deroceras laeve</i> , otras	babosas, slugs	-
<i>Helix aspersa</i> , <i>Achatina fulica</i> , otras	caracoles, snails	-

Presentación de la información

La información para cada especie plaga objetivo en esta recopilación se organiza de la siguiente manera: en primer lugar se presenta información general y particular para cada especie sobre la búsqueda de información, tanto las dificultades presentadas como la manera en que se condujo la búsqueda. A continuación se presenta un Glosario de términos empleados en las metodologías descritas por los diferentes autores, como también de diferentes tipos de productos usados, principalmente en la preparación de las dietas. Para concluir se presentan las metodologías descritas por los autores, organizadas según los factores que serán descritos en la página siguiente.

En los casos en que se encontró escasa información sobre alguna especie en particular, se incluyó información relativa a especies del mismo género. De igual forma, para autores que describen crianzas similares, se complementó la información agregando la faltante, como también los cambios establecidos por un autor en base a la crianza de otro, indicando las fuentes de referencia en cada caso.

Cada metodología de crianza es antecedida por títulos generales referentes a la familia y el género, para luego dar paso a la o las especies para las cuales fue realizada, a continuación se señala el nombre del autor, el año y se describe la metodología correspondiente con cada uno de los factores considerados por el o los autores.

Factores considerados. La información de la crianza fue dividida en varios apartados con el fin de mantener un orden y uniformidad para todas las especies y así facilitar su consulta y comparación. Si alguno de estos puntos no es señalado es porque la información no estaba disponible.

- a) **Alimentación:** En esta sección se hace referencia a los componentes de la dieta para los distintos estados de desarrollo y, en algunos casos, a la forma de preparación y administración de ésta.
- b) **Condiciones ambientales:** Se entrega información relacionada con las condiciones de temperatura, humedad relativa y fotoperiodo utilizadas por los autores, siendo normalmente las óptimas para cada especie.
- c) **Material inicial:** Hace referencia al material biológico (diferentes especies) de partida de la crianza, señalando el lugar de colecta o centro de cría, el número de individuos y su estado fenológico.
- d) **Espacio físico:** Se hace referencia de forma general, tanto al ambiente (laboratorio, invernadero, etc.), como a los contenedores utilizados. Muchas veces esta última información se encuentra en las otras secciones correspondientes a las diferentes etapas del ciclo biológico de la especie, ya que comúnmente se utilizan diferentes implementos para cada etapa del ciclo.
- e) **Adultos, huevos, larvas, pupas, juveniles, hibernación:** Hacen referencia a información puntual relacionada al manejo realizado dentro de cada etapa del ciclo biológico.
- f) **Observaciones:** Hace referencia a puntos que se consideran importantes o algunas conclusiones o resultados obtenidos por los autores, que no fueron ubicadas en las secciones anteriores, relacionados en algunos casos con el posible mejoramiento de la metodología.

Aspectos generales y Anexo. En conjunto con la traducción de los documentos, se realizó transformación de las unidades de medida presentadas por éstos, transformando las medidas de longitud a centímetros (cm) y las de temperatura a grados Celsius (°C). En algunos casos se consideró pertinente mantener algunas mediciones en milímetros (mm).

Se agregó además un Anexo con fotografías, con el fin de ilustrar algunos elementos usados en las metodologías descritas, mayoritariamente elementos de contención. Por otro lado también se incluyen fotografías de una metodología de crianza para *Galleria mellonella* y la respectiva dieta usada para la alimentación de sus estados larvales (Anexo Figura 11).

Encuesta

Se aplicó una encuesta a especialistas en el área, en relación a las especies plagas mencionadas, considerando tres aspectos principales: el conocimiento y experiencia general en relación a la crianza de insectos, su conocimiento sobre métodos de crianza de las especies en estudio y por último, la relevancia que presenta para el experto contar con esta información. La información obtenida de la encuesta fue utilizada como punto de partida y para la orientación de la realización de la búsqueda y recopilación de información posterior, objetivo del presente trabajo.

Los datos obtenidos de la encuesta fueron ordenados y tabulados en una planilla para luego ser analizados, obteniendo graficas pertinentes a las respuestas de los encuestados.

Cabe destacar que en el comienzo de la investigación sólo se tenían contempladas seis especies plaga: *Agrotis* spp., *P. operculella*, *H. elegans*, *D. platura*, babosas y caracoles. Debido a esto es que en la formulación de la encuesta no se incluyeron: *E. angustellus* y *H. zea*, las que fueron integradas al estudio con posterioridad a la fecha de término de la aplicación de la encuesta.

En la página siguiente se presenta el documento formulado para la realización de la Encuesta, ejecutada durante el periodo 2013.

Encuesta sobre crianza de insectos
Conducida por Pablo Donoso, Estudiante de Ingeniería Agronómica, U. de Chile.
Santiago, 2013

1) ¿En su laboratorio crían insectos regularmente?, ¿Cuáles? (nombrar)

- Plagas agrícolas
- Enemigos naturales
- Otros, ¿cuáles?

¿Hace cuánto tiempo?

¿Con qué fin?

¿Crían especies nuevas o siempre las mismas?

1.1) ¿Cómo obtienen la información para iniciar crianzas nuevas?

- Consultan especialistas.
- Ensayo y error basándose en otras crianzas
- Revisión bibliográfica

¿Sabe de la existencia de algún libro/manual sobre crianza de insectos?

Si ha utilizado libros sobre crianza, por favor indique los nombres de éstos

2) ¿Tiene experiencia en la crianza de alguna de las siguientes especies?

	Experiencia (sí/no)	¿Cómo obtuvo información para crianza?
Gusanos cortadores		
<i>Phthorimaea operculella</i>		
<i>Hylamorphia elegans</i>		
<i>Delia platura</i>		
Babosas		
Caracoles		

3) ¿Sería útil para su trabajo y el de su laboratorio contar con una guía o manual sobre crianza de insectos de importancia agrícola en Chile?

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La opinión general que se recogió en este trabajo es que para lograr una crianza adecuada con una alta tasa de éxito es necesario controlar la mayor cantidad de factores en el proceso, entregándole a las colonias las condiciones óptimas y específicas para el desarrollo de cada especie en cada etapa. Sin embargo, a lo largo de esta investigación se encontraron diversas limitantes, que en algunos casos fue imposible sortear y que serán detalladas más adelante.

Cabe destacar que las metodologías de crianza presentadas en este documento representan sólo 10-15 % de los documentos revisados, ya que la gran mayoría de éstos no están enfocados en describir una metodología de crianza y sólo hacen mención a ésta en la metodología, entregando información insuficiente para el establecimiento de una crianza o en muchos casos no entregan ningún tipo de información sobre ésta. La información recopilada en este documento representa un aporte relevante al proceso de investigación en las plagas descritas, siendo además un punto de partida para el mejoramiento y creación de nuevas metodologías adaptables a la situación y disponibilidad del investigador.

Resultados de la encuesta

La encuesta fue prevista para ser realizada a 31 expertos, pero debido a problemas de contacto o nula respuesta en algunos casos, el número final de especialistas que respondieron fue de 20 (Tabla 2).

Al preguntar en la encuesta dónde encontrar dicha información, la totalidad de los encuestados respondió que recurría a diferentes fuentes de información, tales como consultar a otros expertos, ensayo y error, revisión de experiencias previas, siendo prácticamente imposible obtener o verificar dicha información. La Figura 1 muestra que menos del 50% de los encuestados conoce material bibliográfico sobre crianzas, siendo éste muy limitado, y en general no conocen el nombre de dichas publicaciones. Además, el 28% de los encuestados no conoce ninguna publicación de este tipo. La encuesta reveló que un 76% de los encuestados no posee material guía de crianza.

Cuadro 2. Listado de especialistas entrevistados.

Nombre	Lugar de Trabajo	Especialidad
Patricia Larraín	INIA Intihuasi	Entomología, fitosanidad
Carlos Quiroz	INIA Intihuasi	Manejo integrado de plagas
Patricia Estay	INIA La Platina	Entomología
Fernando Rodríguez	INIA La Cruz	Control Biológico de Plagas, manejo integrado plagas
Rodrigo Chorbadjian	Pontificia Universidad Católica de Chile	Biología y manejo de insectos plaga, interacción insecto-plaga
Tania Zaviezo	Pontificia Universidad Católica de Chile	Control biológico, manejo integrado de plagas
Jaime Apablaza	DUOC UC	Entomología agrícola
Eugenio López	Pontificia Universidad Católica de Valparaíso.	Entomología agrícola, plagas de cultivos
Ramón Rebolledo	Universidad de la Frontera	Entomología agrícola, Entomología molecular
Eduardo Fuentes	Universidad de Talca	Entomología, ecología
Audrey Grez	Universidad de Chile	Ecología de insectos
Jaime Araya	Universidad de Chile	Entomología de cultivos, manejo integrado de plagas
Tomislav Curkovic	Universidad de Chile	Entomología aplicada, manejo integrado de plagas
Marcos Gerding	Centro de Producción de Insectos Benéficos BioBichos	Entomología, control biológico
Renato Ripa	Centro de Entomología Aplicada BioCEA Ltda.	Entomología, manejo integrado de plagas
Patricia Jiménez	Servicio Agrícola y Ganadero	Entomología
Lorena Jaques	Servicio Agrícola y Ganadero	Cuarentenas forestales y control biológico
Graham Walker	Plant and Food research Limited, New Zealand	Entomología
Carlos Carpio	Universidad Católica del Ecuador	Entomología, manejo de plagas
Paulina Rosero	Universidad Católica del Ecuador	Entomología

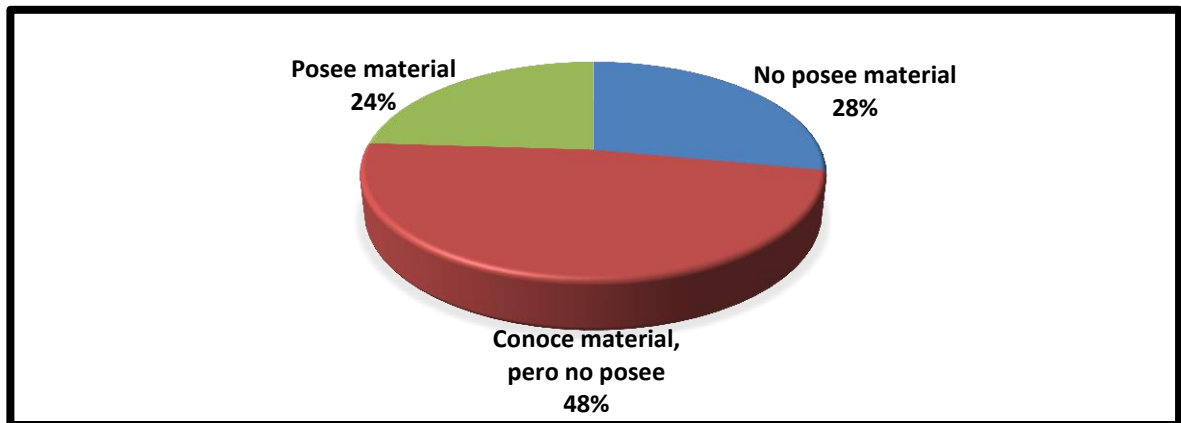


Figura 1. Respuesta de los encuestados a la tenencia y conocimiento de material bibliográfico en relación a la crianza de insectos.

Por otro lado, en relación al trabajo de crianza de las especie estudiadas, solo un 15 % de los encuestados ha trabajado con alguna de ellas, el porcentaje restante no ha realizado crianzas o bien ha trabajado con otras especies, las que en su gran mayoría resultaron ser controladores biológicos. Dentro de las especies objetivo, la más recurrente usada por los investigadores fue *P. operculella* o polilla de la papa (5 %), seguida por babosas y caracoles con igual cantidad de trabajos cada una (3 % cada una), el 4 % restante de los trabajos realizados se dividió equitativamente entre *D. platura*, *H. elegans* y las especies del género *Agrotis* (Figura 2). Cabe destacar que en el transcurso de la investigación y una vez finalizado el periodo de las encuestas se agregó también a la lista de especies estudiadas, el gusano barrenador del maíz, *Elasmopalpus angustellus* (Lepidoptera: Pyralidae) y el gusano del choclo, *Heliothis zea* (Lepidoptera: Noctuidae); es por ello que no están integradas en la gráfica siguiente.

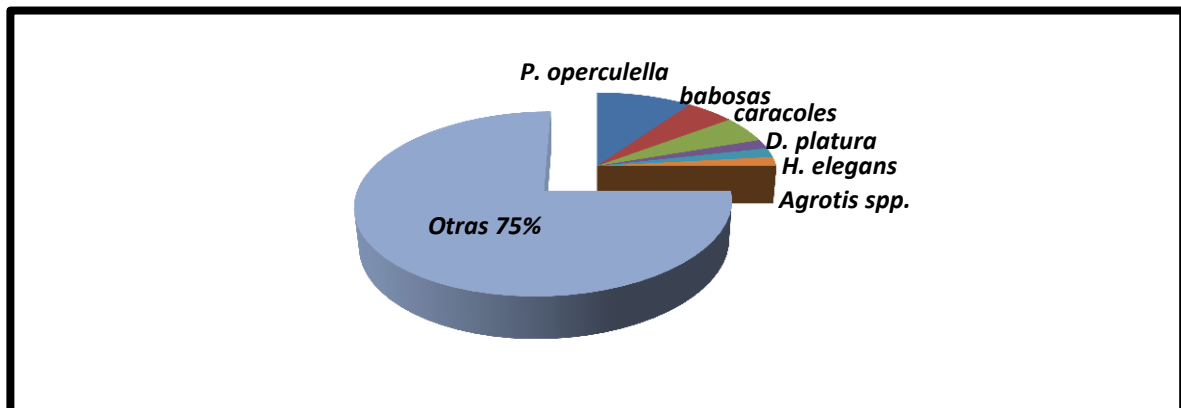


Figura 2. Porcentaje de los encuestados que ha trabajado con las especies estudiadas.

Finalmente, como último objetivo de la encuesta se deseaba conocer la utilidad que representa para los encuestados una guía de crianza para las especies plaga propuestas. En este sentido un 100 % de los encuestados respondió positivamente, lo que ratifica la necesidad de contar con material guía para crianzas en laboratorio.

Información encontrada en fuentes escritas

En este trabajo se verificó lo que plantean los científicos entrevistados, en relación a la baja existencia de manuales o guías de crianza actualizados para especies plaga. Esto se suma a que los que existen son de difícil acceso, extremadamente difíciles de conseguir, son muy antiguos y no hay copias a disposición (Ej. Beck et al., 1949), incluyendo muchas veces elementos y metodologías de crianza que han sido descontinuadas. Debido a lo anterior es que muchas veces, dietas que aparecen en textos de referencia como Singh, 1974, han sido modificadas posteriormente, reemplazando algunos de los ingredientes (Walker, 2013, comunicación personal³).

Entre los problemas recurrentes en el caso de algunas publicaciones científicas, es que muchas veces no existe crianza por parte de los investigadores durante sus ensayos, sino que el material biológico es facilitado por otra entidad y no se hace alusión a la metodología que emplean ahí. Además, en muchos casos la metodología de crianza aparece descrita brevemente en la sección Materiales y Métodos de los documentos, sólo mencionando algunos aspectos y de forma muy general, lo que no permite una aproximación real a la metodología empleada y por consiguiente impide su replicación. Por otro lado, las publicaciones en que pudiera existir información más completa, son comúnmente de acceso restringido, teniendo en algunos casos que pagar importantes sumas de dinero por un artículo que posiblemente no llegue a ser útil, ya que por lo general se puede acceder sin costo sólo a un resumen de dicho artículo y no el contenido total de éste.

De forma general, las metodologías recopiladas en este documento presentaron diversos grados de dificultad, tanto en su obtención como en su traducción. También cabe destacar que las metodologías se describieron tal como las presentan los autores, con todo lo que ello implica.

En varios casos se agregó metodologías de crianza de otras especies relacionadas a la especie objetivo (generalmente del mismo género, familia o con características de crianza similares), debido a la dificultad de obtención de la información, a pesar de tener acceso a un sinnúmero de fuentes de información y bases de datos, ya sea porque para la especie de interés no existe esta información, o porque sencillamente el documento sólo estaba para consulta en el lugar de origen o mediante la compra de éste.

En la página siguiente se darán algunos detalles particulares para cada especie investigada.

³ Graham Walker, Entomólogo, The New Zealand Institute for Plant & Food Research Ltd., Auckland, Nueva Zelanda

Delia platura. Dado que el nombre de esta especie ha variado con el correr de los años, se utilizó tanto el nombre actual, *Delia platura*, como el anterior, *Hylemya platura*, ya que varias de las publicaciones hacen referencia de esta manera a la especie.

Un gran porcentaje de la información obtenida provino de autores japoneses, lo que es coincidente con los diversos centros de estudios que trabajan con *Delia*, entre otras especies. Además, en algunas metodologías no se encontró información en relación a la alimentación de estados larvarios, debido a que las investigaciones generalmente apuntan a la evaluación de huevos o de estados adultos a partir de pupas.

La falta de información en general de esta especie se debe en parte a que en la mayoría de las publicaciones actuales, no se incluye metodología de crianza y sólo se menciona brevemente en la sección “Materiales y métodos”, el centro de crianza desde el cual se obtuvo la especie, sin dar mayores detalles sobre el procedimiento de cría, debido a que los centros de crianza generalmente no comparten dicha información.

Dado lo anterior se incluyó además metodologías descritas para otras especies del mismo género, con el objetivo de complementar la información recopilada, ya que, al compartir características en común, algunos factores de crianza de estas especies son similares dentro de cierto rango.

Hylamorpha elegans. Esta especie resultó ser una de las más complejas en cuanto a la disponibilidad de información, ya que al ser nativa de la región sur de nuestro país y algunos sectores de Argentina, la información disponible en la literatura en relación a metodologías de crianza es casi nula, y de existir, ésta no es compartida y es reservada para grupos especializados de investigación.

Debido a lo anterior, solo se logró acceder a un número reducido de metodologías que generalmente se basan en reproducir las condiciones que experimenta la especie en forma natural, con un bajo nivel de intervención por parte de los investigadores.

Finalmente se incluyó metodologías sobre otras especies de Scarabeidos con características similares de crianza a modo de complementar la información encontrada.

Phthorimaea operculella. La mayor parte de las metodologías descritas provienen de crianzas establecidas en base a la colecta de material infestado, las que poseen un corto periodo de duración. Por otro lado, normalmente son sólo ensayos en los primeros instares de desarrollo (L3-L4), sin que la especie llegue a completar el ciclo biológico, o no por más allá de sólo un ciclo, lo que dificulta una aproximación más real al comportamiento de la especie con una crianza a una escala mayor. En relación a lo anterior, se encontró escasa información sobre la crianza de los estados adultos de la especie.

Entre las complicaciones que se presentaron en la obtención de información, cabe destacar que en varias publicaciones se encontraban generalmente la temperatura, humedad y fotoperiodo descrito, no así el resto de la información de crianza. Además, en la mayoría de las publicaciones se hace referencia a la alimentación de larvas o mantención del ciclo sólo con el uso de tubérculos de papa.

Por otro lado, se obtuvo información mediante las encuestas realizadas a personas que habían trabajado con esta especie.

Agrotis spp. Se agregó referencias a varias otras especies de Noctuidos incluidos en las condiciones de crianza para el género *Agrotis* para enriquecer la información presentada.

Una parte importante de la información en relación a la dieta principalmente, no se encontraba explicada, pero se hacía referencia a la publicación de donde se obtuvo. En estos casos se realizó una búsqueda de estos artículos y la información fue agregada a la metodología de crianza. Por otro lado, en el caso de no poder acceder a dicha información, se hizo referencia al autor y año de publicación y se dejó disponible los datos del documento en la bibliografía utilizada.

Muchas veces las metodologías de crianza no eran el objetivo de la investigación, es por ello que en varias ocasiones los autores no entregan mayor información sobre ella, ni como optimizarla, ni los resultados obtenidos de ésta.

Helicoverpa zea. La búsqueda de información se realizó considerando el cambio de nombre que había experimentado la especie. Dentro de la información recopilada, se encontró que la mayoría se enfoca en determinar los mejores parámetros de alimentación para las diferentes metodologías de cría, comparando generalmente dieta artificial y merídica (50 % componentes naturales y 50 % artificiales) con la natural.

En general la búsqueda de información no presentó mayores complicaciones, salvo que como se mencionó anteriormente, al enfocarse las investigaciones en la alimentación, algunos parámetros en la bibliografía que se pudo conseguir no eran detallados completamente, o no eran mencionados.

Elasmopalpus angustellus. En el transcurso de la búsqueda se encontró material relacionado a otras especies del mismo género las que se decidió incluir ya que pueden servir de pauta para la realización de crianzas para *E. angustellus*, a pesar de que la información encontrada sea de hasta más de 40 años, ya que las metodologías utilizadas son bastante completas.

Dentro de las pocas metodologías encontradas llamo la atención particularmente la de Stone (1968) en donde especifica en reiteradas ocasiones que la temperatura promedio de

cría para la totalidad del ciclo para *Elasmopalpus lignosellus* es de 47 °C, siendo cerca de dos veces más de la utilizada para la mayoría de las especies, encontrándose algunas que presentan mortalidad sobre los 30 °C, por lo que se recomienda evaluar en mayor profundidad dicha metodología.

En la metodología señalada por Sandhu et al. (2013) se adjuntó además algunos parámetros utilizados en una metodología anterior (Sandhu et al., 2010) que no se encontraban descritos dentro de la publicación del año 2013.

Avanzada la investigación en esta especie se encontraron diversos autores que hacen referencia a que *E. angustellus* y *E. lignosellus* se consideran especies sinónimas en conjunto con *Pempelia lignosella*, *Dasypyga carbonella* y otras más (Luginbill y Ainslie, 1917; Rázuri, 1974; Tippins, 1982).

Babosas y caracoles. Se encontró información, tanto para crianzas con carácter científico como comercial, u otros, las que se encontró pertinente incluir debido al aporte que realizan a mejorar las metodologías descritas en fuentes científicas.

Por otro lado, la información encontrada en relación a parámetros de condiciones ambientales y de alimentación fue similar entre ambos grupos. Una diferencia encontrada fue la metodología de hibernación de los reproductores para la mantención de la colonia en el caso de los caracoles, no así las para babosas. Para estas últimas se determinó que en algunas ocasiones resultó favorable tener reproductoras aisladas para el crecimiento de la población, al contrario de los caracoles.

En gran parte de las metodologías descritas se realizaron evaluaciones de dieta, temperatura y fotoperiodo, representando los datos obtenidos un gran aporte a la realización de crianzas futuras. Además, cabe destacar que la mayor parte de las dietas son realizadas con elementos de bajo costo, salvo algunas metodologías referidas a la comercialización del caracol y de su cría para engorde ya que tiende a ser mucho más costosa debido al carácter productivo de éstas.

Cabe destacar que se revisó información relativa a diversas especies de caracoles y babosas que no necesariamente se encuentran en nuestro país, con el fin de tener información que fuese complementaria entre las diferentes especies encontradas.

Glosario

A continuación se presenta un glosario de términos que aparecen de manera recurrente en las fuentes descritas (Cuadro 3). A modo de facilitar la consulta, los términos se dividieron en dos grandes categorías, dieta y manejo, las que a su vez se subdividieron para un mayor nivel de detalle.

a) **Dieta:** Todos aquellos componentes que son parte importante en la formulación de la dieta.

-**Nutriente:** Usado en la composición de una dieta como elemento con aporte nutricional.

-**Conservante:** Usado en la composición de una dieta como elemento para aumentar la vida útil de éstas.

-**Gelificante:** Usado como aditivo en la dieta, para mantener las características nutricionales y mejorar las propiedades físicas de la misma.

b) **Manejo:** Todos aquellos factores, elementos y compuestos que son importantes para el adecuado desarrollo de la metodología y que su uso es regulado por el investigador según sus condiciones de trabajo.

-**Sanidad:** Compuestos usados para eliminar microorganismos u elementos no deseados. Se puede usar en la composición de la dieta o bien para limpieza externa.

-**Instrumental:** Diferentes tipos de materiales, elementos o manufacturaciones que apoyan la crianza, tanto en la contención como mantención de los requerimientos físicos y ambientales de las especies.

-**Parámetro:** Factores externos que influyen en la fisiología y comportamiento de las especies.

Cuadro 3. Glosario de términos recurrentes utilizados en las metodologías de crianza.

Término	Uso	Características y observaciones
Ácido Ascórbico	Dieta (conservante)	Ácido orgánico proveniente del azúcar. Cristal incoloro e inodoro, sólido, soluble en agua.
Ácido Propiónico	Dieta (conservante)	Ácido orgánico, transparente con olor acre.
Ácido Sórbico	Dieta (conservante)	Ácido orgánico, con amplio espectro de acción antimicrobiano.
Agar	Dieta (gelificante)	Polisacárido de origen marino (algas).
Alimento para cerdos de guinea	Dieta (nutriente)	Dieta artificial con aproximadamente 12-14 % proteína; 30 % fibra (máximo); 13 % humedad (máx.); 13 % ceniza (máx.); 2 % grasa (máx.).
Arena sílica (sílice)	Manejo (instrumental)	Arena de granulometría entre 1/16 a 2 mm, caracterizada por su dureza e inocuidad.
Benomilo	Manejo (sanidad)	Plaguicida acaricida y fungicida.
Cerophyl	Dieta (nutriente)	Suplemento dietario en polvo a base de algunas plantas gramíneas.

CelluCotton	Manejo (instrumental)	Sustituto del algodón, con una composición de 100 % algodón.
Cloranfenicol	Manejo (sanidad)	Antibiótico de amplio espectro.
Cloruro de colina	Dieta (nutriente)	Aditivos para piensos, clasificado comúnmente como vitamina complejo-B.
Fotoperiodo	Manejo (parámetro)	Duración de las horas de luz y de oscuridad en un lapso de 24 horas.
Granusil Grado 40	Manejo (instrumental)	Arena silica.
Habones	Dieta (nutriente)	Leguminosa de grano, <i>Phaseolus lunatus</i> , conocida también como: "pallar", "garrofón", "judía de Lima", "haba de Lima" o "guaracaro".
Hipoclorito de sodio	Manejo (sanidad)	Compuesto químico, fuertemente oxidante, de fórmula NaClO.
Jaula de tul	Manejo (instrumental)	Jaula cubierta de tela de tejido fino (seda, algodón u otra) y transparente, para evitar el escape o ingreso de insectos y lograr una buena aireación.
Lath House	Manejo (instrumental)	Estructura que consta de un armazón de soporte de tablas delgadas de madera que están espaciadas para proporcionar aproximadamente 50 % de sombra.
Lejía Clorox	Manejo (sanidad)	Conocido comúnmente como cloro líquido, usado a modo de desinfectante.
Levadura torula	Dieta (nutriente)	Proveniente de la levadura <i>Candida utilis</i> , usado por su gran contenido de vitamina B y minerales; si es irradiada además produce vitamina D.
Linón	Manejo (instrumental)	Tela generalmente de hilo, poco tupida, engomada y algo rígida.
Marmite	Dieta (nutriente)	Pasta comestible, elaborada exclusivamente con extracto de levadura obtenida como subproducto del proceso de elaboración de la cerveza.
Merídica	Dieta	Dieta cuyos componentes están en una relación aproximada de 1:1 entre ingredientes naturales y artificiales.
Muselina	Manejo (instrumental)	Es una tela de malla fina y transparente originaria de Mosul (Irak).
Neomicina	Manejo (sanidad)	Sulfato de neomicina.
Nipagin (nipagina)	Dieta (conservante), Manejo (sanidad)	Conservador, agente antimicrobiano y antifúngico.

Organza	Manejo (instrumental)	Muselina de tejido de algodón o seda. Tela fina, transparente y rígida.
Pienso	Dieta (nutriente)	Sustancia o producto, incluido los aditivos, destinado a la alimentación de animales. Alimento de tipo seco.
Rutabaga	Dieta (nutriente)	Planta similar al nabo con sus raíces alargadas o redondeadas (10-12 cm de diámetro) y acaban en un cuello cilíndrico en el que se insertan las hojas (nombre científico: <i>Brassica napus</i> var. <i>napobrassica</i> (L.) Rchb.).
Shade House	Manejo (instrumental)	Estructura que se cubre con malla o red para el crecimiento normalmente de plantas de sombra. Posee mayor aireación que un invernadero.
Solución White	Manejo (sanidad)	Solución líquida usada a modo de desinfectante.
Sulfato de neomicina	Manejo (sanidad)	Medicamento para la prevención y tratamiento de infecciones.
Vanderzant	Dieta (nutriente)	Mezcla vitamínica compuesta por: 8 g·kg ⁻¹ de a-Tocoferol; 270 g·kg ⁻¹ de ácido ascórbico; 20 mg·kg ⁻¹ de biotina; 1 g·kg ⁻¹ de pantotenato de calcio; 50 g·kg ⁻¹ de cloruro de colina; 250 mg·kg ⁻¹ de ácido fólico; 20 g·kg ⁻¹ de inositol; 1 g·kg ⁻¹ de niacinamida; 250 mg·kg ⁻¹ de clorhidrato de piridoxina; 500 mg·kg ⁻¹ de Riboflavina; 25 mg·kg ⁻¹ de clorhidrato de tiamina; 2 g·kg ⁻¹ de vitamina B12 por trituración en Manitol, QS con dextrosa.
Wesson	Dieta (nutriente)	Mezcla de sales minerales compuesta por 21 % de carbonato de calcio; 0,039 % de sulfato de cobre (5H ₂ O); 1,47 % de fosfato férrico; 0,02 % de sulfato de manganeso (anhídrido); 9 % de sulfato de magnesio (anhídrido); 0,009 % de sulfato de potasio y aluminio; 12 % de cloruro de potasio; 31 % de fosfato de potasio dihidrogenado; 0,005 % de yoduro de potasio; 10,5 % de cloruro de sodio; 0,057 % de fluoruro de sodio y 14,9 % de fosfato tricálcico.

METODOLOGÍAS DE CRIANZA PARA ESPECIES PLAGA**I) INSECTA****DIPTERA****ANTHOMYIIDAE: DELIA*****Delia platura* (Meigen)**

Figura 3. (A) Adulto de *D. platura* (Anónimo 2, 2011) y (B) daño de larva en cotiledones (ISU, 2011).

Delia antiqua

a) Allen y Askew, 1970

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta compuesta de 200 mL de leche evaporada; 1 L de agua; 32 g de gelatina; 60 g de sacarosa; 40 g de levadura hidrolizada; 40 g de germen de trigo; 40 g de polvo de celulosa; 0,3 g de aureomicina; 1,25 g de metil p-hidroxibenzoato (metil parabeno) y 0,2 mL de disulfuro. **Preparación:** se suavizó la gelatina sumergiéndola por 5 minutos en la leche evaporada y 200 mL de agua fría. El resto del agua se calentó a 65 °C y luego se agregó a la mezcla para terminar de disolver la gelatina. La levadura hidrolizada, el germen de trigo y el polvo de celulosa, se juntaron en un mezclador y se pasaron por un filtro de tela (1,19 mm·cm⁻¹). Por otro lado la aureomicina, metil p-hidroxibenzoato y n-propil disulfuro suspendidos en 10 mL de alcohol etílico se mezclaron con el medio caliente por 3 minutos. Finalmente la mezcla se puso en recipientes a 1,3 cm de profundidad, tapados y almacenados a 2 °C hasta que se utilizaron. La dieta pudo mantenerse almacenada por 1 mes o más.

Adultos: Se usó mezcla de: 5 g de azúcar; 10 mL de leche evaporada y 35 mL de agua. Esta solución se entregó a través de almohadillas de algodón humedecido en esta mezcla. Además se usó levadura hidrolizada espolvoreada en toallas de papel, plegadas longitudinalmente, y puestas en matraces Erlenmeyer de 125 mL llenos de agua, sirviéndose de esta forma como una fuente de nutrientes.

Condiciones ambientales: Temperatura 23±1 °C; Humedad relativa de 40±10 %. Bajo luz fluorescente continua.

Observaciones: El estado de pupa se alcanzó a los 14 días después de poner las larvas recién eclosionadas en la dieta. La longevidad promedio de los machos fue cerca de 25 días y para hembras 37 días. Fueron criadas tres generaciones sobre esta dieta con igual peso de pupa y porcentaje de pupas, emergencia de adultos y huevos eclosionados, comparados con aquellos criados solo sobre bulbos de cebolla.

b) Harris et al., 1986

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta artificial según lo descrito por Harris y Miller (1982).

Adultos: Se usó solución de miel y libre acceso al agua (Harris y Miller, 1982).

Condiciones ambientales: Temperatura 21±1 °C; Humedad relativa 35±5 %; Fotoperiodo 16:8 L:O iluminados con ampolletas fluorescentes; en cámaras climatizadas (Ej. Anexo Figura 9).

Material inicial: Pupas colectadas (otoño de 1981 y 1983) desde cebollas dejadas en campos cosechados en Grant, Michigan.

Adultos: Los adultos que emergieron de las pupas colectadas se colocaron en cajas de 60 x 60 x 80 cm. Además de la dieta y el agua, dentro de las cajas se les proporcionó recipientes de oviposición, según lo descrito por Harris y Miller (1982).

En los recipientes de oviposición se colocó sustitutos foliares (emulando la parte aérea de una planta de cebolla) que consistían en tubos de Pírex (4 mm de diámetro de 12 cm de largo) sellados en un extremo con calor, pintados con pigmentos de óleo (Harris y Miller, 1984) del color verde del follaje de la cebolla. Estos sustitutos pintados se dejaron secar tres semanas antes de su uso y se recubrieron con una fina capa de cera. Los sustitutos fueron enterrados verticalmente 3 cm bajo el suelo, en el centro de los recipientes de oviposición (4 cm de diámetro x 4 cm de profundidad), los que se llenaron con arena de sílice blanca y humedecida. El resto del "tallo falso" estaba por sobre la superficie del sustrato.

Huevos: Eran obtenidos mediante la adición de agua a los recipientes de oviposición retirándolos por flotación.

Observaciones: Se realizaron dos ensayo importantes en oviposición, uno con la adición de cápsulas al sustrato y otro con los sustitutos foliares (tallos). Ambos contenían Pr_2S_2 (emula la reacción química que el insecto recibe de la cebolla). *Delia antiqua* logró una mayor oviposición en aquellos recipientes con Pr_2S_2 que tenían una tasa de liberación del compuesto de 1-6 nanogramo·segundo⁻¹ desde las capsulas bajo el sustrato. Cuando el Pr_2S_2 fue liberado desde los tallos la tasa de oviposición fue mayor en aquellos tallos que contenían 0,075 a 0,089 mg por tallo, entre 10 a 50 μL de Pr_2S_2 en 100 mL de cera derretida. Además la oviposición resultó ser 4 veces más en aquellos recipientes donde la liberación de Pr_2S_2 provenía de los tallos sustitutos que desde las cápsulas bajo el sustrato. La oviposición se desarrollaba mayoritariamente cercana a la base de los tallos sustitutos con Pr_2S_2 que en la parte media a superior de éstos.

c) Mowry et al., 1989

Alimentación:

Adultos: Se dio libre acceso al agua y dieta, esta última modificada de Ticheler* (1971) por la adición de 48 % de hidrolizado de levadura enzimática.

* Dieta usada por Ticheler, 1971: **Larvas:** Se usó dieta compuesta de 30 g de zanahoria en polvo; 12 g de levadura cervecera; 2 g de polvo de celulosa; 0,25 g metil p-hidroxibenzoato; 0,25 g de sorbato de potasio; 11 mL de ácido clorhídrico 1 N y 200 mL de agua. **Preparación:** la zanahoria en polvo fue hecha a partir de restos de zanahorias secadas al aire, los que fueron pasados por un molino de martillos (0,8 mm). Todos los ingredientes se mezclaron en una mezcladora a alta velocidad por 5 minutos hasta tener una textura homogénea y no se viera agua libre en la mezcla. Se almacenó en cajas de polietileno.

Adultos: Se usó mezcla de alimento seco: 10 g de leche en polvo descremada; 10 g de azúcar; 10 g de levadura cervecera y 1 g de peptona de soya.

Material inicial: Larvas de último estadio colectadas el otoño de 1986 desde Grant, Michigan, Estados Unidos, y mantenidas como describe Havukkala & Miller (1987). Todas las moscas utilizadas en estos experimentos eran de diferentes edades, correspondiendo a individuos de cuarta a sexta generación, a partir de las obtenidas desde el campo. Las moscas fueron seleccionadas al azar de la jaula de crianza y asignadas a los tratamientos.

Huevos: Los pocillos de oviposición fueron una modificación a los de Harris et al. (1986) (Ver metodología Harris et al., 1986, para *Delia antiqua*). Se puso arena de sílice (Granusil Grado 40), en el vaso de plástico (4 cm de profundidad, 4 cm de diámetro) firmemente compactada y un tubo de teflón, se agregó al sustituto estándar de cebolla, extendiéndose aproximadamente 1,5 mm hacia fuera del “tallo falso” (10 cm de altura, diámetro 4 mm). Cuando se empujó el “tallo falso” en la arena, el tubo entró en contacto con el sustrato, quedando el tallo firme. Esto eliminó sitios de oviposición indeseados en el sustrato, en especial los que habitualmente se forman en la interfaz sustituto-arena.

Observaciones: El ensayo consistió en evaluar la oviposición en diferentes sustratos, además de determinar la efectividad del uso de agujeros de oviposición sobre el sustrato. Como resultado se obtuvo que en agujeros de más de 4 mm de profundidad y 0,6 mm de diámetro se lograra una mayor tasa de oviposición que en los de menor tamaño. Se obtuvo una oviposición equivalente en número de huevos en diferentes sustratos siempre y cuando los agujeros de oviposición que se prepararon fueran óptimos (8 mm de profundidad y 1 mm de diámetro). Además la ovipostura fue mayor en los agujeros que se realizaron alrededor del sustituto de cebolla en vez de aquellos que se encontraban separados o alejados del sustituto.

Delia antiqua y Delia platura

a) Ishikawa et al., 1983

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta compuesta por 8 g alimento para cerdo de guinea (RC-4, polvo o GC-4 para animales preñados); 14g harina de soya sin grasa; 14 g celulosa en polvo; 4 g levadura en polvo deshidratada; 4 g sacarosa; 4 g agar en polvo; 200 mL agua destilada. **Preparación:** se mezcló, cubrió y cocino al vapor los componentes por 20 minutos. Luego se agitó hasta enfriar a menos de 60 °C. Paralelamente, se mezcló 300 mg cloruro de colina, 300 g ácido ascórbico, 10 mL agua destilada. Luego se añadió 50 mg sulfato de neomicina y 150 mg cloranfenicol. Finalmente se mezcló todo añadiendo de a poco a la dieta para obtener una mezcla homogénea.

Adultos: Se usó mezcla de agua, cubo de azúcar y extracto de levadura.

Condiciones ambientales: Temperatura: 23±1 °C; Humedad relativa >60 %; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Espacio físico: En cajas de 30 cm³, con 200-300 adultos.

Material inicial: Criadas en laboratorio en bulbos de cebolla (*D. antiqua*) o sobre granos de soya (*D. platura*) con el método de Matsumoto y Thorsteinson (1967).

Adultos: Oviponen sobre trozos de cebolla (*D. antiqua*) y semillas de soya maceradas (*D. platura*), las que eran puestas sobre un sustrato de arena fina (malla 10-30) humedecida, en un recipiente plástico.

Huevos: Para la recuperación de huevos desde la arena, se realizó un tamizado de estos agregando agua y agitado suavemente.

Larvas: Se secó arena fina (40-60 malla, 600g) a 120 °C por 30 min a modo de desinfección. Después de enfriada se puso en recipientes plásticos (140 x 80 mm para *D. antiqua* y 100 x 60 mm para *D. platura*) con 8 % w/w de agua destilada para humedecer. Al centro de la arena se ubicó un trozo de 20 g (10 x 50 x 15 mm) de dieta artificial, y sobre ella 500 huevos (*D. Antiqua*) o 200 huevos (*D. platura*). Se agregó dieta a medida que fue consumida, y se mantuvo tapado con placa Petri para prevenir pérdida de humedad.

Pupas: Para extracción de pupas, se dejó secar la dieta y se aplicó agua a fin de extraer las pupas por flotación. Se pueden almacenar las pupas a 5 °C.

Observaciones: La dieta pudo guardarse por un mes para su uso. Las pupas una vez sacadas del almacenamiento a 5 °C y puestas a las condiciones normales (temperatura 23 °C) reanudaron su desarrollo, obteniéndose adultos en 2 semanas.

Delia floralis y *Delia radicum*

a) Sandrine et al., 2006

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta compuesta de hojas de repollo (*Brassica oleracea* var. Capitata) y rutabaga (*Brassica napus* var. Napobrassica (L)).

Adultos: Se usó una mezcla de azúcar al 10 % con azúcar rubia de caña, hidrolizado de levadura y agua en proporción 4:1:1, suministrada en cintas de papel absorbente.

Condiciones ambientales: Temperatura 19 °C; Humedad relativa 90 %; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Espacio físico: En cajas con hojas de repollo y rutabaga, puestas en cámaras de crianza.

Material inicial: Larvas de *D. radicum* colectadas desde un cultivo de coliflor, criadas en cámara de crianza sobre rutabaga hasta que puparan. Las pupas se colectaron e introdujeron en jaulas. Pupas de *D. floralis* obtenidas de crianza experimental.

Observaciones: Crianza continua sobre repollo (*Brassica oleracea* var. Capitata, var. CandidCharm, Sakata, California) y rutabaga (*Brassica napus* var. Napobrassica (L)). Ambas crianzas se mantuvieron en iguales condiciones pero en cámaras separadas para evitar mezcla.

D. antiqua, *D. floralis* y *D. platura*

a) Ellis y Scatcherd, 2007

Alimentación:

Adultos: Se usó solución de extracto de levadura con levadura molida encima o una solución de sacarosa concentrada, usando un algodón empapado en alguna de estas soluciones puesto en placa Petri.

Condiciones ambientales: Temperatura 20 °C; Alta humedad ambiental; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Material inicial de cría: Se usaron 100 pupas sobre vermiculita en placas Petri.

Espacio físico: En jaulas de tul en invernadero (Ej. Anexo, Figura 4).

Adultos: Para la ovipostura se dispusieron mitades de cebolla en placa Petri con arena fina húmeda en la base, desde donde posteriormente fueron recolectados los huevos.

Huevos: Se colectaron con pincel fino y fueron almacenados en placas Petri con papel filtro negro, húmedo, en un refrigerador hasta su utilización.

D. antiqua, D. platura y D. radicum

a) Spencer et al., 1997

Alimentación:

Larvas: Se usaron diferentes productos hortícolas según la especie, detallados en el apartado correspondiente.

Adultos: Se usó dieta seca en base a una mezcla de leche en polvo, azúcar flor, levadura cervecera, harina de soya e hidrolizado de levadura (10:10:1:1:20), libre acceso a agua.

Condiciones ambientales: Temperatura 22±2 °C; Humedad relativa 35±10 %; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Material inicial: *D. antiqua* se obtuvo de la Universidad de Guelph, Canadá, y se crió según la metodología descrita por Havukkala y Miller (1987). *Delia radicum* se obtuvo del Centro de Investigación London, Ontario.

Espacio físico: En jaulas de tul de 1 x 1 x 0.8 m (Ej. Anexo, Figura 4).

D. antiqua

Huevos: Cada dos días los huevos fueron recogidos desde una crianza separada de adultos, sobre un sustrato de arena, agregando agua y extrayéndolos por flotación como lo desarrolla Harris et al. (1986), con una modificación realizada por Mowry et al. (1989) a los “tallos falsos” (sustitutos foliares).

Larvas: Los huevos fueron puestos en contenedores plásticos (30 x 25 x 10 cm) con una capa de gravilla húmeda y bulbos de cebolla cortados longitudinalmente, y se cubrieron con una tapa plástica cribada (1 mm). Después de 14 días se adicionó una capa fresca de cebollas cortadas y se cubrió con gravilla húmeda.

Pupas: Se colectaron pupas por flotación 7-10 días después (día 21-24 aprox., luego de depositar los huevos), y se almacenaron en gravilla húmeda a 4 °C para su uso posterior.

D. radicum

Huevos: Cada dos días los huevos fueron colectados desde una crianza de adultos donde se usaba como medio de oviposición, dentro de las cajas, tres o cuatro trozos (2-3 cm²) de rutabaga sobre arena de sílice seca en una placa de Petri de 9 cm de diámetro. Los huevos se extraían por flotación agregando agua a las placas.

Larvas: Los huevos se traspasaron a contenedores plásticos (30 x 25 x 10 cm) con 10 trozos de rutabaga (2 cm espesor) ubicados verticalmente sobre gravilla húmeda. Cada contenedor se cubrió con una tapa cribada (malla 1 mm). Después de 14 días se adicionan trozos frescos de rutabaga y se cubren con gravilla.

Pupas: Se colectaron pupas por flotación 14 días después (día 28 aprox., después de depositar los huevos), y se almacenaron en gravilla húmeda a 4 °C para su uso posterior.

D. Platura

Observaciones: La crianza de *D. platura* no fue mantenida en el laboratorio como las demás; todos los adultos usados provenían de una crianza mantenida sobre habas (*Vicia faba*) en el Centro de Investigación London, Ontario. A los adultos se les dio libre acceso a agua y con una dieta seca (descrita en la sección Alimentación, Adultos).

COLEOPTERA**SCARABAEIDAE: HYLAMORPHA*****Hylamorpha elegans* (Burmeister)**

Figura 4. (A) Larva de *H. elegans* (Cabezas, 2009) y (B) Adulto de *H. elegans* (Saavedra, 2012).

Hylamorpha cilíndrica

a) Cartagena, 1975

Condiciones ambientales: Temperatura 17 °C (a 4 cm de profundidad); Humedad relativa 70-74 %

Material inicial: 60 huevos obtenidos de parejas que se mantuvieron y copularon en el laboratorio.

Espacio físico: Cajas de cartón cilíndricas de 87 x 8,7 cm, a las cuales se les hizo algunas pequeñas perforaciones para lograr una aireación del suelo en sentido vertical.

Huevos: Los huevos fueron colocados en suelo, previamente tratado y humedecido, en perforaciones de 3 mm de diámetro por 4 cm de profundidad; y tapados. La incubación duró 24 días en promedio.

Observaciones: El ensayo consistió en evaluar el porcentaje de eclosión en 4 tipos de textura de suelos, obteniendo un porcentaje de eclosión del 95 % en textura areno-francosa (SN, 74 % arena; 20 % limo; 6 % arcilla). Se dispuso de una cámara incubadora con regulación de temperatura. Precauciones: el suelo se esterilizó en autoclave, y el agua, para humedecerlo, fue bidestilada. Los huevos fueron lavados en agua bidestilada. Todas estas precauciones fueron tomadas para evitar al máximo el contagio e infección con hongos.

Hylamorpha elegans

a) Rodríguez et al., 2004

Alimentación:

Larvas: Se usó raicillas de festuca (*Festuca arundinacea*) y ballica (*Lolium perenne*), desinfectadas superficialmente.

Condiciones ambientales: Temperatura ambiente, Fotoperiodo 12 :12 L:O.

Material inicial: Larvas de estado L3 colectadas en una pradera ubicada en Río Negro (40°47' lat. Sur; 73°13' long. Oeste), X Región, en octubre de 2000.

Espacio físico: En invernadero.

Larvas: Para efectuar una descontaminación de las larvas, se depositaron individualmente en placas plásticas (6 cm diámetro) que contenían suelo pasteurizado, y se mantuvieron sin alimento en cámara oscura a 20 °C, realizando un cambio diario del suelo durante 5 días previo a los ensayos. Luego se pusieron 10 larvas en macetas de 650 mL de capacidad, con suelo pasteurizado, y se agregó raicillas para su alimentación. Las macetas se cubrieron con tul blanco para atrapar los posibles adultos emergidos.

Hylamorpha elegans y *Phytoloema hermanni*

a) Millas y Carrillo, 2010

Alimentación:

Larvas: Se usó suelo (andisol, debido a su alto contenido de materia orgánica), eliminando la vegetación superficial y colectados de los 30 cm cercanos a la superficie.

Condiciones ambientales: Temperatura 14±1 °C; en completa oscuridad.

Material inicial: Se obtuvieron larvas desde una pastura, mezcla de gramíneas silvestres, en la Estación Experimental Santa Rosa (39°46' S, 73°14' O), en la Universidad Austral de Chile. Las larvas de *Phytoloema hermanni* se obtuvieron a fines de Abril, 2006, y las de *H. elegans* a mediados de Junio, 2006. Las larvas se obtuvieron de excavaciones realizadas con una pala. Para las dos especies se seleccionaron 200 larvas de tercer estadio (L3), las que se transfirieron individualmente a contenedores plásticos de 100 mL con 50 g de suelo de la serie Valdivia, con 57% de humedad (w/w). Se mantuvieron en oscuridad, a 14±1 °C por 10 días para aclimatación previo a su uso.

Espacio físico: En laboratorio, en refrigeradores compactos modificados.

Larvas: Individualmente en contenedores plásticos de 100 mL, con 50 g de suelo con 57 % de humedad (w/w). Los contenedores eran pesados regularmente para determinar la pérdida de agua, la que se agregó de ser necesario.

Phytoloema hermanni

a) Duran, 1954

Alimentación:

Larvas: Se usó trigo sembrado en terrarios.

Condiciones ambientales: Temperatura ambiente, Fotoperiodo 12:12 L:O.

Material inicial: Fueron colectas en el fundo Trianón, vecino a la ciudad de Temuco, y en los fundos cercanos a éste, también se colectó material en otras zonas de la provincia de Cautín. Para la colecta se hizo excavaciones de 50 x 50 cm y de una profundidad discrecional hasta retirar todo el material biológico que se encontró.

Espacio físico: En laboratorio.

Larvas: En terrarios de vidrio de 10 cm de diámetro y 10 cm de altura aproximadamente. El terrario se mantiene constantemente tapado y sembrado de trigo

Observaciones: La mortalidad fue elevada, pero se suplió con el ingreso constante de material biológico recolectado en terreno.

En un ensayo realizado con *Phytoloema hermanni* (Germ.) se constató que adultos sin alimento son capaces de realizar oviposición.

LEPIDÓPTERA

GELECHIIDAE: PHTHORIMAEA

Phthorimaea operculella (Zeller)

Figura 5. (A) Adulto de *P. operculella* (Altmann, 2008) y (B) larva y pupa de *P. operculella* (Shepard, 2008).

Phthorimaea operculella

a) Anfora et al., 2014

Alimentación:

Larvas: Se usó tubérculos de papa de variedades Spunta y Desiree.

Condiciones ambientales: Temperatura 26±2 °C; Humedad relativa 60±5 %; Fotoperiodo 16:8 L:O, con luz de 2000 lux de intensidad. Se suministró además aire en las cámara por medio de una unidad de flujo auto-proyectado de aire acondicionado equipado con papeles de filtro, filtros de carbón activado granular, un generador de flujo de aire laminar y humidificadores de membrana, capaz de modular la velocidad del viento y la humedad relativa. El sistema proporcionaba un cambio completo de aire en la cámara en 4 horas.

Material inicial: Colonia establecida en base a colecta en campos en Molise, centro de Italia.

Adultos: Se realizó un ensayo de oviposición, en jaulas cilíndricas de plástico (20 × 12 cm), con una abertura en uno de sus lados cubierta por una red de plástico (1 × 1 mm tamaño malla). Se dividió el cilindro en dos partes iguales con una estructura metálica de alambre con una malla de nylon negro (12 cm, con un tamaño de malla de 0,5 x 0,5 mm) como sustrato de oviposición. En un ensayo paralelo se usaban tubérculos para la oviposición.

Observaciones: Se realizó el ciclo completo de crianza sobre los tubérculos de papa de las variedades señaladas. No se presentó gran diferencia en la oviposición entre el uso del cilindro con la malla versus el cilindro con papa como medio de ovipostura. Cada seis meses se introdujo nuevos insectos a la crianza desde recolecciones realizadas.

b) Angeles y Alcázar, 1996

Alimentación:

Larvas: Se usó tubérculo de papa.

Material inicial: Larvas provenientes de crianza masiva, Perú.

Espacio físico: Se prepararon recipientes plásticos (20 x 30 x 9 cm) colocando en el fondo una capa de arena.

Adultos: Al emerger el 50 % de las polillas de las pupas, se ubicó un papel filtro sobre tela de organza para recuperar las posturas diarias.

Larvas: Sobre la arena en los recipientes, se ubicaron tubérculos de papa que son infestados con larvas recién emergidas.

Pupas: Luego de 25 -30 días se retiraron las pupas y se separaron en vasos de 500 mL, con cerca de 100 pupas por vaso, los que se cubrieron con tela de organza (malla 0,5 mm) sujetas con una banda de goma (Ej. Anexo Figura 2).

Observaciones: La metodología aplicada fue desarrollada por el Centro Internacional de la Papa (CIP).

c) Golizadeh y Zalucki, 2012

Alimentación:

Larvas: Se usó trozos de tubérculo de papa.

Adultos: Se usó solución al 10 % de miel en una mecha larga de algodón.

Condiciones ambientales: Temperatura 24 ± 1 °C; Humedad relativa 65 ± 5 %; Fotoperiodo 8:16 L:O.

Material inicial: Adultos colectados desde almacenes de papa infestados.

Espacio físico: El material inicial fue mantenido sobre tubérculos de papa en una jaula de 40 x 40 x 40 cm de plexiglás transparente, con la parte superior y los lados cubiertos con gasa fina, utilizando uno de los lados como entrada.

Adultos: Para obtención de huevos, se separaron 20-25 pares de polillas de ambos sexos recién emergidas y se depositaron en cilindros de plexiglás claro (1 L) cubierto con muselina y papel filtro dentro del cilindro como sitio de oviposición. Se agregó un trozo de papa para estimular oviposición. Las polillas oviponen rápidamente en la superficie inferior del papel filtro. Después de 10-12 horas se extrae el papel con los huevos.

Huevos: El papel con huevos se separó en trozos, con 40-50 huevos en cada trozo, y son puestos en placas Petri con arena, tapados con gasa de malla fina en las condiciones ambientales descritas.

Larvas: Mantenido como se describe para los huevos, con arena (como medio para las pupas) y trozos de papa para su alimentación.

Observaciones: Se incorporó dos veces nuevas polillas desde el almacén donde se colectaron en un comienzo. Se utilizó papa cv. Agria para alimentar las larvas e incentivar postura. De acuerdo los resultados, a una temperatura de 28 °C el ciclo se completó en 20 días aproximadamente.

d) Iannacone y Lamas, 2003

Alimentación:

Larvas: Se usó tubérculos de papa var. Huayro.

Adultos: Se usó solución de agua y miel en proporción 3:1.

Condiciones ambientales: Temperatura 24 ± 3 °C; Humedad relativa 65 %.

Material inicial: Se obtuvo de una crianza iniciada en 1999, procedente de los Laboratorios del CCB, Perú.

Espacio físico: Envases plásticos (20 x 30 x 9 cm) con capa de 1,5 cm de arena desinfectada en el fondo y tapados con una tela de organza.

Adultos: Se colocó externamente sobre cada tela de organza un trozo circular de papel kraft para que las hembras ovipositen.

Larvas: En cada recipiente se colocaron 1000 g de tubérculos y 1000 larvas neonatas de menos de 24 horas.

Pupas: Luego de 2 semanas se colectaron pupas y se lavaron con solución de hipoclorito de sodio (3 %) (Lejía Clorox®) para facilitar separación de las pupas del capullo de seda.

Posteriormente se pusieron aproximadamente 1000 pupas en envases de 0,5 L, tapados con organza (1000 m porosidad) hasta emergencia de adultos.

e) Rivera y Burrack, 2012

Alimentación:

Larvas: Se usó tubérculos de papa.

Condiciones ambientales: Temperatura 30 ± 2 °C; Humedad relativa de 60 ± 2 %.

Material inicial: La colonia fue establecida desde un cultivo comercial de tabaco en Carolina del Norte, Estados Unidos.

Observaciones: Colonia mantenida por varias generaciones (>62) sobre papa.

f) Rodríguez, 1999

Alimentación:

Larvas: Se usó tubérculos de papa.

Adultos: Se usó solución azucarada (50 %).

Condiciones ambientales: Temperatura y humedad relativa no controlada. Condiciones de crianza se mantuvieron asépticas.

Material inicial: Crianza masiva de larvas, en el Laboratorio de Entomología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Adultos: Adultos mantenidos individualmente en vasos (8 cm diámetro x 10 cm altura) con trozo de papel filtro untados en solución azucarada (50 %). Vasos tapados con un cedazo de tul blanco (1 mm diámetro) y asegurado una con banda elástica. Sobre el tul se dispuso un disco circular (8 cm diámetro) de papel filtro blanco, para recuperación de posturas.

Huevos: Los huevos fueron colectados diariamente y puestos en placas Petri con humedad adecuada y selladas con una banda elástica para evitar fuga de larvas emergidas.

Larvas: Los huevos se distribuyeron sobre tubérculos en cuatro jaulas de madera (40 x 20 x 20 cm) para crianza masiva, cubiertas por malla plástica de 2 mm de diámetro y con manga y puerta corrediza. Al interior de cada jaula en un recipiente de plástico (20 x 15 x 10 cm) con arena fina lavada y desinfectada (con agua hervida), se ubicó un tubérculo lavado con detergente y agua y desinfectados con solución White e hipoclorito de sodio (5 %). Los que estaban cortados fueron tratados con solución de Nipagin (5 %) antes y después de la cicatrización de la herida para evitar contaminación.

Pupas: Algunas pupas se encontraban dentro de los tubérculos o sobre la arena. Las que se encontraron en la arena se tamizaron (0,5 mm diámetro). Capullos se lavaron con hipoclorito de sodio al 5 % para separarlos de las pupas, enjuagadas inmediatamente con agua potable. Luego se sexaron y colocaron individualmente en placas Petri sobre papel secante con humedad adecuada hasta emergencia de adultos.

Observaciones: Por cada generación se usó en promedio 2 kg de tubérculos de cada variedad (Revolución, Mariva, Tomasa Tito Condemayta y Yungay), utilizando los más grandes para crianza masiva, y aquellos cercanos a 30 g para observaciones de la biología.

g) Vargas, 2003**Alimentación:**

Larvas: Se usó tubérculos de papa var. Tomasa Tito Condemayta.

Adultos: Se usó solución de azúcar y agua 10 %

Condiciones ambientales: Temperatura 25 °C.

Material inicial: Larvas provenientes de crianza masiva, en Perú.

Adultos: alimentados diariamente con solución de azúcar y agua, la cual se depositó con un gotero sobre la tela de organza.

Huevos: Para la obtención de huevos se usaron vasos plásticos (500 mL) con aprox. 100 pupas, cubiertos con tela de organza sujeta con una banda elástica. Posteriormente se colocó un disco de papel filtro y sobre el disco se ubicaron dos placas Petri para asegurar una mayor adherencia de huevos (Ej. Anexo Figura 3 (A)). El disco de papel filtro se cambió diariamente por 5 días para tener huevos de la misma edad.

Larvas: En recipientes plásticos (30 x 20 x 9 cm) con 1 cm de arena esterilizada y tubérculos de papa que son infestados con larvas neonatas y tapados. Después de 15 días se obtienen las pupas.

Pupas: Son tamizadas para separarlas de la arena. Se lavaron con solución de hipoclorito de sodio al 3 % por 3 minutos para disolver el capullo. Luego se colocaron en bandejas con toallas de papel para eliminar exceso de agua y dejarlas secar.

Observaciones: Un día antes de usar los tubérculos fueron cortados en rodajas (1 cm de espesor), sumergiéndolas en agua durante 30 minutos, luego se colocaron en bandejas plásticas con papel absorbente en un ambiente fresco. Las pupas se mantuvieron refrigeradas a 10 °C, hasta su utilización posterior.

LEPIDOPERA**NOCTUIDAE: AGROTIS***Agrotis spp.*

Figura 6. (A) Larva de gusano cortador (Oklahoma State University, 2011) y (B) Adulto de *Agrotis ipsilon* (Sutton, 2008)

Agrotis ipsilon

a) Gu et al., 2013

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta en base a germen de trigo, caseína y sacarosa.

Adultos: Se usó solución de miel al 20 %.

Condiciones ambientales: Temperatura 24±0,5 °C; Humedad relativa 75±5 %; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Espacio físico: En laboratorio.

Observaciones: Se integró nuevos individuos cada año colectados desde el campo para evitar el efecto de la endogamia (consanguinidad), lo que reduce la viabilidad de los individuos.

b) Harris et al., 1958

Alimentación:

Larvas: Estadíos tempranos se alimentaron con trébol y tabaco; para quinto y sexto estadío se utilizó dieta artificial (Beck et al., 1949). Se encontró información de una dieta similar (Beck, 1950) que se detalla a continuación: 125 mL de agua destilada; 3,350 g de Bacto-Agar; 2,7 g de celulosa (fibra); 5,475 g de glucosa; 5,475 g de caseína; 0,219 g de colesterol; 0,219 g de ácido linoleico; 0,437 g de sales de Wesson; 2,188 g de levadura de cerveza; 0,087 g de cloruro de colina; 1,75 g de extracto de hojas (reemplaza hojas de maíz liofilizadas usada en trabajos anteriores).

Adultos: Se usó solución al 10 % de dextrosa (glucosa).

Condiciones ambientales: Temperatura 26,5±1 °C para todo el ciclo, salvo algunos casos puntuales que son detallados.

Adultos: Las polillas que emergieron desde un stock de pupas fueron anestesiadas con dióxido de carbono y almacenadas en placas Petri a una temperatura de 1-2 °C y 70 % de humedad relativa, sin sufrir efectos aparentes sobre el vigor o la producción de huevos.

Se ubicaron grupos de 20 polillas en cajas de aproximadamente 30 x 30 cm por 40 cm de alto, con paneles de vidrio corredizos, para maduración y apareamiento (Anexo Figura 1 (A)). Tres lados de la caja fueron cubiertos (con una pantalla plástica de 10-20 cm, de modo que el panel de vidrio pudiera mantenerse abierto para la circulación del aire. Se les alimentó diariamente con la solución de dextrosa, empapando un algodón de uso dental, el que se suspendía en las cajas con una cuerda. Con el fin de proporcionar cobertura y mantener la humedad dentro de las cajas, hojas de toalla de papel doblada y humedecida eran puestas diariamente dentro de las cajas. Los adultos fueron mantenidos a 26,5±1 °C por 4 días, periodo en el cual ocurrió la preparación de las hembras y el apareamiento. Como el apareamiento ocurre en oscuridad, en las cajas se alternaron periodos de luz en el día y completa oscuridad en la noche.

Después de cuatro días, las polillas fueron transferidas a frascos de vidrio de aproximadamente 3,7 L (Anexo, Figura 1 (B)), con una capa de papel filtro humedecido en el fondo para mantener la humedad y como sitio de ovipostura se agregó toalla de papel humedecida. La alimentación en esta etapa consistió en dos a tres algodones empapados con la solución de azúcar y suspendidos en el frasco con cuerdas. De igual forma se usó la alternación de luz y oscuridad en los frascos para la postura de huevos, la cual comenzó 4-5 días después de ser transferidas las polillas. La postura ocurrió en las cuerdas, en los bordes de la toalla de papel y en perforaciones en la cubierta de papel del frasco. El peak de postura fue entre el sexto y octavo día y decayó durante los tres días siguientes. Luego las polillas fueron descartadas.

Huevos: Colectados diariamente, eran incubados en placas Petri de 9 cm de diámetro, por tres días a 26,5 °C. No se realizaron intentos para remover los huevos de las cuerdas o de las toallas de papel ya que alteraciones podrían provocar mortalidad.

Los huevos fueron transferidos a placas Petri de 14 cm de diámetro con papel filtro humedecido y mantenidos a 26,5 °C. Bajo dicha condición los huevos eclosionaron en 24 horas. Se les suministró trébol rojo para alimentación de las larvas que eclosionaban.

Larvas: Luego de tres días el contenido de las placas Petri fue transferido a una bandeja de vidrio Pírex de aproximadamente 30 x 20 cm con 5 cm de profundidad con una capa de 2,5 cm de arena ligeramente humedecida. Se le agregó trébol fresco y se tapó la bandeja con una placa de vidrio y fue puesta en una habitación de crianza a 26,5±1 °C. Dentro de los siguientes tres a cuatro días la mayoría de las larvas llegó al tercer estado larvario. Luego de siete días se remueven los tréboles de la bandeja y la arena es cernida y suficientemente humedecida para permitir a los insectos que excaven. Las larvas de tercer instar o menos fueron mantenidas en la bandeja y se les alimentó con trébol y tabaco. Al octavo a noveno día se obtenían larvas de cuarto estadio temprano. Las larvas desde cuarto estadio son criadas solamente en número de 50 por bandejas de vidrio Pyrex. Al comienzo del quinto estadio, para evitar el canibalismo excesivo, las larvas son puestas en recipientes individuales con una capa 4 cm de una mezcla 1:1:1 de arena, limo y vermiculita, mezclada con 5-7 % de humedad añadida (v/v). El quinto y sexto estadio fue alimentado con una dieta artificial (Beck et al., 1949).

Pupas: A una temperatura de 26,5 °C la duración del estado de pupa es de 14 días, este periodo puede ser reducido a 10-12 días aumentando la temperatura a 29,5 °C.

Observaciones: Ubicar más de 24 adultos por caja causa sobrepoblamiento, lo que restringe la postura de huevos. Para generar suficientes huevos como para producir 1000 larvas por semana fue necesario instalar una caja de 20 polillas cada segundo día.

Los huevos fueron almacenados a 1,5 °C y 70 % Humedad relativa hasta completar la cantidad necesaria para dar inicio al ensayo (pudiendo almacenarse hasta por 15 días, periodos mayores provocan mortalidad sobre los huevos y pérdida de vigor en las larvas que eclosionan).

La humedad en el caso de los últimos estadios larvarios debe ser controlada, ya que excesos producen malformaciones en los adultos debido a virus y bacterias, por otro lado baja humedad produce desecación de las pupas. El canibalismo, enfermedades y desecación causan una mortalidad del 40-50 %.

c) Hussein, 2013

Alimentación:

Adultos: Se usó solución de azúcar al 10 %.

Condiciones ambientales: Temperatura 26–28 °C; Humedad relativa 60±5 %. Para una crianza con características similares se estableció un Fotoperiodo de 12:12 L:O (Abd El-Aziz y Awad, 2010).

Espacio físico: En laboratorio.

Material inicial: Las especies fueron obtenidas de crianza en laboratorio sobre hojas de ricino (*Ricinus communis*).

Adultos: Cada pareja de adultos (macho y hembra) fue puesta en un envase cilíndrico de vidrio de 750 cm³ y se les suministró la solución azucarada.

Larvas: Las larvas (primer estadio) obtenidas del primer ciclo de crianza fueron mantenidas en grupos dentro de frascos de vidrio y provistas con hojas de ricino. Cuatrocientas larvas de segundo estadio (las objetivo de la investigación) fueron transferidas a frascos de vidrio de 500 cm³, al que se le agregó una delgada capa de serrín (aserrín) para absorber el exceso de humedad y se cubrieron con muselina fijada con una banda elástica. La crianza continuó así hasta el sexto estadio, donde se transfirieron a envases plásticos individuales de 10 cm³, con serrín humedecido para que puparan.

d) Manoel et al., 2007

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta artificial (adaptada de Greene et al., 1976), compuesta de 3400 mL de agua; 46 g de agar; 250 g de poroto blanco (judías blancas); 200 g de germen de trigo; 75 g de caseína; 125 g levadura de cerveza; 12 g de ácido ascórbico; 20 mL de mezcla vitamínica (Vanderzant); 250 g de tetraciclina; 12 mL de formaldehído (40 %); 10 mL de metil parahidroxibenzoato (nipagin); 6 g de ácido sórbico y 100 g de proteína de soya. La preparación fue realizada de acuerdo a Parra (2001).

Adultos: Se usó solución de 10 % de miel, empapada en un rollo de algodón de uso dental.

Condiciones ambientales: Temperatura 26±1 °C; Humedad relativa 70±10 %; Fotoperiodo 14:10 L:O.

Espacio físico: En laboratorio.

Material inicial: Las larvas de *A. ipsilon* se recogieron en campo en Santa Cruz do Sul.

Adultos: Puestos en parejas separadas, se colocaron en jaulas de plástico de PVC de 10 cm de diámetro y 20 cm altura recubierto con papel para impresión (hojas blancas), sobre una placa de Petri forrada con papel de filtro. Las jaulas de PVC se taparon con un tipo de tejido de tul que también se usó como sustrato de ovoposición. El tejido que contenía los huevos se cambió a diario para la recolección y recuento de los huevos.

Larvas: Puestas luego de la eclosión en tubos de vidrio de 2,5 cm de diámetro y 8,5 cm de altura, tapados con algodón hidrófobo y previamente esterilizado en una estufa a 180 °C, con 10 mL de la dieta artificial en su interior.

Observaciones: La dieta artificial fue adecuada para el mantenimiento de la crianza de *Agrotis ipsilon* en laboratorio.

e) **Levine et al., 1982**

Alimentación:

Larvas: Se usó para primer a tercer o cuarto estadio hojas de maíz; desde tercer o cuarto estadio en adelante una dieta “merídica” (Nielsen et al. 1980); se utilizó 3 mL de inhibidor de moho por lote de dieta en lugar de 4 % en peso, según lo especificado por Nielsen et al. (1980).

Adultos: con una solución al 10% de miel.

Condiciones ambientales: Temperatura 27 ± 1 °C; Humedad relativa 70 ± 5 %; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Espacio físico: En laboratorio.

Adultos: Diez polillas (1:1 relación macho-hembra) fueron puestas en bolsas plásticas de 31 x 15 x 61 cm (con pliegues de 8 cm), estas bolsas eran puestas sobre una estructura de alambre de 22 x 22 x 22 cm y cerradas con un lazo, para formar una caja. Se hicieron aproximadamente 20 pequeños orificios en cada bolsa para ventilación. En estas cajas se ubicó un recipiente plástico de 60 mL con un algodón empapado en la solución de miel y una hoja de toalla de papel, revisándolas tres veces a la semana en busca de huevos.

Huevos: Cuando se encontraron huevos en la toalla de papel, el trozo que los contenía era cortado y fue puestas en un recipiente plástico de 0,5 L, con tapa plástica a la que se le hicieron cinco orificios para ventilación, y fueron puestas en un refrigerador a 10 °C hasta que fueron utilizados (guardándose hasta por un mes sin perder viabilidad).

Larvas: Cuando se necesitaban larvas los envases con huevos eran pasados a la habitación de crianza. A las larvas se les dio como alimento muchas hojas de maíz (maíz en segunda a cuarta hoja) que se mantenía en invernadero. Se observaban los contenedores diariamente y se añadían hojas cuando las viejas estaban secas o habían sido consumidas. Cuando la mayor parte de los huevos eclosionaron (4-5 días), las larvas eran transferidas en gran cantidad a un contenedor plástico de 0,03 m³ cuyas tapas estaban equipadas con una sección de malla fina de 2 x 5 cm. En los primeros estados larvarios (1°-2°) la parte con la malla fue tapada con una placa Petri para mantener alta la humedad, pero al pasar al estadio tres en adelante, éstas fueron removidas. Hojas de maíz fresco eran agregadas a los contenedores y el material vegetal en descomposición era removido a medida que se necesitara.

Para mantener la colonia, 75 larvas de tercer y cuarto estadio fueron sacadas semanalmente del contenedor de cría común y criadas individualmente en recipientes plásticos de 35 mL tapados y con dieta “merídica”. El revestimiento de plástico en las tapas se orientó hacia el exterior para evitar que las larvas masticaran a través de esta barrera húmeda. La dieta se hizo en cantidad y se congeló hasta que se necesitó.

Pupas: Semanalmente pupas se eliminaron de la dieta en los recipientes, fueron lavadas con agua para eliminar residuos, y se colocaron masivamente en un vaso de plástico de 0,5 L forrado con una toalla de papel. Cinco agujeros con un alfiler se hicieron en las tapas de plástico de estos contenedores para proporcionar ventilación. Las pupas se almacenaron en un refrigerador a 10 °C hasta su utilización. Cuando se necesitaban adultos, los vasos plásticos que contenían a las pupas se trasladaban a la habitación de cría.

Observaciones: Con este procedimiento se necesitan menos de 7 horas por semana para criar cien o más larvas para estudios de control y biología. Además los requerimientos de

espacio también fueron mínimos. Bajo esta metodología se pudieron criar larvas de tercer a cuarto estadio sin canibalismo significativo o brotes de enfermedades. La crianza se renovó con adultos o larvas silvestres recolectados en campos al menos una vez al año.

f) Reese et al., 1972

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta compuesta por: 560 g de poroto pinto; 200 g de germen de trigo (Vanderzant-Adkinsson); 130 g de levadura Torula; 120 g de agar; 40 g de ácido ascórbico; 20 g de aceite de germen de trigo; 8 g de metil p-hidroxibenzoato; 8 g de mezcla de vitaminas (Vanderzant); 5 g CelluCotton; 4 g de ácido sórbico; 4 g de Cerophyl; 10 mL de formaldehído al 40 % y 3200 mL de agua destilada. **Preparación:** Los porotos pinto, levadura, germen de trigo, aceite de germen de trigo, metil p-hidroxibenzoato, ácido sórbico, mezcla vitamínica y 1500 mL de agua destilada se mezclaron (se usó mezcladora con bowl de acero inoxidable) y se dejó reposar por 30 minutos. El agar, CelluCotton, Cerophyl y 1700 mL de agua destilada, fueron puestos a baño María por 20 minutos hasta que tuviera consistencia firme, luego se agregó al bowl con los otros ingredientes y se mezcló. El formaldehído y el ácido ascórbico se agregaron después de que la mezcla se enfrió por 5 minutos, para evitar la evaporación y la oxidación respectivamente. Finalmente la mezcla se puso en 3 platos, de fondo plano de 28 cm de diámetro, hasta una altura de 2,5 cm. Los platos se cubrieron con toallas de papel, permitiendo que se enfriaran y se guardaron en un refrigerador.

Adultos: Se usó mezcla de 500 mL de agua destilada; 300 mL de cerveza; 200 mL de miel; 10 g de ácido ascórbico y 2 mL de clorhidrato de L-cisteína. Estos fueron puestos en recipientes plásticos de aproximadamente 30 mL, alimentados a través de una mecha de algodón.

Condiciones ambientales: Temperatura 20-25 °C; Humedad relativa 75-85 %; Fotoperiodo 12:12 L:O.

Observaciones: El tiempo promedio desde la eclosión a la formación de las pupas fue de 23,9 días, con una media de peso de pupas de 0,49 g. La tasa de sobrevivencia de larvas fue sobre el 80 %.

Agrotis segetum

a) Wennmann y Jehle, 2014

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta “merídica” basada en: sémola de maíz, germen de trigo y levadura de cerveza (Ivaldi-Sender, 1974). Según observaciones del autor, las larvas resultaron ser sensibles al exceso de humedad y a la dieta húmeda. Por lo anterior, se recomienda usar un volumen de sólo 66 % de agua en la preparación de la dieta. Después de ser puesta en

autoclave, la dieta fue depositada en cajas plásticas de almacenamiento y se mantuvo destapada durante la noche para su enfriamiento y evaporación.

Adultos: Se usó solución de miel al 20 %.

Condiciones ambientales: La incubación de huevos y pupas se realizó a 25 °C por varios días hasta que eclosionaron. Las larvas fueron mantenidas a una temperatura de 22 °C; Fotoperiodo de 16:8 L:O.

Espacio físico: En laboratorio con temperatura controlada e incubadora.

Material inicial: Proveniente de una crianza establecida hace 10 años en el Instituto para el Control Biológico en Darmstadt (Instituto Julius Kühn).

Adultos: Fueron mantenidos por dos semanas en grupos de cerca de 30 individuos en cilindros plásticos transparentes (20 cm de diámetro, 25 cm de alto), que tenían por dentro una superficie de toalla de papel (como superficie de oviposición).

Huevos: Se colectaban 3 veces por semana desde las toallas de papel, en los recipiente donde estaban los adultos, las que eran reemplazadas en dichos contenedores posteriormente.

Larvas: Aproximadamente cincuenta larvas neonatas fueron transferidas a cajas plásticas, que contenían una delgada capa de dieta. Fueron alimentadas con trozos de dieta hasta que alcanzaron el cuarto estado larval. Luego fueron transferidas a cajas que contenían 3 cm de vermiculita gruesa (<0,5 mm de tamaño de grano), como sustrato para que puparan. Adicionalmente se les entregó dieta poco antes de que comenzaran a pupar.

Pupas: Fueron colectadas e incubadas como se detalló anteriormente en la sección de Condiciones ambientales.

Observaciones: No se logró acceder al documento de origen de la dieta, a la cual sólo se hace referencia al autor, pero se agregaron los datos de dicho documento a la bibliografía.

A. ipsilon, Autographa gamma, Helicoverpa armígera, Peridroma saucia, Spodoptera littoralis y Trichoplusia ni

a) Amate et al., 2000

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta artificial modificada de la descrita por Cabello et al. (1984). La mezcla para un litro de ésta es la siguiente: 880 mL de agua; 20 g de agar; 50 g de harina de maíz; 50 g de germen de trigo; 50 g de levadura de cerveza; 4,5 g de ácido ascórbico; 1,8 g de ácido benzoico; 1,8 g de nipagina; 0,5 g de cloromicetina, y 12 mL de complejo vitamínico. Se encontró información de otro ensayo con la misma dieta, donde se agregan 8 g de celulosa a la mezcla, ésta fue usada para crianza de *A. segetum* y *A. ipsilon* (Cabello y Hernández, 1988).

Adultos: Se usó solución de agua-miel al 10 % (Simmons y Lynch, 1990; Teakle, 1991).

Condiciones ambientales: Temperatura 25±0,5 °C; Humedad relativa 80±10 %; Fotoperiodo 18:6 L:O.

Espacio físico: La crianza se realizó en laboratorio en una incubadora Memmert, ICP 600.

Material inicial: Se colectó en campo, en diferentes cultivos de hortalizas en invernadero de la provincia de Almería.

Adultos: Las cámaras de oviposición consistieron en un cilindro de papel filtro de 7 cm de altura, cerrado por ambos lados por placas Petri. En el interior se dispuso un pequeño recipiente con algodón hidrófilo empapado con la solución de dieta, la cual fue renovada diariamente.

Larvas: Las larvas neonatas se individualizaron en recipientes de plástico de 25 mL con tapón hermético, en el que se había realizado un orificio superior de aproximadamente 0,75 cm de diámetro y sellado con red metálica (malla 0,5 mm²). La alimentación fue a base de dieta artificial, que era renovada cada dos días.

Observaciones: Se evitó en lo posible la manipulación de las larvas en los primeros estadios para evitar daños o lesiones, sobre todo en las especies más sensibles como las pertenecientes a la subfamilia Plusiinae. Para *A. ípsilon* se demoró $3,83 \pm 0,17$ días aproximadamente en estado de huevo con una eclosión del $85,79 \pm 5,64$ %. Desde la eclosión al estado de pupa tardó $12,51 \pm 0,36$ días, pupando las hembras aproximadamente un día antes que los machos, los adultos presentaron una duración promedio de $18,91 \pm 3,2$ días, siendo los machos más longevos que las hembras aproximadamente por 10 días, el periodo total de oviposición (preoviposición, oviposición, postoviposición) fue aproximadamente de 13 días.

LEPIDOPTERA

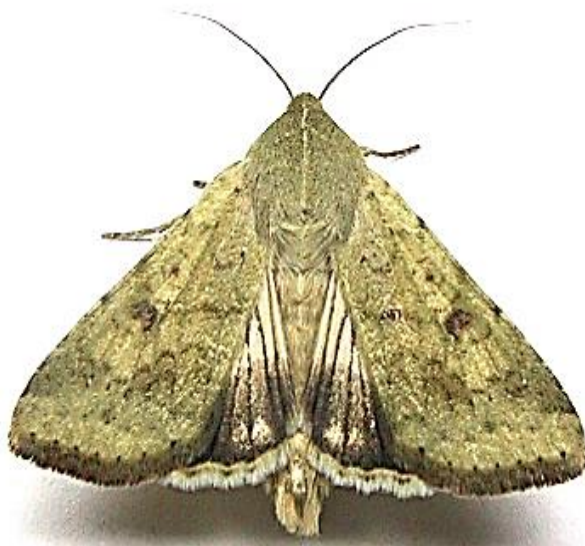
NOCTUIDAE: **HELCOVERPA***Helicoverpa zea* (Boddie).

Figura 7. (A) Adulto de *H. zea* (Line, 2002) y (B) Larva en maíz (Peruca, 2008).

Helicoverpa zea

a) Geraud et al., 1996

Alimentación:

Larvas: Se usó tres dietas (como parte del ensayo), una dieta artificial (DA) BIO-MIX No. H-89 (R), compuesta en g·L⁻¹ por 13,187 de agar; 783,331 de agua; 109,455 de frijol molido; 33,232 de levadura torula; 51,958 de germen de trigo molido; 3,429 de ácido ascórbico; 2,110 de benzoato de sodio; 1,055 de ácido sórbico y 2,242 de formaldehído. Además, dieta natural (DN) en base a hojas de tomate y otra de fruto. Los frutos utilizados fueron colectados desde cultivos tomate, sin aplicaciones de insecticidas químicos

Adultos: Se usó solución de miel al 10 %, en un pequeño recipiente cambiado diariamente.

Condiciones ambientales: Temperatura de 27,1±1,34 °C; Humedad relativa de 75,5±10,61 %; Fotoperiodo 10:14 L:O con luz artificial, sin excluir la luz natural.

Material inicial: Se colectaron larvas, perforando frutos de tomate, en campos de cultivo de la zona del río Limón al noroeste del estado Zulia, Venezuela. Las larvas, fueron colocadas en envases de plástico (11 x 13 cm de diámetro y altura, respectivamente), cerrados con tapa a presión, en cuyo centro había un agujero circular (5 cm de diámetro) cubierto de malla de nylon (12 hilos por cm). Dentro de cada envase, fue colocada una porción suficiente de dieta artificial sobre la cual las larvas completaron su desarrollo y así se obtuvieron los adultos para el inicio de la colonia.

Adultos: Para la obtención de huevos los adultos fueron puestos en parejas (15-30, según disponibilidad) y colocados dentro de jaulas de oviposición. La jaula consistía en un cilindro de malla de polietileno (malla 0,5 x 0,5 cm), de 15 x 30 cm (diámetro x altura), cerrada por su parte superior con una malla de trama más fina (2 x 2 cm), la cual tenía un agujero de 4 cm de diámetro en la parte central, para la introducción de los adultos. El cilindro era envuelto lateralmente con papel parafinado, como sustrato para la postura de huevos. El papel parafinado era cambiado por uno nuevo diariamente.

Huevos: El papel parafinado con los huevos era guardado dentro de una jaula entomológica con manga de tela (32 x 37 x 39 cm largo x ancho x alto, respectivamente) con tope de vidrio a bisel, la parte posterior aislada con tela de cierre de organza y manga de tela en el centro de la puerta frontal. Transcurrido un día de la postura, los huevos eran desinfectados sumergiéndolos, junto con el papel parafinado, en formaldehído al 10 %, dentro de una bandeja de hojalata (30 x 45 x 2 cm largo x ancho x alto, respectivamente), durante 45 minutos. Pasado ese tiempo, el formaldehído era escurrido y los huevos lavados con agua, escurriendo suavemente dentro de la bandeja, durante 1 hora. Posteriormente, la bandeja era nuevamente escurrida y el papel con huevos se dejaba secar al aire. Los huevos desinfectados eran guardados nuevamente dentro de jaulas entomológicas. Al momento de la eclosión de los huevos, las larvas neonatas eran utilizadas para los experimentos, y/o para mantener la colonia.

Observaciones: Se realizó un ensayo sobre diferentes sustratos (dieta artificial, hojas y frutos) y se evaluó la biología del insecto según el estado larval en que era transferido desde la dieta artificial a la natural, versus aquella que completaba su ciclo en DA (usada como

testigo). Los datos relevantes en cuanto a crianza fueron: larvas de L4 en fruto tuvo una duración del ciclo larval de $15,63 \pm 0,20$ días versus el con DA con $22,23 \pm 0,28$ días; el número de huevos para L4 en fruto fue de $508,296 \pm 296$ y para DA $195,294 \pm 70,92$; la tasa neta de reproducción para L4 en fruto fue de $79,9 \pm 9,68$ y para DA $44 \pm 30,7$, no hubo diferencia significativa para la tasa intrínseca de desarrollo poblacional, duración de pupa y longevidad de adultos.

b) Guevara, 2014

Alimentación:

Larvas: Se usó maíz y alfalfa.

Adultos: Se usó solución de miel al 10% v/v.

Condiciones ambientales: Temperatura 22 ± 7 °C; Humedad relativa 50 ± 10 %; Fotoperiodo 12:12 L:O.

Material inicial: 300 larvas de diferentes estadios larvarios en una parcela de maíz en el mes de junio.

Espacio físico: En laboratorio.

Larvas: Se usó estilos de maíz como alimentación durante el transporte de las larvas desde el campo al laboratorio en contenedores individuales plásticos pequeños. Posteriormente se alimentaron diariamente con granos frescos de maíz hasta la formación de pupa.

Pupas: Se pusieron en frascos con suelo solarizado, humedeciéndolo cada tres días hasta que emergieron los adultos.

Adultos: Se puso igual proporción de machos y hembras en frascos plásticos grandes con tapa con malla de ventilación y una mazorca con estilos frescos al descubierto y papel encerado para oviposición. La solución de miel se dispuso en un recipiente plástico pequeño que era renovado diariamente. Los frascos con adultos fueron expuestos a radiación solar a 22 ± 7 °C por 10 horas y en la noche en el laboratorio a 12 ± 3 °C. Las hembras ovipusieron sobre estilos, papel encerado o en la malla de ventilación.

Huevos: Los huevos obtenidos fueron puestos en frascos de vidrio y aproximadamente 5 días después, eclosionaron y se alimentaron con brotes frescos de alfalfa, hasta segundo estadio larvario. Luego se alimentaron con una dieta a base de granos.

Observaciones: Tercer estadio larval desde huevo se logró en 7 días.

c) Navarro y Doreste, 1982

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta artificial y una natural (como parte del ensayo). La dieta artificial fue una modificación de BIO-MIX No. H-89, que contiene: 250 g de poroto blanco (*Phaseolus vulgaris* L.); 60 g de levadura (*Candida utilis*); 150 g de germen de trigo; 6,5 g de ácido ascórbico; 2,5 g de ácido sórbico; 4 g de metil-p-hidroxibenzoato; 4,5 cm³ formaldehído 40 v/v; 30 g de agar y 1500 cm³ de agua. **Preparación:** los porotos fueron cocinados 2 horas en abundante agua, en una licuadora se colocaron 1000 cm³ del líquido aún caliente, conjuntamente con el resto de los ingredientes, excepto el agar, y se mezclaron durante 30

segundos; luego se añadieron los porotos y se licuaron durante 90 segundos. En recipientes aparte se calentaron 500 cm³ de agua destilada donde se fueron disolviendo lentamente 30 g de agar a medida que el agua se calentaba y se agitaba hasta disolución total. A continuación se añadieron estos ingredientes a la preparación de la licuadora y se unieron durante 60 segundos. La mezcla obtenida se vertió en una bandeja y se tapó herméticamente, refrigerándose hasta el momento de utilizarla, para evitar su desecación y contaminación. La dieta natural, estaba constituida por mazorcas de maíz tierno, libre de daños por insectos y lavado con una solución de NaClO al 10 %, para disminuir la contaminación fungosa y posteriormente lavadas con agua para eliminar el hipoclorito.

Adultos: Se usó solución de miel al 10 %.

Condiciones ambientales: Temperatura 24,8±1,2 °C; Humedad relativa 81±12 %.

Material inicial: Aproximadamente 100 larvas colectadas desde mazorcas de maíz dulce, provenientes de siembras comerciales de la localidad las Vueltas, Venezuela. Se criaron en el maíz dulce hasta alcanzar la fase adulta.

Adultos: Se ubicaron 4 parejas (hembra y macho) por frasco de vidrio (3,785 L), el que contenía papel toalla en su interior como superficie de oviposición.

Huevos: Eran colectados diariamente desde el papel toalla en los recipientes de adultos y puestos en incubación, para la obtención de larvas (material inicial para la investigación).

Larvas: El día de la eclosión las larvas fueron transferidas a envases plásticos (141 cm³) que contenían dieta. Las pupas que se formaban se extraían al tercer día.

Observaciones: Los individuos de distinto sexo alimentados bajo una misma dieta no presentaron diferencias significativas en el tiempo de desarrollo, no así individuos del mismo sexo bajo diferente dieta, donde el tiempo de desarrollo larval fue menor en dieta natural por menos de un día de diferencia y desarrollo de las pupas fue menor en dieta artificial con hasta dos días de diferencia. El porcentaje de huevos viables fue mayor en dieta natural (89 % DN vs 78 % DA), el porcentaje de sobrevivencia de larvas fue mayor en dieta artificial (93 % DA vs 83 % DN). El peso, largo y ancho de las pupas fue mayor en las criadas sobre dieta artificial. En cuanto a la longevidad de los adultos, solo se encontró que los machos en ambas dietas eran más longevos que las hembras. Por último, los resultados obtenidos según los investigadores permiten concluir que la dieta artificial puede sustituir satisfactoriamente, a la dieta natural probada para el mantenimiento de crías de *H. zea* en condiciones de laboratorio.

d) Rock y Hodgson, 1971

Alimentación:

Larvas Se usó dos dietas (como parte del ensayo). La primera dieta en base a aminoácidos: En g por cada 100 g de dieta, aminoácidos en forma L. 0,135 de arginina (“sin” base); 0,108 de histidina (“sin” base); 0,156 de isoleucina (“sin” allo); 0,243 de leucina (“sin” metionina); 0,186 de clorhidrato; 0,12 de metionina; 0,114 de fenilalanina; 0,126 de treonina; 0,135 de triptofano; 0,204 de valina; 0,246 alanina; 0,276 de ácido aspártico; 0,045 de cistina; 0,285 de ácido glutámico; 0,153 de prolina; 0,126 de serina (aminoácido); 0,09 de tirosina; 0,252 de glicina; 0,81 de caseína (sin vitamina); 3 de sacarosa; 1 de mezcla de sales de Wesson; 0,8 de aceite de cártamo; 0,2 de colesterol; 1 de mezcla de vitaminas

de Vanderzant; 0,5 de ácido ascórbico; 5 de celulosa; 3 de agar; 1,2 mL de agentes antimicrobianos (20 g de ácido sórbico y 15 g de metil p-hidroxibenzoato disueltos en 170 mL de etanol) y 100 g de agua.

La otra dieta en base a caseína-germen de trigo: 3 g de caseína (libre de vitaminas); 4 g de germen de trigo; 0,5 g de sacarosa; 1 g de mezcla de sales Wesson; 1 g de celulosa en polvo (Alphacel); 0,5g de mezcla de vitaminas Vanderzant; 3 g de agar y 50 g de agua destilada; con un total de 63 g.

Condiciones ambientales: Temperatura 27 °C; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Observaciones: En el tratamiento con dieta de aminoácidos, el 80 % de las larvas puparon y se obtuvo un 62,5 % de adulto; se tardó 22,2 días para los machos convertirse en pupas y a las hembras 22,8 días, el peso de machos y hembras fue 442 mg y 462,5 mg respectivamente. En el tratamiento con la dieta en base a caseína-germen de trigo, el 81,5 % puparon y 61,7 % se convirtieron en adultos, tardó 20,8 y 20,7 días para que los machos y las hembras respectivamente se convirtieran en pupas, el peso de las pupas de machos fue 391,4 mg y las de hembras 406,7 mg. Una gran cantidad de adultos criados en la dieta de aminoácidos mostró deformaciones en alas y cuerpo.

Helicoverpa zea y Spodoptera frugiperda

a) Navarro, 1987

Alimentación:

Larvas: Se usaron tres dietas (como parte del ensayo), una natural (DN) a base de maíz tierno y otras dos artificiales para *Spodoptera frugiperda*: DA2, dieta modificada de Bowling (1967) y DA3, dieta BIO-MIX No. H-89 (R) (BIO SERV., INC 1976), modificada.

Adultos: Se usó solución de miel al 10 %, en un pequeño recipiente colocado en el fondo de los frascos, entregada diariamente.

Condiciones ambientales: Se realizaron ensayos bajo dos condiciones, primera crianza con Temperatura 24,8±5,5 °C y Humedad relativa 70±22 %; Segunda crianza con una Temperatura 24,8±1,2 °C y Humedad relativa 81±14 %.

Adultos: Los adultos se colocaron por parejas en frascos de apareamiento, los cuales se taparon con papel toalla fijados con dos bandas de goma; en el interior del frasco se colocaba la mitad de un papel toalla arrugado por el hábito de la hembra de oviponer sobre los dobleces.

Observaciones: Se realizaron dos crianzas separadas en tiempo, en la primera cría solamente se trabajó con la DA2 y sólo se observó la emergencia. En la segunda cría se compararon las dietas DA3 y DN. Se observó diferencias significativas entre el periodo de preoviposición que fue menor en las hembras de larvas alimentadas en DA3 vs DN (más de 1 día de diferencia) y el periodo de oviposición fue significativamente mayor en aquellas en DA3 (con hasta dos días de diferencia). Además los valores de fecundidad y viabilidad de huevos resulto significativamente mayor en aquellas provenientes de larvas en DA3.

LEPIDOPTERA

PYRALIDAE: ELASMOPALPUS

Elasmopalpus angustellus (Blanchard)

Figura 8. (A) Adulto de *Elasmopalpus* sp. (Patterson, 2003) y (B) daño en maíz (Bayer Cropsience, 2012).

Elasmopalpus lignosellus

a) Meneguim et al., 1997

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta modificada (Parra, 1979). Además se probaron dietas modificadas, una en base a la descrita por Chalfant (1975) que consiste en: 1,5 mL de ácido linoleico; 375 mL de agua destilada; 0,7 mL de solución vitamínica (Parra, 1979); 2 g de ácido ascórbico; 0,6 g de ácido sórbico; 7 g de agar; 0,022 de aureomicina; 60 g de poroto bayo; 29,5 g de germen de trigo (*Triticum aestivum*); 19 g de levadura cervecera y 1,1 g de nipagin. La otra dieta en base a Mihsfeldt (1985) que consiste en: 400 mL de agua destilada; 2 g de ácido ascórbico; 0,5 g de ácido benzoico; 10 g de agar; 56 g de harina de maíz "Opaco"; 14 g de germen de trigo (*Triticum aestivum*); 15 g de levadura cervecera y 0,4 g de nipagin.

Adultos: Se usó solución acuosa de miel al 10 %.

Condiciones ambientales: Temperatura 30±0,5 °C; Humedad relativa 60±10 %; Fotoperiodo 14:10 L:O.

Espacio físico: En laboratorio con cámara climatizada.

Adultos: Se ubicaron 2 hembras y 2 machos por jaula cilíndrica de PVC (10 x 20 cm) alimentadas con la solución acuosa. Las jaulas se sellaron en la abertura superior e inferior con placas Petri (15 cm diámetro) y la base revestida con papel filtro. Como sustrato para la oviposición, las jaulas estaban cubiertas por dentro con toallas de papel blancas.

Larvas: Depositadas y criadas en tubos de vidrio (2,5 x 8,5 cm) sellado con algodón impermeable. Se agregó dieta preparada de acuerdo a Parra (1979), y una capa de vermiculita, previamente esterilizada en autoclave (120 °C a 1 atm por 20 minutos), sirviendo de refugio para el insecto.

Observaciones: Se probaron 6 dietas, cuatro basadas en Chalfant (1975) y dos en Mihsfeldt (1985). En la dieta modificada de Chalfant (1975) (dieta C) fue sustituido el ácido linoleico (1,5 mL) con aceites vegetales, de lino (*Linum usitatissimum*), colza (*Brassica campestris*) y girasol (*Helianthus annuus*), que contienen diferentes proporciones de ácidos grasos saturados y poliinsaturados, en una cantidad de 2 mL. En la dieta modificada de Mihsfeldt (1985) (dieta M) se añadieron 2 mL de aceite de colza y girasol.

Los insectos fueron criados durante cinco generaciones sucesivas, las evaluaciones biológicas realizadas en los dos primeras con la dieta C (segunda generación se incrementó en un 50 % la concentración de aceites en la dieta), y más tarde en la quinta generación, para comprobar la calidad del insecto y el largo de las generaciones. En esta quinta generación, se comparó el desarrollo de insectos en las dietas C y M, eliminando aceite de linaza, y manteniendo la concentración de los ácidos grasos de la primera generación. Para evaluar el desarrollo biológico se utilizó hasta 40 tubos/tratamiento en la primera generación, segunda generación 120 (5 larvas/tubo) y hasta 240 en 5° generación (2 orugas por tubo). La reproducción se evaluó utilizando como máximo 10, 11 y 21 jaulas por tratamiento en la primera, segunda y tercera generación, respectivamente.

La dieta con harina de maíz “Opaco” (*Zea mays*), levadura y germen de trigo (*T. aestivum*), incluyendo los aceites de colza (*B. campestris*) o de girasol (*H. annuus*), como fuente de ácidos grasos, pudo ser usada para reemplazar la dieta estándar, que contiene ácidos linolénico o linoleico.

b) Rázuri, 1974

Alimentación:

Larvas: Se usó hojas de maíz recién germinado.

Adultos: Se usó solución acuosa de miel de abeja colocada en una cinta de papel corrugado.

Condiciones ambientales: Temperatura 27 ± 1 °C y 18 ± 1 °C; Humedad relativa >60-70 %. Las condiciones de temperatura se obtuvieron con el uso de estufa, refrigerador y termostatos, siendo controlados en forma constante con termohidrógrafos.

Material inicial: Se realizó un estudio biológico el cual se inició en base a posturas de una misma hembra, las cuales se mantenían aisladas. Los huevos fueron observados diariamente para determinar el momento de eclosión, para la utilización de las larvas.

Espacio físico: En laboratorio e Invernadero.

En Laboratorio: Estudio de la biología.

Adultos: Los adultos recién emergidos se aparearon y se pusieron en frascos de ovoposición de 4 L aproximadamente, tapado con una tela de malla fina para la aireación y evitar que las polillas escapen, además de la inclusión de algodón humedecido para la mantención de humedad, fueron alimentados con la solución acuosa. Se revisó diariamente en busca de huevos, las paredes del recipiente, tela, algodón y la cinta de papel corrugado.

Larvas: Luego de obtenidas las larvas, se depositaron individualmente en placas Petri que contenían hojas de maíz recién germinado. Diariamente se les realizaban mediciones y luego eran depositados en nuevas placas provistas de alimento. Una vez alcanzado su máximo desarrollo las larvas fueron puestas en un frasco de aproximadamente 4 L de capacidad que contenía una capa de arena ligeramente humedecida

Pupas: Las pupas fueron puestas de forma individual luego de realizar observaciones para determinar la fecha de formación de la pupa mediante la apertura cuidadosa de las cápsulas pupales ya formadas.

En Laboratorio, Invernadero y Condición de campo: Determinación de la ovoposición (Adultos) y Determinación del comportamiento (Larvas).

Adultos: Se sembró maíz en bandejas. Una vez germinadas las plántulas se cubrieron con jaulas de malla y vidrio, para luego realizar liberaciones de adultos recién emergidos.

Larvas: Se depositaron larvas de primer, tercer y quinto estadio en bandejas escalonadas previamente, sembradas con maíz (las plantas se separaron en 3 grupos según su estado fisiológico).

Observaciones: La oviposición en el campo se realizó en la base del tallo de las plantillas, alrededor del cuello, cerca de la superficie del suelo. A 27 °C la hembra puso 127,8 huevos y a 18 °C, sólo 33. Se observaron estadios supernumerarios en condiciones de baja temperatura.

c) Sandhu et al., 2013

Alimentación:

Larvas: Se usó caña de azúcar. Sandhu et al. (2010) describe una dieta artificial para larvas en base a germen de trigo y harina de soya, dicha dieta consistía en $144 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de mezcla seca y $19 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de agar.

Adultos: Se usó solución de miel al 10 %.

Condiciones ambientales: Ensayo bajo diferentes Temperaturas 13, 15, 18, 21, 24, 27, 30, 33 y $36 \text{ }^{\circ}\text{C}$ ($\pm 0,05 \text{ }^{\circ}\text{C}$); Humedad relativa 65–70 %; Fotoperiodo 14:10 L:O. La Humedad relativa se mantuvo ubicando un recipiente con agua dentro de las cámaras de crianza.

Material inicial: Se obtuvieron adultos desde larvas criadas sobre caña de azúcar (Sandhu et al. 2010).

Espacio físico: En cámaras con temperatura controlada (hechas a medida).

Adultos: 10 machos y 10 hembras recién emergidas (<12 horas de edad) fueron puestas en jaulas de oviposición ($17 \times 17 \times 17 \text{ cm}$) para facilitar el apareamiento. Se les proporcionó la solución de miel (ad libitum), porque la caña de azúcar no produce una fuente de alimento para los adultos. Después de 24 horas, se tomaron parejas y fueron puestas individualmente en cilindros transparentes de plástico (un par por cilindro) (11 cm de largo y 5 cm de diámetro (Thornton Plastic Co.)); forrados con tela de jersey sintético tubular (Independent Medical Co-Op) como sustrato de oviposición, prefiriéndolo por sobre paños multiusos (“Handy wipes”, Chlorox) ya que las hembras prefieren sustratos ásperos y secos para la oviposición. El jersey fue reemplazado diariamente en la época de posturas para la obtención de huevos.

Huevos: Los huevos de las posturas en el jersey eran puestos en bolsas plásticas con cierre hermético hasta la eclosión (Sandhu et al., 2010) en las mismas condiciones ambientales que los adultos.

Larvas: Sandhu et al. (2010) describió dos metodologías para la crianza de larvas, la primera en base a brotes de caña de azúcar, de la siguiente forma: los brotes de caña de azúcar (en Observaciones se describe la metodología empleada para la obtención de los brotes de caña de azúcar) se colocaron horizontalmente en recipientes de plástico ($30 \times 15 \times 10 \text{ cm}$) cubiertos con una red (malla 30) en la parte superior para la ventilación. Además, se agregó una capa delgada de vermiculita cubriendo la base de cada brote, agregando cinco brotes por contenedor. Los brotes eran reemplazados de forma que siempre existiera material fresco para la alimentación de las larvas. Las condiciones ambientales fueron las mismas que para los adultos.

La otra forma, según Sandhu et al. (2010) es la siguiente: cuatro larvas (recién emergidas) por celda eran transferidas a bandejas de 32 celdas ($43,75 \times 20,62 \times 2,5 \text{ cm}$, Bio-Serv), que contenían dieta artificial en base a germen de trigo y harina de soja (dieta de propósito general para Lepidoptera; Bio-Serv, Frenchtown, NJ), cubierta con una delgada capa de vermiculita fina (no.4; Thermo-o-rock East, New Eagle, PA). Se mantuvieron bajo las mismas condiciones ambientales que los adultos. Las larvas completaron su desarrollo hasta la formación de pupas en las bandejas. Los adultos obtenidos desde las pupas eran transferidos a las jaulas de oviposición.

Observaciones: Ensayo a 9 diferentes temperaturas constantes para determinar los periodos de pre-oviposición, oviposición y pos-oviposición y fecundidad en cada una de ellas. Se

realizó por tres generaciones a cada temperatura. Temperaturas alrededor de 27 a 30 °C son las más favorables para el crecimiento de la población de *E. lignosellus*.

Los períodos de pre- oviposición y pos-oviposición, disminuyeron con el aumento de la temperatura, alcanzando los mínimos a 33°C y 36°C. El período de oviposición más largo fue a 27 °C. El promedio de la fecundidad, la tasa intrínseca de crecimiento y la tasa finita de crecimiento fueron mayores a 30 °C y disminuyeron con el aumento o disminución de la temperatura. La tasa neta de reproducción fue mayor a 27 °C. El tiempo de generación y de duplicación de la población fueron más cortos a los 33 °C y 30 °C, respectivamente.

Los huevos viables eran observados fácilmente contra el fondo blanco de la tela de jersey debido a su coloración anaranjada.

A continuación se describe el manejo de la caña de azúcar: se cosecharon tallos maduros de la caña de azúcar variedad CP 78 -1628 en noviembre de 2006 y 2007 para obtener yemas viables. Los tallos se cortaron en trozos de 10 cm de largo y se plantaron en bandejas de plástico (50 x 36 x 9,5 cm) con mezcla de suelo para germinar y producir brotes. Las plantas se mantuvieron en un invernadero, fertilizados y regados según fuese necesario. Para estudiar el desarrollo larval en la caña de azúcar, brotes jóvenes de caña de azúcar (en estado de cuatro a cinco hojas) fueron desarraigados de las bandejas en el invernadero dejando una pequeña parte del trozo de tallo que permaneciera unida con los brotes y raíces. Las bases de los brotes se envolvieron con una toalla de papel humedecido para promover enraizamiento continuo y para mantener la viabilidad de las plántulas.

d) Stone, 1968

Alimentación:

Larvas: Se usó dieta modificada para *Heliothis* sp. de Berger (1963) a la cual se agregó plántulas de maíz maceradas cada tres generaciones para eliminar malformaciones en las pupas. La dieta estaba compuesta por: 190 mL de agua destilada; 4,3 mL de KOH (22,5 %), 40 g de Caseína (vitamina libre); 8,5 g de sales de Wesson; 22,7 g de Sacarosa; 3,1 mL de Formaldehído (10 %); 12,5 mL de Mezcla (7 g de metil p-hidroxibenzoato y 7 g ácido sórbico en 50 mL alcohol etílico (95 %)); 25,6 g de Germen de trigo; 4,3 g de Alphacel (Hidrolizado de celulosa en polvo); 21,3 g de Agar (disuelto en 515 mL de agua); 8,5 g de Mezcla vitamínica fortificada (Nutritional Biochemicals Corporation, Cleveland, Ohio), 13,6 g de ácido ascórbico; 118 mg de sulfato de estreptomina (700 microgramos/mL).

Preparación: se realizó en una mezcladora, con todos los ingredientes a baja velocidad, los ingredientes se agregaron sin pausa para evitar una excesiva viscosidad. Mientras el agar se enfriaba cerca de los 41 °C después de sacarlo de la autoclave (3 min, enfriándolo con agua de la llave corriendo sobre el contenedor del agar), se seguía mezclando el resto de los ingredientes. El agar se agregó a la mezcla con la mezcladora a alta velocidad. El tiempo de mezcla total tomó 6-8 minutos. Se preparaba un día antes y se mantenía refrigerado. Se eliminó cualquier rastro de humedad del contenedor al sacarlo del refrigerador.

Adultos: Se usó solución de sacarosa al 2 % sobre un plato de 4 cm de diámetro, ubicado en una esquina, mantenido en su lugar con cinta adhesiva, se alimentó de esta forma por cerca de 12 días. Se debe evitar que la solución azucarada caiga o cubra las pupas ya que los

adultos podrían no emerger correctamente. La solución se administró mediante el uso de una pipeta por una de las esquinas del contenedor.

Condiciones ambientales: Temperatura 47 ± 1 °C; Humedad relativa 30-50 %; Fotoperiodo 13:11 L:O desde las 7 AM Luz.

Material inicial: Polillas colectadas en trampas de luz cerca de Gainesville, Florida, Estados Unidos. Se mantuvo la colonia por 7 meses antes de iniciar el experimento.

Espacio físico: Habitación con temperatura controlada.

Adultos: Diez pupas machos y diez pupas hembras fueron ubicadas en contenedores plásticos transparentes de 10 x 10 x 7,5 cm (Anexo, Figura 5). Una red (malla 14 x 18 cada 2,54 cm) galvanizado, fue engrapado a un marco de madera y colocado a modo de tapa sobre la abertura de la caja. Sobre la red (por fuera) se ubicaba diariamente una hoja como sustrato de ovipostura. El proceso continuó hasta 9 días después de que hubieran emergido 7 adultos de cada sexo.

Huevos: Se colectaban desde el papel, los huevos eran puestos a través de la red sobre éste. Los huevos fértiles cambian su coloración de crema a rojo, mientras que los infértiles permanecen con la coloración crema o cambian a rojo en sólo un extremo. Los papeles con menos de 30 huevos o con más de 10 % de estériles se descartaban.

Larvas: Criadas en frascos individuales.

Observaciones: La colonia se mantuvo por 27 meses luego del experimento con 32 generaciones aproximadamente.

Para mantener la variabilidad genética se siguió el sistema siguiente (cabe destacar que en el experimento las hojas de papel que se ubicaban en las cajas de adultos eran numeradas según la respectiva caja): dieciséis hojas de papel fueron seleccionadas de las que contenían huevos sobrantes y se dividieron en 4 grupos de 4 cada uno, las hojas con numeración menor iban al primer grupo y así sucesivamente. Luego, 25 huevos fértiles son cortados desde cada hoja y puestos por grupo en una caja de cría transparente de 12,25 x 17,25 x 6 cm (Anexo, Figura 5), la que fue llenada a aproximadamente 12 mm de profundidad con dieta modificada de Berger (1963). Cerca de 250 mL de arena blanca esterilizada y cernida fue puesta longitudinalmente en cada caja y se niveló dejando la dieta libre de arena a lo largo de los lados de la caja. Los papeles (100 huevos) de cada grupo fueron puestos sobre la arena. Luego se ubicó una toalla de papel esterilizado en el borde de la caja y se tapó firmemente con una tapa modificada cuyo centro se cortó y reemplazó con una red de igual característica que la usada en las cajas de los adultos (Anexo, Figura 5). La toalla reducía la evaporación y la malla evitaba que las larvas escaparan. Para evitar mayor evaporación se usó algodón esterilizado de 1,3 cm de espesor puesto sobre la malla de la tapa y mantenido con una banda elástica. Luego de 21 días la caja era abierta y se removía el algodón, la toalla de papel y la dieta. Se tomó la tapa y se usó como tamiz para separar la arena de los capullos. Los capullos fueron tomados con la mano y puestos en un pequeño tamiz, el cual se sumergió en una solución diluida de Clorox® (1 parte de clorox por 1 de agua) por 45-60 segundos y agitado para disolver la seda y liberar a las pupas. Después se enjuagan las pupas en agua, se sumergen por 15-30 segundos en alcohol isopropílico (60 %), donde la pupa se hunde y la exuvia de la larva flota, separándose de esta manera. Luego las pupas se sacan y dejan secar sobre papel toalla, se sexan y se ponen en una caja de cópula-oviposición (caja de Adultos) en un número no mayor a 5 individuos y no más de 3 del mismo sexo desde la misma crianza. Se prepararon 4 cajas diarias por 5 días a la semana, se

numeraron y se pusieron en la habitación de cría. Las hembras comenzaban la oviposición la segunda noche después de emerger. Durante los 9 días que se mantuvo la caja, el 80 % de los huevos que se pusieron fueron depositados en las hojas. La producción diaria de huevos de la colonia llegó a 5000. El tiempo desde la postura del huevo a la emergencia del adulto fue de 24-28 días. Las larvas consumen 1/10 de la dieta. La producción de pupas de la primera generación fue baja pero luego de unas pocas generaciones se obtuvo 60-80 pupas por caja.

II) MOLLUSCA

GASTROPODA: PULMONATA

Babosas



Figura 9. (A) Adulto de babosa (Fernández, 2004 a) y (B) Adulto y huevos (Fernández, 2004 b).

ARIONIDAE

Arion ater

a) Wright, 1973

Alimentación: Se usó zanahorias (*Daucus carota*) en rodajas y repollo (*Brassica oleracea* var. Capitata) con un pequeño suplemento a base de alginato preparado de acuerdo con Standen (1951). Este suplemento contenía leche en polvo, harina integral y polvo vegetal seco (zanahoria, repollo o arveja). Esta alimentación duró 30 días luego de ocurrida la eclosión. Posteriormente se evaluaron dietas donde la siguiente logró un mejor resultado general de crianza (ver “Observaciones”), y estaba compuesta por: 6 g de almidón (solubles); 2 g caseína (grasa y vitamina libre); 0,5 g de sacarosa; 0,5 g de mezcla de sales minerales; 0,25 g de ácido ascórbico; 0,01 g de aureomicina; 1 cm³ de aceite de oliva; 0,5 cm³ (10 % w/v) de cloruro de colina; 0,5 cm³ (20 % w/v) de hidróxido de potasio; 0,5 cm³ de mezcla de vitaminas; 1,5 g de agar (Oxoid, N° 3) y 100 cm³ de agua. **Preparación:** se mezcló 10 cm³ de agua con el almidón para producir una suave pasta y se le agregó 40 cm³ de agua hervida para disolverla. El hidróxido de potasio y caseína se añadieron y se mezcló con un mezclador modelo Silverson Laboratory. La sacarosa, sal, ácido ascórbico, el aceite de oliva y aureomicina se añadieron a la vez. El agua restante se llevó a ebullición para disolver el agar, que al enfriar a 70 °C, era añadido a la mezcla. Se añadieron Colina y vitaminas del grupo B a la dieta mezclando a fondo antes de verter en una bandeja quirúrgica (20 x 15 cm) para dar término a la preparación.

Condiciones ambientales: Temperatura de 20±2 °C en los terrarios en laboratorio; Humedad relativa >90 % en los acuarios y más de 95% en las cajas plásticas.

Material inicial: Se colectaron huevos desde el campo experimental de la Universidad de Bradford, los que fueron eclosionados en laboratorio.

Juveniles: Una vez eclosionados los huevos se colocaron en recipientes plásticos de comida (10 x 10 x 7 cm) con papel filtro húmedo en el fondo. Pasados 30 días desde el comienzo de las eclosiones, las babosas fueron divididas en rangos de peso (50-60 mg, 60-70 mg, etc.) y luego separadas en 4 grupos (17 especímenes cada grupo y uno con 16) de forma aleatoria, de modo que cada grupo contenía especímenes de distinto peso. Éstas fueron puestas en cajas de plástico (10 x 10 x 7 cm y luego 11 x 22 x 7,5 cm), con un vaso de precipitado de 10 cm³ lleno de agua y tapado con algodón (suministrando agua libre y el algodón nunca fue consumido). Las cajas fueron puestas luego en un acuario con una capa de agua en el fondo para mantener la humedad. Además en cada caja plástica fue puesto un plato de porcelana superficialmente (4 cm diámetro) para depositar la dieta y evitar contaminación por acumulación de humedad en la base de la caja.

Observaciones: Individuos que eclosionaban al quinto día (desde el inicio de las eclosiones) eran eliminados debido a que eran menos viables (Ridgway, 1971).

La dieta empleada era similar a la utilizada para mantener las babosas en condiciones de laboratorio (Stephenson, 1962).

Se obtuvieron 6 huevos de una partida inicial de 17 individuos y 2 huevos de los 6 eclosionados. El crecimiento de los juveniles fue muy lento, incluso sobre la dieta sintética. La dieta utilizada promovía un aumento en la velocidad de crecimiento y desarrollo pero no mejoraba la fertilidad, se mencionó que posiblemente las condiciones de laboratorio no permitían una mayor fertilidad, no se determinó si por nutrición u otro factor. Por otro lado se estableció que varios parámetros de la dieta estaban incompletos y que se requería mayor desarrollo y experimentación con ésta. Como resultado se obtuvo que luego de 42 semanas sobre la dieta, se logró una media de peso de 27,3 g (13,8–52,8 g entre 6 especímenes).

STYLOMMATOPHORA

Deroceras laeve

a) Faberi et al., 2006

Alimentación: Se usó comida seca para conejos.

Condiciones ambientales: Semana inicial Temperatura 20 ± 1 °C; Fotoperiodo 12:12 L:O en cámaras de crianza en cajas plásticas. Luego, un grupo elegido al azar de 20 individuos fue puesto a Temperatura 12 °C; Fotoperiodo de 8:16 L:O, el otro grupo se mantuvo bajo las condiciones mencionadas anteriormente.

Espacio físico: Fueron puestos inicialmente en cajas plásticas (5819 cm^3), con suelo humedecido y con agujeros en la tapa (para permitir la circulación del aire y asegurar la humedad ambiental).

Material inicial: Se colectaron 70 especímenes desde un cultivo de girasoles (*Helianthus annuus* L.) en Balcarce, sudeste de la provincia de Buenos Aires.

Huevos: Para la producción de huevos, las babosas fueron puestas en cajas plásticas individuales (385 cm^3). Los huevos encontrados se removían, contaban y eran puestos en cajas individuales de las mismas medidas, con papel filtro humedecido. Luego fueron puestas en la cámara de crianza de sus padres y se examinaban diariamente hasta la eclosión. Se obtuvo un total de 387 huevos de tres cohortes a 20 °C y 259 huevos de cuatro cohortes a 12 °C, como material de partida para el desarrollo experimental.

Observaciones: Se confirmó que la especie estudiada produce huevos fértiles en condiciones de aislamiento. A 20°C la fertilidad fue baja (66,4 %) mostrando discrepancias con información de otras especies como *D. reticulatum* (84,4 %). Sin embargo, a 12 °C la fertilidad es similar en ambas especies (89,2 % para *D. laeve* y 91,1 % para *D. reticulatum*). La longevidad disminuye con el aumento de la temperatura de 54,4 semanas con 12 °C a 21,9 semanas con 20 °C.

Antes de que las babosas murieran sus cuerpos comenzaban a transformarse, volviéndose duros y oscuros, proceso que continuaba luego de muertos. Por otro lado los individuos sólo se reproducen una vez durante su ciclo de vida, ya sea en otoño o en primavera, esto debido a las condiciones climáticas características de Sudamérica.

Deroceras reticulatum

a) Saiful, 2007

Alimentación: Se usó solo lechuga durante las 6 semanas iniciales, hasta el inicio de las pruebas. Se evaluaron 7 dietas que consistían en sólo repollo, sólo lechuga y sólo papa; dietas dobles de repollo con lechuga, repollo con papa y otra de lechuga con papa: por último una múltiple de repollo, lechuga y papa.

Condiciones ambientales: Inicialmente fueron mantenidas en una incubadora a una temperatura de 22 ± 1 °C.

Material inicial: Las babosas fueron colectadas desde la Estación Experimental de Campo de la Universidad de Kentucky, durante Octubre-Noviembre (otoño) del 2004. Los especímenes eran de una edad, tamaño y peso similar.

Observaciones: Las dietas se evaluaron para determinar efectos en la reproducción de las babosas. Se encontró que en dieta múltiple el tiempo de eclosión fue mayor con respecto a las otras (aprox.1 día); en el porcentaje de eclosión no hubo diferencias significativas; se observó mayor fecundidad en la dieta doble de lechuga con papa; los huevos por día fueron menores la dieta de repollo sólo, en la dieta doble de lechuga con papa y también en la dieta múltiple; el peso de los huevos fue mayor en la dieta múltiple; el mayor peso de los juveniles post eclosión fue en dieta de lechuga sola y el menor en la dieta doble de lechuga con repollo.

Deroceras reticulatum y *D. laeve*

a) Clemente et al., 2007

Alimentación: Se usó pellets de alfalfa, los que eran suministrados semanalmente.

Condiciones ambientales: Dos condiciones de Temperatura, 12 °C y 20 °C.

Espacio físico: Los individuos colectados fueron puestos en recipientes de cría de 23 x 23 cm y 12 cm de altura, que contenían sustrato de 3 cm de suelo húmedo y un soporte plástico sobre el cual se colocaba el alimento. Además se humedecía semanalmente el sustrato.

Material inicial: Se colectaron adultos desde la Estación Experimental Agropecuaria INTA Balcare, sudeste de la provincia de Buenos Aires.

Adultos: Eran mantenidos juntos hasta que se requerían para la postura de huevos, donde eran puestos individualmente en contenedores.

Huevos: Luego de una semana de adaptación térmica a las condiciones de crianza, las babosas fueron puestas individualmente en pots plásticos de 12 cm de diámetro y 7 cm de altura, con 3 cm de suelo húmedo y alimento. Los recipientes eran revisados diariamente y los huevos retirados. Para *D. reticulatum* se recolectaron 190 huevos a 12 °C y 132 huevos a 20 °C, para *D. laeve* se recolectaron 259 huevos a 12 °C y 387 huevos a 20 °C. Los

huevos fueron puestos en potes plásticos (9,3 cm de diámetro por 6,5 cm de altura) sobre un papel filtro húmedo y fueron revisados diariamente hasta la eclosión.

Juveniles: Los individuos recién nacidos se transfirieron individualmente a potes de plástico de (9,3 cm de diámetro por 6,5 cm de altura) que contenían 3 cm de suelo húmedo y alimento.

Observaciones: A la temperatura óptima de desarrollo, 12 °C, el ciclo de vida de *D. reticulatum* y *D. laeve* fue de aproximadamente un año de vida.

El crecimiento presenta un modelo de tipo sigmoideo en ambas especies, determinando una fase pre-reproductiva y otra reproductiva.

Limax valentianus

a) Hommay et al., 2000

Alimentación: Se usó lechuga y galletas secas para perro. La lechuga cumple también función de refugio.

Condiciones ambientales: Se realizaron 4 experimentos simultáneos con diferente condición de temperatura y fotoperiodo (A, B, C y D), además de evaluar en condiciones aisladas y en grupos. El A consistió en: Temperaturas de 15±1 °C en el día y 17±1 °C en la noche; Fotoperiodo 12:12 L:O. El B consistió en: Temperaturas de 17±1 °C en el día y 19±1 °C en la noche; Fotoperiodo 12:12 L:O. El C consistió en: Temperaturas de 17±1 °C en el día y 14±1 °C en la noche; Fotoperiodo 16:8 L:O. El D consistió en: Temperaturas de 19±1 °C en el día y 17±1 °C en la noche; Fotoperiodo 16:8 L:O.

Espacio físico: Fueron puestas en cajas con papel filtro húmedo en el fondo de éstas, para mantener la humedad, y puestas en cámaras de crianza iluminadas con luz de neón blanca con una intensidad lumínica media de 1000 lux a la Temperatura y Fotoperiodo descrito. Fueron puestos 90 individuos (por condición climática) en las cámaras de crianza divididos en cajas según los días de edad. Juveniles en cajas de 307 cm³, entre 80-140 días en cajas de 1700 cm³ y sobre 140 días en cajas de 3420 cm³.

Material inicial: Colectas en un campo en barbecho ubicado en Rennes, Brittany, Francia.

Adultos: Aquellos considerados como reproductores no se sometieron al estrés de pesarlos.

Huevos: Los huevos encontrados en las nidadas fueron contados y puestos en placas Petri (9 cm diámetro) separadas y forrado con papel filtro humedecido. Estos fueron incubados en las cámaras de cría de sus padres y examinados diariamente.

Observaciones: Para obtener una población homogénea de individuos sólo se trabajó con la prole del material colectado inicialmente.

El mantenimiento de las cajas era realizado dos veces a la semana, cambiando las cajas y suministrando comida fresca, además de remover las babosas muertas y los huevos. No se observó copulación, pero se determinó que los individuos aislados producen huevos fértiles. Al comienzo del periodo reproductivo las nidadas fueron de huevos separados, pero a medida que avanzaba la edad de las babosas algunos huevos estaban unidos, donde algunos o ninguno de ellos eclosionó.

Se determinó que las babosas producían mayor número de huevos en grupos y bajo la condición C y D. Además, las reproductoras bajo condición C y D pusieron huevos antes que las otras, en mayor número, más fértiles y con mayor porcentaje de eclosión. Por otro lado, aquellas reproductoras aisladas disminuían su fertilidad con la edad, en el caso de las que estaban en grupo, existía un aumento en la producción de huevos hacia un poco antes de su media de esperanza de vida. Las condiciones A y B se caracterizaron por producir babosas de mayor longevidad y peso final, por una fase juvenil más larga.

Sarasinula plebeia

a) Rueda et al., 1991

Alimentación: Se usó zanahoria deshidratada y pellet para cerdo de guinea como ingredientes principales y se diluyó con agua para obtener 4 dietas que contenían en nivel de peso seco de 90 %, 70 %, 40 % y 10 % del peso fresco. Las zanahorias eran compradas y picadas con un procesador eléctrico, eliminado los extremos previamente, luego en conjunto con los pellets eran puestos en un horno de secado por 3 días (60 °C), molidos a 1 mm de tamaño de partículas y secados a 45 °C hasta que la dieta fuera preparada. Además la dieta contenía 1 % de agar (para la consistencia solida de las dietas) y tres agentes antimicrobianos (0,15 % ácido sórbico, 0,25 % metil parabeno y 0,007 % hidrocloreuro de clortetraciclina).

Condiciones ambientales: Temperatura 25 °C; Humedad relativa saturada (aprox. 100 %) en una cámara climática; Fotoperiodo 12:12 L:O. Además se usaron 4 ampollitas fluorescentes de 20 Watt para iluminación.

Espacio físico: Cada babosa fue puesta en recipientes plásticos (300 mL) con tapa hermética, conteniendo 15 mL de agua.

Material inicial: Babosas juveniles de 90 a 105 días de edad obtenidas de una colonia mantenida en el Departamento de Entomología y Nematología de la Universidad de Florida sobre pellets de cerdos de guinea (cobayo, conejillo de indias). Con 180 babosas entre 1,7-4,5 g peso fresco.

Observaciones: No se usó suelo como sustrato en la metodología porque querían recolectar y efectuar mediciones de las heces.

Se realizó una mezcla de 400 g de dieta para cada tratamiento, lo que fue suficiente para la duración del experimento. Se separó la dieta en placas Petri selladas con Parafilm y mantenidas así en un refrigerador a 10 °C hasta su uso.

Se observó un aumento del crecimiento en aquellas babosas puestas en dieta de cerdos de guinea versus aquellas en zanahoria que mantuvieron su biomasa inicial. Se destaca que la zanahoria tiene una mayor digestibilidad que el alimento de cerdos de guinea en las babosas (75 % vs 66-59 %). El consumo de alimento y el aumento de masa corporal fueron mayores en diluciones de dieta intermedias. Además se informa que existe un aumento del consumo de alimento en la medida que estos son más deficitarios en nutrientes.

GASTROPODA: PULMONATA*Caracoles*

Figura 10. (A) *Theba pisana*, huevo y adulto (Anónimo, 2008) y (B) Caracoles en cópula (Fernández, 2012).

Caracol, especie sin definir

a) Castillejo, 2000

Alimentación: Se usó dieta mezclada con pienso. La dieta puede ser en base a vegetales, hortalizas, malezas, levadura, además de la inclusión del porcentaje de calcio el cual puede ser de diferentes fuentes como leche en polvo con calcio o cáscara de huevo, entre otros. Lo anterior para suplir los requerimientos proteicos aproximados de un 13 % a un 17,5 %, y los requerimientos en calcio entre 10-13 %, elemento indispensable para la concha de estas especies.

Condiciones ambientales: Temperatura 20 °C en el día, 17 °C en la noche; Humedad relativa 75 % en el día, 95 % en la noche; Fotoperiodo 18:6 L:O. Salvo casos particulares que serán detallados.

Espacio físico: Lugar climatizado, dependiendo del tamaño de la población.

Adultos: Las condiciones ambientales antes mencionadas son óptimas para la fase reproductiva, lo que acelera el ciclo de vida si son mantenidas adecuadamente.

Huevos: Luego de la puesta de los huevos, éstos son trasladados a recipientes de plástico de aproximadamente 10 cm de altura, perforados en su parte inferior para permitir el drenaje del sustrato de postura (arena, vermiculita) e impedir la acumulación de agua. Para la incubación, los recipientes de puesta se cubren con una tapa transparente (cristal o plástico rígido) y se colocan en estanterías sobre una esponja húmeda, cuyo objetivo es que el sustrato de puesta permanezca a su vez con la humedad suficiente.

Juveniles: Durante sus primeras semanas de vida, las crías se mantuvieron bajo condiciones ambientales controladas, en cajas de madera o cubetas de plástico que se colocan en posición invertida sobre un soporte recubierto por una esponja o un paño de algodón húmedo, y en su interior se introducen las crías junto con comederos pequeños con pienso; este sistema constituye una primera fase de cría de tipo “cerrado”. También puede realizarse en pequeños parques (dotados de vegetación, refugios de madera, sistema de riego) construidos en el interior de naves o invernaderos y dotados de un sistema de calefacción que permita mantener una temperatura de 18 a 20 °C constituyendo una primera fase de cría de tipo “abierto”.

Hibernación artificial: Se realizó esta técnica con los caracoles destinados a reproducción luego del primer ciclo. Se hizo introduciendo a los caracoles reproductores en cajas con una buena aireación, sometiéndolos a un periodo de transición con una Temperatura de 15 °C y una Humedad relativa de 85 % y sin alimento, hasta que los ejemplares se peguen a las paredes o formen un velo mucoso en la boca de la concha. Esta fase dura aproximadamente una semana, luego de la cual se eliminan los caracoles muertos o no adheridos y el resto se introdujo a una cámara fría, con una Temperatura constante de 5 °C y un Fotoperiodo corto de 6:18 L:O. Estos dos factores, son los que inducen y mantienen a los caracoles en estado de hibernación, los que posteriormente pueden ser utilizados nuevamente, se recomienda su utilización 3 a 5 meses luego de la hibernación. Para sacarlos de la hibernación se extraen de la cámara de frío y son sometidos a temperaturas de 20 °C y rociados ligeramente con agua.

b) Rossi y Rudolf, 2008

Alimentación: Se usó dieta balanceada compuesta por: 70 % de harina de maíz; 23 % de salvado de trigo; 5 % de soja; 2 % de levadura de cerveza inactiva, además de calcio. Los primeros tres meses cerca del 50 % de calcio y 50 % dieta balanceada, de cuatro a siete meses en adelante cerca del 25 % calcio 75 % dieta balanceada. Como alternativas están repollo, coliflor, brócoli, acelga, achicoria, nabo, haba, zanahoria, hinojo, raps, chamico, ortigas cardos y nabo. Algunas especies se pueden usar como refugio y alimento como alcachofa, diente de león, girasol, topinambur, sembradas en hileras.

Condiciones ambientales: Temperatura 18-22 °C; Humedad relativa 80-100 %.

Espacio físico: Para cría de tipo abierto, una estructura realizada con placas de zinc altas de 60-70 cm y enterradas a 40 cm evitando fugas e ingreso de otras especies, recintos de 2,5 a 4 m de ancho. Además del uso de una malla de polietileno de tipo mosquitero para cubrirlos. Ancho 106 cm con dos pestañas a 40-75 cm del terreno, puestas a 45° como anti fuga (Ej. Anexo Figura 7 (B)). Las condiciones del suelo idealmente deben ser textura arcillosa no compactada, pH 5,8-7,5, presencia calcárea 1,5-2 % asimilable, lo más soleado posible. Luego de la postura se puede trasladar los huevos a otra nave de cría momentánea, para luego transferir a los juveniles a una nave definitiva de cría separada de los reproductores.

Adultos: La copula tuvo una duración promedio de 10 horas. La puesta varía de tres a diez días después de la copula, excava un nido 3-4cm de profundidad, depositando entre 50-150 huevos, tapándolo posteriormente.

Huevos: Luego de la postura la incubación demoró entre 15-20 días, dependiendo de la temperatura y humedad.

Juveniles: Al eclosionar se alimentan de los restos del huevo por 5-10 días. Luego salen del nido para alimentarse en el exterior. Se presentan desarrollos de primera fase de cría 30 días luego de eclosión, segunda fase de cría duración 60 días, fase de engorde 4 meses.

c) HELIXLUGO, 2002

Alimentación: Se usó diferentes especies de plantas, distribuidas en zonas. Una zona con plantas de mayor altura (nabo silvestre, berza, girasol o achicoria) y otra con plantas más baja (trébol, diente de león, lechuga) alternando las plantas cada 3 m o menos según la longitud de los parques.

Condiciones ambientales: Temperatura 15-20 °C; Humedad relativa 80-90 %. Temperaturas y humedad fuera de estos parámetros causan disminución del metabolismo, interrumpen la postura de huevos y en el caso de temperaturas extremas (0 °C y 30 °C) provocan la muerte.

Espacio físico: Suelo blando no arcilloso con un porcentaje de carbonato de calcio del 2 %, pH superior a 7, húmedo, protegido de viento y con sombra. Instalación de redes anti fuga en cada uno de los lados del parque (10 m²), esquinas redondeadas para evitar acumulación y daño a los caracoles. En el interior se dispone de un parque pequeño de 2 m² donde van los reproductores, con red anti fuga que tiene una malla de 10-15 mm de ancho para permitir a los estados juveniles salir y alimentarse en el resto del recinto. Se usan tejas

acanaladas, maderas, ladrillos o paneles plásticos amontonados a modo de refugio distribuidas en la superficie de manera homogénea, así como comederos cercanos a la periferia de ambas divisiones; además se ubicaron líneas con cultivos de manera uniforme en ambos sectores. Se ubicó también una malla térmica cubriendo la superficie total del parque, tensándola con alambres (Anexo, Figura 7). Como recomendación, aplicar el riego por aspersión y en la última hora de la tarde cuando el caracol comienza su activación, si la dieta está integrada con pienso, realizar el riego luego de suministrarlo.

Adultos: Se disponen de 15-20 reproductores por m². La introducción de los reproductores se hace en la primavera, luego hasta finales de otoño el caracol se alimenta y reproduce. Antes de la llegada del invierno deben ser sometidos a hibernación, idealmente en cámaras de frío a temperatura de 5 °C y 85 % de HR por 3-4 meses hasta la primavera siguiente. Se recomienda comenzar la siguiente temporada con reproductores nuevos.

Hibernación: Seleccionar los reproductores y ubicarlos en sacos de red y someterlos a una temperatura de 15 °C, 85 % de Humedad relativa y un fotoperiodo de 6:18 L:O, evitando darles alimento, hasta que se forme una capa mucosa en la base de la concha, proceso que dura aproximadamente una semana, se remueven los caracoles muertos y el resto es puesto en una cámara de frío que disponga de un sistema de renovación de oxígeno a una temperatura de 3-5 °C con humedad cercana al 85 % e igual fotoperiodo que en la primera etapa. Cuando se quieran sacar de la hibernación, se extraen los caracoles de las cámaras y se someten a una temperatura de 20°C, luego para reanimarlos se rocían con algo de agua.

Observaciones: Remover los individuos muertos siempre que se pueda o cada cinco días, evitar que la densidad supere los 170 adultos por m², evitar moverlos y evitar la acumulación de caracoles en las esquinas.

ACHATINIDAE

Achatina fulica

a) King, 2012

Alimentación: Se usó verduras y frutas, semillas de zapallo maravilla, trigo y otros granos, que fueron remojados antes de suministrarlos, las más duras como zanahoria o papa fueron vaporizadas un momento y se dejaron enfriar antes de ser usadas. Se pudieron alimentar con también con carne cruda picada y también agregar levadura de cerveza. La inclusión de calcio para sus conchas se realizó mediante cáscara de huevo, suplemento de calcio, leche en polvo con calcio entre otras, la dosis de calcio puede ir de 12 % a un óptimo de 20 % en la dieta. Se reemplazó diariamente la comida, además se realizó una aspersión diaria de agua.

Condiciones ambientales: Temperatura 21-23 °C, algunos a 26 °C con un rango de 18-30 °C; Humedad relativa de 70-95 %, siendo ideal entre 80-90 %.

Espacio físico: En depósito de plástico más o menos 45 x 30 x 30 cm, a prueba de escape, con una tapa fuerte y buena ventilación (agujeros en la tapa). De incluirse un calefactor,

éste debe ir a un lado del recipiente y afirmado en su parte de atrás con una capa de poliestireno de 5 mm para dirigir el calor hacia el recipiente (mejora si el material del recipiente es vidrio o posee orificios en el lado del calefactor). Mientras el suelo esté humedecido, rociar agua en la mañana y en la tarde (agua caliente a tibia en invierno), además de mantener un disco con agua que ayuda a mantener la humedad. Se debe evitar la acumulación de agua en algunos sectores que puede ser provocada por el calefactor. A modo de refugio, se puede usar un macetero plástico cortado a la mitad, una teja, plantas, etc. Los tipos de sustrato pueden ser: mezcla de suelo franco con humus, tierra para macetas, turba o fibra de coco. La turba, la tierra de maceta y la fibra de coco pueden ser reutilizadas esterilizándolas con temperaturas de 200 °C por 1-2 horas, luego esperar que se enfríen y humedecerla antes de utilizarla nuevamente.

Adultos: Se ubicaron al menos dos caracoles por depósito de 45 x 30 x 30 cm.

Huevos: Algunas especies son vivíparas y otras ovíparas, en el caso de las ovíparas es posible notar cuando hacen el agujero que servirá para la postura de huevos y poder llevarlos luego a otro depósito con el fin de incubarlos. Algunas especies demoran desde 24 horas hasta 31 días en eclosionar, según el periodo de gestación, donde algunos son de cerca de 4 meses.

Juveniles: Fue necesario conservar los restos de huevos de la eclosión, ya que será el primer alimento de los juveniles y puede ocurrir depredación de huevos si la eclosión no es homogénea. Los juveniles permanecen bajo el suelo normalmente hasta 14 días mientras se alimentan del huevo. Si se desea evitar la depredación es posible mover los huevos a la superficie o distantes entre sí o en otros recipientes. Normalmente pueden pasar un par de días sin alimentarse de la dieta entregada al comienzo. La dieta y la aspersión son similares a la de los adultos.

BULIMULIDAE

Placostylus ambagiosus paraspirtus y Placostylus hongii

a) Stringer y Grant, 2007

Alimentación: Se usó hojas recientemente extraídas de plantas de hoja ancha fueron dispuestas en los contenedores. Las hojas se agregaban en intervalos de 6-8 días.

Condiciones ambientales: Temperatura entre 16±0,9 °C y 18,5±1,1 °C; la Humedad se mantuvo aplicando agua (destilada y también de la llave) con un rociador con atomizador al menos una vez por semana; Fotoperiodo 14:10 L:O. Mantenidos a temperatura controlada con un una unidad de aire acondicionado doméstico (Carrier 9, Carrier Corp., Farmington, USA)

Espacio físico: En laboratorio, puestos en contenedores plásticos para comida de dos tamaños: 16,4 cm largo x 10,2 cm ancho x 6,4 cm alto y 20,9 cm largo x 14,4 cm ancho x 7,7cm alto, ambos con tapas plásticas ajustadas y 12 orificios perforados de 2,5 mm de diámetro para ventilación. Los envases pequeños fueron usados para caracoles que iban

eclosionando y las más grandes para mantener estados juveniles transitoriamente. De igual forma usaron terrarios de vidrio de dos tamaños: 45 cm largo x 28 cm ancho x 31,5 cm alto y otro de 108 cm largo x 50 cm ancho x 33 cm alto. Se usó moldura de goma alrededor de las aberturas para dar un ajuste adecuado de las tapas, que eran de 4 cm de ancho de un marco de aglomerado y con una tela de nylon (malla 0,6 mm) que se extendía sobre éste. Los dos tipos de terrario usados son de: 45 cm largo x 28 cm ancho x 31,5 cm alto y otro de 1,08m largo x 50 cm ancho x 33 cm alto, se ajustó la tapa de manera similar a los terrarios pequeños.

Adultos: La densidad poblacional se puede ajustar según los requerimientos del investigador. Aproximadamente 159-214 caracoles por m² (entre 20-27 en los contenedores) se desarrollaron lentamente y con un menor crecimiento que aquellos puestos a una densidad de 54 caracoles por m² (entre 2-4 en los contenedores).

Huevos: Se observó una ligera depresión en el sustrato donde se generan las oviposturas y aproximadamente 46 días después pueden verse los juveniles sobre las hojas y el sustrato. Se recomienda usar como sustrato de ovipostura arena o grava fina para facilitar la eclosión y salida de los juveniles.

Observaciones: Se usaron los contenedores plásticos en un comienzo para mantener las especies colectadas como *Placostylus ambagiosus paraspiritus*, se pusieron tres *P. hongii* por contenedor, otro contenedor plástico fue usado para mantener 47 pequeños juveniles de *P. a. paraspiritus* antes de transferirlos a dos pequeños terrarios en grupos de 22 y 27. Por otro lado, se usaron los terrarios grandes de forma similar ubicando los caracoles más grandes o los adultos, y en los pequeños los juveniles hasta 4 por acuario.

Se mantuvo también caracoles en el exterior por un tiempo breve, en que se disponían las instalaciones, en dos cajas (1 x 1 x 1 m), con un marco de madera y los lados de vidrio. La parte superior fue cerrada de forma ajustada con una tapa de madera y en un 70 % con una tela para producir sombra, el contenedor no tenía piso. Las cajas fueron puestas en un jardín fuera de la luz directa del sol y sus bordes inferiores enterrados 2 cm en el suelo.

En cuanto a la humedad, se reguló cubriendo la totalidad de la malla en la tapa con una película plástica, donde al cubrirse por completo aumentaba el porcentaje de eclosión pero también la cantidad de hongos debido a la gran condensación del agua en el interior. Al disminuir el área cubierta se logró reducción de los hongos pero también disminuyó el porcentaje de eclosión. Se usó una capa fina de grava de río (2-8 mm de diámetro) puestas uniformemente a 2-4 cm de profundidad en el fondo de todos los contenedores y se agregó agua como fuera necesario para mantener el nivel de agua 1-2 cm bajo la superficie de la grava.

HELICIDAE

Helix aspersa aspersa y *Helix aspersa máxima*

a) Thomas y Thomas, 2010

Alimentación: Se usó dieta seca en base a 30 % de carbonato de calcio; 4 % de Fosfato de calcio; 20 % de harina de soya; 5 % de semillas de maravilla; 40 % de harina de trigo y 1 % de mezcla vitamínica, y se mezcla todo homogéneamente. Con 2 kilos de dieta se puede producir un kilo de caracol, 7 kilos de lechuga lograrían el mismo resultado.

Condiciones ambientales: Temperatura 20 °C; Humedad relativa 95 %; Fotoperiodo 16:8 L:O. Estos requerimientos fueron para la mayor parte del ciclo salvo excepciones que serán mencionados.

Espacio físico: Dependiendo de la especie fueron puestos en cajas, a diferentes densidades, con agua y dieta, además de algunos pocillos que se llenan con suelo adecuado (libre de microorganismos y de textura liviana) para la ovipostura. Se puede usar invernadero para este fin. El espacio requerido es variable según el estado del ciclo del caracol.

Adultos: Los adultos reproductores de *Helix aspersa aspersa* son puestos a una densidad de 200 caracoles por m² y *Helix aspersa máxima* a una densidad de 100 caracoles por m².

Huevos: Una vez realizada la postura en los pocillos, éstos son puestos en una incubadora a 20 °C y tapados, tres semanas después aparecen cerca de 100 juveniles.

Juveniles: Fueron puestos en cajas con suelo bien humedecido, donde se ubican aproximadamente 2500 juveniles por m² en las mismas condiciones climáticas que los reproductores. 3-4 semanas después son puestos al exterior. Para el criadero en exterior se ubican entre 300 a 150 ejemplares por m² dependiendo del tamaño. Se puede proteger con una rejilla en el suelo y una red para mosquitos a modo de tapa para protegerlos de depredadores y posibles fugas. Además de la ubicación de cercas o mallas rodeando el sector (Anexo, Figura 6). La madurez ocurre 10-12 semanas ó 13-15 semanas luego de la eclosión dependiendo de la especie y determinado por la aparición del labio en la concha (una protuberancia formada en la base de la concha), luego de esto pueden ser utilizados, dejando los mejores como reproductores para la próxima temporada.

Hibernación: Los futuros reproductores son puestos en hibernación en cajas de madera bien secas y fuera del frío.

HYGROMIDAE

Microxeromagna armillata

a) Lush, 2007

Alimentación: Se usó mezcla de avena, leche en polvo y carbonato de calcio, en proporción de 1:1:1 y puesto en un pequeño plato plástico.

Condiciones ambientales: Fueron expuestos a condiciones ambientales.

Espacio físico: En contenedores se mantuvieron a la sombra, pero protegidos de lluvia, en jarros ventilados de policarbonato (200 mL). El sustrato fue suelo de textura areno limoso húmedo con 3,5 cm profundidad.

Adultos: Se pusieron 40 caracoles emparejados, mientras más parejas se incluyeron mayor número de huevos.

Huevos: Cada semana se observaba aparición de huevos, y el número de nidos y huevos por nido. Después se buscó en el sustrato por huevos, removiéndolo y dejándolo en los contenedores originales.

b) Zhao et al., 2004

Alimentación: Se usó mezcla de copos de avena, leche descremada en polvo, y carbonato de calcio, en proporción de 1:1:1 y entregada a medida que se requiriera.

Condiciones ambientales: No son especificadas, pero se habla de un rango de 8-30 °C para normal desarrollo y eclosión de huevos, con un 90 % de eclosión a esas temperaturas.

Espacio físico: En parejas fueron puestos en contenedores de policarbonato ventilados (200 mL, 70 mm diámetro) con 150 mL de suelo colectado en campo (Nangiloc, Victoria) y con muchas hojas de cítricos en descomposición. Los caracoles fueron puestos y se tapó el contenedor con una cubierta transparente a prueba de agua y se pusieron bajo una estructura que produce sombra parcial (Anexo, Figura 7 “shade house”).

Huevos: Se recogían en intervalos semanales cerniendo (tamizando) todo el suelo, siendo luego humedecido y devuelto a los contenedores. Los huevos depositados medían entre 0,9-1-2 mm de diámetro y estaban 3 cm aproximadamente bajo la superficie del suelo. Los clúster de huevos se pueden almacenar individualmente sobre un papel filtro humedecido en oscuridad a 16 °C por hasta 7 días antes de usarlos sin afectar en gran medida su viabilidad. En un rango de 8-30 °C de temperatura eclosionaban en menos de 10 días, disminuyendo el tiempo a medida que se aumenta la temperatura, pero aumentando el tiempo al acercarse a los 30 °C.

Medidas sanitarias: Se recomienda la incorporación de estreptomycin (antibiótico) en el medio a concentración de 250 mg·L⁻¹ o menos.

SUCCINEIDAE, HELICIDAE y LIMACIDAE

Succinea californiensis, Helix aspersa y Limax flavus Linnaeus

a) Fisher, 1968

Alimentación: Se usó hojas gruesas y más externas de lechuga romana, lechuga de cabeza y berros (*Nasturtium officinale* R.BR). Las hojas se toman y sumergen alrededor de 10 segundos en agua hirviendo y luego se colocan en agua fría del grifo para su uso o almacenamiento inmediato. El berro hervido puede mantenerse por varias semanas, en agua a 4-5 °C con un cambio de agua semanal, no así la lechuga hervida que es mejor utilizarla en el transcurso de una semana. Dependiendo del número de caracoles, se pueden poner hojas enteras o fragmentadas de lechuga, para ser consumidas en 48 horas aproximadamente.

Espacio físico: *Succinea* es mantenida en un amplio contenedor rígido de alimento y cubierto con una capa de suelo que está cubierta con pastos en descomposición. En laboratorio *Helix* y *Limax* son mantenidos en un terrario de 20 L con suelo. Una gran colonia de *Helix* es mantenida en un foso con paredes de concreto cubierto con una malla, bajo una estructura que produce sombra parcial (Anexo, Figura 8 “lath house”).

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

A modo de conclusion se puede afirmar que aun cuando existe información en relación a la crianza de insectos, ésta es dispersa, de difícil acceso o desconocida por varios especialistas. Sin embargo, existe un acuerdo general en que sería de gran utilidad contar con material de este tipo, ya que investigaciones que utilizan insectos plaga son fundamentales en el desarrollo de programas de manejo integrado de plagas, por ejemplo para evitar la aplicación indiscriminada de plaguicidas con todas las consecuencias que ello trae.

Cabe mencionar que aun falta mucho camino por recorrer en el área de las metodologías de crianza, no sólo en cuanto a desarrollo y mejoramiento de éstas, debido a que comunmente se trabajan con metodologías casi universales para los diferentes géneros, y no de forma específica para cada especie, ya que aun falta mayor informacion en cuanto a la relacion que se genera entre la biología de estas y las condiciones de cautiverio (alimentacion, factores ambientales, interacciones entre la especie, espacio fisico entre otros), sino también en el trabajo en conjunto de los especialistas del área, ya que en algunos casos la información se encuentra, pero ésta no es compartida.

Por otro lado, a pesar de la dificultad y el desafío planteado en la recopilación de las metodologías, se logró reunir una cantidad considerable de información que puede ser utilizada como material de partida para la puesta en marcha de una crianza o para el mejoramiento de una existente, no sólo en las especie plaga objetivo si no también para otras similares.

Como recomendaciones se sugiere la consulta de los materiales bibliográficos y recursos web listados a continuación. Además, para facilitar el uso de los gestores de búsqueda se recomienda conocer el nombre científico, nombre común y la sinonimia de la especie e ingresarlo en el buscador, acompañado de algun parámetro o factor de interés sobre dicha especie (Ej. *Helicoverpa zea* + oviposition cage).

Libros

- Artificial diets for insects. Pritam Singh (1974), (Bol. N° 214), Dept. of Scientific and Industrial Research. Wellington, Nueva Zelanda. 96p.
- Insect Diets: Science and Technology. Allen Carson (2003). New York: CRC Press. 344p.
- Mass production of beneficial organisms invertebrates and entomopathogens. Morales et al. (2014). Estados Unidos: Academic Press. 764p.

Recursos web

Entomological Society of America: <http://www.entsoc.org/>

Journal of Economic Entomology: <http://www.entsoc.org/Pubs/Periodicals/JEE>

Journal of Entomological Science: <http://www.ent.uga.edu/index.html#.VBTqwfl5M-I>

National Agricultural Library (USDA): <http://www.nal.usda.gov/>

Revista Peruana de Entomología: www.revperuentomol.com.pe/

Spanish Journal of Agricultural Research: <http://revistas.inia.es/index.php/sjar/search>

The Canadian Entomologist: <http://journals.cambridge.org/action/displayJournal?jid=tce>

Gestores de búsqueda

Elsevier: <http://www.elsevier.com/>

Ingentaconnect: <http://www.ingentaconnect.com/>

ScienceDirect: <http://www.sciencedirect.com/>

Springer: <http://www.springer.com/?SGWID=10-102-0-0-0>

Taylor & Francis Online: <http://www.tandfonline.com/>

Universidad de Chile (catálogos y bases de datos): <http://www.uchile.cl/bibliotecas>

Wiley Online Library: <http://onlinelibrary.wiley.com/>

BIBLIOGRAFÍA

Abd El-Aziz, N. and H. Awad. 2010. Changes in the haemocytes of *Agrotis ipsilon* larvae (Lepidoptera: Noctuidae) in relation to dimilin and *Bacillus thuringiensis* infections. *Micron*, 41: 203–209.

Aguilera, A. 2001. Babosas de importancia económica en Chile, INIA, *Tierra Adentro*, 40: 40-46.

Allen, W. and W. Askew. 1970. A simple technique for mass-rearing the onion maggot (Diptera: Anthomyiidae) on an artificial diet. *Canadian Entomologist*, 102: 1554-1558.

Altmann, I. 2008. *Phthorimaea operculella* (Zeller, 1873)-Kartoffelmotte. [En línea]. Recuperado en: <http://www.lepiforum.de/lepiwiki.pl?Phthorimaea_Operculella> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Amate, J.; P. Barranco y T. Cabello. 2000. Biología en condiciones controladas de especies de noctuidos plaga (Lepidoptera: Noctuidae). (Bol. San. Veg. Plagas N°26, pp. 193-201), Dpto. Biología Aplicada. Universidad de Almería. [En línea]. Almería, España: Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. 738p. Recuperado en: <http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-26-02-193-201.pdf> Consultado el: 2 de Marzo de 2014.

Anfora, G.; S. Vitagliano; M. Larsson; P. Witzgall; M. Tasin; G. Germinarae and A. Cristofarob. 2014. Disruption of *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae) oviposition by the application of host plant volatiles. *Pest Manag. Sci.*, 70(4): 628-635.

Angeles, I. y J. Alcázar. 1996. Susceptibilidad de la polilla *Phthorimaea operculella* al virus PóVG. *Revista Peruana de Entomología.*, 38: 71-76.

Angulo, A. 1998. Insectario en línea. *H. elegans*. [En línea]. Recuperado en: <<http://www2.udec.cl/entomologia/H-elegans.html>> Consultado el: 10 de agosto de 2013.

Anónimo, 2008. Theba pisana. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.infojardin.com/foro/showthread.php?t=73148>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Anónimo 2. 2011. *Delia platura*. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.ojo.digital.com/foro/macros/387654-delia-platura.html>> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Anónimo 3. 2012. HeavenRaising Giant Silkmooths – Cecropias, Polyphemus, Prometheus. Aprairie Heaven. [En línea]. Recuperado en: <http://www.aprairiehaven.com/?page_id=9857> Consultado el: 13 de junio de 2013.

- Anónimo 4. 2009. Shade-houses are cool. Wind-blown dust and dirt. [En línea]. Recuperado en: <<http://windblowndustanddirt.blogspot.com/2009/11/shade-houses-are-cool.html>> Consultado el: 15 de junio de 2013.
- Anónimo 5. 2009). That's My World: Lath House at NCSU JC Raulston Arboretum. [En línea]. Carver's Photographic Journey. Recuperado en: <<http://carvercards.blogspot.com/2009/02/thats-my-world-lath-house-at-ncsu-jc.html>> Consultado el: 16 de junio de 2013.
- Apablaza, J. 1990. Plagas de las hortalizas. In: Latorre, B. (ed.), Manual de manejo integrado. FAO, Santiago. 520p.
- Araya, J. 1978. El gusano del choclo. Rev. del Campo. *El Mercurio*, IV Cuerpo. Santiago, Chile. 30 de mayo. 38p.
- Arretz, P. y J. Araya. 1985. La polilla de las papas. *Nuestra Tierra*. 70: 33-35.
- Artigas, J. 1994. Entomología económica. Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario. Concepción, Chile: Ediciones Universidad de Concepción. 2: 943p.
- Bayer Cropsience. 2012. Gusano barrenador del maíz, Barrenador del maíz, Gusano barrenador. [En línea]. Recuperado en: <<http://bayercropsience.cl/soluciones/fichaproblema.asp?id=1049>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.
- Beck, S.; J. Lilly and J. Staufier. 1949. Nutrition of the European corn borer, *Pyrausta nubilalis* (Hbn.) I. Development of a satisfactory purified diet for larval growth. *Annals of the Entomological Society of America*. 42: 483-496.
- Beck, S. 1950. Nutrition of the european Corn Borer, *Pyrausta nubilalis* (Hbn.). II. Some Effects of Diet on Larval Growth Characteristics. *Physiological Zoology*, 23(4): 353-361.
- Berger, R. 1963. Laboratory techniques for rearing *Heliothis* species on artificial medium. USDA-ARS. 33-38.
- Bowling, C. 1967. Rearing of two lepidopterous pests of rice on a common artificial diet. *Ann. Ent. soc. Am.* 60(6):1215-1216.
- Bradshaw, J.; E. Hodgson; M. Rice; J. VanDyk; D. Bradshaw and D. Adams. 2011. Soybean Insects Guide. [En línea]. Iowa State University. Department of Entomology. Iowa, Estados Unidos. Recuperado en: <http://www.ent.iastate.edu/soybeaninsects/seedcorn_maggot> Consultado el: 20 de julio de 2013.
- Bugzarre, 2014. Professorial insect rearing cage. [En línea]. Cheap insect cages UK. Recuperado en: <<http://bugzarre.co.uk/Professorial-insect-rearing-cage>> Consultado el: 15 de julio de 2014.

Cabello, T.; H. Rodríguez y P. Vargas. 1984. Utilización de una dieta artificial simple en la cría de *Heliothis armígera* Hüb., *Spodoptera littoralis* (Boisd.) y *Trigonophora meticulosa* Hüb. (Lepidóptera: Noctuidae). Anales INIA, Serie Agrícola, 27: 101-107.

Cabello, T. y M. Hernández. 1988. Actividad de alimentación de las larvas de *Agrotis segetum* (Denis y Schiffermüller) y *A. ípsilon* (Hufnagel) (Lepidóptera: Noctuidae) y niveles de daños en maíz. (Bol. San. Veg. Plagas v.14(2), pp 295-305). Departamento de Protección Vegetal. Centro de Investigación y Desarrollo Agrario de Granada. [En línea]. Granada, España: Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. 607p. Recuperado en: <http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_plagas%2FBSVP-14-02-295-305.pdf> Consultado el: 2 de Marzo de 2014.

Cabezas, J. 2009. *Hylamorpha elegans*. [En línea]. Recuperado en: <<http://entomosphoto.blogspot.com/2009/03/hylamorpha-elegans.html>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Cáceres, M. 2004. Recopilación de antecedentes de biología y daño de las principales plagas de artrópodos que afectan a los cultivos anuales más importantes en Chile. Universidad de Chile. Facultad de Agronomía, Chile. 232p.

Cañedo V.; A. Alfaro y J. Kroschel. 2011. Manejo integrado de plagas de insectos en hortalizas. Principios y referencias técnicas para la Sierra Central de Perú. Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú. 48p.

CARON. [s.a.]. Insect Growth Chamber. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.caronproducts.com/55/prodcat/Insect>> Consultado el: 13 de junio de 2014.

Carson, A. 2003. Insect Diets: Science and Technology. New York: CRC Press. 344p.

Cartagena, L. 1975. Crianza y reproducción de *Hylamorpha cilíndrica* ARR (Col. Scarabaeidae) en cuatro texturas de suelos. *Rev. Chilena de Ent.* 9: 165-166.

Castillejo, J. 2000. Biología aplicada. Tema 1.- Moluscos I: Helicicultura. Facultad de Biología. USC. p. 21-29. [En línea]. Recuperado en: <http://www.usc.es/export/sites/default/gl/investigacion/grupos/malaterra/publicaciones/IV_Ciclo/LIBRO_Biologia_Aplicada_Dr_Castillejo.pdf> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Chacón, Y.; C. Garita; C. Vaglio y V. Villalba. 2009. Desarrollo de una metodología de crianza en laboratorio del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidóptera: Noctuidae) como posible hospedante de insectos biocontroladores de interés agrícola. Tecnología en Marcha, Costa Rica, 22(4): 28-37.

Chalfant, R. 1975. A simplified technique for rearing the lesser cornstalk borer (Lepidoptera: Phycitidae). J. Georgia Entomol. Soc. 10: 33-37.

CISEO, 1997. Hoja de Crianza del Chapulín. [En línea]. Center for Insect Science Education Outreach The University of Arizona. Recuperado en: <<http://insected.arizona.edu/espanol/chapulinrear.htm>> Consultado el: 15 de julio de 2014.

Clemente, N.; A. Faberi; A. López; P. Manetti y H. Álvarez. 2007. Biología de *Deroceras reticulatum* y *D. laeve*, moluscos de cultivos en siembra directa. Agosto 2007. INTA, Argentina. RIA, 36 (2): 129-142.

Conway H.; J. Culin; L. Burgess and C. Allard. 2010. Maximizing Oviposition Efficiency when Mass Rearing the Coccinellid, *Sasajiscymnus tsugae*, a Predator of the Hemlock Woolly Adelgid, *Adelges tsugae*. [En Línea]. J. Insect Sci. Recuperado en: <http://openi.nlm.nih.gov/detailedresult.php?img=3388978_f04_01&req=4> Consultado el: 12 de junio de 2014.

Duran, L. 1954. La biología del *Phytoloema herrmanni* Germ. y mención de otros escarabeidos perjudiciales a la agricultura en las provincias australes de Chile. Revista Chilena de Historia Natural, 54: 5-20.

Ellis, S. and J. Scatcherd. 2007. Bean seed fly (*Delia platura*, *Delia florilega*) and onion fly (*Delia antiqua*) incidence in England and an evaluation of chemical and biological control options. *Annals of Applied Biology*, 151(2): 259-267.

Estay, P.; H. López; V. Aguilar y J. Morales. 2008. Manejo integrado de la polilla de la papa, INIA, Chile. Tierra Adentro, 80: 17.

Faberi, A.; A. López; P. Manetti; N. Clemente and H. Álvarez. 2006. Growth and reproduction of the slug *Deroceras laeve* (Müller) (Pulmonata: Stylommatophora) under controlled conditions. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 4(4): 345-350.

Fernández, J. 2004 a. Babosa en una hierba. [En línea]. Recuperado en:<http://www.peirao.com/documento_ver.php?id_documento=55> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Fernández, J. 2004 b. Babosa poniendo huevos. [En línea]. Recuperado en: <http://www.peirao.com/documento_ver.php?id_documento=46> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Fernández, R. 2012. Reproducción de los caracoles. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.caracolpedia.com/reproduccion-caracoles>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Fisher, T. 1968. Methods & techniques boiled lettuce and cress as diet supplements for certain species of mollusks. *Veliger* 10: 446-447.

- Geraud, F.; Fernández, L; Chirinos, D.; Martínez, O. y A. Casanova. 1996. Biología del gusano del fruto del tomate, *Heliothis zea* (Boddie), Lepidóptera: Noctuidae, criado sobre diferentes sustratos alimenticios bajo condiciones de laboratorio. *Rev. Fac. Agron.*, 13: 35-48.
- Golizadeh, A.; J. Razmjou; H. Rafiee-Dastjerdi and M. Hassanpour. 2012. Effects of Temperature on Development, Survival, and Fecundity of Potato Tuberworm, *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae) on Potato Tubers. *American Journal of Potato Research*, 89(2): 150-158.
- Golizadeh, A. and M. Zalucki. 2012. Estimating temperature-dependent developmental rates of potato tuberworm, *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Institute of Zoology, Chinese Academy of Sciences. Insect Science*, 19(5): 609–620.
- González, R. 1989. Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile. Ograma, Santiago, Chile. 310p.
- Greene, G.; N. Leppla and W. Dickerson. 1976. Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. *Journal of Economic Entomology*, 69: 487-488.
- Gu, S.; R. Yang; M. Guo; G. Wang; K. Wu; Y. Guo et al. 2013. Molecular identification and differential expression of sensory neuron membrane proteins in the antennae of the black cutworm moth *Agrotis ipsilon*. *J. Insect Physiol.*, 59(4): 430–443.
- Guevara, D. 2014. Efecto de extractos de *Schinus molle* (L.) y *Artemisia absinthium* (L.), solos y en mezcla con *Bacillus thuringiensis* (berliner), sobre *Heliothis zea* (Boddie). Tesis para optar al grado de Magíster en Ciencias Agropecuarias Mención Sanidad Vegetal. Santiago, Chile: Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile. 46p.
- Harris, C.; J. Begg and J. Mazerek. 1958. A laboratory method of mass rearing the black cutworm, *Agrotis ypsilon* (Rott.), for Insecticide Tests. *Entomology Laboratory, Chatham, Ontario. The Canadian Entomologist*, 90(6): 328-331.
- Harris, M. and J. Miller. 1982. Synergism of visual and chemical stimuli in the oviposition behavior of *Delia antiqua* (Meigen) (Diptera: Anthomyiidae). (pp. 117–122). In: J.H. Visser and A.K. Minks (eds.). *Proceedings Fifth International Symposium on Insect-Plant Relationships*. Pudoc, Wageningen.
- Harris, M. and J. Miller. 1984. Foliar form influences ovipositional behavior of the onion fly. *Physiol. Entomol.*, 9: 145-155.
- Harris, M.; J. Keller and J. Miller. 1986. Responses to n-dipropyl disulfide by ovipositing onion flies: effects of concentration and site of release. *J. of Chemical Eco.*, 13: 1261-1277.

Havukkala, I. and J. Miller. 1987 Daily periodicity in the ovipositional behavior of the onion fly, *Delia antiqua* (Diptera: Anthomyiidae). Environ. Entomol., 16: 41-44.

HELIXLUGO, 2002. Curso de helicultura, sistema a ciclo biológico completo, sistema de tipo mixto. 31, 2002. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.slideshare.net/jaesni/heliculturacria-de-caracoles>> Consultado el: 25 de enero de 2014.

Hommay, G.; J. Kienlen; C. Gertz and A. Hill. 2000. Growth and reproduction of the slug *Limax valentianus* Férussac in experimental conditions. Laboratoire de Vection et Lutte intégrée, INRA, Colmar, France. J. Moll. Stud. (2001), 67: 191-207.

Hussein, F. 2013. Bioenergetics growth model for the effect of gamma irradiation and plant extract (Barnoof) on the progeny of black cutworm, *Agrotis ipsilon* (Hufnagel). Applied Radiation and Isotopes. 73: 101–108.

Iannacone, J. y G. Lamas. 2003. Efecto insecticida de cuatro extractos botánicos y del cartap sobre la polilla de la papa *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidóptera: Gelechiidae), en el Perú. Entomotropica. 18(2): 95-105.

Ishikawa, Y.; A. Mochizuki; T. Ikeshoji and Y. Matsumoto. 1983. Mass-rearing of the onion and seed-corn flies, *Hylemya antiqua* and *Hylemya platura* (Diptera: Anthomyiidae), on an artificial diet with antibiotics. Appl. Ent. Zool. 18 (1): 62-69.

Ishikawa, Y.; Yamashita, T. and M. Nomura. 2000. Characteristics of summer diapause in the onion maggot, *Delia antiqua* (Diptera: Anthomyiidae). Journal of Insect Physiology, 46(2): 161-167.

Iowa State University (ISU), 2011. Seedcorn maggot: injury and damage. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.ent.iastate.edu/soybeaninsects/node/355>> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Ivaldi-Sender, C. 1974. Techniques simples pour élevage permanent de la tordeuse orientale, *Grapholita molesta* (Lep., Tortricidae), sur milieu artificiel. Ann. Zool. Ecol. Anim., 2: 337–343.

Kennedy, G. and N. Storer. 2000. Life systems of polyphagous arthropod pests in temporally unstable cropping systems. Annu. Rev. Entomol. 45: 467-493.

King, A. y Saunders, S. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Overseas Development Administration, London. 182p.

King, P. 2012. Snail and Slug: Care, Species, Health and much more. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.petsnails.co.uk/care/breeding.html>> Consultado el: 24 de enero de 2014.

Larraín, P. 1994. Fluctuación poblacional y daño de *Delia antiqua* (Meigen) y *Delia platura* (Meigen) (Diptera: Anthomyiidae) en almácigos de cebollas (*Allium cepa* L.), de la zona centro-norte de Chile. *Agricultura Técnica*. 54p.

Larraín, P. 2008. Informativo polilla de la papa y su manejo. Instituto de Investigaciones Agropecuarias Intihuasi, Informativo 2: 4.

Levine, E.; S. Clement and R. Schmid. 1982. A low cost and labor efficient method for rearing black cutworms (Lepidoptera: Noctuidae). *The Great Lakes Entomologist*, 15(1): 47-48

Line, L. 2002. *Helicoverpa zea*. Moths of Maryland. [En línea]. Recuperado en <http://www.marylandmoths.com/Html/Noctuidae/Heliothinae/Helicoverpa_zea.html> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Lopez, J.; G. Jones and N. Cunha. 2010. Future scientists inquiry lesson. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.hsi.usda.gov/CornEarWorm/Lesson2.htm>> Consultado el: 12 de julio de 2014.

Luginbill. B. and G. Ainslie. 1917. The lesser corn - stalk borer. US. Dep. Agr. Bull. 539p.

Lush, A. 2007. Biology and ecology of the introduced snail *Microxeromagna armillata* in south eastern Australia. University of Adelaide. School of Agriculture, Food and Wine, Discipline of Wine and Horticulture. 456p.

Manoel, F.; S. Magro; P. Fortes; N. Graciano y J. Postali. 2007. Biología e tabela de vida de fertilidade de *Agrotis ipsilon* em dieta artificial. *Pesq. Agropec. Bras.*, Brasília, 42(10): 1369-1372.

Matsumoto, Y. and A. Thorsteinson. 1967. A simple method for rearing the onion maggot, *Hylemya antiqua* Meigen (Diptera; Anthomyiidae). *Nogaku kenkyu* 51: 221-225.

Meneguim, A.; J. Parra and M. Haddad. 1997. Comparação de dietas artificiais, contendo diferentes fontes de ácidos graxos, para criação de *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae). *An. Soc. Entomol. Bras.*, 26(1): 35-43.

Metcalf, C.; W. Flint y R. Metcalf. 1965. Insectos destructivos e insectos útiles: Sus costumbres y su control. Editorial Continental. 1208p.

Mihsfeldt, L. 1985. Comparação de dietas artificiais para criação de *Diatraea saccharalis* (Fabricius 1794) (Lepidoptera- Pyralidae). Tese de mestrado, ESALQ/ USP, Piracicaba. 120p.

Millas, P. and R. Carrillo. 2010. Rate of soil egestion by larvae of *Hylamorpha elegans* (Burm.) and *Phytoloema hermanni* Germ. (Coleoptera: Scarabaeidae). Londrina Sept./Oct. 2010. Neotrop. entomol. 39(5) 697-702.

Morales, J.; M. Rojas and D. Shapiro-Ilan. 2014. Mass production of beneficial organisms invertebrates and entomopathogens. Estados Unidos: Academic Press. 764p.

Mowry, T.; J. Keller and J. Miller. 1989. Oviposition of *Delia antiqua* (Diptera: Anthomyiidae) as influenced by substrate holes and particle size. Annals of the Entomological Society of America. 82: 126-131.

Navarro, R. 1987. Comportamiento de emergencia y reproducción del gusano del jojoto (*Heliothis zea* Boddie). FONAIAP, Centro Nacional de investigaciones Agropecuarias. IIA, Cultivos varios. Agronomía Tropical. 37(1-3): 55-61.

Navarro, R. y E. Doreste. 1982. Desarrollo de *Heliothis zea* (Lepidoptera: Noctuidae) sobre dietas natural y artificial. Agronomía Tropical. 32(1-6): 69-79.

Navarro, R. y E. Doreste. 1995. Desarrollo de *Heliothis zea* (Lepidoptera: Noctuidae) sobre dieta natural y artificial. Revista Agronomía Tropical. 32 (1-6): 81-101.

Nielsen, D.; F. Purrington; G. Shambaugh, and G. Musick. 1980. Rearing *Podsesia larvae* on a meridic diet. J. Georgia Entomol. Soc. 15: 37-41.

Oklahoma State University, 2011. Black Cutworm, *Agrotis ipsilon*, Granulate cutworm, *Feltia subterranean*, Variegated cutworm, *Peridroma saucia*. [En línea]. Recuperado en: <<http://entoweb.okstate.edu/ddd/insects/cutworms.htm>> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Palacios, M. 2000. Producción de tubérculos-semillas de papa. Manual de capacitación. Centro Internacional de la Papa (CIP). Fascículo 3: 7-97.

Parra, J. 1979. Biología dos Insetos. Piracicaba, ESALQ/USP. 383p.

Parra, J. 2001. Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico. Piracicaba: Fealq. 134p.

Patterson, B. 2003. I've seen an *Elasmopalpus*. [En línea]. Recuperado en: <<http://bioblitz.yhedt.org.uk/species.php?species=Elasmopalpus>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Peruca, J. 2008. *Helicoverpa zea*. [En línea]. Recuperado en: <<http://nl.treknature.com/gallery/photo179060.htm>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.

Prado, E. 1991. Artrópodos y sus enemigos naturales asociados a plantas cultivadas en Chile. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Chile. Boletín Técnico. 207p.

- Rázuri, V. 1974. Biología y comportamiento de *Elasmopalpus lignosellus* Zeller, en maíz. *Revista Peruana de Entomología*, 17(1): 74-77.
- Reese, J.; L. English; T. Yonke and M. Fairchild. 1972. A method for rearing black cutworms. *Journal of Economic Entomology* 65: 1047-1050.
- Ridgway, J. 1971. Studies on the nutrition of the slug *Arion ater*. Ph.D. thesis. University of Bradford. 258p.
- Rivera, M. y H. Burrack. 2012. Host utilization is mediated by movement of pre-feeding *Phthorimaea operculella* larvae in the *Nicotiana tabacum* agroecosystem. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 145(2): 153–161.
- Rock, G. and E. Hodgson. 1971. Dietary amino requirements for *Heliothis zea* determined by dietary deletion and radiometric techniques. *Journal of Insect Physiology* 17: 1087-1097.
- Rodríguez, A. 1999. Ciclo biológico de la "polilla de la papa" *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae) en cuatro variedades comerciales de papa en Perú. *Rev. Per. Ent.* 41: 75-78.
- Rodríguez, M.; A. France y M. Gerding. 2004. Evaluación de dos cepas del hongo *Metarhizium anisopliae* var. *anisopliae* (Metsh.) para el control de larvas de gusano blanco *Hylamorpha elegans* Burm. (Coleoptera: Scarabaeidae). *Agricultura Técnica*, 64(1): 17-24.
- Rossi, R. y Rudolf, A. 2008. Manual de helicultura. [En línea]. Perugia, Italia. Recuperado en: <<http://www.slideshare.net/mauriquinteros/manual-helicicultura-rudolf-presentation>> Consultado el: 25 de enero de 2014.
- Rueda, A.; F. Slansky and G. Wheeler. 1991. Compensatory feeding response of the slug *Sarasinula plebeia* to dietary dilution. *Oecología*, 88: 181-188.
- Saavedra, C. 2012. *Hylamorpha elegans*. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.flickr.com/photos/cheloderus/6872569599>> Consultado el: 21 de noviembre de 2013.
- Saiful, M. 2007. Impacts of food diversity on some reproductive attributes in the gray field slug *Deroceras reticulatum* (Müller). Department of Entomology, University of Kentuck. *J. Bio-Sci.* 15: 15-21.
- Sandhu, H.; G. Nuessl; S. Webb; R. Cherry and R. Gilbert. 2010. Temperature dependent development of *Elasmopalpus lignosellus* (Lepidoptera: Pyralidae) on sugarcane under laboratory conditions. *Environmental Entomology*, 39(3): 1012-1020.

Sandhu, H.; G. Nuessly; S. Webb; R. Cherry and R. Gilbert. 2013. Temperature-dependent reproductive and life table parameters of *Elasmopalpus lignosellus* (Lepidoptera: Pyralidae) on sugarcane. *Florida Entomologist*, 96(2): 380-390.

Sandrine, P.; D. Gouinguené and E. Städler. 2006. Comparison of the egg-laying behaviour and electrophysiological responses of *Delia radicum* and *Delia floralis* to cabbage leaf compounds. *Physiological Entomology*, 31(4): 382–389.

Shepard, M. 2008. Tobacco splitworm *Phthorimaea operculella* (Zeller). [En línea]. Indonesia. Recuperado en: <<http://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5368077>> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Simmons, A. and R. Lynch. 1990. Egg production and adult longevity of *Spodoptera frugiperda*, *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae), and *Elasmopalpus lignosellus* (Lepidoptera: Pyralidae) on selected adult diets. *Florida Entomologist*, 73: 665-671.

Singh, P. 1974. Artificial diets for insects. (Bol. N° 214), Dept. of Scientific and Industrial Research. Wellington, Nueva Zelanda. 96p.

Spencer, J.; M. Candolfi; J. Keller and J. Miller. 1997. Specificity of accessory gland extracts in three *Delia* fly species (Diptera: Anthomyiidae). *Physiological Entomology*. 22: 175-182.

Standen, O. 1951. Some observations upon the maintenance of *Australorbis glabratus* in the laboratory. *Ann. trap. Med. Parasit*, 45: 80-83.

Stephenson, J. 1962. A culture method for slugs. *Proc. malac. Sot. Lond*, 35: 43-44.

Stone, K. 1968. Reproductive biology of the lesser cornstalk borer *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Lepidoptera: Phycitidae). I Rearing technique. *J. Econ. Ent.* 61 (6): 1712-1714.

Stringer, I and E. Grant. 2007. Captive rearing and biology of the endangered giant land snails *Placostylus ambagiosus* and *P. hongii* (Pulmonata: Bulimulidae). Science & Technical Publishing Department of Conservation, Nueva Zelanda. DOC Research & Development, Jan 1, 2007. series 279. 36p.

Sutton, R. 2008. Dark Sword-grass - *Agrotis ipsilon*. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.wildaboutbritain.co.uk/pictures/showphoto.php/photo/67389/size/big>> Consultado el: 20 de noviembre de 2013.

Teakle, R. 1991. Laboratory culture of *Heliothis* species and identification of disease. (pp. 22-29). In: ZALUCKI, M.P. (Ed.) *Heliothis: Research methods and projects*. Ed. Springer-Verlag.

Thomas, P. and J. Thomas. 2010. Snail Rearing. 01-2010. [En línea]. Recuperado en: <<http://escargot.free.fr/eng/snail.htm>> Consultado el: 24 de enero de 2014.

Ticheler, J. 1971. Rering of the onion fly, *Hylemya antiqua* (Meigen), with a view to release of sterilized insects. (pp. 341-346). In: Sterility principle for insect control or eradication. Proceedings International Atomic Energy Agency, Vienna.

Tippins, H. 1982. A Review of information on the lesser cornstalk borer *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller). University of Georgia, College of Agriculture, Experiment Stations. 65p.

UC Davis.1985. Integrated pest management for tomatoes. 2° ed. Publication 3274.

University of Minnesota. [s.a.]. ECB Manual: Oviposition Cages and Chamber. [En línea]. Recuperado en: <http://www.entomology.umn.edu/ecb_manual/Oviposition/index.htm> Consultado el: 12 de Junio de 2014.

Uribe, A. 2008. Crianza de caracoles peruanos. [En línea]. Recuperado en: <<http://www.monografias.com/trabajos57/caracoles-peru/caracoles-peru2.shtml>> Consultado el 18 de julio de 2014.

Urretabizkaya, N.; Vasicek, A. y E. Saini. 2010. Insectos Perjudiciales de Importancia Agronómica. I. Lepidópteros. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA); Universidad Nacional de Lomas de Zamora; Universidad Nacional de La Plata. 77 p.

Vargas, J. 2009. Interacción de un baculovirus con azadiractica para el control del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Practica Final de Graduación Ingeniero en Biotecnología, Bachiller. Cartago, Costa Rica: Escuela de Biología, Ingeniería en Biotecnología, Instituto Tecnológico de Costa Rica. 70p.

Vargas, M. 2003. Caracterización de tres cepas de *Beauveria brongniartii* (saccardo) petch y su virulencia en *Phthorimaea operculella* (zeller) y *Symmetrischema tangolias* (gyen). Tesis Biólogo, Mención en Microbiología y Parasitología. Perú: Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 127p.

Wennmann, J. and J. Jehle. marzo, 2014. Detection and quantitation of *Agrotis baculoviruses* in mixed infections. Journal of Virological Methods, 197: 39–46.

Wright, A. 1973. Evaluation of a synthetic diet for the rearing of the slug *Arion ater* l. School of Biological Sciences, University of Bradford. Comp. Biochem. Physiol., 46A: 593-603.

Yáñez, S. 2012. Evaluación de un virus entomopatógeno como potencial agente de control biológico de *Neoleucinodes elegantalis* (guenée) (Lepidoptera: Crambidae). Tesis Magister

en Ciencias Vegetales con Mencion en Proteccion Vegetal. Valdivia, Chile: Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Austral de Chile. 104.

Zhao, Z.; I. Riley, and A. Lush. 2004. Effect of temperature and antibiotics on the hatching of *Microxeromagna armillata* (Mollusca: Hygromiidae) eggs: developing an in vitro bioassay for fungal egg parasites. *Molluscan Research*, 2004, 24: 1-5.

ANEXO

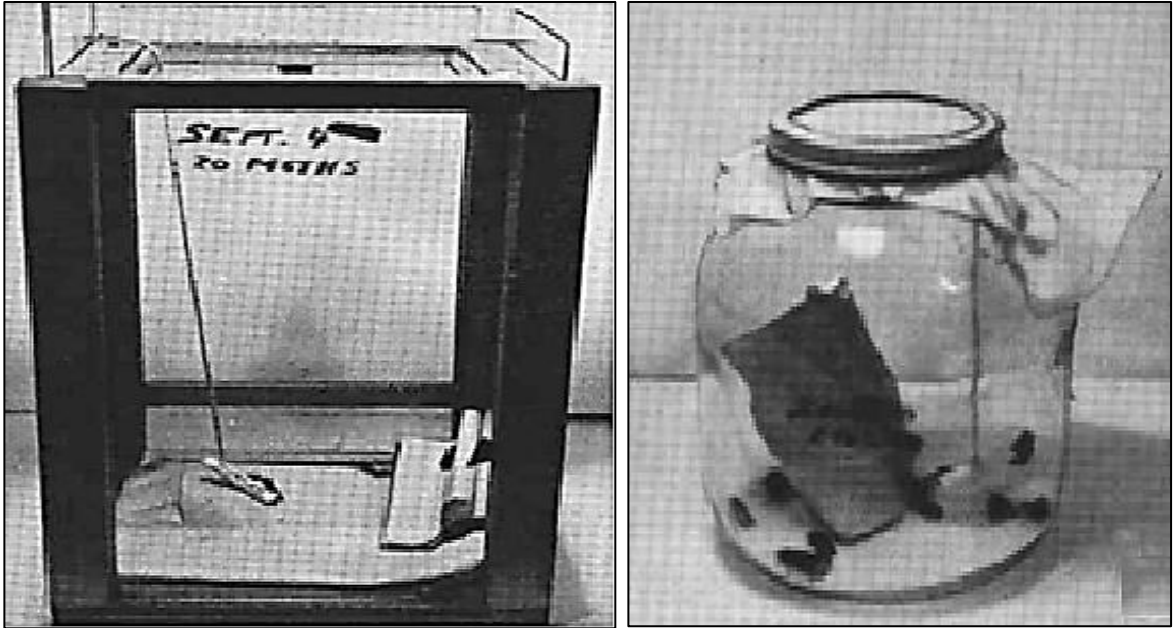


Figura 1. (A) Caja usada para el desarrollo y apareamiento de polillas y (B). Recipiente usado para mantener las polillas durante el periodo de postura de huevos.



Figura 2. (A) Frasco de reproducción-oviposición con tapa de papel (Lopez et al., 2010) y (B) Frasco de reproducción-oviposición con tapa de malla fina (Conway et al., 2010).



Figura 3. (A) Caja individual de oviposición y (B) Caja para crianza masiva (University of Minnesota, s.a.).



Figura 4. (A) Caja plástica con cubierta de tul (Anónimo 3, 2012) y (B) Bosquejo de los componentes de un recipiente de crianza (CISEO, 1997).



Figura 5. Caja de apareamiento-ovipostura (izquierda) y caja de cría (derecha) (Stone, 1968).



Figura 6. Ejemplos de cría de caracol en exterior: A (Uribe, 2008), B (Anónimo, 2008).



Figura 7. Shade house (Anónimo 4, 2009); **Figura 8.** Lath house (Anónimo 5, 2009).



Figura 9. Cámaras de crianza de diferentes tamaños (CARON, s.a.).

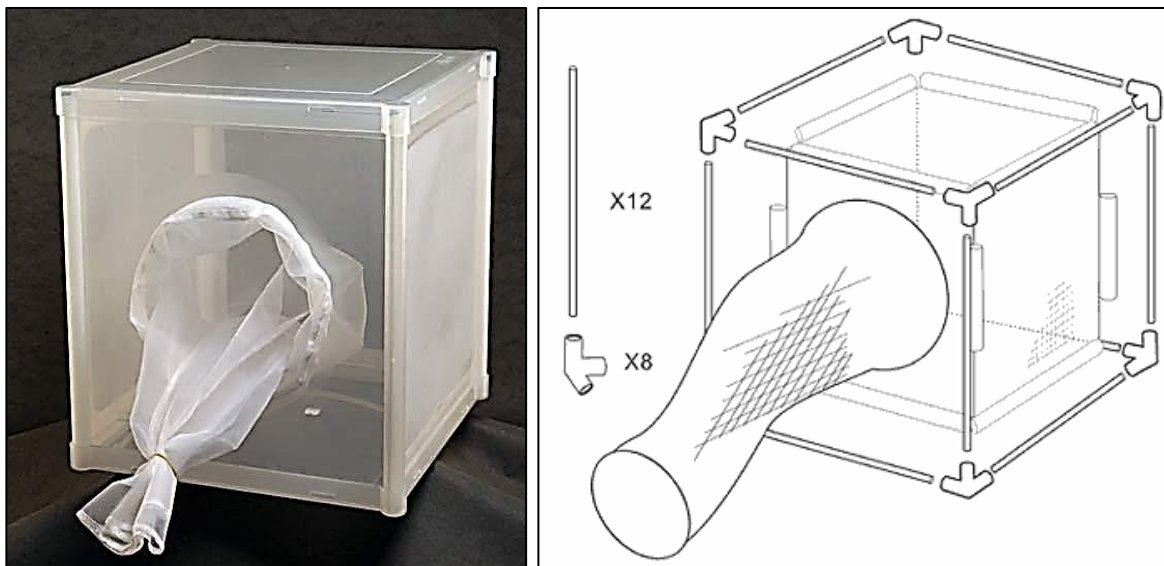


Figura 10. Caja de crianza (24,5 x 24,5 x 24,5 cm) (Bugzarre, 2014).



Figura 11. Fotografías de una metodología de crianza para *Galleria mellonella*: (A) Recipiente de cria de larvas, con una abertura en la tapa, cubierta con tela fina; (B) Larvas sobre la dieta en el recipiente de cria; (C) Frasco de apareamiento-ovipostura, con un trozo de tela en la tapa como sustrato para la oviposición y (D) Ingredientes utilizados en una dieta para *Galleria mellonella* (219 mL de glicerina; 2 mL de jarabe Pantiban; 100 mL de agua destilada; 187 g de Nestum trigo y miel; 187 g de Nestum 5 cereales; 138 g de azúcar y 120 g de germen de trigo (Allende, 2014⁴).

⁴ Geraldine Allende, Egresada de Ingeniería Agronómica, Facultad de Agronomía, Depto. de Sanidad Vegetal, Universidad de Chile, Santiago, Chile.