

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA
Facultad de Ciencias Agrícolas

Escuela Académico Profesional de Agronomía

BIOLOGIA Y OPTIMIZACION DE LA CRIANZA MASAL DE
Amblyseius largoensis MUMA 1989 (ACARI: PHYTOSEIIDAE)
PREDADOR DE *Polyphagotarsonemus latus* "ACARO
HIALINO" (ACARI: TARSONEMIDAE)

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. SOFIA JIMÉNEZ JORGE

Para optar el Título de:

INGENIERO AGRONOMO

TACNA—PERÚ

2010

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN-TACNA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

**BIOLOGÍA Y OPTIMIZACIÓN DE LA CRIANZA MASAL DE
Amblyseius largoensis MUMA 1989 (ACARI: PHYTOSEIIDAE)**

PREDADOR DE

***Polyphagotarsonemus latus* "ACARO HIALINO" (ACARI:
TARSONEMIDAE)**

Tesis presentada para la versión en Julio del 2010, estando el jurado calificador integrado por:

Presidente :



Dr. Oscar Fernández Cutire

Secretario :




Dra. Rosario Zegarra Zegarra

Vocal:



Rodi Aférez García

Asesor de tesis:



Blgo. Enrique Deza Quiñonez

UNIVERSIDAD NACIONAL "JORGE BASADRE GROHMANN" DE TACNA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRICOLAS
TITULO PROFESIONAL

Tomo: 02

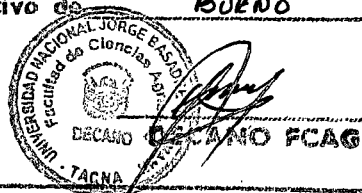
Folio N° 486

El Decano de la Facultad, GERTIFICA:

Que el Bachiller: Jiménez Jorge
Sofía

ha sustentado el presente Trabajo de Tesis y ha sido APROBADO
por Unanimidad, con el calificativo de BUENO

Tomo, 2010 agosto 10



Dedicatoria:

Una enorme gratitud a mi padre Dios, a mi madre Sofia, hermanos Antòn y Lula, mis sobrinos Ruth Zurey, Ana Alicia y Luis Pablo, mi cuñada Soledad; amigos y allegados que de alguna forma siempre me brindaron su apoyo para seguir adelante.

A mi compañero y gran amor Heri, pieza fundamental en mi vida, presente desde hace 7 años en cada paso que doy, por toda la paciencia y perseverancia, para culminar este proyecto.

Agradecimientos:

A mis 2 grandes amigos, coasesores y maestros Lic.Armando Canales Canales (PNCB) y Lic.Clodoaldo León Ávila (PROCITRUS), quienes me brindaron todo su apoyo en la realización de este trabajo, me guiaron y me enseñaron que perseverar en la vida es sinónimo de triunfo.

Al Ing. Lius Valdivieso Jara de igual forma a la Srta.Luz Torres Vásquez, quienes me dieron la oportunidad de incorporarme al Programa Nacional de Control Biológico (PNCB).

Un especial agradecimiento a PROCITRUS por el apoyo económico, al Presidente Sr. Antonio Gaínza, Gerente General Sr. Sergio del Castillo y a todos las personas que laboran en la Asociación.

A las personas que laboran en el Programa Nacional de Control Biológico (PNCB) del SENASA quienes me brindaron su experiencia, ideas, correcciones y sugerencias en este trabajo.

Al Biólogo Enrique Deza, por aceptar ser mi asesor y por las sugerencias, de igual manera a la Dra.Rosario Zegarra y al Sr.Mario Matos por su apoyo incondicional y desinteresado.

CONTENIDO

RESUMEN

INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO I.REVISIÓN BIBLIOGRÀFICA.....	4
CAPÍTULO II.MATERIAL Y MÈTODOS.....	48
CAPÍTULO III.RESULTADOS.....	57
CAPÍTULO IV.DISCUSIONES.....	75
CAPÍTULO V.CONCLUSIONES.....	80
CAPÍTULO VI.RECOMENDACIONES.....	83
BIBLIOGRAFÌA.....	84
ANEXOS.....	107

RESUMEN

En el Perú, no se han realizado estudios sobre *Amblyseius largoensis*, ya que esta es una especie introducida de Cuba. Este trabajo busca dar a conocer el uso de ácaros predadores mediante un control biológico. La obtención del ciclo biológico se dio bajo condiciones de laboratorio en el Programa Nacional de Control Biológico (21,2 °C – 74,9 % y 25,2 °C – 67,2 %), como también para la crianza masal (26,3 °C - 60,3 %). Las conclusiones más importante son; el desarrollo del predador es de 7,81 días a 21,2 °C y 5,49 días a 25,2 °C, el período promedio de los diferentes estadíos ninfales a 21,2 °C y 25,2 °C son: 2,78 ± 0,50 y 2,15 ± 0,56 para huevo-larva 1,33 ± 0,50 y 1,23 ± 0,38 para larva - protoninfa 1,9 ± 0,31 y 1,08 ± 0,24 para protoninfa - deutoninfa, 1,8 ± 0,41 y 1,03 ± 0,11 para deutoninfa - adulto. La capacidad de oviposición es de 21,2 °C (29,3 ± 10,58 huevos por hembra) que a 25,2 °C (24,4 ± 6,33 huevos por hembra). La pre-oviposición es de 2,5 ± 0,53 días y 1,8 ± 0,42 días, la oviposición es de 16,6 ± 6,59 días y 10,8 ± 2,61 días y la post-oviposición es de 6,4 ± 2,91 días en 21,2 °C y 9,6 ± 7,15 días a 25,2 °C. La longevidad a 21,2 °C es mayor en hembras 35 ± 8 días y a 25,2 °C es de 27,4 ± 6,33 días, también en 21,2 °C es mayor en machos 11,6 ± 2,88 días y a 25,2 °C es 11,5 ± 3,14 días. En la crianza masal la dieta que toma menos tiempo en su elaboración es la de *Ricinus communis* con 2,30 horas en prepararla, en cuanto a costos de producción la crianza actual se ha reducido en más de 50% en comparación a primeras crianzas.

INTRODUCCIÓN

En la actualidad existen una gran cantidad de ácaros fitófagos los cuales son perjudiciales tanto en cultivos como en frutales, por lo general estos se tratan mediante aplicaciones periódicas con acaricidas, trayendo como consecuencia la resistencia en las especies denominadas plaga y un terrible impacto ambiental (García-Mari y González Zamora, 1998).

En nuestro país, el ácaro hialino, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) se presenta como una plaga estacional, de suma importancia en el ámbito de la fruticultura especialmente en cítricos, perjudicando frutos de exportación si estos no se controlan en el tiempo adecuado.

Con las nuevas tendencias en el manejo de plagas en la agricultura se espera la implementación de sistemas de monitoreo y control mediante tácticas sustentables que con el transcurrir del tiempo favorecerán dando como resultado un bajo impacto en los agroecosistemas.

Una de las tácticas sería el uso de control biológico, a través de ácaros fitoseidos que constituyen una nueva forma de control para *Polyphagotarsonemus latus*; donde estos tienen la ventaja de llegar a cualquier sitio de la hoja para ejercer un control eficiente, adicionalmente se reduce la importación de productos químicos y se protegen los enemigos naturales presentes en el agroecosistema, contribuyendo a la preservación del medio ambiente (Peña y Osborne, 1996; Karut y col., 1998).

Para el uso del control biológico con artrópodos, tanto para técnicas inoculativas como inundativas, se requiere del desarrollo de un grupo de investigaciones que permitan demostrar la factibilidad de la utilización de estos organismos. Esto sólo se logra realizando estudios básicos de biología que incluyan conducta alimentaria y respuestas numérica y funcional, verificados con el desarrollo de técnicas de cría, únicos parámetros que pueden evaluar la potencialidad biorreguladora de ácaros predadores, y que constituyen los elementos de base fundamentales e imprescindibles para una aplicación exitosa posterior (Rodríguez, 2001).

Esta investigación busca obtener el ciclo biológico y optimizar la crianza del ácaro predador *Amblyseius largoensis* pudiendo así servir para posteriores estudios al no tenerse aún registro alguno en el Perú sobre el estudio de esta especie, como agente de control biológico.

Con los antecedentes ya mencionados se propuso la siguiente hipótesis a estudiar es el polen de *Ricinus communis* y la araña del género *Eotetranychus sp* las mejores dietas para el ácaro predador *Amblyseius largoensis*.

Para dar respuesta a esta hipótesis se plantean los siguientes objetivos:

1. Buscar obtener el ciclo biológico mediante dos diferentes temperaturas de *Amblyseius largoensis*.
2. Determinar la mejor dieta para la optimización de la crianza masal.
3. Comparar la cantidad de posturas y duración del desarrollo de este fitoseido mediante las tres dietas establecidas.
4. Seleccionar un método de cría sencillo, económico y efectivo para la reproducción de *A.largoensis*.

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1. Características: Familia *Phytoseiidae*

La familia *Phytoseiidae* son pequeños artrópodos que han atraído considerablemente la atención en las últimas cuatro décadas ya que reviste interés desde el punto de vista agrícola algunas especies son valiosas en el control biológico de ácaros fitófagos y pequeños insectos, que constituyen plagas agrícolas. (Chant, 1993). (Morales et al. ,2004) menciona la existencia de 2,117 especies descritas en esta familia con 67 géneros, encontrándose en plantas, suelo, etc.

De la compleja historia de los ácaros, la familia *Phytoseiidae* es la más empleada en todo el mundo, se trata de ácaros de tamaño medio a grande (0,2 a 2 mm), bien esclerotizados, con el idiosoma, tanto en su parte dorsal como en la ventral, cubierto por una serie de placas rígidas, en número y forma variable según los casos. Los quelíceros son generalmente quelado-dentados, estos ácaros presentan un par de estigmas que se abren lateralmente entre las coxas del tercer y cuarto par de patas. Siendo la

mayoría de las especies de vida libre. Las primeras viven generalmente en el suelo o sobre materia orgánica, siendo también abundantes en la parte aérea de las plantas y son animales muy móviles de hábitos depredadores u omnívoros. (Muma, 1961)

Por su parte (Muma y Denmark ,1969 citados por Doreste ,1988) señalan que los individuos de la familia *Phytoseiidae* se caracterizan morfológicamente por presentar un apotelo palpal de dos puntas, quelíceros quelados, setas hipostomales no diferenciadas, epistoma liso o en ocasiones serrado, esterno cuadrado con 2-5 pares de setas laterales y 1-3 pares de poros laterales, escudo dorsal entero o dividido transversalmente, con menos de 24 pares de setas, 1-3 pares de setas sublaterales, peritremas extendidos anteriormente, originándose desde los estigmas mesolaterales, ano ventral, las patas son del tipo corredor provistas de pretarso y ambulacro. Las hembras presentan el poro genital protegido por una membrana anterior de la placa genital, esta placa por su parte, presenta un par de setas laterales, además de tener una forma más o menos truncada posteriormente, entre las coxas del III y IV par de patas se abren un par de espermatecas, una placa ventrianal de forma pentagonal, alargada o cuadrada provisto de 1-5 pares de setas preanales junto a las paranales y postanales, 1-5 pares de setas

ventroanales y un par de setas caudales. Los machos por su parte tienen espermatozóidos quelicerales, el poro genital protegido por el margen anterior de la placa esternal, una placa ventrianal provista de 3-6 pares de setas preanales y un par de setas caudales.

Posición taxonómica:

(Chant y McMurtry, 1994) refieren que existe una controversia desde las adoptadas por Muma y col., 1970, quienes la consideran compuesta por más de 50 géneros y/o subgéneros. (Chant 1965) reconoció 10 géneros y (Evans 1957) reconoce tres géneros. En el otro extremo está (Hirschmann 1962 citado por Chant y McMurtry, 1994), quien considera a todos los fitoseidos como un solo género en otra familia. La clasificación más actual reconoce tres subfamilias dentro de *Phytoseiidae*: *Amblyseiinae* Muma, *Phytoseiinae* Berlese y *Typhlodrominae* Chant y McMurtry.

La subfamilia *Amblyseiinae*, con aproximadamente 986 especies, presenta una gran variabilidad en sus características taxonómicas (Chant y McMurtry, 1994).

Uno de los géneros que integra esta subfamilia es *Amblyseius* Berlese. Las especies pertenecientes al mismo tienen caracteres morfológicos

externos extremadamente variables, en relación con la forma, tamaño y naturaleza de los escudos y las setas (Chant, 1985).

En la actualidad, el género *Amblyseius* está subdividido en 15 grupos de especies, que incluyen un total de 76 representantes (Denmark y Muma, 1989). El grupo *largoensis* está compuesto por 11 especies muy relacionadas, que se pueden distinguir por ligeras diferencias en la longitud de las setas, forma del cérvix de la espermateca y algunas veces, por el contorno del margen posterior del escudo esternal (McMurtry y Moraes, 1984).

Lo señalado por (Rodríguez, 2001) indica que; *Amblyseius largoensis* fue encontrado por primera vez en hojas de lima, en la Florida, siendo descrito por Muma (1955) como *Amblyseiopsis largoensis*. Ehara (1959), también lo denomina como *Amblyseopsis largoensis* y Chant (1959) lo nombra *Typhlodromus (Amblyseius) largoensis*. Posteriormente, Muma (1961) lo identifica como *Amblyseius (Amblyseiulus) largoensis* y Van der Merwe (1965) como *Amblyseius neolargoensis*. Finalmente, De Leon (1966) lo nombra nuevamente como *Amblyseius largoensis*, identificación que mantiene en la actualidad.

Esta especie ha sido redescrita por (Corpuz y Rimando 1966), (Carmona 1968), (Ehara y Blandhufalck 1977), (Rodríguez y col., 1981 y McMurtry y Moraes (1984).

Posición taxonómica (Krantz, 1978)

SubClase	: Acari
Orden	: Parasitiformes
Suborden	: Gamasida
SuperCohorte	: Monogynaspides
Cohorte	: Gamasina
SuperFamilia	: Phytoseioidea
Familia	: Phytoseiidae
SubFamilia	: Amblyseiinae
Género	: <i>Amblyseius</i>
Especie	: <i>Amblyseius largoensis</i> (Muma)

2. Distribución geográfica de *Amblyseius largoensis* y *Polyphagotarsonemus latus*

***Amblyseius largoensis*:**

Según el trabajo de investigación de (Rodríguez, 2001) señala que en Cuba, *A. largoensis* es informado por primera vez por (Rodríguez y col., 1981) en limón "Eureka", tangelo "Orlando" y naranjo "Lue Ging Gong", donde está asociado con *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes), *Eutetranychus banksi* (McGregor), *Panonychus citri* (McGregor), *Phyllocoptruta oleivora* Ashmead y *Tetranychus* sp. Posteriormente, (Ramos y Ramírez 1993) indican su presencia en toronjo Marsh (*Citrus paradisi* Macf), mientras que (Fernández y Ramos 1995), lo encontraron en papa, donde *P. latus* era la plaga predominante.

También se ha informado de *A. largoensis* en Nueva Güinea sobre *C. papaya* junto a *Tetranychus lambi* Pritchard y Baker; en *Cocos nucifera* Linn. con *Tetranychus fijiensis* Hirst.; sobre *Croton* sp. con *Tetranychus neocaledonicus* Andre; en *Hibiscus* sp., *Manguifera indica* Linn., *Phaeomeria magnifica* Lind. y *Abelmoschus manihot* (Linn.) con *T. lambi*; en *Oryza sativa* Linn. con *Oligonychus plegas* Baker y Pritchard; *Ficus benjamina* Linn. con *Panonychus* sp.; *Passiflora* sp. con *Tetranychus marianae* McGregor, *Gossypium* sp., *Citrus* sp. y *Manihot utilisima* Pohl. con *Tetranychus kanzawai* Kishida y sobre *Acalypha hispida* Burn (Schicha y Gutiérrez, 1985).

También se ha señalado en Venezuela sobre plátano (*Musa spp.*) (Freites y Alvarado, 1978), sobre *Citrus aurantium* Linn. y *Persea americana* Mill. (Aponte y McMurtry, 1993); en Turquía sobre cítricos (Cobanoglu, 1989) y Tanzania (El-Banhawy y Abou-Awad, 1990).

Este fitoseido ha sido informado en todos los continentes, excepto en la Antártica. En la actualidad se conoce de su presencia en 38 países y se ha localizado en más de 112 plantas hospedantes (Freitez y Alvarado, 1978; Moraes y col., 1986; Schicha y Gutiérrez, 1985; Cobanoglu, 1989; El-Banhawy y Abou-Awad, 1990 y Aponte y McMurtry, 1993).

Polyphagotarsonemus latus:

Este tarsonemido presenta una amplia distribución geográfica, extendiéndose desde las regiones tropicales a las subtropicales y en invernaderos de todo el mundo. Ha sido informado en más de 100 especies de plantas, que abarcan 55 familias dicotiledóneas y dos monocotiledóneas, donde se incluyen diversos cultivos de importancia económica.

Especie, polífaga y cosmopolita, presente en plantas hospedantes más comunes como ser: *Capsicum* spp., *Citrus* spp., *Phaseolus vulgaris* Linn., *Lycopersicon lycopersicom* (Mill.), *Solanum tuberosum* Linn, *Nicotiana tabacum* Linn., *C. papaya* Linn., *Cucurbita* spp., *Dahlia caccinea* Cav., *Hibiscus cannabinus* Linn, *Petiveria alliaceae* Linn., *Sonchus oleraceus* Linn., *Impatiens balsamina* Linn., *Bidens pilosa* Linn., *Mentha arvensis* Linn., *Datura stramonium* Linn., *Rauwolfia tetraphylla* Linn., *Sida rhombifolia* Linn. y *Momordica balsamica* Linn. (Pérez y col., 1991).

Por sus características etológicas y biológicas es una plaga de difícil control a través de los métodos y medios más utilizados en la protección de los cultivos. Los síntomas que produce varían sobre los diferentes hospedantes. Estas diferencias probablemente reflejan las reacciones específicas de la planta ante la alimentación de la plaga y la inyección de toxinas (Gerson, 1992). Esta sintomatología a menudo se confunde con las producidas por enfermedades, fitotoxicidad o deficiencias de microelementos (Jeppson y col., 1975; Peña y Bullock, 1994).

(Peña y Bullock 1994) determinaron que este ácaro produce una disminución de la altura de la planta, reduce la dominancia apical, induce el desarrollo de vástagos laterales y disminuye el área foliar.

El ciclo de desarrollo de *P. latus* es extremadamente simple, presenta los estadios de huevo, larva y adulto (Vieira, 1995). El huevo es característico, ovoide, pegado a la superficie de la hoja por su parte plana; mientras que por la parte convexa posee de 5 a 6 hileras de 7 a 8 tubérculos de color blanco opaco, que se destacan sobre la envoltura traslúcida. La larva es blanca, ovoide recién eclosionada, a las pocas horas es fusiforme. Posee tres pares de patas y es de movimientos lentos. Le sucede un estadio inactivo y en el interior de su tegumento se transforma en adulto (Almaguel, 1996).

El ácaro blanco tiene una duración del desarrollo de 2,90 y 2,82 días, una longevidad de 12,24 y 10,69 días y una fecundidad total de 23,67 y 18,31 huevos sobre pimiento variedad California Wonder y Español, respectivamente (Ramos, 1980). En lima persa *Citrus latifolia* Tanaka la duración del desarrollo varía entre 3,56 y 4,29 días como promedio (Ramos, 1986; Ramos y Álvarez, 1987; Ramos y col., 1988). Sin embargo, en papa estos valores son muy favorables a la plaga. El ciclo de desarrollo se completa, como mínimo, en 2,13 días, tiene una longevidad de 8,63 días y oviposita como promedio 24,73 huevos / hembra (Calilung y col. 1994). Este especie tiene un corto tiempo generacional, una alta

fecundidad y un pequeño tamaño, lo que unido su hábitat protegido y patrones de dispersión provocan súbitos y devastadores efectos sobre la planta hospedante, convirtiéndola en plaga de los cultivos que incide (Hugon, 1983; Gerson, 1992; Peña y Bullock, 1994).

3. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) en cítricos

El ácaro blanco, *Polyphagotarsonemus latus*, es conocido también como: ácaro hialino, ácaro plateado de los cítricos, ácaro blanco, ácaro tropical y ácaro amarillo del té. Es plaga de muchos cultivos a nivel mundial (Gerson, 1992), en los cítricos es considerado una plaga estacional, atacando siempre a hojas más jóvenes principalmente en viveros de producción, hojas atacadas se tornan deformadas, su fase inferior adquiere aspecto corticoso, frutos de naranja infestados se tornan generalmente ceniza-plateado, presentando tamaño menor que frutos no atacados (Oliveira, 1993). Es el único representante del género *Polyphagotarsonemus* Beer y Nucifora.

Su posición taxonómica según Krantz (1978) es la siguiente:

SubClase : Acari
Orden : Acariformes
Suborden : Actinedida

SuperCohorte	: Promatides
Cohorte	: Eleutherengonina
SubCohorte	: Heterostigmata
SuperFamilia	: <i>Tarsonemoidea</i>
Familia	: <i>Tarsonemidae</i>
SubFamilia	: <i>Tarsoneminae</i>
Género	: <i>Polyphagotarsonemus</i>
Especie	: <i>Polyphagotarsonemus latus</i> (Banks)

En cítricos este ácaro produce deformación y bloqueo del crecimiento de los brotes jóvenes y asimetría foliar. En el fruto vive desde que abre la flor hasta terminar la fase de crecimiento rápido, con infestaciones máximas a la caída del estilo. El daño del ácaro blanco provoca pérdida de la calidad de la fruta, que incluye afectaciones en el contenido de vitamina C, ácido cítrico y la cantidad de jugo. Puede reducir el peso y el diámetro del fruto, así como aumentar el grosor de la corteza debido al proceso de suberificación de la superficie que toma una apariencia plateada. Las pérdidas mayores ocurren durante la primera brotación anual, con una afectación de un 15,5 % por tonelada de frutos (Peña, 1990; Almaguel, 1996).

4. Ácaros en el Perú

En el Perú, se han realizado pocos estudios sobre identificación, taxonomía y biología en ácaros *phytoseidos* y en general, de los investigadores más destacados se mencionan, Dr. Carlos W. Fletchamnn, Dr. Gilberto de Moraes, y el Blgo. Alberto Guanilo.

Dentro de estos estudios se encuentran la especie nativa que más predomina en el Perú es *Amblyseius chungas*, donde fue encontrado por primera vez en Motupe (Denmark & Muma 1989) y son considerados como ácaros generalistas.

Del la investigación de (Guanilo, 2005) se identifica las siguientes especies predadoras asociadas a *Panonychus citri*: *Amblyseius chungas* Denmark & Muma 1989, *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot 1957, *Neoseiulus californicus* McGregor 1954, *Thyphlodromus evectus* Schuster 1966, *Thyphlodromus transvaalensis* Nesbitt 1951, *Thyphlodromina subtropica* Muma & Denmark 1961.

5. Biología de los Phytoseiidae

El ciclo de vida de los fitoseidos consta de los siguientes estados: huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto. El huevo está cubierto por una sustancia adhesiva que le permite su fijación al sustrato. Los huevos son ovipuestos en lugares resguardados de la exposición directa a los

factores ambientales, siendo rara vez depositados en lugares abiertos (Sabelis, 1985). Según lo señalado por (Osborne et al., 1999) los huevos recién ovipuestos presentan una coloración anarajanda a translúcida, la que sin embargo va tornándose café u opaca con el paso del tiempo.

(Sabelis 1985), señala que la larva hexápoda soporta todo el peso del cuerpo en los dos últimos pares de patas, mientras que el primer par cumple una función sensorial, debiéndose a esto su baja movilidad. Algunos autores señalan que en este estadio el individuo no se alimenta, mientras que otros señalan que si se alimenta.

(Zhang y Croft 1994 citados por Palevsky et al., 1999), clasificaron los hábitos alimenticios de las larvas de fitoseidos en tres tipos: (1) larvas que no se alimentan; (2) larvas en las que la alimentación es facultativa y (3) larvas que deben alimentarse obligatoriamente. (Palevsky et al., 1999) señalan que *Typhlodromus athiasae* Porath y Swirski y *Neoseiulus californicus* Mcgregor, no necesitan alimentarse para continuar con su desarrollo, observándose en *N. californicus* entre el 95% a 100% de sobrevivencia en las larvas que no se alimentan.

Los dos estadios ninfales (estadios octópodos) presentan una alta capacidad de búsqueda y se alimentan abundantemente (Monetti et al., 2000). En algunas especies, previo a la muda, se ha observado un periodo de inactividad. Es así como *A. citrifolius* previo a la muda extiende los palpos los fija al sustrato, permaneciendo en esa posición por un periodo de hasta 10 hr, mientras se produce el desprendimiento del exoesqueleto, lo que se logra a través una ruptura transversal de la placa dorsal, ocasionada por movimientos del cuerpo (De Moraes y McMurtry, 1981 citados por Sabelis, 1985).

Generalmente tanto el macho como la hembra, presentan el estadio larval y ambos estadios ninfales, sin embargo el macho de *Amblyseius fallacis* (Garman) no presenta el estado de deutoninfa (Ballard, 1954 citado por SABELIS, 1985).

Hábitos alimenticios:

Al estudiar el efecto de varios alimentos sobre la duración del desarrollo de *A. largoensis*, (Kamburov 1971) indica un período de incubación inferior a dos días. Al evaluar el efecto de la temperatura sobre esta fase, (Tanaka y Kashio 1977) encontraron valores que oscilaron entre $1,58 \pm$

0,17 y $5,39 \pm 1,10$ días, cuando las temperaturas variaron de 35,0 a 15,0 °C, respectivamente.

Las larvas de los ácaros *Phytoseiidae* emergen quebrando el corion por la parte más ancha del huevo, utilizando el primer par de patas y los apéndices del gnatosoma (Prasad, 1967). La eclosión dura de dos a 15 minutos. El cuerpo de la larva se sostiene por los dos últimos pares de patas. El primer par va a servirle, principalmente, como aparato sensorial. Las larvas y las ninfas alcanzan la fase siguiente por medio de mudas (Sabelis, 1985). Esta se completa en 30 minutos y al parecer no tiene sitio ni momento específico (Moraes y McMurtry, 1981). El período de huevo a adulto de *A. largoensis* ha sido determinado por varios investigadores. (Kamburov 1971) encontró que puede variar entre 4,80 días, cuando se alimenta de *Eotetranychus orientalis* (Klein) y 9,90 días sobre *Toxoptera aurantii* (Fonscolombe).

(Tanaka y Kashio 1977) señalan que la duración del ciclo de desarrollo de *A. largoensis* se incrementa de $5,54 \pm 1,23$ días a 32,5 °C hasta $17,19 \pm 3,61$ días a 15 °C. Este período no difirió significativamente entre hembras y machos. Al respecto, (Sabelis 1985) plantea que el período de huevo a adulto de los machos no es generalmente más corto que el de las

hembras, como ocurre en los ácaros tetraníquidos. En algunas especies como *Phytoseius hawaiiensis* Prasad, los machos desarrollan ligeramente más rápido que las hembras; mientras que en otras especies, como *Amblyseius citrifolius* (Denmark y Muma) ocurre lo contrario. El significado funcional de estas diferencias no está claro.

La duración del ciclo de desarrollo se ha medido extensivamente para más de 30 especies de ácaros depredadores, revelando variaciones intraespecíficas, las cuales pueden ser producidas por diferencias entre razas, condiciones experimentales, alimentación, temperatura, humedad, e imprecisiones de los estimados (Sabelis, 1985 b; Momen y El-Saway, 1993).

5.1 Anatomía externa e interna

Los fitoseidos generalmente miden menos de 500 μm . El cuerpo se puede dividir en dos grandes regiones, gnatosoma e idiosoma, siendo esta última la región donde se ubican las patas, la abertura genital y anal (Chant, 1985).

El gnatosoma tiene estructuras con funciones sensoriales; para la captura y consumo de la presa y en el caso de los machos estructuras

especializadas para la cópula. Las estructuras que componen esta región del cuerpo de los *Phytoseiidae* son: un par de palpos (con 5 segmentos) que son utilizados en la detección del alimento; un par de quelíceros que son utilizados en la captura de la presa; un par de estiletes usados para punzar y sacar los fluidos de la presa y un par de malas. En los fitoseidos no se ha observado la ingesta de alimentos sólidos, salvo polen e hifas de hongos (Chant, 1985).

Ventralmente en la zona anterior del idiosoma se encuentra el tritosterno bifurcado, según lo señalado por (Wernz y Krantz 1976 citados por Chant 1985), la función de esta estructura es ayudar en el transporte de líquidos (agua). En la región ventral en la hembra se observa la abertura genital a través de la cual se produce la oviposición la cual se encuentra ubicada en la zona anterior de la placa genital (Chant, 1985).

Tanto en la hembra como en el macho se observa un peritrema, que se extiende lateralmente al idiosoma, partiendo desde la coxa del IV par de patas. Asociado a esta estructura se encuentra el estigma, ambas estructuras cumplen una función respiratoria en estos ácaros (Chant, 1985). El autor antes indicado señala que los adultos de los fitoseidos, poseen cuatro pares de patas, observándose en el primer par un tarso de

mayor tamaño que en las otras patas, además del mayor tamaño tiene setas sensoriales, cumpliendo una función muy parecida a las antenas de los insectos.

La anatomía interna de los fitoseidos ha sido poco estudiada, sin embargo se conoce con cierto grado de detalle, el sistema digestivo y el sistema reproductivo. Según lo señalado por (Starovir 1973 citado por Chant 1985), los fitoseidos poseen glándulas salivales muy desarrolladas, además indica que la saliva producida, es rica en enzimas, las que son inyectadas a la presa realizando un proceso de predigestión para facilitar la extracción de los fluidos de la presa. Tras la abertura oral, se observa una faringe muy musculosa, la que se utiliza en la succión del contenido de la presa. La faringe continúa en un esófago, el que desemboca en un ventrículo y en el intestino medio (Chant, 1985).

En los fitoseidos se pueden observar dos divertículos o ciegos gástricos, que son utilizados como superficie adicional para la digestión. Estas extensiones del ventrículo, pueden ser observadas macroscópicamente, según el alimento que esté consumiendo el ácaro, de esta forma se observa una estructura en forma de "H" en el idiosoma, correspondiendo las franjas verticales y la franja horizontal a los ciegos y al ventrículo

respectivamente (Chant, 1985). El mismo autor señala que existen tres tipos de células que recubren los intestinos (digestivos, secretores e indiferenciados), éstas en su conjunto son capaces de absorber grandes cantidades de alimento en un corto periodo de tiempo. Los fitoseidos poseen la capacidad de almacenar grandes cantidades de alimento, esto como resultado de su adaptación, a periodos de escasez de alimento. Una adaptación adicional a este comportamiento, es que las placas esclerotizadas que forman el cuerpo, pueden desplazarse para aumentar la cavidad celomática.

En todas las especies, las hembras presentan una espermateca que posee una abertura externa (poro de inducción) entre las coxas del III y IV par de patas. Es por este lugar por donde se introduce el espermátforo del macho. Las hembras de los fitoseidos, presentan generalmente un solo ovario. El sistema reproductivo está formado por: el ovario, poro de inducción y la apertura genital externa, en la porción anterior de la placa genital (Chant, 1985).

La razón sexual (número de hembras en relación a la población total), en los fitoseidos en condiciones de campo está dada por diversos factores, generalmente del tipo abiótico, tales como: alimento consumido, edad de

los individuos, diferencias interespecíficas y la duración de la cópula (Aponte y McMurtry, 1992).

El espermátforo del macho está compuesto por un saco externo denominado ectoespermátforo y uno interno el endoespermátforo (semejante a un balón) (Amaro y Chant 1978, citados por Chant, 1985). Los mismos autores indican que el espermátforo es introducido dentro del poro de inducción de la hembra, hacia el ducto de la espermateca. Durante una o varias cópulas, pueden ser introducidos uno o más espermátforos. La maduración del espermátforo ocurre en la espermateca y la fertilización del óvulo ocurre en los ductos del ovario.

Según lo señalado por (Aponte y McMurtry 1992), la cópula de *Amblyseius andersoni* (Chant) se inicia cuando el macho se aproxima frontal, lateral o posteriormente a la hembra, para treparse sobre ella, en caso que la hembra no esté receptiva ésta se aleja, mientras que si esta receptiva al ser montada por el macho esta baja el idiosoma, permaneciendo inmóvil sobre el sustrato. Ocasionalmente, cuando el macho intenta copular a una hembra no receptiva, éste se mueve de forma errática sobre el dorso de la hembra, además de estimular la zona anterior del dorso con el primer par de patas y los palpos. Una vez que la

hembra está completamente receptiva y estimulada, el macho se mueve hacia debajo de la hembra, sujetándose con las patas a la hembra.

El traspaso de espermios desde el macho a la hembra en los fitoseidos, se denomina podospermia (Athias- Henriot, 1970 citado por Aponte y McMurtry, 1992). Para la copula la posición adoptada es vientre con vientre, ubicándose el macho debajo de la hembra, la duración de la cópula es variable, dependiendo de la especie y si la hembra ha copulado anteriormente o no (Aponte y McMurtry, 1992).

Autores como (Schulten et al, 1978 y Amano y Chant 1978, citados por Aponte y McMurtry, 1992), indican que la producción de huevos y el grado de inseminación, está directamente relacionado a la duración de la cópula. Señalando además que algunas especies pueden requerir sólo una cópula para producir huevos, mientras que otras especies requieren de varias cópulas.

En las hembras de los fitoseidos, los huevos maduros ocupan una gran proporción del cuerpo del ácaro, en algunas especies se han observado oviposturas de más de un huevo al día, por lo que se hace necesario una gran expansión del cuerpo (Chant, 1985).

5.2 Diferenciación sexual fitoseidos

Usualmente en los fitoseidos se puede observar que los machos son de menor tamaño que las hembras y un grado de esclerotización diferente en las placas ventrales. El macho además presenta un espermadáctilo en el quelícero, también presenta setas sublaterales insertas sobre la placa dorsal (Chant, 1985). Por su parte (Schulten 1985), señala que las diferencias más marcadas entre los sexos, son el tamaño menor del macho en relación a la hembra. El mismo autor indica que otras diferencias morfológicas importantes son: a) la placa dorsal de la hembra es cerca de un 20% más grande que la del macho; b) en el macho la placa esternal y la genital están fusionadas, mientras que en la hembra están separadas; c) la abertura genital de la hembra está localizada anteriormente en la placa genital. Por otra parte en la hembra se observa el poro genital entre las coxas del III y IV par de patas; d) la presencia del espermadáctilo en forma de un dígito móvil en el quelícero del macho.

5.3 Influencia de factores ambientales sobre la biología de fitoseidos

La temperatura muestra un claro efecto sobre la tasa de consumo de presas, tiempo generacional, oviposición, y longevidad de *P. persimilis* (Sabelis, 1985).

(Sabelis 1985), señala que los ácaros como todos los artrópodos son poiquiloterms por lo que la temperatura, determina la velocidad de las reacciones bioquímicas en la fisiología del ácaro. Es así como la temperatura tiene influencia sobre la tasa de conversión del alimento consumido en biomasa del depredador. Se ha determinado que la temperatura tiene una marcada influencia sobre la respuesta funcional del depredador (Force, 1967 citado por Osborne et al., 1999). El número de deutoninfas consumidas por los estadios más voraces del depredador (hembra pre-ovipostura), generalmente se incrementa al aumentar la temperatura (Osborne et al., 1999).

(Osborne et al., 1999) señalan que a 75% de humedad relativa, el consumo promedio de deutoninfas de arañita roja, a 17° C por una hembra de *P. persimilis*, es de 8,8 presas, mientras que a 26°C el consumo promedio es de 13,5 presas. El mismo autor señala que la tasa de consumo aumenta, al disminuir la humedad relativa y aumentar la temperatura. Por otra parte el consumo de presas se detiene cuando la temperatura bordea los 35°C.

A 25°C la duración del ciclo biológico de *P. persimilis* es el siguiente: huevo, alrededor de 2 días; el estadio larval se extiende por solo 1 día;

cada uno de los estadios ninfales dura alrededor de 1,5 días, por último el periodo pre-oviposición es de 2 días, lo que en conjunto se traduce en un tiempo generacional de 8 días (McMurtry, 1978 citado por Guajardo, 1993). La humedad relativa del ambiente afecta la sobrevivencia de los huevos y larvas de *N. californicus* y de otras especies de fitoseidos, demostrándose además que el balance hídrico de los ácaros influye sobre la tasa de depredación que estos pueden presentar (Croft y Croft, 1993).

(Monetti y Croft 1997 citados por Palevski et al. 1999), compararon la actividad alimenticia de *N. fallacis* y *N. californicus* a humedad relativa moderada (70 -90%) y alta humedad (>90%), observándose que *N. fallacis* consumía presas a humedad moderada mientras que *N. californicus* no lo hacía. Otro efecto de las distintas humedades fue que cuando no se suministró alimento a las larvas, las de *N. fallacis* pudieron desarrollarse con mayor éxito a humedad relativa moderada.

(Yue y Tsai 1996), señalan que para *Amblyseius largoensis* (Muma), la temperatura óptima para el desarrollo, reproducción y sobrevivencia es de 25°C, obteniéndose a esta temperatura los mayores valores en los parámetros poblacionales, mientras que bajo los 15°C y sobre los 30°C la longevidad y tasa de reproducción disminuyen.

6. Hábitos alimenticios de los *Phytoseiidae*

Según lo señalado por (Jeppson *et al.*, 1975) los ácaros fitoseidos muestran una gran diversidad de hábitos alimenticios, siendo algunos carnívoros, mientras que otros son fitófagos alimentándose directamente de las plantas o de sus derivados, tales como el polen o el néctar.

(McCurtry y Croft 1997), clasifican a los fitoseidos en cuatro tipos, basados en sus hábitos alimenticios y en otros patrones biológicos y morfológicos de las hembras adultas y de los estadios juveniles. Las categorías en las que son clasificados son las siguientes:

- **Tipo I.** Depredadores especializados en el género *Tetranychus*. Esta categoría está formada preferentemente por especies del género *Phytoseiulus*. La especialización de estos depredadores por este tipo de presas es demostrado por la habilidad de responder a las sustancias volátiles emitidas por la presa discriminando, las sustancias emitidas por otras especies de la familia *Tetranychidae*

- **Tipo II.** Depredadores especializados en la familia *Tetranychidae*. Esta categoría está formada por el género *Galendromus* y un

grupo de especies del género *Neoseiulus*, también podrían ser incluidas en este tipo algunas especies del género *Typhlodromus* específicamente del subgénero *Anthoseius*. Algunos individuos del género *Galendromus* y del género *Neoseiulus* pueden alimentarse también de otros organismos o de polen, sin embargo su tasa de reproducción es menor que aquella que presentarían si se alimentaran exclusivamente de especies de la familia *Tetranychidae*.

- **Tipo III.** Depredadores generalistas. En esta categoría se incluyen todos los géneros que componen la familia, exceptuando los géneros *Phytoseiulus* y *Galendromus*. Las potenciales fuentes de alimento incluyen insectos de pequeño tamaño (trips, mosquitas blancas, escamas y conchuelas, en distintos estadios de desarrollo), ácaros, polen y exudados de plantas. Muchos depredadores generalistas, pueden reproducirse alimentándose con polen, pero aumentan su tasa poblacional al alimentarse también con presas animales. El comportamiento trófico de estas especies, puede estar fuertemente influenciado por la anatomía de la hoja.

- **Tipo IV.** Depredadores generalistas, especializados en polen. Este grupo de fitoseidos está formado sólo por especies del género *Euseius*. Las especies de esta categoría también pueden ser polífagos, sin embargo su potencial reproductivo, es mayor al alimentarse exclusivamente de polen.

6.1. Polen como alimento

El polen constituye una fuente alimenticia que involucra el menor gasto energético en su obtención para los ácaros y es reconocida su importancia en el éxito del establecimiento de programas de control biológico de ácaros fitófagos (Van Rijn y Tanigoshi, 1999).

En el caso de *Euseius finlandicus* y de *Euseius membrasicus* Dean se observa que cuando éstos son alimentados con polen de algunas plantas, muestran baja mortalidad de estados inmaduros y alta capacidad reproductiva en comparación a cuando son alimentados con ácaros presa (Zhao y McMurtry, 1990).

(Van Rijn y Tanigoshi, 1999) señalan que existen grandes variaciones en la utilización y eficiencia del polen como alimento, dependiendo

generalmente de la especie, aunque también se han encontrado diferencias en una misma especie pero en distintas localidades.

El comportamiento alimenticio que presentan las distintas especies, puede influir sobre los resultados de un ensayo. (Saito y Mori 1975 citados por Van Rijn y Tanigoshi 1999), indican que al probar distintos tipos de pólenes como fuente de alimento, las respuestas con respecto a parámetros de desarrollo y reproductivos fueron totalmente disímiles, es así como *A. largoensis* pudo utilizar nueve de once pólenes; *Neoseiulus longispinosus* Evans solo pudo utilizar cuatro de once y *Neoseiulus paraki* Ehara utilizó solo cinco de once pólenes disponibles, para alcanzar con éxito el estado adulto y su óptima reproducción.

La habilidad de las distintas especies para alimentarse y desarrollarse consumiendo polen, puede ser resultado de adaptaciones morfológicas, fisiológicas o de comportamiento (aparato bucal, órganos sensoriales, sistema digestivo, preferencias alimenticias). Al estudiar el comportamiento alimenticio de los ácaros fitoseidos (Flechtmann y McMurtry 1992) señalan que él acaro al tomar un grano de polen, con el quelícero, rompe la exina y luego vacía su contenido. Los mismos autores señalan que al analizar los quelíceros de 15 especies de fitoseidos, solo

los pertenecientes al género *Euseius*, presentaron estructuras características de aquellos individuos que solo se alimentan de polen, de igual forma en *I. degenerans* se observó una estructura en forma de cuchara en el dígito fijo del quelícero. Aunque se desconoce la función, se observó en estas especies un amplio surco deuterosternal.

Según lo señalado por (Van Rijn y Tanigoshi 1999), el tamaño del grano de polen no tiene mayor importancia al momento de evaluar su calidad como fuente de alimento. Los mismos autores indican que características morfológicas como grosor de la exina, la estructura y composición del grano de polen pueden tener más influencia sobre su calidad como alimento.

6.2 Ácaros como alimento

Este tipo de alimentación es la base para el desarrollo de programas de control biológico de plagas. Tres de los cuatro grupos creados por (McMurtry y Croft 1997), incluyen las presas animales como fuente alimenticia para los ácaros fitoseidos permitiendo su desarrollo y reproducción normal, mientras que el cuarto grupo (especializados en polen) si bien pueden alimentarse con presas animales, los valores de sus parámetros poblacionales son bajos.

Depredadores generalistas (Tipo III) como *T. athiase*, ampliamente distribuido en Israel, incluyen en su dieta varios tipos de polen y varias presas animales, manteniéndose de esta forma activo durante todo el año, sin entrar en diapausa (Wysoki y Swirski, 1971 citados por Palevsky *et al.*, 1999). La tasa de oviposición de *T. athiase*, alimentado con polen de *Carpobrotus edulis* L. (Fam: Aizoaceae) o con *T. urticae*, tiene valores similares (1,5 huevos/día) (Palevsky *et al.*, 1999). Por otra parte al evaluar la tasa de oviposición de *N. californicus* (Tipo II), bajo las mismas condiciones que *T. athiase*, se observan diferencias, al estar alimentado con *T. urticae* la tasa es de 3,1 huevos/día mientras que al ser alimentado con polen de *C. edulis* el valor de la tasa es de 1,1 huevos/día, lo que demuestra su alto grado de especialización por presas de esta especie.

La razón sexual de los fitoseidos varia según la disponibilidad de alimento, (Friese y Gilstrap 1982 citados por Palevsky *et al.*, 1999) señalan que *N. californicus* presenta una razón sexual de 0,74:1 (Hembra: Macho) y 2,36:1 (Hembra: Macho), cuando dispone de 1 y de 40 huevos de *Tetranychidae* Idía, respectivamente.

Los adultos *E. mesembrinus* han sido observados en constante movimiento sobre las telas, sin atacar los huevos de los tetraníquidos que

estas protegen, sólo se observan ataques, cuando se encuentran con distintos estadios de *Euseius sexmaculatus* Riley que se presentan sobre la tela (Abou-setta y Childers, 1989).

7. Métodos de cría de ácaros fitoseidos

Existen cinco técnicas de cría que se mencionan, estas son: en cámaras o celdas, cajas cerradas, en plantas, en campo abierto y dietas alternativas o artificiales (Rodríguez, 2001).

Cría en cámaras o celdas: Los primeros métodos de cría se realizaron sobre pequeñas unidades experimentales hechas de secciones de hojas o materiales artificiales. Este método es muy útil para mantener colonias de investigación (Gilkeson, 1992).

La gran ventaja de la cría en estas pequeñas unidades es que éstas son la vía más segura para evitar la contaminación de las colonias con otras especies, pues la barrera de repelencia separa cada grupo de ácaros. También, porque muchas cámaras emplean el agua como barrera y ésta a su vez sirve para mantener una alta humedad relativa, la cual es ideal para la cría de *Phytoseiidae* (McMurtry y Scriven, 1965). Las plantas más adecuadas para el método de sobrevivencia son aquellas cuyas hojas permanezcan

en buenas condiciones un tiempo relativamente largo, como ocurre con algunas variedades de frijol, la higuera y los cítricos (Overmeer, 1985 a)

En cámaras artificiales, los ácaros requieren de refugios y sitios para ovipositar. Para ello se pueden usar cubreobjetos descansando sobre hebras de algodón (McMurtry y Scriven, 1975); pequeñas piezas con forma de tejado construidas con láminas de acetatos transparentes (Overmeer, 1985 a) o piezas cuadradas de fieltro negro de 25 mm². Estas últimas son particularmente útiles para la recolección de los huevos (Gilkeson, 1992).

Cría en cajas cerradas: Ciertas especies de *Phytoseiidae* no pueden permanecer en sistemas abiertos, porque tratan de cruzar a través de la barrera y quedan atrapados en ella con facilidad. En estos casos, el ácaro se puede criar en cajas cerradas. La ventaja de estas unidades de cría consiste en que el escape de los ácaros es casi imposible (Overmeer, 1985 a).

Una de las primeras cajas empleadas fue la cámara de Huffaker (Huffaker, 1948 citado por Overmeer, 1985 a). Esta cámara puede ser de diferentes tamaños y consiste en una pieza de plexiglass de 5 x 8 cm de área y 1 cm de espesor, con un hueco circular de 3 cm

de diámetro en el centro. Esta se cierra con dos placas de cristal de 5 x 8 cm, las cuales constituyen la tapa y el fondo de la cámara. Entre el fondo y la placa de plexiglass, se coloca la hoja de la planta a utilizar, sobre tres capas de papel de filtro. La última capa se debe mojar bien con agua. La presa (u otro tipo de alimento) se coloca dentro de la cámara y seguidamente los depredadores. La cámara se cierra colocando la placa de cristal sobre la pieza de plexiglass y todo el conjunto se asegura con ligas. Es posible, también, colocar papel engomado alrededor de la unidad. Esto previene la desecación de la hoja y el posible escape de los biorreguladores. Este método es muy útil para estudios biológicos, sin embargo para crías rutinarias es un procedimiento molesto.

(McMurtry y Scriven 1982), citado por (Gilkeson 1992), produjeron masivamente ácaros fitoseidos en pequeñas cajas plásticas que contenían una placa de agar al 2 % para proveer de agua y elevar la humedad. Los ácaros tetraníquidos se adicionaron por una puerta, en uno de sus lados.

Una de las desventajas de este sistema es que los ácaros pueden escapar cuando las cajas se abren para la manipulación o

inspección de la cría. Este método, con ligeras modificaciones fue utilizado en Cuba, con buenos resultados, para criar a *P. macropilis* sobre *T. tumidus* (Ramos 1997).

Cría en plantas: Los sistemas actuales de producción masiva de ácaros fitoseidos criados sobre tetraníquidos son, básicamente versiones ampliadas del primer método diseñado por (Ristich 1956) para criar a *A. fallacis*. Este método consistió en criar a los ácaros tetraníquidos sobre plantas de frijol "Red Kidney" sembradas en bancos largos (21 x 15 x 3 pulgadas) en invernaderos. Cuando las plantas tienen las hojas primarias desplegadas, se inoculan con los fitófagos. Cuando se comienza a observar la formación de las colonias y aparece el daño en las plantas, se colocan los depredadores.

Con este método, (Hoy y col., 1982), produjeron aproximadamente 1,5 millones de *T. occidentalis* resistentes a productos químicos en 45,5 m² de invernaderos sembrados de frijol e infestados con *Tetranychus urticae* Koch, en un período de tres meses. (Gilkeson 1992), logró producir entre 22 500 y 60 000 fitoseidos en 7,2 m² de invernadero, basado en el movimiento de las plantas de frijol sanas

a los cuartos de cría de los ácaros tetraníquidos y posteriormente a los de *P. persimilis*.

(Lo y col., 1992) criaron masivamente a *A. fallacis* sobre plantas de soya en invernaderos. Cuando las plantas tienen las hojas primarias totalmente desarrolladas, se inoculan con los tetraníquidos. A los siete días se liberan sobre las mismas mil depredadores por bandeja. De los 7 a 14 días siguientes, en cada bandeja se pueden cosechar entre 17 y 20 mil ácaros.

Cría en campo abierto: Los fitoseidos también pueden ser criados masivamente a campo abierto. Field y col., 1979 informaron la producción exitosa de una raza de *T. occidentalis* resistente a plaguicidas en grandes parcelas de soya. En California, Hoy y col., 1982 obtuvieron 62 millones de *M. occidentalis* en 0,2 ha de soya entre junio y septiembre. La cría en el campo tiene una relación costo beneficio más favorable que la producción en invernadero, pero tiene la desventaja de que la producción no se puede predecir de un año a otro (Gilkeson, 1992).

Cría sobre presas alternativas: El término alimento alternativo puede ser aplicado únicamente cuando el alimento ofrecido permite que el depredador sobreviva y se reproduzca sobre el mismo (Overmeer, 1985 b). Este autor plantea además, que el alimento alternativo es importante por dos razones fundamentales. Primeramente, ayuda a que el depredador pueda mantenerse por sí mismo en una localidad donde, en un momento determinado, la cantidad de ácaros tetraníquidos es baja y en segundo lugar, por su valor para la cría de los depredadores en el laboratorio. Las ventajas de la cría de ácaros fitoseidos sobre dietas alternativas radican en que estas pueden ser baratas, más predecibles y requieren menos labor y espacio que la cría sobre tetraníquidos (Gilkeson, 1992).

Estos sistemas de cría, deben ser cuidadosamente estudiados y evaluados, ya que el alimento ofrecido puede tener un efecto importante sobre el desempeño futuro de los biorreguladores producidos (Dicke y col., 1989). Además de los ácaros tetraníquidos, los fitoseidos pueden alimentarse de ácaros de productos almacenados (Tyroglyphidae), ácaros eriófidos y

tarsonemidos, larvas y huevos de insectos, polen, miel de rocío y jugo de plantas (Overmeer, 1985 b).

Otro depredador, *Amblyseius gossipi* Elbadry se puede criar sobre *Tyrophagus casei* Oudemans, mezclado con polen de *Ricinus communis* Linn. Por este método se producen entre 800 y 1000 individuos por unidades de cría, durante un período de cuatro a seis semanas (Rasmy, 1970). Por su parte, (James, 1993) encontró que la población de *Typhlodromus doreenae* Schicha sobre polen de *Typha orientalis* Presl. se incrementa de un promedio de 50 - 150 a 1000 - 1600 individuos por arena, cuando se le adiciona *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank) y *Rhizopus stolonifer* (Ehyenberg ex. Fr.) Lind.

A. largoensis fue criado por más de dos años y medio sobre polen de *C. acinaciformis* (Kamburov, 1971). Este autor comprobó, además, que al ofrecerle ácaros tetraníquidos y polen al mismo tiempo, después de este período, el depredador mostró sólo ligera preferencia por el polen y que la misma desapareció en la segunda generación.

Desarrollar metodologías para la cría masiva de ácaros *Phytoseiidae* constituye un componente básico dentro de un programa de control biológico de fitoácaros. La meta de un plan de producción masiva de fitoseidos es obtener, con un mínimo de trabajo y espacio, un número máximo de hembras fértiles y de buena calidad, dentro de un período de tiempo corto y a un bajo costo (Mesa y col., 1993).

Estas tiene como elemento adicional que la cría de ácaros depredadores es, por lo general, más complicada que la de los tetraníquidos, fundamentalmente si la especie es un depredador específico. En estos casos, la presa debe ser criada y esto a su vez, demanda el cultivo de la planta hospedante de la presa. Todas estas actividades deben estar cronometradas unas con otras para obtener un resultado exitoso (Overmeer, 1985 a).

El problema central de la producción masiva de fitoseidos es garantizar un continuo y predecible suministro de depredadores, al inicio de cada estación, cuando los productores los necesitan. Esta producción continua, se logra, iniciando nuevos cultivos de los depredadores semanalmente, de modo que la cosecha se pueda realizar regularmente. En la actualidad, los insectarios comerciales

más grandes crían a *P. persimilis* durante todo el año, con algunas variaciones en los volúmenes productivos, en función de la demanda del mercado (Gilkeson, 1992).

Este autor señala como segundo problema en la producción masiva, la necesidad de brindar un producto de alta calidad. Este problema se puede dividir en dos componentes fundamentales: la calidad de los ácaros, en función de su salud, vigor, fecundidad y composición genética y la calidad del producto envasado, lo cual está relacionado con el cuidado de las partidas y sobrevivencia durante el tránsito, embalaje y manipulación.

Una metodología que permite calcular la tasa intrínseca de incremento a partir de los datos de incrementos poblacionales de la cría y que facilita la comparación de diferentes métodos de cría fue diseñada por (Mesa y col., 1993).

8. Utilización de los ácaros fitoseidos en el control biológico

La estrategia más prometedora para controlar a las plagas es el diseño de sistemas de cultivo que eviten explosiones poblacionales, manteniendo sus densidades a niveles inferiores a los de su umbral de daño. El control biológico ayuda grandemente a este propósito, porque su acción consiste

en mantener las densidades de la plaga por debajo de ese umbral de forma persistente (Trujillo, 1992; Driesche y Bellows, 1996).

El control biológico puede practicarse a través de tres métodos diferentes: la conservación, la introducción y el aumento de los enemigos naturales (Driesche y Bellows, 1996; Weeden y col., 1999).

La conservación y la introducción, posibilitan un control autosostenido y permanente, de forma tal que contribuyen importantemente a la estabilidad y sostenibilidad de los agroecosistemas (Trujillo, 1992). El método de aumento, que no comparte el atributo de sostenibilidad, implica un estudio bioecológico minucioso; cría masiva y análisis de colonización de los enemigos naturales (Garrido, 1992).

Estos aspectos se comenzaron a estudiar en ácaros en los años 1950 – 1960, (McMurtry, 1986). Sin embargo, 40 años después, el importante papel que juegan los fitoseidos en la ecología de los sistemas agrícolas está pobremente conocido y sin dudas es menospreciado (Denmark y col., 1999).

Los fitoseidos se conocen por su papel como depredadores de ácaros tetránquidos y se usan satisfactoriamente en programas de control biológico (Denmark y col., 1999). También se pueden alimentar de otras familias de artrópodos fitófagos, tales como eriófidos (Brodeur y col., 1997); cóccidos (McMurtry y col., 1970; Ragusa y Swirski, 1977); mosca blanca (Muma, 1975); trips (Ramakers, 1980); tenuipalpidos (Oomen, 1982) y tarsonemidos (Gerson 1992). Sin embargo, los mayores esfuerzos se han dedicado a la aplicación práctica de estos depredadores para el control de tetránquidos en numerosos cultivos de todo el mundo (Ferragut y col., 1992 b).

A partir de 1960 se publican un grupo importante de resultados, donde se utilizan ácaros de la familia *Phytoseiidae* como agentes de control biológico. (McMurtry y col. 1992), señalan que las especies del género *Euseius*, especialmente *E. stipulatus*, juegan un papel importante en la regulación de las poblaciones de ácaros tetránquidos en cítricos. En viveros de cítricos, (Grafton-Cardwell y col., 1997) encontraron que el uso de ácaros depredadores es idóneo para controlar a *T. urticae* y *P. citri* y señalan a *Galendromus occidentalis* (Nesbitt) como la especie más apropiada por su efectividad sobre ambas especies.

La aplicación de los fitoseidos en invernaderos y campo, particularmente en frutales y fresón, se ha incrementado notablemente en la última década. Este incremento se debe, entre otros aspectos, al interés público por encontrar alternativas a los plaguicidas químicos (Gilkeson, 1992).

(Gerson et al. 2003) listaron 28 especies de ácaros utilizados comercialmente en control biológico en diversos cultivos, de los cuales 19 pertenecen a la familia Phytoseiidae. De estas especies, *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans), *Neoseiulus californicus* (McGregor) y *Galemdromus occidentalis* (Nesbitt) son las comercializadas, principalmente para el control de *T. urticae*, con *P. persimilis* destacándose de las demás.

Actualmente, varias empresas europeas y norteamericanas producen y distribuyen los fitoseidos *P. persimilis*, *A. californicus*, *Phytoseiulus longipes* Evans y *T. occidentalis* para el control de araña roja; así como *A. cucumeris* y *A. barkeri* para el control de *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera: Thripidae) y *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) (Ferragut y col., 1992 a). También se

comercializan las especies *Galendromus helveolus* (Chant) e *Hipoaspis* sp. (Acosta, 1999).

Para garantizar el éxito del control es necesario conocer adecuadamente la tasa óptima de liberación, la frecuencia de aplicación y las características del cultivo con el cual se trabaja (Mesa y Duque, 1994; Kok, 1999). Estas se deben establecer a partir del conocimiento de la relación presa-depredador que existe entre fitófagos y depredadores (Orr y Baker, 1999).

La tasa de liberación de *A. fallacis* para controlar ácaros tetraníquidos varían en dependencia del nivel de infestación que estos presentan. Para poblaciones bajas se deben liberar entre 10 y 18 depredadores / m², cuando las infestaciones son moderadas entre 18 y 26 depredadores / m² y para niveles altos entre 26 y 32. En el caso de *P. persimilis* y *N. cucumeris* frente a tetraníquidos, se debe liberar un ácaro / m² de cultivo más 10 ácaros por hoja infestada (Orr y Baker, 1999).

Para ácaros tetraníquidos, (Acosta 1999) indica una tasa de liberación en tomate (*L. lycopersicom*) y pepino (*Cucumis sativus* Linn.) de un depredador por planta más 1-2 depredadores / hoja infestada. En

liberaciones para controlar trips, señala, una tasa de liberación de 50-100
A. cucumeris / planta de pepino y de 10 a 100 / planta de pimiento.

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

1. LUGAR DE EJECUCIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó durante el mes de agosto del 2008 hasta abril del 2009, en el Laboratorio de Cuarentena del Programa Nacional de Control Biológico – SENASA con sede en el Distrito de Ate – Vitarte en la ciudad de Lima (12°01'18" LS, 76°54'57" LO) a una altitud de 352 msnm.

2. MUESTRA DE ESTUDIO

Amblyseius largoensis fue proporcionado por el Laboratorio de cuarentena de la Subdirección de Control biológico del SENASA, las mismas fueron introducidas al Perú mediante Resolución Directorial N° 008-2007-AG-SENASA-DSV con fecha 5 de octubre del 2007 e ingresadas al país con fecha 05 de noviembre del año 2007, por la Dra. Mayra Ramos del Instituto de Investigación de Sanidad Vegetal (INISAV) procedentes de Cuba.

3. MATERIALES

Los materiales que se utilizaron se pueden agrupar en:

- Materiales biológicos. Polen de higuera (*Ricinus communis*) y la araña (*Eotetranychus sp*) fueron colectados del campo de la Subdirección de Control biológico perteneciente al SENASA, ubicado en el distrito de Ate-Vitarte.
- Materiales de colecta. Los materiales para la colecta fueron: recipientes de plástico, pinzas, tijera, plumones de escritura.
- Equipos y materiales de laboratorio
 - Instrumentos ópticos: Esteroscopio Leicca.
 - Equipos electrónicos: Termoventilador y Refrigerador.
 - Equipo: Termohigrómetro.
 - Material de vidrio: Placas petri de 3.5 cm de diámetro y 1 cm de altura y láminas cubre objetos.
- Otros materiales y equipos: pincel N° 00, N° 1, N° 2 y N° 4, bandejas azafatas, recipientes de plástico.

4. PROCEDIMIENTO

4.1. Condiciones ambientales

Para el ciclo biológico, se desarrollo entre los meses de agosto 2008 y febrero del 2009, obteniéndose dos datos promedios de temperatura; el primero de $21,2 \pm 0,78$ °C, humedad relativa de $74,9 \pm 4,12$ %, y doce horas de iluminación; y el segundo de $25,2$ °C $\pm 0,61$ °C, humedad relativa de $67,2 \pm 5,03$ % y catorce horas de iluminación.

Para la optimización de la crianza masal, se desarrollo entre los mese de enero hasta abril 2009, donde se obtuvieron los siguientes promedios de temperatura $26,3 \pm 0,68$ °C y una humedad relativa de $60,3 \pm 5,4$ %.

Ambas medidas fueron tomadas mediante un termohigrómetro.

4.2 Crianza de ácaros

Estos fueron obtenidos de la crianza que presentaba el laboratorio de cuarentena, de la SDCB- SENASA, colectándolos de tapers donde se presentaban poblaciones de *Amblyseius largoensis*.

Amblyseius largoensis fue mantenido en grupos mediante tapers medianos (24cm de largo x 16cm de ancho x 6cm de altura), colocándole así una hoja de acalifa (*Acalipha wilkesiana*) por bandeja, con una cantidad de 50 ácaros por taper.

4.3 Obtención de polen (*Ricinus communis*)

El polen colectado se obtuvo de la SDCB-SENASA, este se colecta en estado de floración encontrándose todo el año, para la obtención de una mayor cantidad de polen se colectaban flores frescas y abiertas con una coloración muy amarilla de preferencia antes de las 9 de la mañana.

Una vez colectados se procedió a colocarlos en un termoventilador, la temperatura promedio registrada para la obtención del polen fueron entre 29,5 °C y 57,7 %.

Una vez secas las anteras se tamizaron para separar el polen (Van Rijn y Tanigoshi, 1999), esto se concretó con la ayuda de un pincel pelo de martha #4. Luego de esta separación, el polen era colocado en placas petri, donde se conservaba a temperatura ambiente hasta por 5 días.

4.4 Ciclo biológico de *Amblyseius largoensis*

Para determinar el desarrollo de cada estadio, se hizo un seguimiento de 20 huevos, siendo todos de una misma fecha, esta prueba se realizó mediante dos temperaturas distintas. A su vez para determinar el porcentaje de emergencia de huevos se hizo el seguimiento de los mismos en ambas temperaturas. Fueron observados diariamente 3 veces por día por cada 6 horas, anotando los cambios de cada fase y duración de las mismas hasta la emergencia de los adultos. Este procedimiento se repitió hasta obtener 20 ciclos completos. Como referencia se calculó la duración media del desarrollo, la desviación estándar por fase y desde huevo hasta adulto en días, observando también el ratio al azar.

Para el estudio de cantidad de posturas, se realizó mediante dos temperaturas distintas, así como cantidad de días en los períodos de tiempo de pre-oviposición, capacidad de oviposición, tiempo de oviposición, tiempo de post-oviposición, se procedió a coleccionar 10 parejas al azar para cada dato de temperatura, cada pareja se colocó en tapers de ½ litro en forma individualizada donde estos a su vez presentaban una esponja de ½ ", papel toalla, hojas de acalifa (*Acalipha wilkesiana*), pequeña porción de lana de cordero, mica, se les

suministraba un muy pequeña porción de polen de *Ricinus communis* como parte de su dieta. Como dato referencial se determinó media y desviación estándar de las dos distintas temperaturas.

En la prueba de longevidad de machos y hembras (al azar) se sigue una secuencia de 40 ácaros para ambas temperaturas, una vez siendo adultos se seleccionaron 10 machos y 10 hembras, para poder obtener el tiempo de vida de estos. Como referencia se determinó media y desviación estándar de ambos datos de temperatura.

4.5 Predación

Para esta prueba sirvió de referencia para poder establecer la cantidad de *Eotetranychus sp* (adultos y huevos en estadios juveniles) que le ácaro debe consumir para así poder realizar la prueba de crianza masal, procediendo a individualizar en tapers pequeños partiendo desde la fase de larva de *A. largoensis* hasta adultos, proporcionarle cantidades establecidas que fueron desde 1 a 4, 1 a 8, 1 a 12 y 1 a 32. Para esta prueba solo se obtiene el historial de consumo de 16 ácaros/día.

4.6 Crianza masal

Preparación de 3 distintas dietas

Para esto fue necesario el mismo método ya descrito en la obtención del polen; para el caso de *Eotetranychus sp* fue necesario coleccionar en la misma zona donde se encuentran las plantas de *Ricinus communis*, buscando así en el envés de las hojas la araña *Eotetranychus sp*, una vez coleccionado se trasladó al laboratorio se colocaron en el refrigerador a temperatura de -0°C por 3 horas, una vez completado el tiempo estas se descongelaron y se procedió a contar la cantidad suministrada la cual era aproximadamente entre 10 a 30 *Eotetranychus sp* por cada ácaro incorporado y cortar la hoja en diferentes tamaños. Los datos a obtener fueron mayor capacidad de oviposición por grupo con las tres dietas suministradas, tiempo requerido para la preparación de cada dieta y longevidad de cada grupo.

3.4.7 Costos de producción

Se realiza un comparativo entre la crianza antigua y la crianza actual para demostrar cual es más rentable, mediante costos actuales del mercado. Así como también la mano de obra y tiempo que toman las dietas para su preparación.

3.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para el ciclo biológico se obtuvo la media, desviación estándar, valores máximos y mínimos, de cada fase de desarrollo (huevo-larva, larva-protoninfa, protoninfa- deutoninfa, deutoninfa-adulto), en dos distintos datos de temperatura. Se realizó la prueba no paramétrica de U-Mann Whitney para las comparaciones de dos muestras, para así determinar, si hay diferencias en los tiempos de duración las dos distintas temperaturas empleadas.

De igual manera se obtuvo la media, desviación estándar, valores máximos y mínimos, cantidad de posturas en capacidad de oviposición para las diferentes estaciones, así como también cantidad de días de los siguientes períodos, pre-oviposición, oviposición, post-oviposición y longevidad mediante un ratio al azar entre machos y hembras (para ambas temperaturas). Se realizó la prueba de U-Mann Whitney para ver si hay diferencias en la capacidad de oviposición y períodos (para ambas temperaturas).

Para la crianza masal se obtuvo la media, desviación estándar, mediante los diferentes grupos a probar. Se realizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para las comparaciones de más de tres muestras, para así determinar, si hay diferencias en la

capacidad de oviposición y longevidad mediante las tres dietas a prueba.

Cabe mencionar que media, desviación estándar, valores mínimos y máximos, se mencionan solo como puntos referenciales, para poder realizar los comparativos con otros autores, puesto que pruebas no paramétricas solo se trabajan mediante rangos (ranks).

Para la obtención de resultados mediante ambas pruebas, se utilizó el paquete estadístico SPSS versión 18,0.

CAPÍTULO III

RESULTADOS

-A continuación se muestra el ciclo biológico de *Amblyseius largoensis* mediante dos distintas temperaturas (21,2 °C - 74,9 % y 25,2 °C - 67,2 %).

1. Ciclo biológico de *Amblyseius largoensis*

a. Huevo

Estos son de forma oval e incolora, con un brillo característico, en el caso de *A.largoensis*, cubiertos de una sustancia pegajosa que le permite adherirse entre ellos, también se encontraron en forma aislada o en grupos, en lugares protegidos de las hojas en el nervio central o nerviaciones secundarios, en este caso la mayoría en la lana de cordero que se le adaptó. El color se va tornando más oscuro a medida que este va madurando, en la fig.1 se puede observar los cambios de coloración.

El tiempo que demora de pasar de huevo a larva, tiene como promedio una duración de $2,78 \pm 0,50$ días para 21,2 °C - 74,9 %, con un máximo de tres y medio días, con un mínimo de dos días (Cuadro 1).Para 25,2

°C - 67,2 %, tiene como promedio una duración de $2,15 \pm 0,56$ días, con un máximo de dos días y medio, con un mínimo de un día (Cuadro 1). Se determinó que hay diferencias altamente significativas en duración de estos estadios en ambas temperaturas ($p < 0,01$).

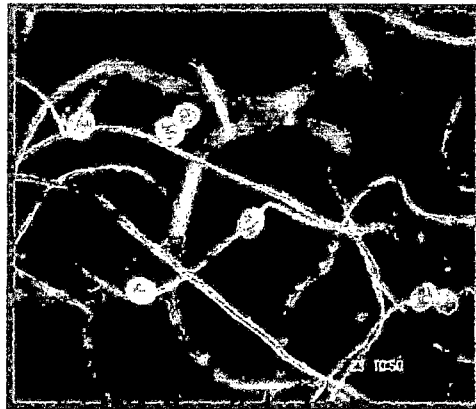


Fig.1 Posturas de *A. largoensis*

b. Larva

Es hexápoda, es incolora casi transparente, permanece poco activa en las proximidades donde eclosionó, sus movimientos iniciales son lentos pero con el transcurrir del tiempo alcanza una mayor movilidad, en la medida que esta se alimenta para pasar al siguiente estado. La característica principal de reconocimiento está dada por presentar solo 3 pares de patas.

El tiempo que demora de pasar de larva a protoninfa, tiene como promedio una duración de $1,33 \pm 0,50$ días para $21,2$ °C - 74,9 %, con

un máximo de dos y medio días, con un mínimo de un día. Para 25,2 °C - 67,2 %, tiene como promedio una duración de $1,23 \pm 0,38$ días, con un máximo de dos días, con un mínimo de un día (Cuadro 1). Se determinó que no hay diferencias significativas en duración de estos estadios para ambas temperaturas ($p > 0,05$).

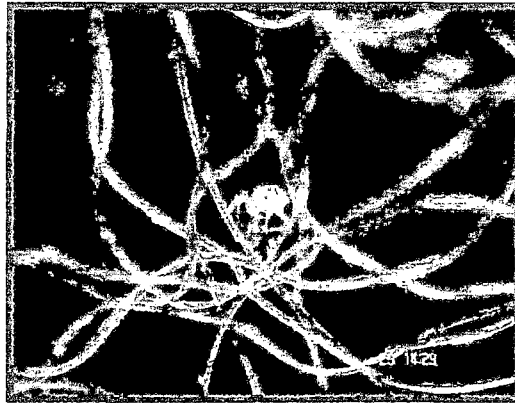


Fig.2 Larva de *A.largoensis*

c. Protoninfa

Después de la muda viene la fase proto ninfal donde ya es octópoda, siendo que presenta cuatro pares de patas le permite caminar con mayor rapidez y estabilidad; presenta un cuerpo ovalado, mientras esta se alimenta va tomando una forma más redondeada y su coloración se hace más oscura que la larva.

El tiempo que demora de pasar de protoninfa a deutoninfa, tiene como promedio una duración de $1,9 \pm 0,31$ días para $21,2 \text{ }^{\circ}\text{C}$ - 74,9 %, con un máximo de dos y medio días, con un mínimo de un día .Para $25,2 \text{ }^{\circ}\text{C}$ - 67,2 %, tiene como promedio una duración de $1,08 \pm 0,24$ días, con un máximo de dos días, con un mínimo de un día (Cuadro 1). Se determinó que hay diferencias altamente significativas en duración de estos estadios en ambas temperaturas ($p < 0,01$).

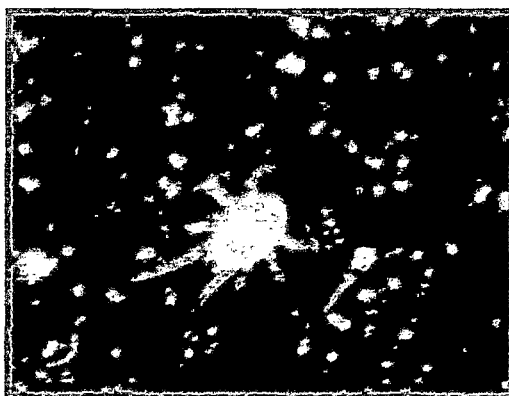


Fig.3 Protoninfa de *A.largoensis*

d. Deutoninfa

Esta es muy parecida a la proto ninfal, la diferencia radica en que presenta un mayor tamaño.

El tiempo que demora de pasar de deutoninfa a adulto, tiene como promedio una duración de $1,8 \pm 0,41$ días para $21,2 \text{ }^{\circ}\text{C}$ - 74,9 %, con

un máximo de dos días, con un mínimo de un día. Para 25,2 °C - 67,2 %, tiene como promedio una duración de $1,03 \pm 0,11$ días, con un máximo de un y medio día, con un mínimo de un día (Cuadro 1). Se determinó que hay diferencias altamente significativas en duración de estos estadios en ambas temperaturas ($p < 0,01$).

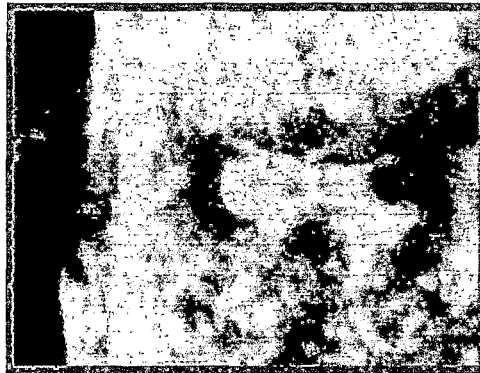


Fig.4 Deutonymfa de *A.largoensis*

e. Adulto

En la última fase los palpos son extendidos hacia delante, al igual que el gnatosoma. El viejo exoesqueleto se rompe transversalmente por varios movimientos del cuerpo, el ácaro levanta el opistosoma y comienza a quedar libre de la exuvia por sí mismo, primero la parte

posterior y finalmente las patas delanteras y el gnatosoma. El proceso de muda es similar para las diferentes fases de desarrollo.

Los adultos son casi transparentes, las hembras tienen la región del opistosoma de forma casi cuadrada y hundida en la cara dorsal, posteriormente, su cuerpo se ensancha mucho más que el del macho y adopta una forma piriforme, característica de la mayoría de los fitoseidos. La coloración de la hembra varía de amarillo cremoso a naranja y en ocasiones toma tonalidades verdosas, en dependencia de la coloración de las presas que ingiera. El huevo se puede observar en el interior de la hembra. El macho es de menor tamaño siendo entre un 20 y un 50 % más pequeños que las hembras y presenta una coloración anaranjada.



Fig.5 Adultos, hembra (izquierda), macho (derecha) de *A.largoensis*

La cópula se presenta inmediatamente después de la muda. Los machos generalmente detectan las deutoninfas hembras y esperan cerca de las mismas a que muden, lo cual evidencia la presencia de feromona sexual.

El macho se pone en contacto con la hembra por la zona trasera o lateral por mediación de sus palpos y primer par de patas. Posteriormente, se sube sobre el dorso de la hembra y transcurrido un tiempo, se coloca debajo, quedando ambas partes ventrales muy unidas, lo cual facilita la cópula.

Se presentó un 100% de emergencia, con un ratio al azar de 35 % ♂ y 65 % ♀ para 21,2 °C - 74,9 %. Para 25,2 °C - 67,2 % también se presentó un 100 % de emergencia, con un ratio al azar de 45 % ♂ y 55 % ♀. Observándose así que a 21,2 °C se presenta una reducción del 10% de machos y un aumento del 10% hembras; en comparación a 25,2 °C se observa un aumento del 10% de machos y reducción del 10% de hembras.

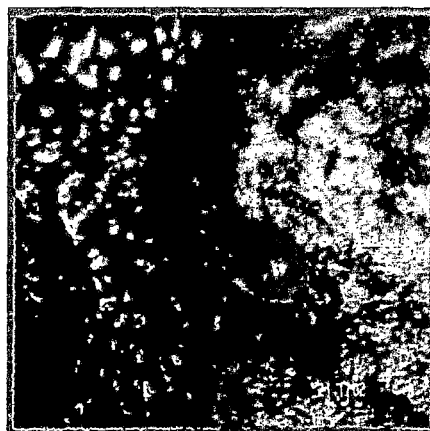
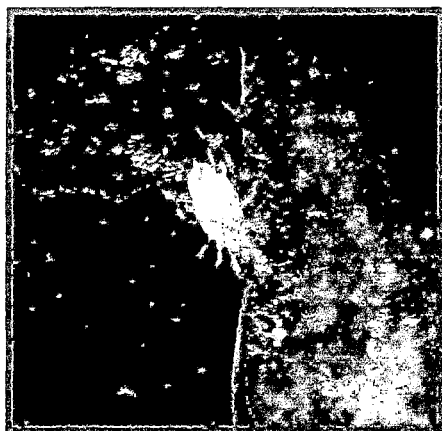


Fig 6. Comportamiento de macho para copular a hembra. Fig 7. Cópula hembra (arriba) macho (abajo).

Cuadro 1. Duración de ciclo biológico (días) de *Amblyseius largoensis* mediante polen de *Ricinus communis* (Mín: mínimo, Máx: máximo, DE: desviación estándar)

FASES	21,2 °C - 74,9 %			25,2 °C - 67,2 %		
	Media±DE	Máximo	Mínimo	Media±DE	Máximo	Mínimo
Huevo -Larva	2,78±0,50	3.5	2	2,15±0,56	2.5	1
Larva-Protoninfa	1,33±0,50	2.5	1	1,23±0,38	2	1
Protoninfa - Deutoninfa	1,9±0,31	2.5	1	1,08±0,24	2	1
Deutoninfa - Adulto	1,8±0,41	2	1	1,03±0,11	1.5	1

Fuente: Elaboración propia

2. Período de pre-oviposición, oviposición y post-oviposición

a. Período de pre-oviposición

El resultado que se presentó a 21,2 °C - 74,9 % mediante la cantidad de días, fue un promedio de $2,5 \pm 0,53$ días, con un máximo de tres días y un mínimo de dos días. Para 25,2 °C - 67,2 % el promedio fue de $1,8 \pm 0,42$, con un máximo de dos días y un mínimo de un día (Cuadro 2). Se determinó que hay diferencias altamente significativas en la cantidad de días para ambas temperaturas ($p < 0,01$).

b. Período de oviposición

El resultado que se presentó a 21,2 °C - 74,9 % mediante la cantidad de días, fue de un promedio de $16,6 \pm 6,59$ días, con un máximo de veintiséis días y un mínimo de nueve días. Para 25,2 °C - 67,2 % el promedio fue de $10,8 \pm 2,61$ con un máximo de catorce días y un mínimo de siete días (Cuadro 2). Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de días para ambas temperaturas ($p > 0,05$).

c. Período de post-oviposición

El resultado que se presentó a 21,2 °C - 74,9 % mediante la cantidad de días, fue de un promedio de $6,4 \pm 2,91$ días, con un máximo de doce días y un mínimo de dos días. Para 25,2 °C - 67,2 % el promedio fue de $9,6 \pm 7,15$ días con un máximo de dieciocho días y un mínimo de dos días (Cuadro 2). Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de días para ambas temperaturas ($p < 0,05$).

3. Longevidad

El resultado que se presentó a 21,2 °C - 74,9 % mediante la longevidad tuvo como promedio para hembras de 35 ± 8 días, con un máximo de cuarenta y cinco y un mínimo de veinte y dos días, para machos un promedio de $11,6 \pm 2,88$ con un máximo de dieciocho días y un mínimo de ocho días. Para 25,2 °C - 67,2 % el promedio fue para hembras $27,4 \pm 6,33$ días con un máximo de treinta y ocho días y un mínimo de veintiuno días, para machos un promedio de $11,5 \pm 3,14$ con un máximo de diecinueve días y un mínimo de ocho días (Cuadro 02) (Anexo 04). Se determinó que hay diferencias altamente significativas entre hembras y machos a temperatura de 21,2 °C - 74,9 % ($p < 0,01$), así como también

existen diferencias altamente significativas entre hembras y machos para 25,2 °C - 67,2 % ($p < 0,01$).

Cuadro 2. Período de pre-oviposición, oviposición, post-oviposición (días) y longevidad en 10 parejas

PERÍODOS		21,2 °C - 74,9 %			25,2 °C - 67,2 %		
		Media±DE	Máximo	Mínimo	Media±DE	Máximo	Mínimo
Pre-oviposición		2,5±0,53	3	2	1,8±0,42	2	1
Oviposición		16,6±6,59	26	9	10,8±2,61	14	7
Post-oviposición		6,4±2,91	12	2	9,6±7,15	18	2
Longevidad	Hembras	35±8	45	22	27,4±6,33	38	21
	Machos	11,6±2,88	18	8	11,5±3,14	19	8

Fuente: Elaboración propia

4. Capacidad de oviposición

El resultado que se presentó a 21,2 °C 74,9 % mediante la cantidad de posturas fue de un promedio de $29,3 \pm 10,58$ días, con un máximo de cuarenta y seis posturas y un mínimo de quince posturas. Para 25,2 °C 67,2 % el promedio fue de $24,4 \pm 6,33$ posturas con un máximo de treinta y tres posturas y un mínimo de

nueve posturas (Cuadro 3). Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de posturas para ambas temperaturas ($p > 0,05$).

Cuadro 3. Capacidad de oviposición (cantidad de posturas) en 10 parejas madres (Mín: mínimo; Máx: máximo; DE: desviación estándar).

TEMPERATURAS	Media \pm DE	Máximo	Mínimo
21,2 °C - 74,9 %	29,3 \pm 10,58	46	15
25,2 °C - 67,2 %	24,4 \pm 6,33	33	9

Fuente: Elaboración propia

5. CRIANZA MASAL:

5.1. Capacidad de oviposición

a. Grupo de cuatro individuos

El resultado que se presentó en este grupo de 4 individuos, fue de un promedio de $3,41 \pm 1,73$ con un máximo de siete días y un mínimo de un día .Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p > 0,05$).

b. Grupo de seis individuos

El resultado que se presentó en este grupo de 6 individuos, fue de un promedio de $4,74 \pm 2,50$ con un máximo de doce posturas y un mínimo de cero posturas. Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p > 0,05$).

c. Grupo de ocho individuos

El resultado que se presentó en este grupo de 8 individuos, fue de un promedio de $5,29 \pm 3,25$ con un máximo de dieciocho posturas y un mínimo de cero posturas. Se determinó que si hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p < 0,05$).

d. Grupo de diez individuos

El resultado que se presentó en este grupo de 10 individuos, fue de un promedio de $6,82 \pm 3,57$ con un máximo de quince posturas y un mínimo de una postura. Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p > 0,05$).

e. Grupo de doce individuos

El resultado que se presentó en este grupo de 10 individuos, fue de un promedio de $6,96 \pm 3,89$ con un máximo de diecisiete posturas y un mínimo de cero posturas. Se determinó que no hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p > 0,05$).

5.2. Longevidad

a. Grupo de cuatro individuos

Los resultados que se obtuvieron, determinaron que si hay diferencias significativas en la cantidad de posturas ($p < 0,05$).

b. Grupo de seis individuos

Los resultados que se obtuvieron, determinaron que hay diferencias altamente significativas en la cantidad de posturas ($p < 0,01$).

c. Grupo de ocho individuos

Los resultados que se obtuvieron, determinaron que hay diferencias altamente significativas en la cantidad de posturas ($p < 0,01$).

d. Grupo de diez individuos

Los resultados que se obtuvieron, determinaron que hay diferencias altamente significativas en la cantidad de posturas ($p=0,01$).

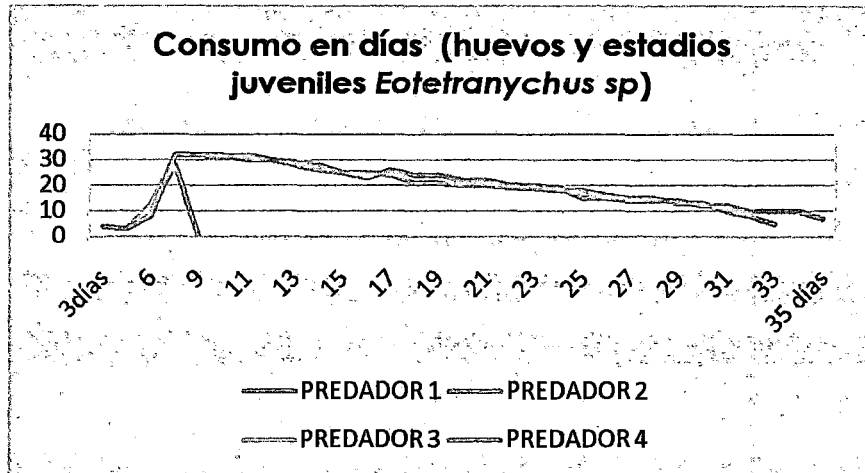
e. Grupo de doce individuos

Los resultados que se obtuvieron, determinaron que hay diferencias altamente significativas en la cantidad de posturas ($p < 0,01$).

6. Predación

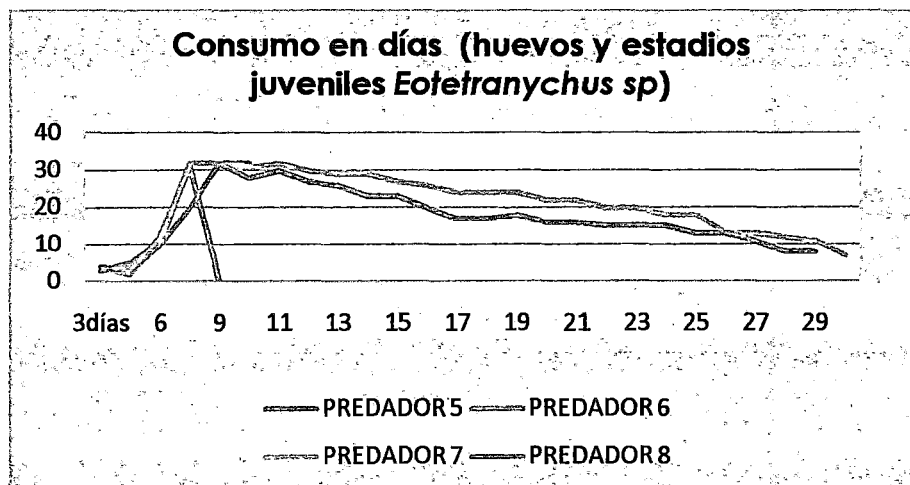
Mediante esta prueba solo se obtuvo el historial de consumo de 16 ácaros, que sirvieron de referencia para poder establecer la cantidad para suministrar en la optimización de crianza masal. Siendo está entre 28 a 30 ácaros fitófagos por individuo experimental.

Gráfico 1: Consumo de días /huevos y estadios juveniles *Eotetranychus sp*/ Predador del 1-4



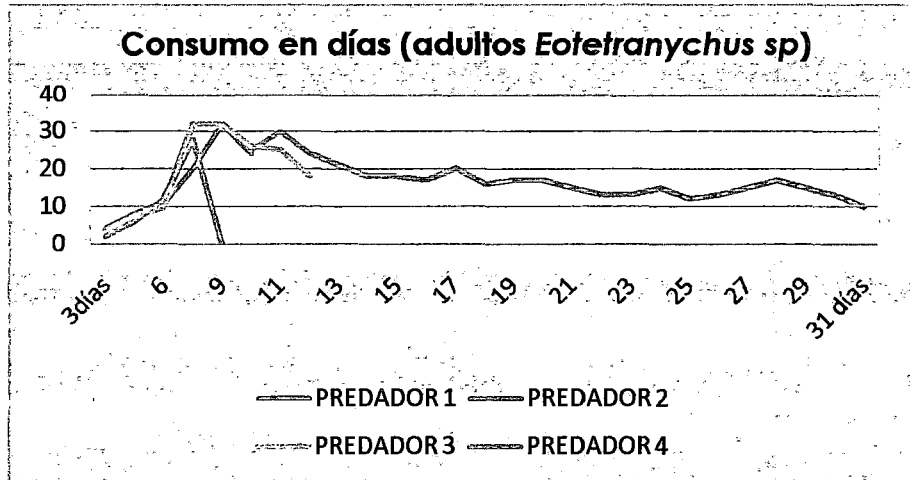
Fuente: Elaboración propia

Gráfico 2: Consumo de días / huevos y estadios juveniles *Eotetranychus sp*/ Predador del 5-8



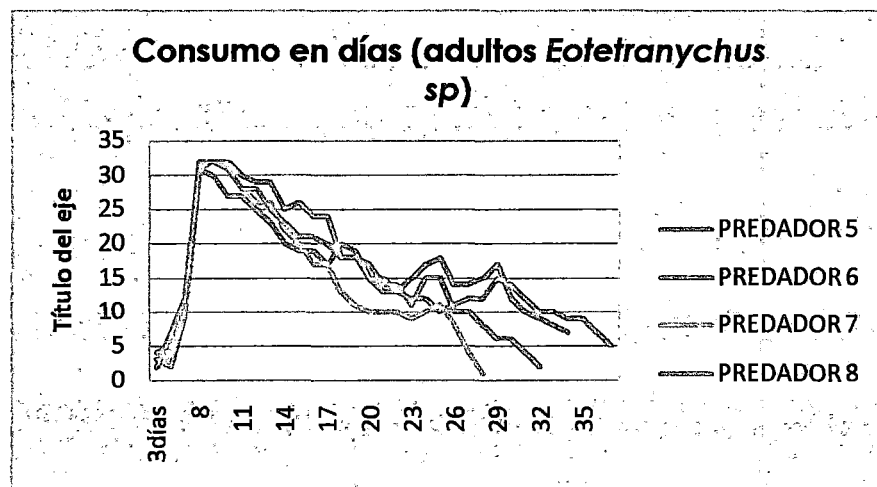
Fuente: Elaboración propia

Gráfico 3: Consumo de días /adultos *Eotetranychus sp*/ Predador del 1-4



Fuente: Elaboración propia

Gráfico 4: Consumo de días /adultos *Eotetranychus sp* /Predador del 5-8



Fuente: Elaboración propia

7. Tiempo de preparación de dietas

La dieta que toma menos tiempo en su elaboración es la de *Ricinus communis* con 2,30 horas en prepararla, en comparación con las otras 2 dietas, siendo la de mayor tiempo la de polen de *Ricinus communis* con *Eotetranychus sp*, la cual demora 5,9 horas.

8. Costos de producción

Al realizar las comparaciones mediante costos de la crianza antigua y actual, cabe destacar que la diferencia es la reducción de un 79% del costo en materiales, siendo ya una crianza rentable para cualquier persona que desea dedicarse a un control biológico en su campo mediante ácaros predadores.

CAPÍTULO IV

DISCUSIONES

Con los resultados del presente trabajo cabe discutir los siguientes aspectos:

- 1) En comparación de datos obtenidos por otros investigadores, (Kamburov 1971) encontró que puede variar entre 4,80 días, cuando se alimenta de *Eotetranychus orientalis* (Klein) y 9,90 días sobre *Toxoptera aurantii* (Fonscolombe). (Tanaka y Kashio 1977) señalan que la duración del ciclo de desarrollo de *A. largoensis* se incrementa de 5,54 días a 32,5 °C hasta 17,19 días a 15 °C. (Yue y Tsai 1996), señalan que para *Amblyseius largoensis* (Muma), la temperatura óptima para el desarrollo, reproducción y sobrevivencia es de 25°C, obteniéndose a esta temperatura los mayores valores en los parámetros poblacionales, mientras que bajo los 15°C y sobre los 30°C la longevidad y tasa de reproducción disminuyen. (Rodríguez, 2001) obtuvo aproximadamente 6 días. para alcanzar la fase de adulto.

- 2) En el presente trabajo el ciclo biológico de *A.largoensis* presentó una duración de 7,81 días a 21,2 °C y 5,49 días a 25.2°C, lo que muestra que el ciclo es semejante a los muestra (Tanaka y Kashio 1977), en cuanto a la temperatura (Yue y Tsai 1996) y (Rodriguez,2001),son datos muy similares a los obtenidos en este trabajo.

- 3) (Rodriguez, 2001) presenta las siguientes duraciones en períodos de preoviposición, oviposición, postoviposición y la longevidad de *Amblyseius largoensis* sobre *Polyphagotarsonemus latus*.1,35 ± 1,11 días, 12,55 ± 3,63 días, 15,69 ± 10,21 días y 30,08 ± 8,98 días.

- 4) En el presente trabajo los datos obtenidos solo son semejantes en periodo de preoviposición, oviposición y la longevidad, sobre polen de *Ricinus communis*.

- 5) (Rodriguez, 2001) mostró que el 97,14 % de los huevos eclosionan. Este valor, lo señala en relación a la posición protegida, donde las posturas son colocadas, indica que las posibilidades de sobrevivencia de esta especie son elevadas.

- 6) En el presente trabajo se obtuvo un 100% de emergencia, todos eclosionaron de forma normal, lo que se asemeja al dato obtenido por el investigador señalado.

- 7) En cuanto al alimento suministrado (Kamburov, 1971) señala que *A. largoensis* fue criado por más de dos años y medio sobre polen de *Carpobrotus acinaciformis* Linn. oviposita como promedio 1,71 huevos/hembra durante toda su vida y alcanza el máximo de oviposición aproximadamente en el quinto día, con un promedio de tres huevos / hembra. Este autor comprobó, además, que al ofrecerle ácaros tetraníquidos y polen al mismo tiempo, presentan una misma aceptación para ambos alimentos.

- 8) Demostrando así en el presente trabajo de crianza masal que las dietas a probar son aceptables para los predadores, alimentándolas con ambas dietas para poder criarlos en forma masiva.

9) Por otra parte la tasa de ovipostura observada en las hembras alimentadas con polen de *M. pumila* fue de 0,51 huevos/día/hembra. Esta tasa de ovipostura es bastante baja si se compara con otras especies que se alimentan con polen o con especies que son habitualmente utilizadas en programas de control biológico en el mundo. Otros autores tales como (Abou-Setta y Childers 1987); (McMurtry y Rodríguez 1987) citados por (Abdallah *et al.*, 2001), indican que muchas especies del genero *Euseius* aumentaban su potencial reproductivo al ser alimentadas con polen. Sin embargo la calidad nutricional de cada uno de los pólenes varía sobre una misma especie, pudiendo influir sobre la tasa de ovipostura, es así como (Van Rijn y Tanigoshi 1999), observó tasas de ovipostura que van desde los $2,31 \pm 0,15$, $2,28 \pm 0,13$, $1,77 \pm 0,11$ a los $0,53 \pm 0,05$ huevos cuando se alimentó a *I. degenerans* con polen de *Vicia fabae*, *Prunus avium*, *Malus domestica* y *Dendranthema x Grandiflora* respectivamente.

10)(Nomikou *et al.*, 2001) determinaron tasas de oviposición en 5 especies de fitoseidos, observando valores entre los 1,6 y 3,5 huevos por día al utilizar polen. Estas diferencias observadas en las respuestas de los fitoseidos a distintos tipos de polen, sugiere

que aunque la especie puede preferir el polen antes que a otro tipo de alimento existe una marcada diferencia en la calidad nutritiva de los distintos pólenes para cada especie.

11) Cabe mencionar que el presente trabajo donde se probaron las tres dietas, las tres dietas muestran una semejanza en la cantidad de posturas al día, comparado con el trabajo de (Van Rijn y Tanigoshi 1999). Esta respuesta también puede darse a las 2 dietas donde se proporcionó polen con presa y presa sola, donde (Kamburov, 1971) señala que especies tetraníquidas también presentan la misma calidad nutritiva como lo es el polen.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES

Del análisis de los resultados obtenidos acerca del ciclo biológico de *Amblyseius largoensis*, bajo condiciones ambientales de 21,2 °C – 74,9 % y 25,2 °C – 67,2 %, se llegaron a las siguientes conclusiones:

- 1) El ciclo biológico de *A.largoensis* tiene una duración de 7,81 días a 21,2 °C- 74,9 % y 5,49 días a 25,2 °C – 67,2 %, lo que nos indica que a menor temperatura se alarga el tiempo del predador.
- 2) El periodo promedio de los diferentes estadíos ninfales a 21,2 °C – 74,9 % y 25,2 °C – 67,2 %, son: $2,78 \pm 0,50$ y $2,15 \pm 0,56$ para huevo-larva, $1,33 \pm 0,50$ y $1,23 \pm 0,38$ para larva - protoninfa, $1,9 \pm 0,31$ y $1,08 \pm 0,24$ para protoninfa - deutoninfa, $1,8 \pm 0,41$ y $1,03 \pm 0,11$ para deutoninfa - adulto.
- 3) La capacidad de oviposición fue mayor a 21,2 °C – 74,9 % ($29,3 \pm 10,58$ huevos por hembra) que a 25,2 °C – 67,2 % ($24,4 \pm 6,33$ huevos por hembra).

- 4) La pre-oviposición dura $2,5 \pm 0,53$ días a $21,2 \text{ }^\circ\text{C} - 74,9 \%$ y a $25,2 \text{ }^\circ\text{C} - 67,2 \%$ es de $1,8 \pm 0,42$ días, la oviposición es de $16,6 \pm 6,59$ días a $21,2 \text{ }^\circ\text{C}$ y $25,2 \text{ }^\circ\text{C}$ con $10,8 \pm 2,61$ días y por último la post-oviposición es de $6,4 \pm 2,91$ días en $21,2 \text{ }^\circ\text{C}$ y $9,6 \pm 7,15$ días a $25,2 \text{ }^\circ\text{C}$.

- 5) La longevidad a temperatura $21,2 \text{ }^\circ\text{C} - 74,9 \%$ es mayor en hembras 35 ± 8 días y a $25,2 \text{ }^\circ\text{C} - 67,2 \%$ es de $27,4 \pm 6,33$ días, también en $21,2 \text{ }^\circ\text{C} - 74,9 \%$ es mayor en machos $11,6 \pm 2,88$ días y a $25,2 \text{ }^\circ\text{C} - 67,2 \%$ es $11,5 \pm 3,14$ días.

Del análisis de los resultados obtenidos acerca de la optimización de crianza masal, bajo condiciones ambientales de $26,3 \text{ }^\circ\text{C}$ y $60,3 \%$ presenta las siguientes conclusiones:

- 6) Se determinó que el grupo de 10 y 12 individuos con las dietas establecidas, presenta resultados donde no existen diferencias significativas, es decir las 3 dietas servirían para la optimización de la crianza.

- 7) La dieta que toma menos tiempo en su elaboración es la de *Ricinus communis* con 2,30 horas en prepararla, en comparación con las otras

2 dietas, siendo la de mayor tiempo la de polen de *Ricinus communis* con *Eotetranychus sp*, la cual demora 5,9 horas.

- 8) Así como también para un jornal con un solo trabajador que son 8 horas de trabajo, la dieta de polen de *Ricinus communis*, es la que mayor cantidad de preparación de bandejas dará, con 14 bandejas (Anexo 17).
- 9) Siendo de las tres dietas la más recomendable la dieta constituida por polen de *Ricinus communis* tanto por el menor tiempo empleado en la mano de obra para su preparación, así como también la no ausencia de polen en todo el año.
- 10) En cuanto a costos de producción la crianza actual se ha reducido en más de 50% en comparación a primeras crianzas, siendo ya una crianza rentable.

CAPÍTULO VI

RECOMENDACIONES

- 1) Es necesario seguir optimizando la crianza masal, para lograr establecer menores costos de producción y menor mano de obra.
- 2) Es importante proporcionarle entre una a dos veces por mes, dieta de *Eotetranychus sp* para mantener el instinto de predación de *Amblyseius largoensis*.
- 3) El control biológico de fitoácaros, a través de ácaros depredadores, ha resultado ser el método más eficaz entre los múltiples organismos empleados para el manejo de estos pequeños arácnidos, es muy necesario continuar con más estudios para comprobar la efectividad de las diferentes especies nativas que existen en el Perú.
- 4) Probar con una crianza en macetas, mediante plantas de frejol, en pequeños viveros.

BIBLIOGRAFÍA

1. Abou-Setta, M y Childers, C. 1989. Biology of *Euseius mesembrinus* (Acari: Phytoseiidae): Life tables and feeding behavior on tetranychid mites on citrus. *Environmental Entomology (USA)* 18(4):665-669, 900pp.
2. Almaguel, Lérica. 1996. Acaros de importancia económica en Cuba. C. Habana:INISAV, (CID-INISAV Boletín Técnico, 2). 43 pp.
3. Amano, H.; Chant, D. A. 1978. Mating behaviour and reproduction mechanisms of two species of predacious mites, *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot and *Amblyseius andersoni* (Chant) (Acari: Phytoseiidae). *Acarología*, 20: 196-213, 500pp.
4. Aponte, O. y McMurtry, J. 1992. Mating behavior and reproductive

mechanisms of *Amblyseius colimensis* Aponte y
McMurtry (Acari: Phytoseiidae). Boletín Entomológico
Venezolano 7(1):1-12,20pp.

5. Aponte, N; McMurtry, J. A. 1993. Phytoseiid mites of Venezuela
(Acari: Phytoseiidae). Internat. J. Acarol., 19 (2): 149-
157, 215pp.
6. Badii, M. H.; McMurtry, J. A. 1984. Feeding behavior of some
phytoseiid predators on the broad mite,
Polyphagotarsonemus latus (Acari: Phytoseiidae,
Tarsonemidae). Entomophaga, 29(1): 49-53, 76pp.
7. Brodeur, J.; Bouchard, A.; Turcotte, G. 1997. Potential of four
species of predatory mites as biological control of the
tomato russet mite, *Aculops lycopersici*
(Masse) (Eriophyidae). Can. Entomologist, 129(1): 1-
6, 10pp.
8. Calilung, Venus; Mituda-Sabado, Emma; Malabayabas,

Mercedes. 1994. Management of thrips and mites in lowland potato. I. Identity, biology and natural enemies of the pests. *Philipp. Ent.*, 9(4): 435-442, 554pp.

9. Chant, D. A. 1993. Adaptive radiation in the family Phytoseiidae (Acari: Gamasina) as reflected by adult idiosomal setation. *Internat. J. Acarol.*, 19(3): 203-231, 310pp.
10. Chant, D. A. 1985. Systematic and taxonomy. En: "Spider Mites: their biology, natural enemies and control". Helle, W.; Sabelis, M. W. (Eds) (World Crop Pests). Cap. 2.1.1.3.: 17-28, 35pp.
11. Chant, D. A.; McMurtry, J. A. 1994. A review of the subfamilies Phytoseiinae and Typhlodrominae (Acari: Phytoseiidae). *Internat. J. Acarol.*, 20(4): 223-310, 345pp.
12. Chant, D. A. 1965. Generic concepts in the family Phytoseiidae

(Acarina:Mesostigmata). Can. Entomol., 97: 351-374,410pp.

- 13.** Chant, D. A. 1959. Phytoseiidae mites (Acarina: Phytoseiidae). Part I. Bionomicsof seven species in Southeastern England. Part II. A taxonomic review of the family Phytoseiidae, with descriptions of thirty-eight new species. Can. Entomol., Supplement 12, 166 pp.
- 14.** Chant, D. A. 1985. Systematic and taxonomy. En: "Spider Mites: their biology, natural enemies and control". Helle, W.; Sabelis, M. W. (Eds)(World Crop Pests). Cap. 2.1.1.3.: 17-28,36pp.
- 15.** Carmona, M. M. 1968. Contribution para o estudo de alguns ácaros fitófagos e depredadores, de Angola. Agron. Lusitana, 29: 267–288,367pp.
- 16.** Corpus, L. A.; Rimando, L. 1966. Some Philippine Amblyseiinae (Phytoseiidae:Acari). Philippine Agric., 50: 114–136,200pp.

17. Croft, M. 1993. Larval survival and feeding by immature *Metaseiulus occidentales*, *Neoseiulus fallacis*, *Amblyseius andersoni* and *Typhlodromus pyri* on life stage groups of *Tetranychus urticae*. Koch and phytoseiid larvae. *Experimental and Applied Acarology* (Holanda), 17:685-693,733pp.
18. Evans, G. O. 1957. An introduction to the British Mesostigmata (Acarina) with keys to families and genera. *J. Linn. Soc.*, 43: 203-259,300pp.
19. De Leon, D. 1966. Phytoseiidae of British Guyana with keys to species (Acarina: Mesostigmata). En: "Studies on the fauna of Suriname and other Guyana's", 8: 81-102,134pp.
20. Denmark, H. A.; Muma, M. H. 1989. A revision of the genus *Amblyseius* Berlese, 1914 (Acari: Phytoseiidae). *Occasional Papers of the Florida State Collection of Arthropods*. 4. Fla. Dept. Agr. Cons.Serv., 148 pp.

21. Dicke, M.; Jong, M.; Alers, M. P. T.; Stelder, F. C. T.; Wunderink, R.; Post, J. 1989. Quality control of mass-reared arthropods: Nutritional effects on performance of predatory mites. *J. Appl. Ent.*, 108: 462-475, 510pp.
22. Doreste, E. 1988. *Ácarología*. San José, Costa Rica. IICA, 410p.
23. Driesche, R. G.; Bellow, T. S. 1996. *Biological Control*. Chapman and Hall, New York. 423 pp.
24. Ehara, S.; Bhandhufalck, A. 1977. Phytoseiid mites of Thailand (Acari: Mesostigmata). *J. Fac. Educ. Tottori Univ., Nat. Sci.*, 27(2): 43-81, 120pp.
25. Ehara, S. 1959. Some predatory mites of genera *Typhlodromus* and *Amblyseius* from Japan (Phytoseiidae). *Acarología*, 1: 285-295, 350pp.
26. El-Banhawy, E. M.; Abou-Awad, A. 1990. Records of the genus

Amblyseius Berlese from Tanzania with a description of a new species (Acari: Mesostigmata). *Insect Sci. Applic.*, 11(6): 889-901, 1200pp.

27. Fernández, Miriam; Ramos, Mayra. 1995. Incidencia de plagas y biorreguladores sobre variedades de papas adaptadas al calor. *Rev. Protección Veg.*, 10(2):133-142, 165pp.
28. Ferragut, F.; Laborda, R.; Costa-Comelles, J.; García-Marí, F. 1992
a. Feeding behaviour of *Euseius stipulatus* and *Thphlodromus phialatus* on the citrus red mite *Panoychus citri* (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae). *Entomophaga*, 37: 537-543, 750pp.
29. Ferragut, F.; González-Zamora, J.E.; García-Marí, F. 1992 b. Bases para la utilización de los fitoseidos en el control de plagas de cultivos hortícolas. *Phytoma España*, 40: 60-66, 87pp.
30. Flechtmann, C. y McMurtry, J. 1992. Studies on how phytoseiid

mites feed on spider mites and pollen. International Journal Acarology (USA) 18:157-162,230pp.

31. Freitez, R. R.; Alvarado, D. G. 1978. Contribución al conocimiento de ácaros en Musaceae de Venezuela (Acarina). Rev. Fac. Agron., 197-207,250pp.
32. Garrido, J. L. 1992. Estado actual del control biológico en el manejo de plagas agrícolas. En "Manejo Fitosanitario de las Hortalizas en México. Anaya, S.; Bautista N.; Domínguez; B. (Editores). Centro de Entomología y Acarología, Chapingo Mex.: 218-229,345pp.
33. Gerson, U. 1992. Biology and control of the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). Exp. Appl. Acarol., 13: 163-178,260pp.
34. Gilkeson, L. A. 1992. Mass rearing of phytoseiid mites for testing and commercial application. En: "Advances in insect rearing for research and pest management".

Anderson, T. E.; Leppla, N. C. (Eds). Westview Press
Boulder, Colorado. Cap. 28: 489-506,750pp.

35. Grafton-Cardwell, E.E.; Ouyang, Y.; Striggow, R.A. 1997.

Predaceous mites (Acari: Phytoseiidae) for control of
spider mites (Acari: Tetranychidae) in nursery citrus.
Biological Control, 14: 29-36,68pp.

36. Hoy, Marjorie A.; Castro, D.; Cahn, D. 1982. Two methods for large

scale production of pesticide-resistant strains of the
spider mite predator *Metaseiulus occidentalis* (Nesbitt)
(Acari: Phytoseiidae). Z. Angew. Entomol., 94: 1-
9,20pp.

37. Hugon, R. 1983. Biologie et écologie de *Polyphagotarsonemus*

latus Banks, ravageur sur agrumes aux Antilles. Fruits,
8(9): 635- 646,890pp.

38. James, D.G. 1993. Pollen, mould mites and fungi: improvements to

mass rearing of *Typhlodromus doreenae* and *Amblyseius victoriensis*. *Exp. Appl. Acarol.*, 17(4): 271-276, 346pp.

39. Jeppson, L. R.; Keifer, H. H.; Baker, E. W. 1975. Mites injurious to economic plant. Univ. of California Press, Berkeley, 614 pp.

40. Kamburov, S. S. 1971. Feeding, development, and reproduction of *Amblyseius largoensis* on various foods substances. *J. Econ. Entomol.*, 64(3): 643-648, 745pp.

41. Karut, K.; Kasap, I.; Kazak, C.; Yildiz, S. Biological control of *Polyphagotarsonemus latus* (Acarina, Tarsonemidae) using the predatory mite, *Typhlodromus athiasae* (Acarina, Phytoseiidae) in greenhouse. The 6th European Congress of of Entomology. Ceske Budejovice (Czech Republic). 23-29 Aug, 1998, 10 pp.

42. Krantz, G. W. 1978. A manual of Acarology. Oregon State Univ, Book Stores, Inc. Corvallis. Second Edition, 509 pp.

43. Lo, K. C.; Lee, W. T.; Wu, T. K.; Ho, C. C. 1992. Use of predators to control spider mites (Acarina: Tetranychidae) in the Republic of China on Taiwan. Proceedings of International Seminar "The use of parasitoids and predator to control agricultural pest". FFTC Book. Serie No 40: 166-178, 360pp.
44. McMurtry, J. A. 1986. A consideration of the role of predators in the control of acarine pests. *Acarology* VI, (1): 109-121, 240pp.
45. McMurtry, J. A. 1992. Dynamics and potential impact of generalists' phytoseiids in agroecosystems and possibilities for establishment of exotic species. *Exp. Appl. Acarol.*, 14: 371-382, 570pp.
46. McMurtry, J. A.; Croft, B. A. 1997. Life-Styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. *Ann. Rev. Entomol.*, 42: 291-321, 680pp.
47. McMurtry, J. A.; Huffaker, C. B.; Van de Vrie, M. 1970. Tetranychid

enemies: Their biological characters and the impact of
apray practices. *Hilgardia*, (40): 331-390,768pp.

48. McMurry, J. A.; Moraes, G. J. 1984. Some phytoseiid mites from
the south pacific, with descriptions of new species and
definition of the *Amblyseius largoensis* species group.
Internat. J. Acarol., 10(1): 27-37,85pp.
49. McMurry, J. A; Scriven, G. T. 1965. Insectary production of
phytoseiid mites. *J. Econ. Entomol.*, 58(2): 282-
284,480pp.
50. McMurry, J. A.; Scriven, G. T. 1975. Population increase of
Phytoseiulus persimilis on different insectary feeding
programs. *J. Econ. Entomol.*, 68:319- 321,510pp.
51. Mesa, Nora C.; Lenis, J. L.; Brauw, A. R.; Duque, M. C. 1993.
Desarrollo de metodologías para la cría masiva de
Typhlodromalus peregrinus McMurry y Moraes (Acari:
Phytoseiidae) en yuca. *Rev. Colombiana Entomol.*,
19(2): 41-50,85pp.

52. Mesa, Nora C. y Duque Myriam, C. 1994. Liberación y establecimiento de tres especies de ácaros Phytoseidae para el control de ácaros *Tetranychidae* en el cultivo de yuca. Rev. Colombiana de Entomología. 20: 169-177,260pp.
53. Momen, F. M.; El-Saway, S. A. 1993. Biology and feeding behaviour of the predator mite, *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae). Acarología, 34:199-204,360pp.
54. Monetti, L.; Croft, B.; Botto, E. y McMurtry, J. 2000. Ácaros: plagas de arañuelas rojas y sus depredadores. Ciencia Hoy (Argentina) 10 (56):12pp.
55. Moraes G, J.; McMurtry, J. A. 1981. Biology of *Amblyseius citrifolius* (Denmark and Muma) (Acarina: Phytoseiidae). Hilgardia, 49: 1-26,50pp.
56. Moraes, G. J.; McMurtry, J. A.; Denmark, H. A. 1986. A catalog of

the mite family Phytoseiidae: references to taxonomy, synonymy, distribution and habitat. Brasilia: EMBRAPA-DDT, 353 pp.

57. Moraes, G. J.; McMurtry, J. A.; Denmark, H. A. & C.B. Campos.

2004.A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. Zootaxa, 560pp.

58. Muma, M. H. 1961. Subfamilies, genera and species of Phytoseiidae

(Acarina: Mesostigmata). Fla St. Mus. Bull. Biol. Sci., 5: 267-302, 490pp.

59. Muma, M. H. 1975. Mites associated with citrus in Florida. Univ.

Fla. Bull. 640pp.

60. Muma, M. H.; Denmark, H. A.; De Leon, D. 1970. Phytoseiidae of

Florida. Arthropods of Florida and neighboring land areas, 6. Fla. Dept. Agr. Cons. Serv., Div. Plant Ind., Gainesville, 150 pp.

61. Muma, M. H. 1955. Phytoseiidae (Acarina) associated with citrus in Florida. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 48(4): 262-275, 480pp.
62. Muma, M. H. 1961. Subfamilies, genera and species of Phytoseiidae (Acarina: Mesostigmata). *Fla St. Mus. Bull. Biol. Sci.*, 5: 267-302, 370pp.
63. Oliveira, C.A.L de 1993. Ácaros dos citros. Basf Brasileira S.A., Sao Paulo-SP, 18p.
64. Oomen, P.A. 1982. Studies on population dynamics of the scarlet mites, *Brevipalpus phoenicis*, a pest of tea in Indonesia. *Medel. Landbouwhogesch. Wageninge* (2-1) 88 pp.
65. Osborne, L.; Ehler, E. y Nechols, J. 1999. Biological control of Twospotted spider mites in greenhouses. Universidad de Florida, Boletín técnico N°853 (USA). 12p.
66. Overmeer, W. P. J. 1985a. Rearing and handling. En: "Spider mites:

their biology natural enemies and control". Helle, W., Sabelis, M. W. (Eds). Vol. 1B, Elsevier, Amsterdam. Cap. 2.1.4.1: 161-170,370pp.

67. Overmeer, W. P. J. 1985 b. Alternative prey and other food resources. En: "Spider mites: their biology, natural enemies and control". Helle, W., Sabelis, M. W. (Eds). Vol. 1B, Elsevier, Amsterdam. Cap. 2.1.3.2: 131-137,589pp..

68. Palevsky, E.; Reuveny, H.; Okonis, O. y Gerson, U. 1999. Comparative behavioural studies of larval and adult stages of the phytoseiids (Acari: Mesostigmata) *Typhlodromus athiasae* and *Neoseiulus californicus*. Experimental and Applied Acarology (Holanda) 23:467-485,678pp.

69. Prasad, V. 1967. Biology of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* (Banks) in Hawaii (Acari: Phytoseiidae). Ann. Entomol. Soc. Amer., 60: 905-908,1200pp.

70. Peña, J. E. 1992. Predato-prey interactions between *Typhlodromalus peregrines* and *Polyphagotarsonemus latus*: effects of alternative prey and other food resources. Fla. Entomologist, 75(2): 241-248,550pp.
71. Peña, J. E.; Osborne, L. 1996. Biological control of *Polyphagotarsonemus latus* (Acarina: Tarsonemidae) in greenhouses and field trials using introduction of predacious mites (Acarina: Phytoseiidae). Entomophaga, 41(2): 279-285,450pp.
72. Peña, J. E.; Bullock, R. C. 1994. Effects of feeding of broad mite (Acari: Tarsonemidae) on vegetative plant growth. Fla. Entomologist, 77(1): 180- 184,260pp.
73. Pérez, R.; Almaguel, Lérica; Pérez, Rosario; Sánchez, Miriam. 1991. Metodología para la señalización del ácaro blanco en papa. CNSV, 3 pp.
74. Ragusa, S.; Swirski, E. 1977. Feeding habits, post-embryonic and

adult survival, mating, virility and fecundity of the predacious mite *Amblyseius swirskii* (Acarina: Phytoseiidae) on some coccids and mealybugs. *Entomophaga*, 22 (4): 383-392, 570pp.

75. Ramakers, P. M. J. 1980. Biological control of *Thrips tabaci* with *Amblyseius* spp. *Bull. SROP*, 3: 302-208, 350pp.
76. Ramos, Mayra. 1980. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) Beer y Nucifora, 1965 (Acari: Tarsonemidae) sobre pimiento (*Capsicum annum* L.). Trabajo de Diploma. Univ. de la Habana, 23 pp.
77. Ramos, Mayra. 1986. Ciclo biológico de *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae) en cuatro variedades de cítricos. *Rev. Protección Veg.*, 2: 119-123, 200pp.
78. Ramos, Mayra. 1997. Desarrollo de métodos de cría de *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acarina: Phytoseiidae). *Rev. Protección Veg.*, 12(1): 1-5, 15pp.

79. Ramos, Mayra; Alvarez, Carmen D. 1987. Ciclo biológico de *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae) en frutos de lima Persa. Rev. Protección Veg., 2: 269-271, 340pp.
80. Ramos, Mayra; Ramírez, Amabela; Chico, R.; Rodríguez, H.; Alvarez, Carmen D. 1988. Desarrollo y reproducción de *Polyphagotarsonemus latus* (Acariformes: Tarsonemidae) sobre naranjo Valencia y limón (verdadero) en relación con lima Persa. Rev. Protección Veg., 3: 123-127, 270pp.
81. Rasmy, A. 1970. A laboratory technique for mass rearing of phytoseiid mite. Sonderdruck ans Bd, 65: 159-161, 190pp.
82. Ristich, S. S. 1956. Mass rearing and testing techniques for *Typhlodromus fallacies* (Gar.). J. Econ. Entomol., 49(4): 476-479, 500pp.
83. Rodríguez, Neyda; Fariñas, María E.; Sibot, R. 1981. Ácaros

depredadores (Phytoseiidae) presentes en los cítricos de Cuba. Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Cítrico y otros Frutales, 4(3): 67-95,110pp.

84. Rodríguez, H. 2001. Potencialidad de *Amblyseius largoensis* (Muma) como agente de control biológico de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks). Tesis de doctorado, Centro Nacional de Sanidad Agropecuaria, Universidad Agraria de La Habana, 124pp.

85. Sabelis, M. W. 1985 a. Capacity for population increase. En: "Spider mites: their biology, natural enemies and control". Helle, W; Sabelis, M. W. (Eds) (World Crop Pests). Cap. 2.1.2.1: 35-42,60pp.

86. Sabelis, M. W. 1985 b. Development. En: "Spider mites: their biology, natural enemies and control". Helle, W; Sabelis, M. W. (Eds) (World Crop Pests). Cap. 2.1.2.2: 43-52,78pp.

87. Schicha, E., Gutierrez, J. 1985. Phytoseiidae of Papua New

Guinea, with three new species, and new records of Tetranychidae (Acari). *Internat. J. Acarol.*, 117(3): 173-181,240pp.

88. Schulten, G. G. M. Mating. 1985. En: "Spider mites: their biology natural enemies and control". Helle, W; Sabelis, M. W. (Eds) (World Crop Pests). Cap. 2.1.2.3: 55-66,89pp.
89. Tanaka, M.; Kashio, T. 1977. Biological studies on *Amblyseius largoensis* Muma (Acari: Phytoseiidae) as a predator of the Citrus Red Mite, *Panonychus citri* (McGregor) (Acari: Tetranychidae). *Bull. Fruit Tree Res. Stn., Japan, D 1*: 49-67,90pp.
90. Trujillo, J.A. 1992. Control biológico de plagas insectiles. En "Manejo Fitosanitario de las Hortalizas en México". Anaya, S.; Bautista N.; Domínguez; B. (Editores). Centro de Entomología y Acarología, Chapingo Mex.: 218-229,570pp.

91. Van der Merwe, G. G. 1965. South African Phytoseiidae (Acarina).
I. Nine new species of the genus *Amblyseius* Berlese.
J. Entomol. Soc. S. Africa, 28: 57-76,85pp.
92. Van Rijn, P. y Tanigoshi, L. 1999. Pollen as food for the predatory
mites *Iphiseius degenerans* and *Neoseiulus cucumeris*
(Acari: Phytoseiidae): dietary range and life history.
Experimental and Applied Acarology (Holanda)
23:785-802,1250pp.
93. Vieira, Marineide R. 1995. Estudos biológicos de
Polyphagotarsonemus latus (Banks, 1904) (Acari:
Tarsonemidae) em algodoneiro (*Gossypium hirsutum*
L.) e limao Siciliano (*Citrus limon* Burm). Tese
Doutorado, Escola Superior de Agricultura Luiz de
Queiroz, 107 pp.
94. Yue, G.; Tsai, J. H. 1996. Development, survivorship, and
reproduction of *Amblyseius largoensis* (Acari:
Phytoseiidae) on selected plant pollens and
temperature. Environ. Entomol., 25(2): 488-494.

95. Zhao, Z. y McMurtry, A. 1990. Development and reproduction of three *Euseius* (Acari: Phytoseiidae) species in the presence and absence of supplementary foods. *Experimental and Applied Acarology* (Holanda) 8:233pp..

ANEXOS

ANEXO 1

PROMEDIOS OBTENIDOS PARA EL CICLO BIOLÓGICO DE *AMBLYSEIUS LARGOENSIS* (21.2 °C - 74.9 %)

Huevo	Emergencia Huevo-Larva	Emergencia Larva-Protoninfa	Emergencia Protoninfa-Deutoniña	Emergencia Deutoniña-Adulto	Raño al azar	Promedio de T° y HR
1	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	21,2°C 74,9%
2	3 días	1 día	2 días	2 días	Macho	
3	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
4	3 días	1 día	2 días	2 días	Macho	
5	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
6	3,5 días	1,5 días	1 día	2 días	Macho	
7	3 días	1 días	2 días	1 día	Hembra	
8	3,5 días	1,5 días	2 días	2 días	Macho	
9	3 días	1 día	2 días	1 día	Hembra	
10	3 días	1 día	2 días	2 días	Macho	
11	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
12	2 días	1,5 días	1,5 días	2 días	Macho	
13	2 días	2 días	2 días	2 días	Hembra	
14	2 días	2,5días	1,5días	2 días	Hembra	
15	2 días	2,5días	1,5días	2 días	Hembra	
16	2 días	1días	2,5días	1 día	Hembra	
17	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
18	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
19	3 días	1 día	2 días	2 días	Hembra	
20	2,5 días	1,5 días	2 días	1 día	Macho	
X±DE	2,78±0,50	1,33±0,50	1,9±0,31	1,8±0,41	35% ♂ y 65% ♀	

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 2

PROMEDIOS OBTENIDOS PARA EL CICLO BIOLÓGICO DE *AMBYSEIUS LARGOENSIS* (25.2°C - 67.2%)

Huevo	Emergencia Huevo-Larva	Emergencia Larva-Protolinfa	Emergencia Protolinfa-Deutolinfa	Emergencia Deutolinfa-Adulto	Ratio al azar	Promedio de T° y HR.
1	2,5 días	1,5 día	1 día	1 día	Macho	25,2°C 67,2%
2	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
3	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
4	2 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
5	2 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
6	2 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
7	1,5 días	1,5 días	1 día	1 día	Hembra	
8	2,5 días	1,5 días	1 día	1 día	Hembra	
9	2,5 días	1 día	2 días	1 día	Macho	
10	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
11	1 día	1 día	1,5 días	1,5 días	Macho	
12	1 día	2 días	1 día	1 día	Hembra	
13	1 día	2 días	1 día	1 día	Hembra	
14	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
15	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
16	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
17	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
18	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Hembra	
19	2,5 días	1 día	1 día	1 día	Macho	
20	2,5 días	2 días	1 día	1 día	Hembra	
X±DE	2,15±0,56	1,23±0,38	1,08±0,24	1,03±0,11	45% ♂ y 55% ♀	

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 3

Capacidad de oviposición (cantidad de posturas) en 10 parejas

PAREJA	21.2 °C - 74.9%	25.2°C - 67.2%
1	42	30
2	15	33
3	21	22
4	25	25
5	21	24
6	40	25
7	28	23
8	21	26
9	46	27
10	34	9
X±DE	29.3±10.58	24.4±6.33
Máx	46	33
Min	15	9

Fuente: Elaboración propia.

ANEXO 4

Periodo de pre-oviposición, oviposición, post-oviposición (días) en
10 parejas (21.2 °C - 74.9 %)

PAREJA	PRE-OVIPOSICIÓN	OVIPOSICIÓN	POST-OVIPOSICIÓN
1	3	25	3
2	2	9	12
3	3	14	7
4	3	14	4
5	2	11	2
6	3	25	8
7	3	11	8
8	2	19	6
9	2	12	6
10	2	26	8
X±DE	2,5±0,53	16,6±6,59	6,4±2,91
Máx	3	26	12
Min	2	9	2

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 5

**Periodo de pre-oviposición, oviposición, post-oviposición (días) en
10 parejas (25.2 °C - 67.2 %)**

Pareja	Pre-oviposición	Oviposición	Post-oviposición
1	1	12	2
2	2	12	3
3	2	7	18
4	2	12	3
5	2	12	15
6	2	9	5
7	1	9	13
8	2	14	17
9	2	14	2
10	2	7	18
X±DE	1,8±0,42	10,8±2,62	9,6±7,15
Máx			18
Min	1	7	2

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 6

Longevidad en días (21.2 °C - 74.9 %)

21.2 °C - 74.9 %		
Individuo	Hembras	Machos
1	38	13
2	45	9
3	43	10
4	29	12
5	22	9
6	42	12
7	28	12
8	35	13
9	27	8
10	41	18
X±DE	35±8	11,6±2,88
Máx	45	18
Min	22	8

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 7

Longevidad en días (25.2 °C - 67.2 %)

25.2 °C - 67.2 %		
Individuo	Hembras	Machos
1	21	11
2	22	11
3	32	8
4	22	11
5	34	8
6	21	11
7	29	11
8	38	11
9	23	19
10	32	14
X±DE	27.4±6.33	11.5±3.14
Máx	38	19
Min	21	8

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 8

PROMEDIOS DE CAPACIDAD DE OVIPOSICIÓN (POSTURAS POR DÍA) MEDIANTE DIETA POLEN *Ricinus communis*

4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición
7	2	7	8	10	7	10	10	7	5
5	7	6	8	9	7	12	11	12	13
5	6	12	8	13	13	11	10	12	11
6	7	7	6	10	10	10	7	12	10
4	5	6	6	9	10	6	8	10	9
3	4	7	5	8	8	6	7	9	9
3	3	6	4	7	7	7	6	10	9
3	2	7	4	8	7	7	6	10	8
3	4	6	4	8	6	5	1	5	6
3	3	5	3	6	2	6	10	12	11
1	1	5	4	8	7	6	9	11	11
3	4	5	3	8	6	6	8	11	11
2	4	5	3	8	6	5	6	6	7
2	4	4	5	5	4	5	5	6	7
1	2	4	5	5	4	5	5	6	7
1	2	4	5	5	4	5	4	6	6

Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

1	2	3	5	4	4	4	4	6	6	
1	1	3	5	4	4	3	4	2	2	
1	1	0	2	1	1	2	1	2	2	
		0	1	1	1	2	1	2	2	
		1	1	1	1					
X±DE	3,4±1,72	3,87±1,81	5,82±2,01	5,06±1,68	6,57±3,19	5,67±3,15	6,15±2,76	6,15±3,08	7,85±3,5	7,6±3,22

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 9

PROMEDIOS EN CAPACIDAD DE OVIPOSICIÓN (POSTURAS POR DÍA) MEDIANTE DIETA POLEN *Ricinus communis* con

Eotetranychus sp.

4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n
5	7	3	3	7	6	9	10	17	15
5	7	3	8	7	6	13	15	12	13
5	6	12	8	10	13	13	15	12	11
7	6	11	10	10	11	14	14	11	11
6	6	11	10	9	18	13	13	12	13
5	6	8	7	9	16	13	12	11	11
5	5	7	7	9	16	10	12	11	10
5	5	7	6	7	6	10	11	10	10
5	5	6	8	6	6	9	11	9	5
4	5	6	7	6	5	8	9	8	4
4	5	5	7	4	6	8	8	8	3
3	4	6	6	4	6	7	8	11	7
3	4	6	6	4	5	7	8	10	6
2	3	5	5	3	5	6	6	7	5
2	2	5	5	4	5	3	4	7	3
1	3	3	3	3	4	2	3	8	3
1	3	3	2	3	3	7	7	8	3
1	3	3	2	3	2	7	7	8	2
2	3	2	4	3	1	3	5	6	5
1	3	2	3	1	2	3	4	4	5
2	1	0	2	1	2	3	4	5	4
1	1	0	1	3	4	3	4	6	1

Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

0	1	2	3	3	4	4	0
1	1	2	3	2	3	4	0
		3	3	2	3	3	1
		1	2	1	2	3	0
		1	2			2	0
		1	2			2	1

X±DE 4,4±1,4 5,07±2,0 6,29 ±2,85 6,35 ±2,26 5,38 ±2,87 6,86 ±4,96 8,25 ±3,73 9,1 ±3,71 9,5 ±3,71 7,25±4,08

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 10

PROMEDIOS EN CAPACIDAD DE OVIPOSICIÓN (POSTURAS POR DÍA) MEDIANTE *Eotetranychus sp.*

4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda repetició n	Primera repetició n	Segunda Repetición
4	1	5	6	5	5	8	7	6	10
4	3	5	4	5	4	8	7	7	9
3	2	5	4	5	4	7	8	8	8
3	3	4	4	4	4	7	10	10	11
3	2	4	4	4	3	7	14	12	9
4	5	7	7	10	7	11	13	12	9
3	5	6	7	10	6	10	12	8	10
4	5	6	4	8	6	10	11	8	11
2	4	6	3	8	6	10	11	13	13
2	4	6	2	7	6	10	13	11	10
2	5	6	4	7	5	10	13	10	11
1	4	6	3	6	4	6	10	9	9
3	3	7	3	10	6	6	8	8	8
3	2	6	3	9	5	5	6	6	8
1	5	2	2	7	6	5	9	5	8
		4	2	5	5	5	8	5	9
		4	2	5	4	5	8	3	5
				6	4	4	7	2	2
				5	4	4	7	2	2

Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

	4	2	3	6	1	3				
	3	1	2	5	2	1				
	9	1	3	5	1	1				
	5	2	2	5	1	1				
	5	2	2	5	3	1				
	5	2	3	2						
	2	0	1	1						
	2	1	1	2						
	2	1								
X±DE	2,8±1,01	3,53±1,36	5,24±1,3	3,76±1,6	6,33±2,15	4,62±1,47	7,05±2,46	9,4±2,58	7,3±3,54	8,25±3,02

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 11

PROMEDIOS EN LONGEVIDAD (DÍAS) MEDIANTE DIETA POLEN

Ricinus communis

	4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición
Macho	10	18	12	10	9	12	8	11	8	11
Macho	26	32	14	14	12	14	13	19	16	11
Macho			31	25	20	16	16	24	24	11
Macho					28	33	24	27	27	13
Macho							27	27	36	27
Macho									36	30
Hembra	32	32	20	17	20	31	24	30	27	8
Hembra	38	38	25	28	37	31	27	32	30	30
Hembra			31	31	37	33	36	34	34	30

Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

Hembra					41	46	40	36	38	32
Hembra							40	44	38	32
Hembra									44	44
X4DE	26,6412,0	3039,6	22,218,2	20,825,4	26,6412,1	27411,8	26,6411,02	28,649,2	29,8110,2	23,3411,8

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 12
PROMEDIOS EN LONGEVIDAD MEDIANTE DIETA POLEN *Ricinus communis* con *Eotetranychus* sp.

	4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición
Macho	36	15	16	14	16	16	17	15	23	23
Macho	50	36	21	18	41	33	17	15	23	23
Macho			28	35	51	33	23	15	30	23
Macho					58	35	32	23	32	23
Macho							37	50	37	30
Macho									54	41
Hembra	49	59	38	48	42	21	41	34	30	32
Hembra	73	68							57	34
Hembra			38	58	48	55	57	44	57	37

Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

Hembra					49	58	59	50	59	47
Hembra							59	60	60	57
Hembra									72	57
XIDE	26.5112.0	30.18.5	22.218.2	70.814.4	25.5112.1	27.111.8	25.5111.02	28.519.2	29.8110.2	23.3111.8
	4									

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 13

PROMEDIOS EN LONGEVIDAD MEDIANTE *Eotetranychus* sp.

	4 Individuos		6 Individuos		8 Individuos		10 Individuos		12 Individuos	
	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición	Primera repetición	Segunda repetición
Macho	28	43	21	35	21	21	38	31	38	31
Macho	52	49	52	35	37	30	47	32	38	36
Macho			67	51	42	48	57	38	47	46
Macho					48	51	57	52	47	52
Macho							57	69	48	54
Macho									59	73
Hembra	22	43	35	27	58	27	47	44	36	31
Hembra	46	62							47	36
Hembra			60	48	72	62	47	57	48	63

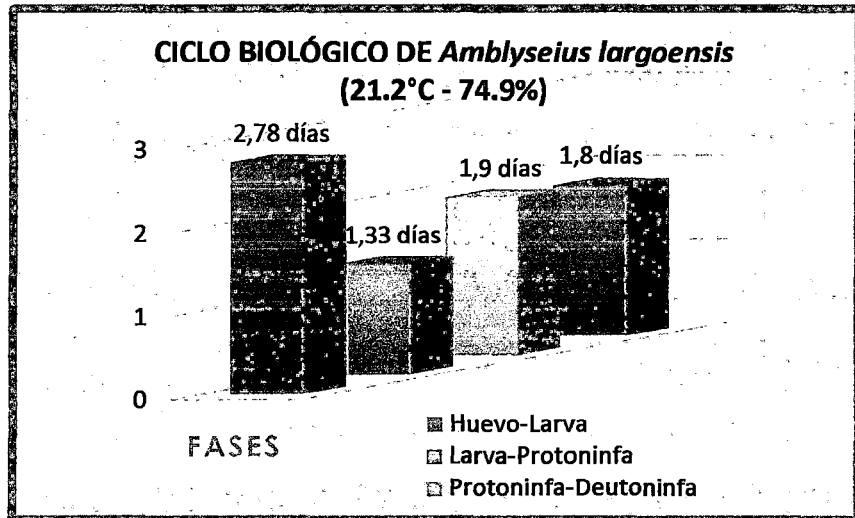
Pasa a la siguiente página

Viene de la página anterior

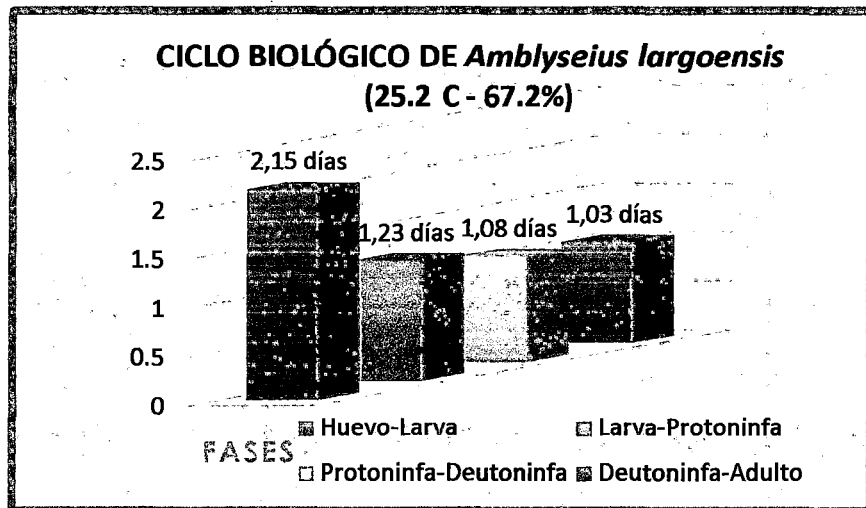
Hembra					74	67	52	57	57	63
Hembra							73	72	57	69
Hembra									59	73
X4DE	37±14,3	49,3±9	47,8±16,9	38,3±9 2	51,5±18,1	45,9±17,6	52,2±9,5	48,7±12,7	48,4±8,3	52,3±16,1

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 14
CICLO BIOLÓGICO DE *Amblyseius largoensis*



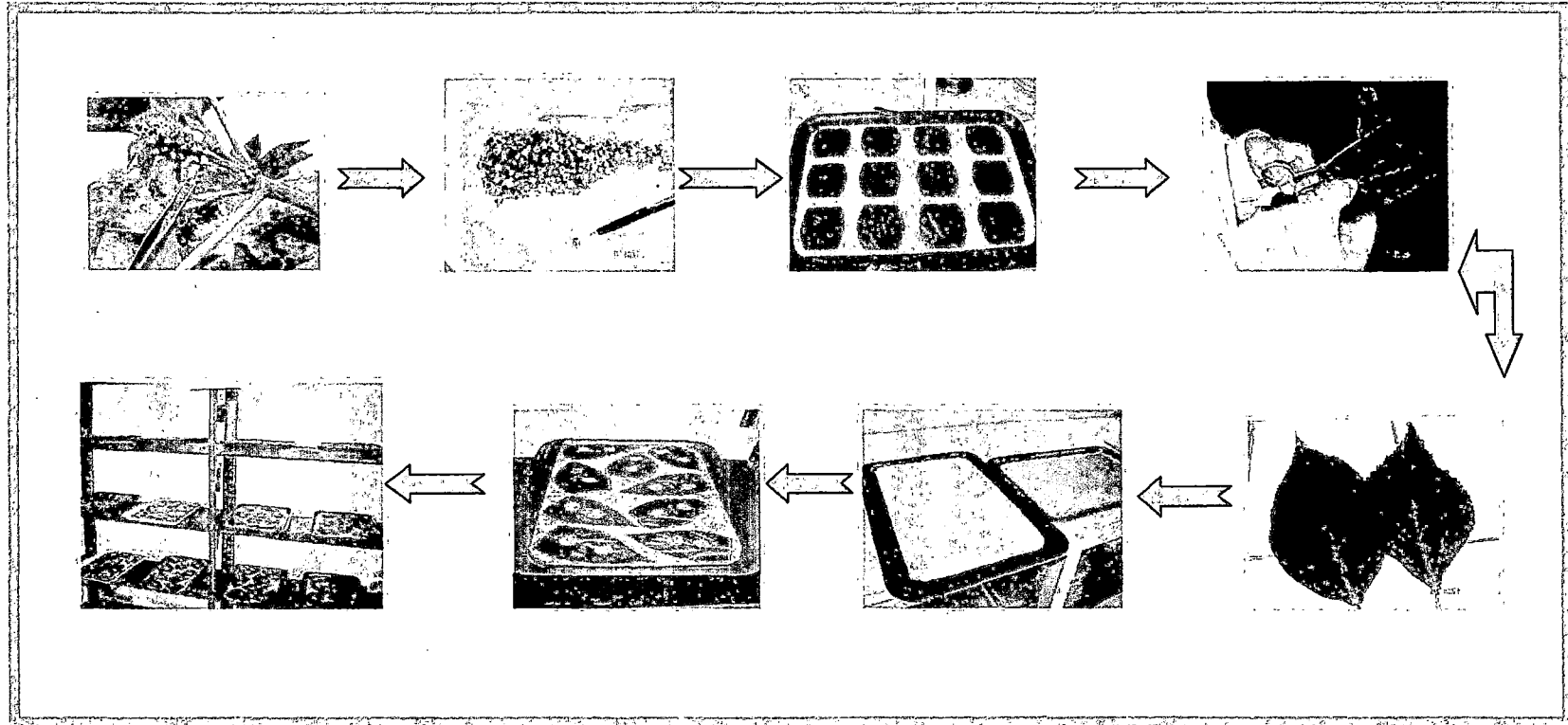
Fuente: Elaboración propia



Fuente: Elaboración propia

ANEXO 15

PREPARACIÓN DE BANDEJAS PARA CRIANZA MASAL



Fuente: Elaboración propia

ANEXO 16

TIEMPO DE PREPARACIÓN DE DIETAS

Dieta	Actividad realizada	Tiempo en minutos	Tiempo en horas
Polen <i>Ricinus communis</i>	a+b	150	2,5
Polen <i>Ricinus communis</i> con <i>Eotetranychus sp</i>	a+b+c+d+e	355	5,92
<i>Eotetranychus sp</i>	c+d+e	205	3,42

Fuente: Elaboración propia

Por lo tanto:

- a. Recolección flores de *Ricinus communis*: 15 minutos
- b. Desprendimiento de polen en estufa: 135 minutos
- c. Recolección de hojas infestadas con *Eotetranychus sp*: 15 minutos
- d. Congelado de hojas infestadas: 150 minutos
- e. Descongelado, conteo y corte de hojas: 40 minutos

ANEXO 17

TIEMPO DE PREPARACIÓN TOTAL EN ARMADO DE BANDEJAS MEDIANTE (Polen *Ricinus communis*)

Actividad realizada	Tiempo requerido
Preparación de dietas	150 minutos
Colectar hojas	10 minutos
Armado de bandejas (14)	210 minutos
Traslado de predadores	112 minutos
TOTAL: 482 minutos(8 horas)	

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 18
COSTO SISTEMA DE CRIANZA MASAL ANTIGUO

Detalle	Cantidad	VALOR EN S/.	
		Precio unitario	Sub-Total
Tapers	16	9,00	144
Papel tissue	2	4,50	9,00
Papel toalla	2	1,20	2,40
Lámina cubreobjetos	288	0,05	14,4
Esponja simple 1"	1	8,00	8,00
Algodón	1 (paq)	1,50	1,50
Pincel común	2	0,70	1,40
Esteroscopio	1	450,00	450,00
		TOTAL	S/. 630,70

Fuente: Elaboración propia

ANEXO 19
COSTO SISTEMA DE CRIANZA MASAL ACTUAL

Detalle	VALOR EN S/.		
	Cantidad	Precio unitario	Sub-Total
Bandejas azafatas	16	2,80	44,80
Papel toalla	2	1,20	2,40
Mica	2	1,00	2,00
Esponja zebra ½"	1	11,00	11,00
Lana de cordero	0	0	0
Pincel pelo de martha	2	3,50	7,00
Lupa común 10x	1	80,00	70,00
TOTAL			S/. 137,20

Fuente: Elaboración propia