

## Tesis de Licenciatura

# Control biológico del "Jacinto de Agua", *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms laubach (Pontederiaceae) : Estudio de Paracles tenuis Berg (Lepidoptera : Arctiidae), un posible agente de control

Sosa, Alejandro

Tesis presentada para obtener el grado de Licenciado en  
Ciencias Biológicas de la Universidad de Buenos Aires

Este documento forma parte de la colección de tesis de licenciatura de la Biblioteca Central Dr. Luis Federico Leloir, disponible en [digital.bl.fcen.uba.ar](http://digital.bl.fcen.uba.ar). Su utilización debe ser acompañada por la cita bibliográfica con reconocimiento de la fuente.

This document is part of the Six-Year Bachelor's Theses Collection of the Central Library Dr. Luis Federico Leloir, available in [digital.bl.fcen.uba.ar](http://digital.bl.fcen.uba.ar). It should be used accompanied by the corresponding citation acknowledging the source.

Cita tipo APA:

Sosa, Alejandro. ( ). Control biológico del "Jacinto de Agua", *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms laubach (Pontederiaceae) : Estudio de Paracles tenuis Berg (Lepidoptera : Arctiidae), un posible agente de control. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. [http://hdl.handle.net/20.500.12110/seminario\\_nBIO0000683\\_Sosa](http://hdl.handle.net/20.500.12110/seminario_nBIO0000683_Sosa)

Cita tipo Chicago:

Sosa, Alejandro. "Control biológico del "Jacinto de Agua", *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms laubach (Pontederiaceae) : Estudio de Paracles tenuis Berg (Lepidoptera : Arctiidae), un posible agente de control". Tesis de Licenciado. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires.. [http://hdl.handle.net/20.500.12110/seminario\\_nBIO0000683\\_Sosa](http://hdl.handle.net/20.500.12110/seminario_nBIO0000683_Sosa)

**EXACTAS**

Facultad de Ciencias Exactas y Naturales



**UBA**

Universidad de Buenos Aires

UNIVERSIDAD DE BUENOS AIRES  
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
Tesis de la Licenciatura en Ciencias Biológicas



CONTROL BIOLÓGICO DEL “JACINTO DE AGUA”, *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms Laubach (PONTEDERIACEAE). ESTUDIO DE *Paracles tenuis* Berg (LEPIDOPTERA: ARCTIIDAE), UN POSIBLE AGENTE DE CONTROL

SOUTH AMERICAN BIOLOGICAL CONTROL LABORATORY  
UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE, AGRICULTURAL  
RESEARCH SERVICE. HURLINGHAM. BUENOS AIRES.

Autor: Alejandro Sosa  
Director: Ing. Agr. Hugo A. Cordo

Nº 0683

Diciembre de 1998

## ÍNDICE

Resumen	3
Introducción	4
Antecedentes del jacinto de agua	4
Antecedentes de <i>Paracles</i> sp.	8
Materiales y métodos	10
Estudios de la biología y plantas hospedadoras	10
Bionomía	10
Larva	10
Pupa	11
Adulto	11
Huevo	11
Parasitoides	11
Especificidad de hospedadora	12
Prueba de elección múltiple A	12
Prueba de elección múltiple B	13
Prueba de inanición A	14
Prueba de inanición B	14
Análisis de los datos	15
Resultados y discusión	17
Bionomía	17
Larva	17
Pupa	17
Adulto	18
Huevo	19
Parasitoides	24
Especificidad de hospedadora	25
Prueba de elección múltiple A	25
Prueba de elección múltiple B	29
Prueba de inanición A	30
Prueba de inanición B	31
Conclusiones	34

---

Agradecimientos	35
Bibliografía	36
Apéndice. Tablas	41

**CONTROL BIOLÓGICO DEL “JACINTO DE AGUA”,  
*Eichhornia crassipes* (Martius) Solms Laubach  
(PONTEDERIACEAE). ESTUDIO DE *Paracles tenuis* Berg  
(LEPIDOPTERA: ARCTIIDAE), UN POSIBLE AGENTE DE  
CONTROL**

Alejandro Sosa

**Resumen:** *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms Laubach (Pontederiaceae) es considerada una de las peores malezas del mundo. Los intentos de su control a través de métodos químicos y mecánicos fueron reforzados con la lucha biológica. Varios agentes de control han sido estudiados y algunos de ellos están siendo utilizados. Debido a que el problema aún persiste, agentes ya olvidados han vuelto a ser investigados, entre ellos *Paracles tenuis* Berg (Lep.: Arctiidae). Informes preliminares no muy alentadores respecto de su selectividad alimentaria, la habían dejado de lado. Este trabajo pretende revertir la situación para considerarla agente de control. El estudio del ciclo de vida de *P. tenuis* fue realizado en laboratorio donde características bionómicas como la duración de cada estadio, puesta de huevos, características de adultos, etc. fueron obtenidas. La especificidad de plantas hospedadoras fue medida con pruebas de elección múltiple y de inanición. La prueba de elección múltiple con plantas acuáticas reveló que las larvas neonatas de *P. tenuis* eligen una amplia variedad de hospedadoras (plantas de diferentes familias). Las pruebas de inanición mostraron que puede desarrollar hasta el estado de adulto en cualquiera de las tres especies de Pontederiaceae utilizadas (*Eichhornia crassipes*, *E. azurea* (Swartz) Kunth y *Pontederia cordata* L.) y su desarrollo final parecería no estar afectado, pues no se encontraron diferencias en el peso, largo y ancho de sus pupas. Además se comprobó que pueden desarrollar en otras plantas y *Alternanthera philoxeroides* (Martius) Grisebach (Amaranthaceae) se ubica primero en cuanto a la proporción de individuos que cumplen su desarrollo. Con esta información *P. tenuis* parecería ser una especie polífaga que no puede ser considerada agente de control de *E. crassipes* para ser llevada a países como los Estados Unidos.

## INTRODUCCIÓN

### Antecedentes del jacinto de agua

Desde fines del siglo pasado el lirio acuático, camalote o jacinto de agua (Petetin 1984), *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms Laubach (Pontederiaceae), ha sido llevado a varios lugares del planeta, convirtiéndose en una de las peores malezas del mundo (De Loach et al. 1989).

El hábitat característico de *E. crassipes* son los cuerpos de agua: pantanos, charcos temporarios, grandes lagos y ríos de las zonas tropicales y subtropicales del planeta. Su distribución abarca una franja entre 38° de latitud Norte y 38° de latitud Sur. Es una maleza introducida por el hombre en la mayor parte del mundo. Su lugar de origen corresponde a las cuencas de los ríos Amazonas, Orinoco y Paraná de América del Sur. En diferentes hábitats es una pionera o una invasora en comunidades existentes de macrófitas sumergidas y flotantes (Gopal 1987). Sus pecíolos están formados principalmente por aerenquima, tejido donde el aire se encuentra en los meatos aumentando la flotabilidad y posibilitando la aireación de los órganos sumergidos (Valla 1979). Esto le provee un peso específico menor al del agua en la mayor parte de sus estructuras confiriéndole flotabilidad.

El jacinto de agua se multiplica tan rápidamente que usualmente forma densas cubiertas monoespecíficas que cubren grandes superficies de agua, excluyendo a otras plantas (flotantes libres y/o sumergidas). El rápido desarrollo de una densa cobertura del jacinto de agua resulta en la muerte de plantas sumergidas debido a la falta de luz (Gopal 1987).

El jacinto de agua provee hábitats disponibles para la germinación y establecimiento de semillas de especies emergentes. La materia orgánica suspendida produce el desarrollo de islas flotantes que comienzan a ser colonizadas (Poi de Neiff et al. 1994a, 1994b). En lugares donde el crecimiento del jacinto de agua es inhibido anualmente por la baja temperatura, la formación de estas islas flotantes se interrumpe. Sin embargo, en climas cálidos, la deposición de grandes cantidades de materia orgánica por acción de *E. crassipes* y otras flotantes, junto con la pérdida de agua desde la cobertura vegetal; lleva los cuerpos de agua hacia pantanos o esteros que se cubren de pastos, juncos y hierbas (Neiff 1982, Gopal 1987).

La cobertura de las carpetas altera el Ph, las concentraciones de CO<sub>2</sub> disuelto y disminuye la concentración de O<sub>2</sub> en el agua (Carignan y Neiff 1992). El efecto de sombreado reduce o elimina completamente la actividad fotosintética, por alteración en las comunidades de fitoplancton (Poi de Neiff y Carignam 1997), con la consecuente mortandad de peces y otros animales. En West Bengal, India, la explotación pesquera pasó de 905 kg./ha a 281 kg./ha con un cuerpo de agua que se cubrió en 25 % de jacinto de agua (Gopal 1987).

Las carpetas de jacinto de agua interfieren en el uso y manejo de los recursos hídricos. El rápido crecimiento poblacional de *E. crassipes* en Louisiana y Florida (E.E.U.U.), perjudicó enormemente a la navegación y los canales de riego se redujeron entre 40 y 95 %. En el delta del Mississippi, el impedimento del transporte de agua para la agricultura resulta en una pérdida anual de 35 millones de dólares y pérdidas similares en Florida, Alabama y Louisiana. Además, entre 25 y 70 % de la masa de agua se pierde por evapotranspiración. Problemas similares ocurren en África del Sur, el sudeste asiático, Australia, Congo y Sudán (Gopal 1987, Ciliers et al. 1995).

La utilización de los ríos para la explotación pesquera y el uso de agua potable para asentamientos humanos se ven seriamente afectados por la invasión de *E. crassipes* en los cursos de agua (Ghana, Benin, Angola, Kenia, Malawi, Nigeria, Sudán, Australia y Nueva Guinea) (Labrada 1995, de Graft Johnson 1995).

Cuando el jacinto de agua se encuentra en un nuevo hábitat, éste no posee aquellos organismos que le conferían control natural sobre sus poblaciones. Es posible que *E. crassipes* halla conquistado exitosamente nuevos ambientes porque encuentra una serie de características ecológicas que le son favorables, entre ellas la ausencia de enemigos naturales (De Bach 1964, De Loach et al. 1989).

El control manual (cosecha) y el control químico (herbicidas) fueron los primeros métodos utilizados por los Estados Unidos. De todas formas, éstos no logran un control por un período considerable y sus costos son elevados. El control biológico de *E. crassipes* comenzó a ser tomado en cuenta como otra alternativa de lucha (Gopal 1987, De Loach et al. 1989).

El control biológico consiste en controlar a organismos perjudiciales con sus enemigos naturales como parásitos, predadores y patógenos (De Bach 1964). La factibilidad del control biológico de *E. crassipes* comenzó con la exploración de las cuencas de ríos de América del Sur para encontrar sus enemigos naturales (Bennett & Zwölfer 1968, Bennett 1970, 1982). Buscar los enemigos naturales en el lugar de origen es esencial para poder

encontrar aquellos organismos que a lo largo de la historia evolutiva hayan adquirido dependencia con la planta hospedadora (De Bach 1964, Shilinger & Doutt 1964, Wapshere 1974). El posible agente de control debe presentar características específicas para ser considerado un buen candidato: principalmente debe alimentarse y desarrollarse sobre una sola especie vegetal (monófago), o completar su desarrollo en pocas especies de plantas, emparentadas, (oligófago). La primera condición es la deseada por no llegar a tener dudas sobre el grado de especificidad sobre la planta, producto de mucho tiempo de adaptación (De Bach 1964, De Loach et al. 1989, Wapshere 1974).

Los enemigos naturales son estudiados en el laboratorio y en el campo. Las experiencias de laboratorio se basan principalmente sobre pruebas de elección, en las cuales los insectos son puestos a prueba, no sólo con su hospedadora natural, sino con otras que son elegidas por tener cercanía filogenética con la maleza, ser hospedadoras naturales de insectos emparentados con el posible agente y por ser plantas de importancia económica (Timmons 1968, Bennett 1968, Harris & Zwölfer 1968, Zwölfer & Harris 1971, Wapshere 1974, 1976).

En el caso específico de *E. crassipes* alrededor de veinte especies de artrópodos se han propuesto como posibles agentes de control (Timmons 1965, Bennett 1970, Perkins 1974). Solo unos pocos fueron tomados en cuenta porque reducen significativamente el crecimiento del jacinto agua, y su biología y especificidad de plantas hospedadoras fueron estudiados. (Silveira Guido 1971, Silveira Guido & Perkins 1975, De Loach et al. 1989, Cordo 1995). De éstos, las especies *Neochetina eichhorniae* Warner, *N. bruchi* Hustache (Coleoptera: Curculionidae), *Orthogalumna terebrantis* Wallwork (Acarina: Galumnidae), *Sameodes albifutalis* Warren (Lep.: Pyralidae) y *Acigona infusella* Walker (Lep.: Pyralidae) han sido considerados para la introducción a otros países.

A pesar de lograr un control exitoso en varios lugares del mundo, los Estados Unidos aún gastan anualmente millones de dólares (especialmente en Florida y Louisiana) en el control mecánico y químico del jacinto de agua. Por tal motivo se necesitan nuevos agentes de control para potenciar el control que ejercen los agentes antes mencionados. Para ello quedan dos caminos a seguir: buscar nuevos agentes o estudiar aquellos que alguna vez fueron mencionados y por sospechas de polifagia o por desconocimiento de su biología no habían sido tenidos en cuenta. Estos últimos son los denominados agentes de prioridad secundaria: *Thrypticus* sp. (Diptera: Dolichopodidae), *Palustra* (actualmente *Paracles*; Lepidoptera: Arctiidae) y *Cornops aquaticum* (Orthoptera: Acridiidae) (Cordo 1995).

El objetivo del presente trabajo es rever la posibilidad de utilizar a *Paracels tenuis* como agente de control biológico del jacinto de agua. A partir de este objetivo principal se desprenden los siguientes objetivos secundarios:

1. Conocer la bionomía de *P. tenuis*.
2. Conocer la especificidad de plantas hospedadoras de *P. tenuis* para poder evaluar su condición como agente de control.

La hipótesis de trabajo es considerar a *P. tenuis* como una especie oligófaga que restringe su alimentación y elección de plantas hospedadoras a un grupo limitado de plantas emparentadas.

## Antecedentes de *Paracles* spp.

El género *Paracles* fue creado por Walker en 1855 siendo la especie tipo *P. contraria* de Brasil. En su catálogo de polillas atigradas neotropicales, Watson & Goodger (1986) incluyen en este género, entre otras, el sinónimo *Palustra* Bar 1873. Ellos mencionaron 8 especies: *Palustra azollae* Berg 1887, *P. burmeisteri* Berg 1887, *P. elongata* Rothschild 1922, *P. laboulbeni* Bar 1873, *P. postflavida* Rothschild 1922, *P. sericea* Schaus 1896, *P. tenuis* Berg 1877 y *P. vulpina* Hübner 1825.

Según Berg (1877a, 1877b) *P. laboulbeni* tiene como posibles plantas hospedadoras a *Pontederia rotundifolia*, *P. cordata* y *E. azurea*. Esta especie ha sido citada para Guyana, Brasil y Argentina (Watson & Goodger 1986). Burmeister (1878) propone como hospedadoras a *Pontederia rotundifolia*, y otras especies de este género junto con *Potamogeton pusillus*. Para Hayward (1969) *Myriophyllum prospinosoides*, *P. rotundifolia*, *Potamogeton crispus* y *Potamogeton pusillus* serían sus hospedadoras.

Berg (1877a, 1877b) señala que las posibles especies hospedadoras de *Paracles azollae* (= *Palustra azollae* Berg) son *Azolla filiculoides* y *Lemna* spp, mientras que *A. filiculoides* fue la única planta hospedadora señalada por Burmeister en 1878 para esta especie. *E. crassipes*, *P. cordata* y otras Pontederiaceae fueron las hospedadoras propuestas por Hayward (1969). Observaciones de Biezanko et al. (1957) indican que las larvas de *P. azollae* se alimentan de varias plantas acuáticas (no mencionadas) y los adultos fueron colecciónados entre noviembre y mayo. Por otro lado Perkins (1974) manifiesta que las larvas de *P. azollae* se alimentan de *E. crassipes*, *E. azurea* y otras plantas de la familia Pontederiaceae. Fue citada para Uruguay (Watson & Goodger 1986).

*P. burmeisteri* fue citada para la Argentina en el catálogo de lepidópteros de Watson & Goodger (1986). Fue criada en cautiverio donde se alimentó de *Polygonum* sp. (Berg 1877a, 1877b). *Potamogeton* spp. y otras plantas acuáticas fueron las posibles hospedadoras propuestas por Burmeister en 1878. De la misma forma Hayward (1969) mencionó a *Potamogeton* spp. como planta hospedadora, mientras que Biezanko et al. (1957) indican que *E. crassipes* y otras especies de Pontederiaceae son atacadas por larvas de *P. burmeisteri*.

*Paracles sericea* Schaus fue mencionada para Brasil, *P. elongata* Rothschild y *P. postflavida* Rothschild para Perú (Watson & Goodger 1986), aunque sin datos sobre sus hospedadoras.

Biezanko et al. (1957) encontró larvas de *Paracles bilinea* Schaus (= *Maenas bilinea* Schaus) en abundancia, alimentándose de *E. crassipes* en el Jardín Botánico de Montevideo a

principios de diciembre y adultos fueron coleccionados en diciembre, enero y febrero. Por otra parte, el catálogo de Araujo et al. (1968) indica que las larvas se alimentan de *Gossypium hirsutum* L. Esta especie fue señalada para Brasil por Watson & Goodger (1986).

Adultos de *Paracles vulpina* Hübner(1825) (anteriormente *Paracles uruguayensis* Berg (Watson & Goodger 1986)) fueron coleccionados por Biezanko et al. (1957) en marzo, abril, octubre y noviembre pero sus plantas hospedadoras no fueron mencionadas (Biezanko et al. 1957). Esta especie fue mencionada para Sudamérica (Watson & Goodger 1986).

*Paracles palustris* Jörgensen 1935 (=*Antartica palustris* Jörgensen), especie citada para Paraguay (Watson & Goodger 1986), tiene como hospedadoras a *E. azurea* (posiblemente), *E. crassipes*, *Pontederia cordata*, *Echinodorus grandiflorus*, *Pacourina edulis* e *Hydrocotyle* sp. (Jörgensen 1935).

*Paracles tenuis* tiene dos subespecies: *P. tenuis tenuis* Berg, en Uruguay y Argentina y *P. tenuis sinelinea* Dognin en Colombia (Watson & Goodger 1986). La especie descripta por Berg (1877a, 1877b) fue encontrada en el Riachuelo, sin mencionar sus plantas hospedadoras. Burmeister (1878) la cita en su trabajo pero no hace mención de las plantas hospedadoras. Observaciones realizadas por Perkins (1974) indican que las larvas se alimentan de *E. crassipes*, *E. azurea* y otras plantas.

Mitchel & Thomas (1972) examinaron varios sitios en Uruguay y comentan la abundancia de adultos de *Palustra* sp., pero muy poco daño de larvas. Perkins (1974) expresa: "las más importantes larvas defoliadoras (*P. silveiraguidoi* Orfila, *P. tenuis* y *P. azollae*) las cuales se encuentran en Sudamérica son comúnmente encontradas en el jacinto de agua y en *E. azurea*, además de otras plantas. Por lo tanto, no son consideradas suficientemente específicas para su uso como agente de control de *E. crassipes*"

Debido a su presunta polifagia, los estudios iniciales para el control biológico del jacinto de agua no consideraron a *Paracles* como posible agente de control y sí lo fueron otros organismos aparentemente más específicos, como *Neochetina* sp. (Coleoptera: Curculionidae), *Sameodes albitalis* (Lep.: Pyralidae), *Orthogalumna terebrantis* (Acari: Galumnidae), entre otros.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### ESTUDIOS DE LA BIONOMÍA Y PLANTAS HOSPEDADORAS DE *Paracles tenuis*

El estudio de la bionomía y especificidad de plantas hospedadoras de *P. tenuis* ha sido realizado en el South American Biological Control Laboratory (SABCL), United States Department of Agriculture, Agricultural Research Service, Hurlingham, Buenos Aires. Para ello se utilizaron individuos de una colonia de laboratorio, originada a partir de huevos y larvas colecciónados sobre *Eichhornia azurea* en el Estero Chajá, Rt. 16, 25 Km al Oeste de Macallé, provincia del Chaco. Las investigaciones se realizaron en cámara de cría a temperatura y humedad controladas ( $25.4 \pm 2.7^{\circ}\text{C}$  y  $83.4 \pm 6.5\%$  HR).

## BIONOMÍA

La información bionómica básica de *P. tenuis* fue obtenida a partir del estudio del desarrollo de cincuenta individuos procedentes de una masa de huevos, en enero de 1996. Cada etapa del desarrollo fue caracterizada.

**Larva:** Las larvas, utilizadas para los estudios bionómicos, fueron criadas por separado en recipientes de plástico transparente de  $35 \text{ cm}^3$  hasta el cuarto estadío y en recipientes de plástico transparente de  $500 \text{ cm}^3$ , hasta el final de su desarrollo. Dentro de éstos se colocaron hojas de *E. azurea* (colectadas en Otamendi, Bs. As.) y papel húmedo en el fondo para evitar la deshidratación de las hojas. Los recipientes fueron revisados diariamente para realizar observaciones bionómicas, cambiar comida y limpiarlos cuando fuera necesario.

En cada estadío larval se realizaron las siguientes medidas: su duración y la medida de la cápsulacefálica ( $n=46$ ). La duración del estadío larval se calculó tomando el intervalo de tiempo transcurrido desde el final de una muda hasta el comienzo de la siguiente; en los casos en que no se pudo observar el proceso de muda, se lo infirió a partir de la última observación del individuo. La medida de la cápsulacefálica se realizó sobre la exuvia de la larva, pues la

zona de rasgado de la cutícula se encuentra en la zona torácica y no en la cabeza, quedando esta intacta para la medición.

**Pupa:** El capullo, tejido previamente por la larva, fue retirado para descubrir la pupa y realizar observaciones y mediciones sobre estas. En el segundo día del estado pupal se procedió a la identificación de los sexos y a la toma de medidas morfométricas de 46 pupas: peso, largo y ancho de las pupas. La identificación de los sexos se realizó por observaciones de los últimos segmentos abdominales. Las pupas permanecieron en el recipiente hasta la emergencia de los adultos.

**Adulto:** El estudio de los adultos se realizó utilizando los individuos emergidos en la cría para los estudios bionómicos de larvas y pupas. Se formaron nueve parejas, en lo posible se formaron grupos de hembras y machos que no diferían en más de dos días de su emergencia; de este último grupo la asignación fue al azar. Cada pareja fue colocada en un recipiente de plástico transparente de 500 cm<sup>3</sup>, cerrado herméticamente, con papel húmedo en el fondo y una hoja de *E. azurea*. Las observaciones fueron realizadas dos o tres veces al día para observar cópula y la puesta de huevos. Ninguna observación fue realizada en horas de oscuridad. Los adultos fueron dejados en los recipientes hasta su muerte para registrar su longevidad. Otro grupo fue montado usando la técnica de Steykal et al. (1986) para la posterior medición de la envergadura de alas.

**Huevo:** 51 masas de huevos fueron medidas (ancho, largo y altura) y se lavaron con agua para separar los pelos y contar los huevos. Estos fueron incubados en caja de petri con papel de filtro húmedo y la altura y el diámetro de la base fueron medidos (n=71) el segundo día de incubación.

**Parasitoides:** Capullos de parasitoides fueron colecciónados en un estero cerca de Machagai (Chaco) y en Scorza Cué (Corrientes). Los adultos emergidos fueron identificados por la Dra. Cecilia Gramajo (Inst. M. Lillo) y el porcentaje de parasitismo fue calculado.

## ESPECIFICIDAD DE HOSPEDADORA

Para determinar el intervalo de las plantas hospedadoras, es decir aquellas plantas que son o podrían convertirse en hospedadoras de *P. tenuis*, se realizaron dos tipos de pruebas: elección múltiple y de no elección o inanición. Éstas experiencias se realizaron durante el mes de marzo de 1997.

**Pruebas de elección múltiple:** La primera experiencia realizada sobre el intervalo de plantas hospedadoras de *P. tenuis* consistió en la prueba de elección múltiple. Esta prueba consistió en ofrecerles en forma simultánea diferentes plantas como alimento a larvas recién nacidas o neonatas. Se tuvieron en cuenta dos criterios para la elección de las plantas a probar: (a) plantas de ambientes acuáticos (con aquellas que eventualmente serían las posibles plantas encontradas por *P. tenuis* en el campo) y (b) plantas terrestres que posiblemente nunca fueran encontradas por *P. tenuis*, y servirían como control para la presunta oligofagia de la especie.

**Elección múltiple A1:** El diseño experimental consistió en colocar 30 larvas neonatas de *P. tenuis* en el centro de un recipiente de plástico de 26 x 15 x 9 cm donde se encontraban 27 discos de hojas de plantas de 314 mm<sup>2</sup>; representando a 17 familias. En el fondo del recipiente se colocó papel húmedo para evitar la deshidratación de los discos. Se realizaron cinco réplicas que se colocaron en cabina. Las especies utilizadas correspondieron a representantes de la familia Pontederiaceae, y otras especies acuáticas de importancia económica y/o ambiental. Las larvas fueron dejadas durante veinticuatro horas para poder evaluar el área consumida por éstas, cuya medición fue realizada con una grilla milimetrada. Las plantas utilizadas fueron colectadas en el norte de la provincia de Buenos Aires y en el sur de la provincia de Entre Ríos en diciembre de 1996 (cunetas al borde de la Rt. 12, desde las cercanías del complejo Zárate Brazo Largo hasta la localidad de Ceibas, Entre Ríos), y cultivadas en el laboratorio. Las especies de plantas utilizadas fueron las siguientes: familia Cannaceae: *Canna glauca* L.; Pontederiaceae: *Eichhornia azurea* (Swartz) Kunth, *E. crassipes*, *Pontederia rotundifolia* L., *Pontederia cordata* L.; Amaranthaceae: *Alternanthera philoxeroides* (Martius) Grisebach, Haloragaceae: *Myriophyllum aquaticum* (Vellozo) Verde.; Hydrocharitaceae: *Limnobium laevigatum* (Humboldt et Bonpland) Heine, *Elodea callitrichoides* (Rich) Caspary; Menyanthaceae: *Nymphoides indica* (L.) Kuntze; Butomaceae: *Hydrocleis nymphoides* (Wildenow)

Buchenau; Asteraceae: *Senecio bonariensis* Hook et Arn; Apiaceae: *Hydrocotyle ranunculoides* L.; Onagraceae: *Ludwigia peploides* (Humboldt, Bonpland et Kunth.) Raben; Araceae: *Colocasia esculenta* (L.) Schott, *Pistia stratiotes* L.; Poaceae: *Oplismenopsis najada* (Hacktel et Arechavaleta) Parodi, *Panicum elephantipes* Nees, *Paspalum repens* Bergius; Polygonaceae: *Polygonum punctatum* Elliot, *Polygonum stelligerum* Chamisso; Typhaceae: *Typha* sp. L.; Alismataceae: *Sagittaria montevidensis* Chamisso et Schlechtendahl, *Echinodorus grandiflorus* (Chamisso et Schlechtendahl) Micelli; Salviniaceae: *Salvinia rotundifolia* (Willdenow); Cyperaceae: *Schoenoplectus californicus* (C. A. Mey) Steudel y Azollaceae: *Azolla filiculoides* Lamark (Cabrera y Zardini 1978; Burkart 1969, Troncoso Burkart & Bacigalupo 1987).

**Elección múltiple A2 y A3:** Debido a resultados aparentemente incongruentes en la prueba de elección múltiple A1, esta prueba fue repetida dos veces, utilizando similar metodología. A diferencia de la prueba de elección múltiple A1, en estas pruebas se modificó la incidencia de la luz sobre los recipientes, para evitar la agregación de las larvas.

**Elección múltiple B:** La prueba consistió esencialmente en los mismos procedimientos anteriormente explicados para la prueba de elección múltiple con plantas acuáticas. Se colocaron 200 larvas neonatas en el centro de un recipiente de plástico transparente de 40 x 30 x 15 cm con papel húmedo en su fondo. Hojas o fragmentos de hojas de 31 plantas de 19 familias fueron colocados sobre el papel. Se midió el área consumida por las larvas durante tres días. No se hicieron réplicas. Las plantas utilizadas fueron las siguientes: familia Alismataceae: *Sagittaria montevidensis*; Malvaceae: *Abutilon grandifolium* (Wildenow) Swartz., *Abutilon pictum* (Gill) Walp., *Gossypium hirsutum* L., *Hibiscus syriacus* L., *Malvaescus arboreus* Cav.; Rubiaceae: *Gardenia jasminoides* (L.) Merrill; Rosaceae: *Chaenomeles lagenaria* (Loisel) Koidz, *Eriobotria japonica* (Thunberg) Lindl; Nyctaginaceae: *Bougainvillea spectabilis* Wildenow; Euphorbiacerae: *Manihot tweediana* Müll. Ag; Saxifragaceae: *Hydrangea macrophylla* (Thunbrg) De Candolle; Salicaceae: *Populus deltoides* Marshall; Lauraceae: *Cinnamomum camphora* (L.) Ness et Eberm, *Laurus nobilis* L.; Fagaceae: *Quercus americana*; Moraceae: *Morus alba* L., *Ficus benjamina* L.; Poaceae: *Saccharum officinarum* L., *Zea mays* L.; Cyperaceae: *Cyperus* sp. L.; Oleaceae: *Ligustrum lucidum* Ait; Fabaceae: *Erythrina crista-galli* L., *Calliandra tweediei* Benth.; Solanaceae: *Capsicum annuum* L., *Nicotiana tabacum* L., *Lycopersicum esculentum* Mill, *Solanum melongena* L.; Curcubitaceae:

*Cucurbita andreana* Naud; Lythraceae: *Lagerstroemia indica* L. y Rutaceae: *Citrus sinensis* (L.) Osbeck (Cabrera et al. 1978, Burkart 1969, Burkart & Bacigalupo 1987; Dimitri 1980).

**Pruebas de Inanición ( no elección ):** Esta prueba se realizó con el fin de verificar la capacidad del insecto para completar su desarrollo sobre las plantas elegidas en las pruebas de elección múltiple. Una primera experiencia, Inanición A, se hizo con las principales plantas hospedadoras naturales de *P. tenuis*. La segunda, Inanición B, con las plantas más aceptadas en la prueba de elección múltiple, para determinar la capacidad fisiológica en completar su desarrollo en plantas críticas.

**Inanición A:** Un grupo de 60 larvas neonatas, nacidas de una masa de huevos, fue dividido en forma aleatoria en tres de 20 individuos, colocadas en recipientes de plástico transparentes de 20 x 13 x 7 cm y alimentadas con tres especies de Pontederiaceae de acuerdo al siguiente esquema: Tratamiento 1, *E. azurea*, la principal hospedadora en importancia hallada en el área estudiada. Tratamiento 2, *E. crassipes*, la segunda hospedadora en importancia y objeto del presente estudio. Tratamiento 3, *Pontederia cordata*, la tercera hospedadora hallada en el campo y motivo de conflicto debido a exigencias protecciónistas en los EE.UU. ya que se trata de una planta nativa de valor para la flora de ese país. Se registraron varios parámetros bionómicos de larvas y pupas para establecer diferencias entre los tratamientos y se midieron y pesaron las pupas (20 para *E. azurea*, 10 para *E. crassipes* y 16 para *P. cordata*)

**Inanición B:** Se utilizaron diez plantas que representaron tres niveles de aceptación de las larvas neonatas en las pruebas de elección múltiple A y aquella planta con mayor daño en plantas terrestres (elección múltiple B). Cinco grupos de 6 larvas neonatas, confinadas en recipientes de 500 cm<sup>3</sup>, fueron criadas hasta el final de su desarrollo. El criterio en la elección de las plantas fue el siguiente: Cinco de las más aceptadas en la prueba de elección múltiple (*Canna glauca*, *E. azurea*, *Alternanthera philoxeroides*, *Limnobium laevigatum* y *Pontederia rotundifolia*). Dos de las que tuvieron aceptación media (*P. cordata*, *Colocasia esculenta*). Dos de aquellas que tuvieron menor aceptación (*E. crassipes* y *Sagittaria montevidensis*) (Tabla 9, apéndice). Además fue agregada aquella planta con una mayor aceptación en la prueba de elección múltiple con plantas terrestres (*Abutilon grandifolium*). El registro de los datos se hizo como en la prueba anterior.

## ANÁLISIS DE LOS DATOS

Para el análisis de los datos se utilizó el programa STATISTICA para Windows 4.2.

La duración de los estadios larvales y estados pupales de machos y hembras, fueron analizadas mediante un ANOVA de dos factores de efectos fijos con medidas repetidas. El supuesto de igualdad de matrices de variancias y covariancias se estudió mediante la prueba de Box M y el supuesto de buen ajuste al modelo (medidas repetidas) con la prueba Box (Morrison 1967). Cuando no se cumplieron dichos supuestos, la transformación logarítmica fue utilizada. Cuando la interacción del ANOVA resultó significativa, se realizó el estudio de los efectos simples. De todas maneras la duración de todos los estados inmaduros fue estudiada mediante la prueba no paramétrica: Kruskal-Wallis (por no cumplir con el supuesto de normalidad) (Sokal & Rohlf 1981).

En el estado pupal las variables morfométricas de machos y hembras se compararon con un ANOVA de un factor de efectos fijos (factor sexo). La normalidad fue estudiada con la prueba de Kolmogorov-Smirnov y la homogeneidad de las variancias con la prueba de Bartlet. La transformación logarítmica fue utilizada para poder cumplir con los supuestos del ANOVA (Sokal & Rohlf 1981).

En las pruebas de elección múltiple la variable analizada fue el área foliar consumida por las larvas neonatas en 24 hs. La evaluación se realizó con una prueba de Kruskal-Wallis. En los casos en que la prueba de Kruskal-Wallis resultó significativa, las comparaciones múltiples se realizaron con STP (una prueba no paramétrica de comparaciones múltiples a posteriori para muestras de igual tamaño) (Sokal & Rohlf 1981). Cuando la prueba de Kruskal-Wallis resultó no significativa se realizó el cálculo de la potencia a posteriori de la prueba estadística utilizando el programa Gpower (Erdfér et al. 1996).

En la segunda experiencia de elección múltiple (con plantas terrestres) no se realizó análisis estadístico porque el diseño experimental careció de las réplicas necesarias.

En la prueba de inanición A, las variables analizadas fueron las correspondientes a las medidas morfométricas de las pupas. Cada una de éstas fue estudiada mediante un ANOVA de dos factores de efectos fijos, y las comparaciones múltiples GT-2 fueron utilizadas, debido al desbalanceo del diseño, cuando la interacción del ANOVA resultó significativa (test a posteriori), (Sokal & Rohlf 1981). Los supuestos de normalidad y homogeneidad de variancias fueron estudiados de manera similar al de los otros casos, ya mencionados.

En la prueba B, la variable analizada fue la proporción de individuos que completaron el ciclo de vida. Estadísticamente fue analizada por medio de un ANOVA de un factor de efectos fijos, siendo el factor la especie de planta y en este caso con seis niveles. Los supuestos de normalidad y homocedacia se estudiaron con las mismas pruebas estadísticas antes mencionadas. Las comparaciones múltiples se realizaron con la prueba de Tukey, por ser una prueba muy poderosa que conserva la tasa de error ( $\alpha$  del ANOVA), sin modificar el error estándar (Sokal & Rohlf 1981).

Las medidas morfométricas se expresan con valores medios  $\pm 1$  error estándar.

En todos los casos, se supone una tasa de error  $\alpha = 0.05$ .

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### BIONOMÍA

**Larva:** El primer estadio larval es de color castaño claro y más oscuro en la cabeza. Las larvas se alimentaron de las hojas de *E. azurea*, produciendo un pequeño daño sobre la cutícula de las hojas sin atravesarlas. El segundo estadio sólo se distingue del primero por el tamaño del cuerpo y de la cápsula cefálica (Tabla 1). En los estadios avanzados (IV o V) la cutícula de la larva comenzó a tornarse de color negro, y los pelos de color blanco en los flancos del individuo y en la línea media dorsal, dando el color característico a las “gatapeludas” (Fig. 1a). Las medidas de las cápsulas cefálicas resultaron ser uniformes para un mismo estadio y diferentes entre los distintos estadios; posibilitando caracterizar a cada uno con esta medida (Tabla 1).

La duración total del estado larval de hembras ( $33.1 \pm 2.3$  días;  $n = 28$ ) es mayor que la duración en machos ( $30.1 \pm 1.5$  días,  $n=28$ ) (Tabla 1. Efectos simples del ANOVA,  $F_{1,44}=1170.86$ ,  $p <0.05$ ). De todas maneras, cabe destacar que los machos tuvieron 6 o 7 estadios larvales mientras más de 90% de las hembras (17/18) sólo 7. La duración del estado pupal es igual en machos ( $8.9 \pm 1.9$  días,  $n = 28$ ) y hembras ( $8.1 \pm 1.2$  días,  $n=18$ ) (Tabla 1, Efectos simples del ANOVA,  $F_{1,44}=4.04$ ,  $p>0.05$ ). De todas formas la duración total del estado inmaduro es mayor en las hembras ( $41.1 \pm 2.8$  días;  $n=18$ ) que en los machos ( $39.0 \pm 2.9$  días;  $n=28$ ) (Tabla 2; Kruskal-Wallis,  $H (1,N=46) = 4.557$ ,  $p<0.05$ ).

**Pupa:** La pupa de *P. tenuis* se encuentra encerrada en un capullo tejido previamente por la larva. En el campo, este capullo se encuentra pegado a las hojas o pecíolos de *Eichhornia crassipes*, *E. azurea* y *Pontederia cordata* y en una ocasión fue encontrada en *Schoenoplectus* sp. (Fig. 2a) (Cordo com. pers). En el laboratorio fue hallado sobre el papel y los trozos de hojas (en los recipientes para el estudio del desarrollo) o sobre la base de pecíolos de *E. crassipes* en jaulas en el invernáculo (Fig. 3b).

Las pupas de las hembras resultaron ser más grandes que las de los machos. Las pupas de las hembras exhibieron un mayor peso, longitud y ancho (Tabla 2,  $F_{1,44} = 4.48$ ;  $F_{1,44} = 5.87$ ,  $F_{1,44} = 41.03$ , ANOVA,  $p<0.05$ )

**Tabla 1.** Ancho de las cápsulas céfálicas y duración de los estados inmaduros de machos y hembras de *P.tenuis*

ESTADÍO	N	MACHOS		HEMBRAS		
		CAP. CEF (media ± ES) mm	DURACIÓN (media ± ES) días	N	CAP. CEF (media ± ES) mm	DURACIÓN (media ± ES) días
I	28	0.39±0.01	3.09±0.20	18	0.40±0.01	3.17±0.24
II	28	0.561±0.020	2.93±0.18	18	0.55±0.02	2.86±0.23
III	28	0.85±0.04	2.71±0.52	18	0.83±0.03	2.61±0.58
IV	28	1.28±0.07	4.91±0.33	18	1.26±0.08	5.03±0.50
V	28	1.89±0.14	4.79±0.89	18	1.83±0.12	4.53±0.67
VI	18	2.56±0.27	10.00±0.71	18	2.53±0.12	6.06±1.54
VII	10	2.89±0.21	7.71±0.81	17	3.24±0.15	9.21±1.65
TOTAL larva	28	-----	30.1±1.5a (29-36)	18	-----	33.1±2.3b (31-38)
pupa	28	-----	8.9±1.86c (6-12)	18	-----	8.1±1.2c (7-10)
TOTAL (larva+pupa)	28	-----	39.0±2.9d (35-45)	18	-----	41.1±2.8e (38-46)

Los valores expresados corresponden a la media y el error estándar, entre paréntesis figuran los valores máximos y mínimos. Los valores con igual letra, en una misma fila, indican que no existen diferencias significativas (ANOVA p>0.05; ó Kruskal-Wallis, p< 0.05, para la duración total)

**Tabla 2.** Medidas morfométricas de las pupas de machos y hembras

	PESO m±ES (Min-Max)	LARGO m±ES (Min-Max)	ANCHO m±ES (Min-Max)
MACHOS	0.3560±0.0469 a (0.985-0.4988)	16.02±0.80 a (13.46-17.69)	6.65±0.32 a (6.24-7.23)
HEMBRAS	0.4896±0.0281 b (0.444-0.5382)	17.97±0.57 b (16.46-18.46)	7.23±0.26 b (6.73-7.69)

Los valores expresados corresponden a la media y el desvío estándar, entre paréntesis figuran los valores máximos y mínimos. Los valores con igual letra en la misma columna indican diferencias significativas (ANOVA, p<0.05)

**Adulto:** Los machos tienen las alas anteriores color castaño oscuro o grisáceo y las posteriores mucho más claras; la envergadura de las alas es de  $2.88 \pm 0.13$  cm (n= 16). Las antenas son plumosas; el tórax tiene una densa capa de pelos del mismo color que el primer par de alas. El abdomen está cubierto por una espesa capa de pelos oscuros, alternados con pelos amarillentos en forma de bandas, una por cada segmento. Las alas de las hembras son similares a las de los machos. Su envergadura es de  $3.90 \pm 0.21$  (n= 23). Sus antenas no son plumosas. El abdomen es característico por una disposición de los pelos amarillentos y abundantes en su porción terminal. Éstos pelos son utilizados para recubrir las masas de

huevos. Observaciones sobre la cópula, indican que esta comienza durante la noche y continúa hasta el día siguiente (Fig. 3a). La longevidad de los adultos fue variable, entre 2 y 10 días para los machos ( $7.22 \pm 3.19$ ; n= 9) y entre 5 y 10 días para la hembra ( $8.33 \pm 2.06$ ; n=9)

**Huevo:** Los huevos son colocados en masas y cubiertos por los pelos del abdomen de la hembra. En el campo las masas fueron halladas sobre *Eichhornia azurea*, *E. crassipes*, *Pontederia cordata* y una Poaceae palustre, no identificada. En este último caso la planta crecía mezclada con *P. cordata* que sufría un ataque leve de *P. tenuis*. La ubicación de las masas es preferentemente en el envés de las hojas y en segundo término en el haz (Fig. 3b). No se observaron masas en los pecíolos o en otros órganos vegetales (Cordo com. pers.)

En el laboratorio las masas se encontraron en la hoja y sobre las paredes del recipiente en el cual fueron colocados los adultos. Las masas son caracterizadas por su forma de domo; se distinguen dos dimensiones, un largo o eje mayor ( $9.27 \pm 4.13$  mm; n=7) y un eje menor o ancho ( $6.01 \pm 2.37$  mm; n= 7) (Tabla 3). La cantidad de masas por hembra resultó muy variable , entre 2 y 9 masas (  $5.67 \pm 2.12$  masas/hembra; n=9). Las masas estaban formadas por dos a cuatro capas o pilas de huevos. El número de huevos encontrados en una masa varió entre 147 y 410. Sin embargo el número de huevos totales por hembra varió en menor medida (entre 342 y 877) (Tabla 3).

Los huevos son de color amarillo cremoso y poseen el corion levemente rugoso. Miden  $0,776 \pm 0,032$  mm de alto y  $0,630 \pm 0,0336$  mm de diámetro (n=50). Su eclosión ocurre entre los 4 y 6 días ( $5.02 \pm 0.91$  días, n=50). No parece haber un patrón claro en cuanto el orden de eclosión de los huevos dentro de una misma masa. En la tabla 3 se detallan las características de las masas de huevos, número de huevos y cantidad de huevos en las masas.

**Tabla 3.** Características bionómicas de la puesta de huevos de *P. tenuis*

Pareja	Sexo	Longevidad (días)	Número de masas	Número de huevos Totales	Número de huevos/masa	Longitud de las masas(mm)	Ancho de las masas (mm)
1	Macho	10	6	570	97.83±67.42	8.31±3.6	4.99±1.76
	Hembra	5			(24-81) (3.85-13.85)		(3.05-6.50)
2	Macho	2	5	342	70.20±45.02	9.6±1.43	6.46±2.00
	Hembra	9			(17-109) (7.69-10.77)		(4.62-9.23)
3	Macho	7	5	877	175.40±126.11	10.96±2.97	7.50±1.92
	Hembra	5			(81-396) (6.92-13.85)		(5.39-10.00)
4	Macho	10	5	561	210.50±234.99	10.39±6.7	7.89±3.23
	Hembra	10			(31-528) (4.62-20.00)		(4.62-12.31)
5	Macho	10	4	842	134.40±158.30	12.57±7.14	6.16±2.66
	Hembra	10			(27-412) (4.62-18.46)		(4.62-9.23)
6	Macho	8	9	482	53.56±50.76	6.36±3.33	4.00±1.70
	Hembra	10			(5-148) (1.71-10.00)		(1.22-6.15)
7	Macho	10	7	736	105.14±78.04	10.58±2.38	7.31±1.47
	Hembra	10			(18-235) (8.46-13.85)		(6.15-9.23)
8	Macho	3	8	722	90.25±76.80	-----	-----
	Hembra	8			(23-172)		-
9	Macho	5	2	577	278.50±185.97	-----	-----
	Hembra	8			(147-410)		
Media± DE (Min-Max)	Macho	7.22±3.19 (2-10)	5.67±2.12 (2-9)	632.11± 176.70 (342-877)	114.15±114.44 (5-528) (1.71-20.00)	9.27±4.13 (1.71-20.00)	6.01±2.37 (1.22- 12.31)

Los adultos utilizados son aquellos que fueron utilizados para el estudio del desarrollo de *P.tenuis*. Tanto adultos como huevos permanecieron en cámara de cría a temperatura  $25.39 \pm 2.67$  °C (18-32); humedad (HR%)= 83.36 ± 6.50 (62-94).



a



b

**Figura 1. a)** Larva de último estadio de *Paracles tenuis* sobre una pseudolámina comida de *E. crassipes*, en el invernáculo. **b)** Hábitat característico del jacinto de agua en la provincia del Chaco: cuneta cerca de Machagai donde se halló la población mas densa de *P. tenuis* en *E. crassipes*. El parasitismo por tachinidos fue elevado, en este sitio.



a

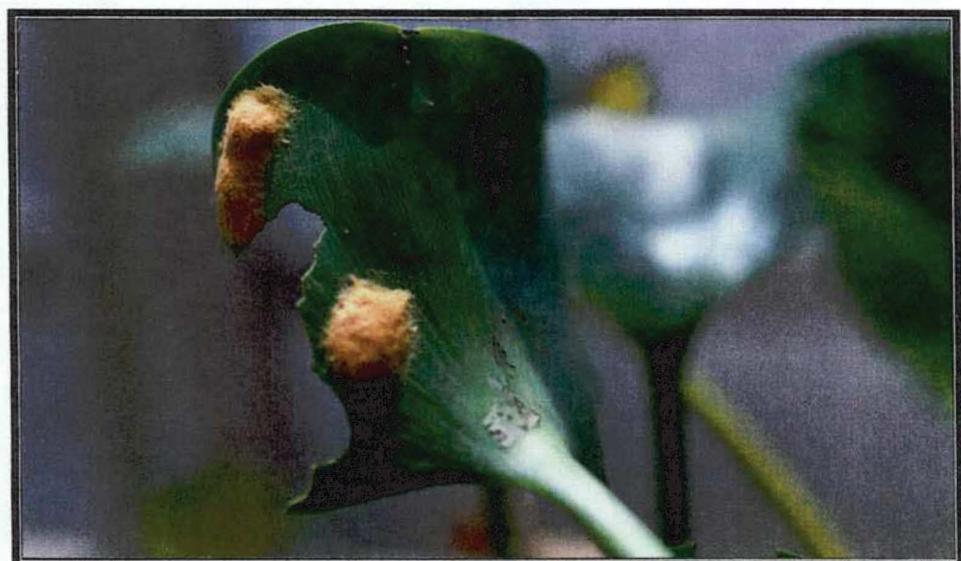


b

**Figura 2.** Capullos de *P. tenuis*. **a)** en el campo, sobre vainas de *Siarpus* sp. y **b)** en el laboratorio sobre los pecíolos de *E. crassipes*.



a



b

**Figura 3. a)** Adultos de *P.tenuis* copulando, el macho es el de la izquierda. Se pueden apreciar restos de las pupas. **b)** Masas de huevos colocadas sobre la cara inferior de la pseudolámina de *E.crassipes* en el invernáculo.

**Parasitoides:** Cuatro especies de Tachinidae se encontraron parasitando larvas de *P. tenuis*. En Machagai, provincia del Chaco, en diciembre de 1996 (el lugar donde la colección de *P. tenuis* fue mayor, figura 2b); estas cuatro especies juntas causaron mas de 71 % de parasitismo (54 sobre 76). Este porcentaje pudo haber sido mayor porque alrededor de 30 larvas fueron descartadas sin previa revisión de parasitismo.

Las especies de parasitoídes involucradas fueron las siguientes:

1. *Nepocarcelia palustre* (Brèthes)
2. *Euanisia mesacarrioni* Blanchard
3. *Actinotachina tenuis* Blanchard
4. *Eusisyropa auratofrontalis* (Brèthes)

En enero de 1997, en Scorza Cué (provincia de Corrientes, segundo sitio de mayor colección de *P. tenuis*) las larvas de *P. tenuis*, solamente se encontraban parasitadas por *N. palustre* y *E. mesacarrioni*. Aquí solo se observó 27 % de parasitismo.

Las identificaciones fueron realizadas por Cecilia Gramajo del Instituto Miguel Lillo (San Miguel de Tucumán) en abril de 1997.

---

## ESPECIFICIDAD DE HOSPEDADORA

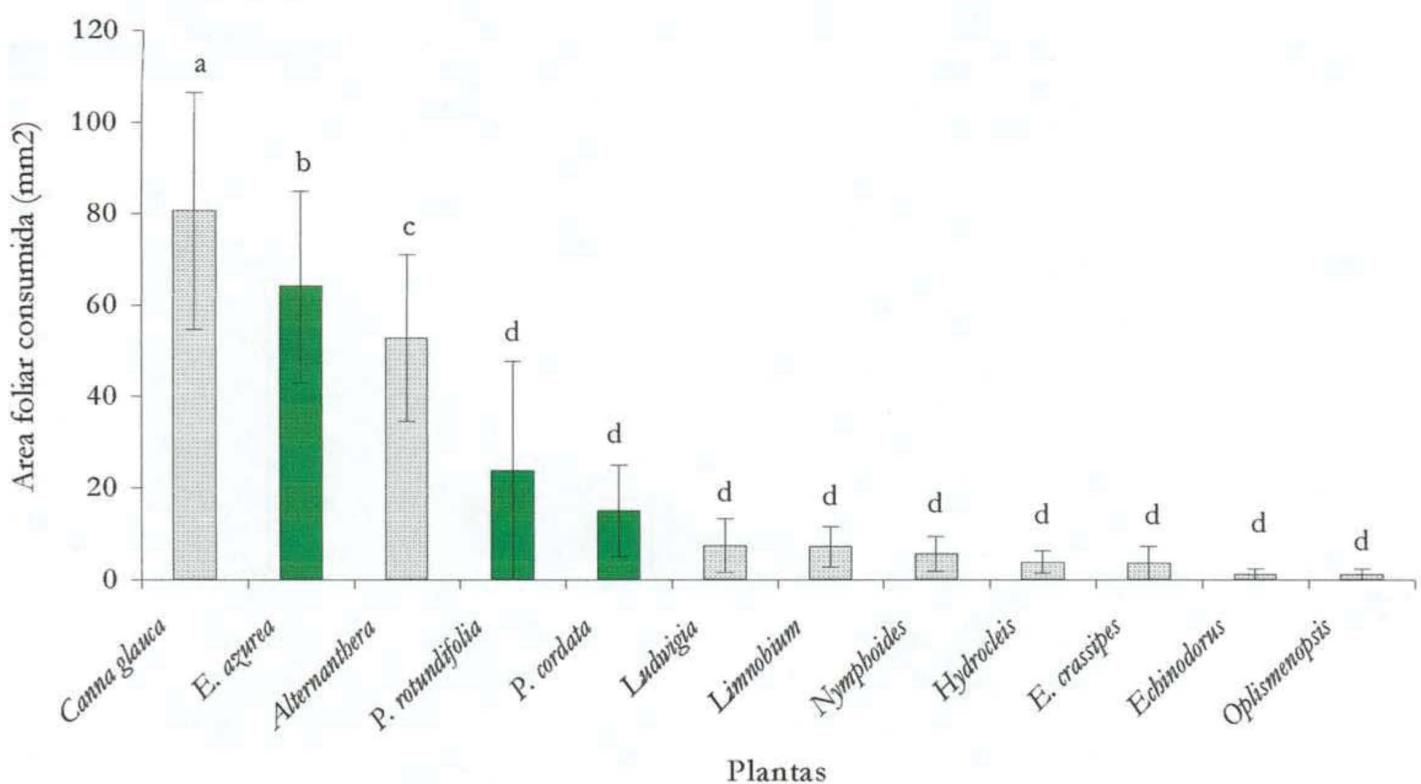
**Elección múltiple A:** Los resultados más concluyentes en cuanto al selectividad de larvas neonatas de *P.tenuis* fueron obtenidos en esta experiencia.

La prueba de elección múltiple A1 se puede apreciar en la figura 4, en la que se representa el área foliar consumida por 30 larvas neonatas durante veinticuatro horas para cada planta considerada. El área consumida de *Canna glauca* fue mayor que el área consumida de las otras plantas (STP,  $p<0.05$ ). El área consumida de *E. azurea* se diferencia significativamente del resto (quedaría en segundo lugar de elección); por otro lado, el área consumida de *Alternanthera* es significativamente diferente del resto (tercera en el orden de elección) ( $p<0.05$ ) y no existen diferencias estadísticas en el resto de los pares de media (STP,  $p>0.05$ ). Ésta última prueba debió repetirse pues las larvas parecían agregarse siguiendo la luz (en la cámara de cría). Las figuras 4 y 5 muestran los resultados de las pruebas de elección múltiple A2 y A3. No hay diferencias significativas entre las medias del material consumido por las larvas (Kruskal-Wallis,  $H(9, N = 50) = 12.75, p>0.05$ ). En estos últimos casos la potencia de la prueba estadística fue de 0.3824 y 0.4085 respectivamente. Es decir, el error de tipo II (probabilidad de aceptar una hipótesis falsa) es muy alto, con lo cual no se podrían hacer inferencias basadas en la no presencia de efectos (Buchner et al 1997, Perelman 1998). De todas maneras conviene destacar que la información obtenida por las pruebas de elección múltiple son importantes por comprobar que las larvas neonatas pueden elegir cualquier planta (independientemente de su principales hospedadoras naturales). En las tres figuras se representaron únicamente aquellas plantas que han sido “tocadas” por las larvas (para ver las plantas no elegidas ver Apéndice).

El aspecto mas llamativo de esta experiencia es la baja selectividad de las larvas hacia hojas de *E. crassipes*, *E. azurea* o *P. cordata*. De todas maneras cabe aclarar que la elección de una planta por parte de una larva está subordinada a una cantidad de factores: estímulos visuales, olfativos y de palatibilidad (Hanson 1983). Quizás la elección a sus hospedadoras no se vea reflejada por las larvas neonatas, sino por otro aspecto, por ejemplo la elección por parte del adulto de la planta hospedadora, en el momento de la oviposición.

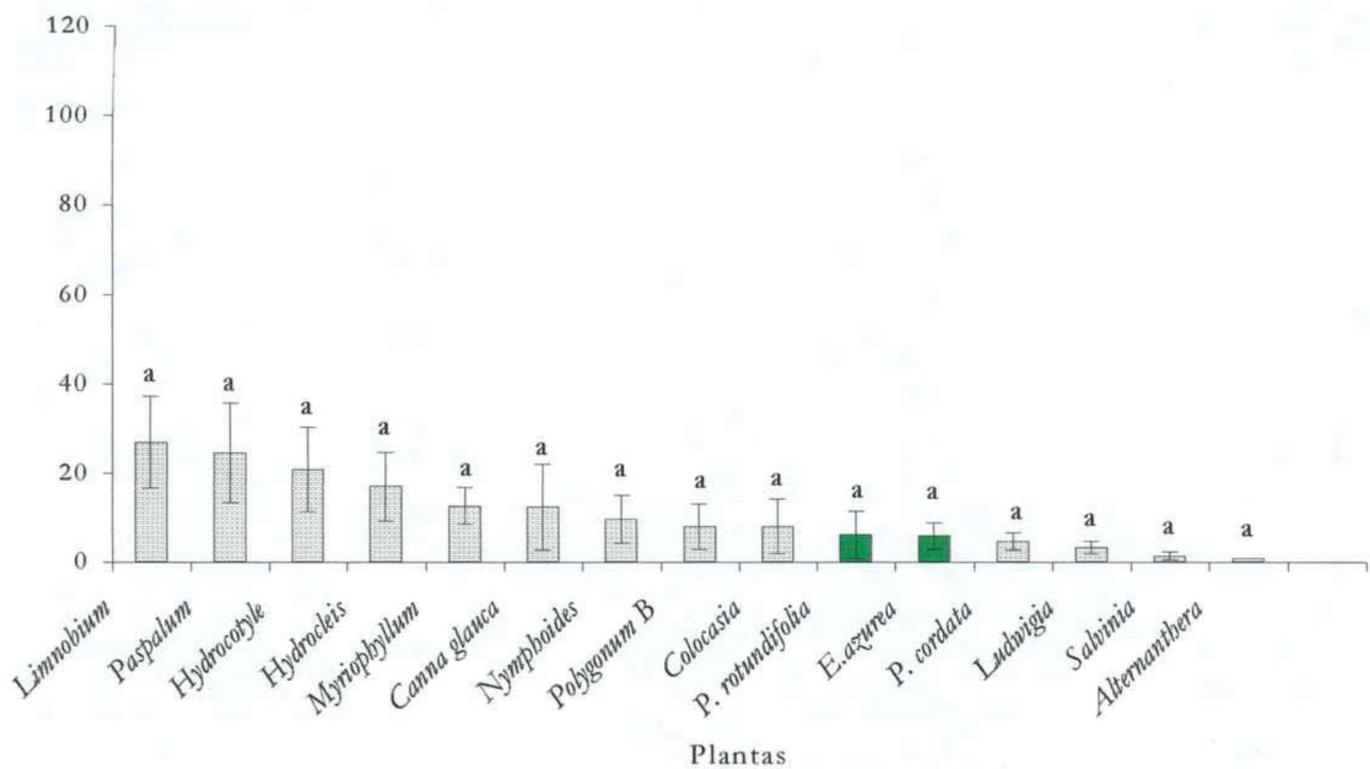
Los resultados expuestos estarían indicando que *P. tenuis* no presenta oligofagia sino polifagia.

## Elección múltiple A1



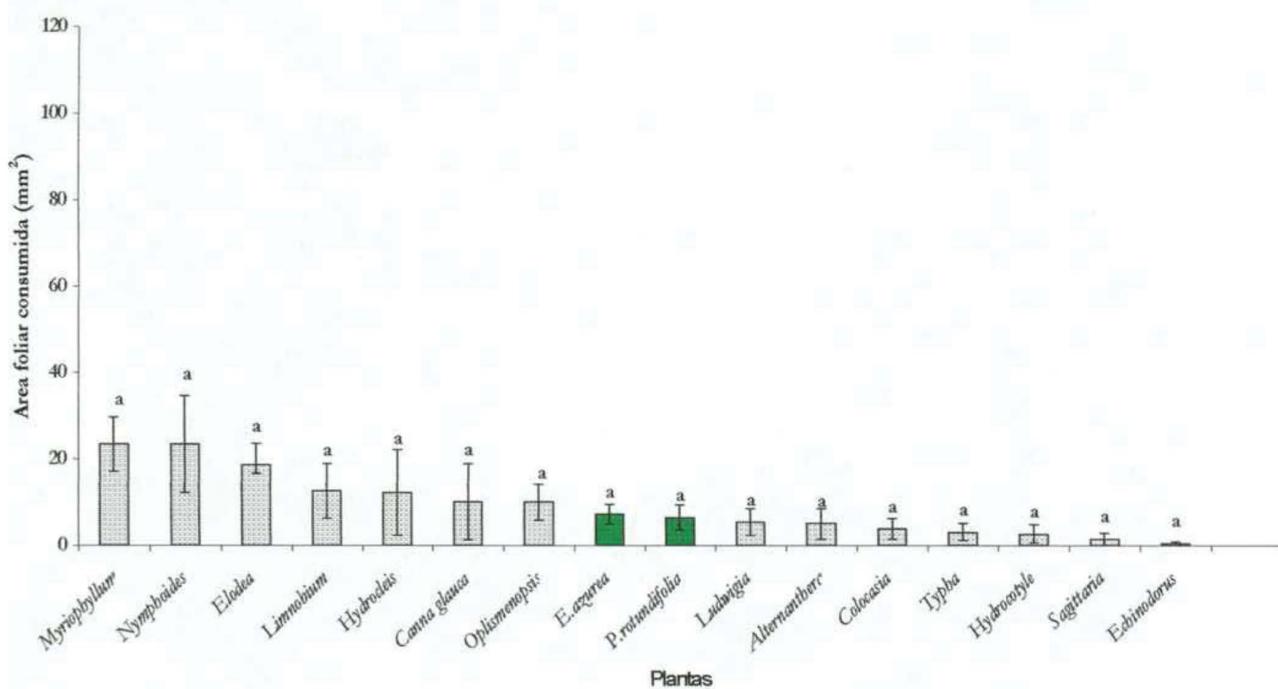
**Figura 4.** Prueba de elección múltiple A1. Área foliar media ( $\pm$  ES) consumida por 30 larvas neonatas durante 24 hs. Las barras coloreadas indican plantas de la familia Pontederiaceae. Letras distintas indican diferencias significativas (comparaciones múltiples no paramétricas STP,  $p < 0.05$ )

### Elección múltiple A2



**Figura 5.** Prueba de elección múltiple A2. Área foliar media ( $\pm$  ES) consumida por 30 larvas neonatas durante 24 hs. En esta prueba las larvas no consumieron *E. crassipes*. Las barras coloreadas indican plantas de la familia Pontederiaceae. Letras distintas indican diferencias significativas (Kruskal-Wallis,  $p < 0.05$ )

Elección múltiple A3



**Figura 6.** Prueba de elección múltiple A3. Área foliar media ( $\pm$  error estándar) consumida por 30 larvas neonatas durante 24 hs. En esta prueba las larvas no eligieron *E. crassipes*. Las barras coloreadas indican plantas de la familia Pontederiaceae. Letras distintas indican diferencias significativas (Kruskal-Wallis,  $p < 0.05$ )

**Elección múltiple B:** A pesar de no disponer de ninguna posible hospedadora natural, las larvas se alimentaron de *Sagittaria montevidensis* y *Abutilon grandiflorum* en mayor medida, y en los otros casos solo hubo pequeños mordiscos que podrían estar indicando un tipo de selección por parte de las larvas (Tabla 4).

Como consecuencia de la falta de réplicas, no se realizó análisis estadístico para esta prueba.

**Tabla 4.** Prueba de elección múltiple de larvas neonatas de *P. tenuis* con plantas terrestres

Familia	Especie	Área consumida (mm <sup>2</sup> )
Alismataceae	<i>Sagittaria montevidensis</i>	242
Malvaceae	<i>Abutilon grandifolium</i>	235
	<i>Gossypium hirsutum</i>	8
	<i>Abutilon pictum</i>	4
	<i>Hibiscus syriacus</i>	1
	<i>Malvaviscus arborea</i>	0
Rubiaceae	<i>Gardenia jasminoides</i>	10
Rosacea	<i>Chaenomeles lagenaria</i>	7
	<i>Eryobotria japonica</i>	0
Nyctaginaceae	<i>Bougainvillea spectabilis</i>	4
Euphorbiacerae	<i>Manihot tweediana</i>	2
Saxifragaceae	<i>Hydrangea macrophylla</i>	2
Salicaceae	<i>Populus deltoides</i>	0
Lauraceae	<i>Cinnamomum camphora</i>	0
	<i>Laurus nobilis</i>	0
Fagaceae	<i>Quercus americana</i>	0
Moraceae	<i>Morus alba</i>	0
	<i>Ficus benjamina</i>	0
Poaceae	<i>Saccharum officinarum</i>	0
	<i>Zea mays</i>	0
Cyperaceae	<i>Cyperus sp.</i>	0
Oleaceae	<i>Ligustrum lucidum</i>	0
Fabaceae	<i>Erythrina crista-galli</i>	0
	<i>Calliandra tweediei</i>	0
Solanaceae	<i>Capsicum annuum</i>	0
	<i>Nicotiana tabacum</i>	0
	<i>Lycopersicum esculentum</i>	0
	<i>Solanum melongena</i>	0
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita andreana</i>	0
Lythraceae	<i>Lagestroemia indica</i>	0
Rutaceae	<i>Citrus sinensis</i>	0

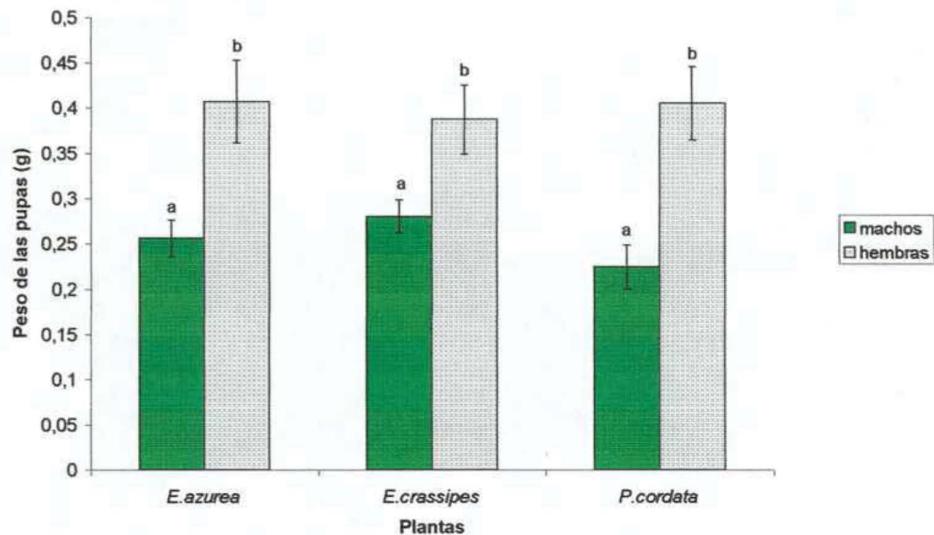
---

**Prueba de Inanición A:** *P. tenuis* tiene la capacidad de poder completar su desarrollo en cualquiera de las tres plantas. Como la prueba no tuvo repeticiones, no se pudo evaluar estadísticamente el grado de supervivencia en las tres plantas utilizadas. Se podría postular que *E. azurea* es aparentemente preferida a las otras dos (evidencias de campo y observaciones personales lo sugieren).

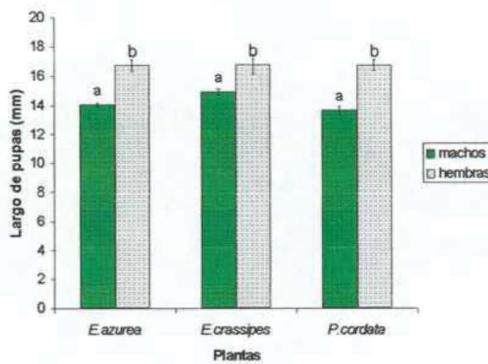
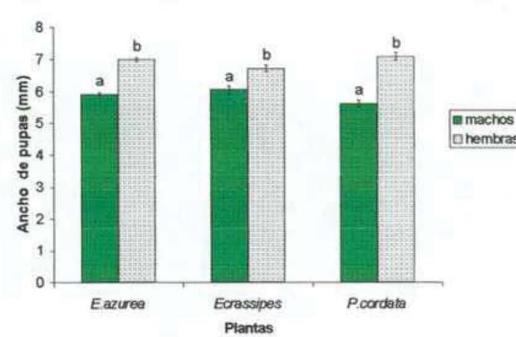
En la figura 7 se representa el peso medio de la pupa a los dos días para machos y hembras en las distintas plantas que comieron previamente como larva. Como el ANOVA arrojó diferencias significativas en la interacción de los factores sexo y planta ( $F_{2,40} = 4.48$ ) se realizaron comparaciones múltiples no planeadas, GT-2. El peso de las pupas de las hembras fue similar para las tres plantas utilizadas ( $0.407 \pm 0.013$  g para *E. azurea*,  $0.387 \pm 0.023$  g para *E. crassipes* y  $0.404 \pm 0.014$  g para *P. cordata*) (GT-2,  $p>0.05$ ); de la misma manera ocurrió con el peso de las pupas de los machos ( $0.261 \pm 0.003$  g para *E. azurea*,  $0.281 \pm 0.008$  g para *E. crassipes* y  $0.225 \pm 0.014$  g para *P. cordata*) (GT-2,  $p>0.05$ ); no así con la pupa de la hembra que fue estadísticamente mayor que el peso de la pupa demacho del mismo tratamiento o de otro tratamiento (GT-2,  $p<0.05$ ). En las figuras 8 y 9 se representa una situación similar, pero con el largo y el ancho de las pupas. El largo de pupa de hembra ( $16.75 \pm 0.39$  mm para *E. azurea*,  $16.81 \pm 0.64$  mm para *E. crassipes* y  $16.70 \pm 0.52$  mm para *P. cordata*) fue mayor que el de los machos ( $14.08 \pm 0.12$  mm para *E. azurea*,  $14.95 \pm 0.21$  mm para *E. crassipes* y  $13.69 \pm 0.24$  mm para *P. cordata*) para cualquier tratamiento (GT-2,  $p<0.05$ ), pero no difirió entre hembras alimentadas con cualquiera de las tres plantas utilizadas. De la misma forma, los machos no presentaron medidas del largo total que diferían significativamente en los diferentes tratamientos (GT-2  $p<0.05$ ). El ancho no se vio afectado por el tipo de alimento recibido previamente como larva (Figura 9, ANOVA,  $F_{2,40}=1.99$ ,  $p>0.05$ ). El ancho de las pupas difiere con el sexo; en la pupa hembra ( $7.01 \pm 0.06$  mm para *E. azurea*,  $6.73 \pm 0.10$  mm para *E. crassipes* y  $7.11 \pm 0.16$  mm para *P. cordata*), es mayor que el del macho ( $5.94 \pm 0.04$  mm para *E. azurea*,  $6.07 \pm 0.12$  mm para *E. crassipes* y  $5.64 \pm 0.11$  mm para *P. cordata*) para cualquier tipo de tratamiento (ANOVA,  $F_{1,40}= 96.68$ ,  $p<0.05$ )

Esto sugiere que *P.tenuis* puede desarrollar hasta el estado adulto en cualquiera de las tres especies de Pontederiaceae aquí mencionadas, y podrían encontrarse poco afectadas en cuanto a su crecimiento y desarrollo final.

**Inanición B:** En la segunda experiencia de inanición la proporción de individuos que completaron su desarrollo fue mayor en *Alternanthera* ( $0.633 \pm 0.082$ ) que en otras plantas ( $0.033 \pm 0.091$  para *Sagittaria*,  $0.300 \pm 0.097$  para *E. azurea*,  $0.233 \pm 0.100$  para *P. cordata*,  $0.133 \pm 0.062$  para *Limnobium*,  $0.067 \pm 0.067$  para *E. crassipes*,  $0.067 \pm 0.41$  para *P. rotundifolia* y  $0.033 \pm 0.033$  para *Canna glauca*) (figura 10, Tukey,  $p<0.05$ ). En cambio las otras plantas poseían una proporción de individuos que no diferían significativamente (figura 10,  $p>0.05$ ). Es decir, *P. tenuis* es capaz de completar su desarrollo en otras plantas que no son sus hospedadoras naturales y en tal caso de una manera mas “exitosa”. Hay que destacar que ningún individuo pudo desarrollar mas allá del segundo estadio tanto en *Colocasia esculenta* como en *Abutilon*.

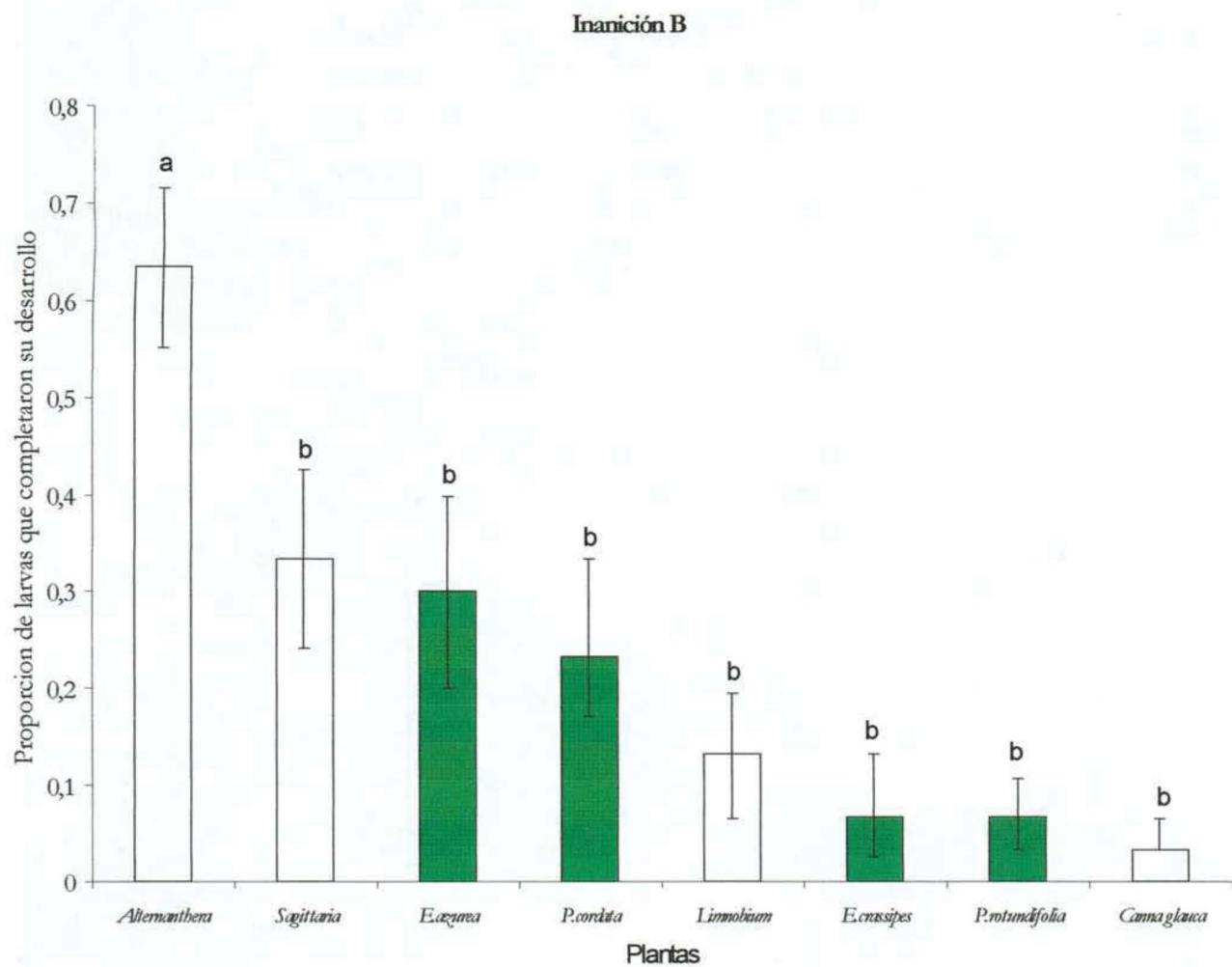
**Figura 7**

**Figura 7.** Peso medio ( $\pm$  ES) de pupas de *P. tenuis* de 2 días de edad que fueron alimentadas con tres especies de Pontederiaceae. Letras diferentes indican diferencias significativas (comparaciones múltiples para muestras de diferente tamaño GT-2,  $p<0.05$ ).

**Figura 8****Figura 9**

**Figura 8.** Largo medio ( $\pm$  ES) de pupas de *P. tenuis* de 2 días de edad que fueron alimentadas con tres especies de Pontederiaceae. Letras diferentes indican diferencias significativas (comparaciones múltiples para muestras de diferente tamaño GT-2,  $p<0.05$ ).

**Figura 9.** Ancho medio ( $\pm$  ES) de pupas de *P. tenuis* de 2 días de edad que fueron alimentadas con tres especies de Pontederiaceae. Letras diferentes indican diferencias significativas (ANOVA,  $p<0.05$ ).



**Figura 10.** Proporción de individuos de *P. tenuis* que completaron su desarrollo (media ± ES). Las barras con color indican plantas de la familia Pontedriaceae. Letras distintas indican diferencias significativas (Tukey,  $p < 0.05$ ).

## CONCLUSIONES

Las larvas neonatas de *P. tenuis* son capaces de consumir una gran variedad de plantas y no parece existir una especial afinidad entre planta hospedadora y organismo huésped, pues pueden elegir aquellas plantas que nunca encuentre en sus ambientes naturales, como el caso de *Colocasia esculenta* y *Abutilon grandiflorum*.

Con los resultados que se describen aquí no se puede explicar la alta mortalidad de las larvas en *E. crassipes* o *E. azurea* en Inanición B o la baja elección de larvas neonatas en elección múltiple (ya que ambas son hospedadoras naturales). Quizás se relacione con el hecho de que las plantas utilizadas para la alimentación provienen de lugares distintos, o por el momento en que se realizaron estas pruebas. El desfasaje en el tiempo podría vincularse con el estado fenológico de las plantas que podrían repercutir en su calidad nutricional. Los estudios con otros Arctíidos parecen demostrarlo al manifestar patrones de herbivoría netamente diferentes cuando las plantas se encuentran en distintas condiciones nutricionales y/o fenológicas (Thomas & Hodkinson 1991).

Se desconoce el efecto que pueda existir con otros defoliadores u otros organismos sobre las plantas. No existe evidencia del papel que juegan los parasitoides aquí mencionados sobre las poblaciones de los huéspedes.

Las tres especies de *Paracles* con mejor información de sus hospedadoras, *P. laboulbeni*, *P. burmeisteri* y *P. azollae*, tienen como hospedadoras a especies de la familias Pontederiaceae, Potamogetonaceae, Azollaceae, Lemnaceae y Haloragaceae (Berg 1877a, 1877b, Burmeister 1878, Bienzako et al 1957, Hayward 1969, Perkins 1974, Watson & Goodger 1986). Evidentemente *P. tenuis* no es una especie oligófaga sino polífaga, como el resto de sus especies emparentadas, que restringe su alimentación y desarrollo en ciertas especies vegetales por razones desconocidas, pero puede encontrar en otras una “hospedadora” que satisfaga sus necesidades fisiológicas y/o nutricionales.

Dadas las evidencias aquí mencionadas, se concluye que *P. tenuis* no puede ser considerada como agente de control de *E. crassipes*. A pesar de que en condiciones naturales

logre algún control, su baja especificidad alimentaria la hacen poco recomendable como agente para ser exportado a países como los EE.UU., donde podría poner en riesgo el ambiente.

### **Agradecimientos**

- ❖ Al personal del Área de Pasantías.
- ❖ A Cecilia Gramajo del Instituto Miguel Lillo, por la identificación de los parasitoides.
- ❖ A Adriana Fernandez Souto, Victoria Bottazzi, Mariana Estevez y Octavio Bruzzone por su ayuda con los programas estadísticos.
- ❖ Al Lic. Luis Calcaterra y el Ing. Juan Briano por la lectura crítica del manuscrito.
- ❖ A Andrea Raya Rey, Martin Galasso, Patricia Zurita, Horacio Quintana, Silvina Sosa y Sandra Pacheco por su colaboración en la impresión y edición de la tesis.
- ❖ A Hugo Cordo por haberme dado la oportunidad de aprender y sobre todo por confiar en mis capacidades.
- ❖ Principalmente a mi familia y amigos que siempre estuvieron alentándome en todo momento.

*HAC*

*Alejandro Sosa*

## BIBLIOGRAFÍA

- Araujo A.G. Silva d, C. P. Gonçalves, D. M. Galvão, A. J. L. Gonçalves, J. Gomes, M. O. Silva & L. de Simoni. 1968. Quarto catalogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Min. Agricultura, Rio de Janeiro, Brasil, Parte II, tomo I, 662 pp.
- Bennett, F.D. 1968. Insects and mites as potential controlling of waterhyacinth (*Eichhornia crassipes* (Mart) Solms). Pro. 9<sup>th</sup> Brit. Weed Control Conf., pp. 832-835.
- Bennett, F.D. 1970. Insects attacking waterhyacinth in the West Indies, British Honduras and the USA. Hyacinth Control Journal. 8: 10-13.
- Bennett, F. D. 1982. Exploration and screening of natural enemies of waterhyacinth . Commonwealth Science Council. Report of the Regional Workshop on Biological Control of Waterhyacinth, Bangalore, India, 3-5 May 1982, Anex 5, pp. 19-26.
- Bennett, F.D. & H. Zwölfer. 1968. Exploration for natural enemies of the waterhyacinth in northern South America and Trinidad. Hyacinth Control Journal. 7: 44-52.
- Berg, C. 1877a. Descriptions de deux nouveaux Lépidoptères de la famille des Arctidae. Ann. Soc. Ent. France, (5) 7: 189-194.
- Berg, C. 1877b. Estudios Lepidopterológicos acerca de la fauna Argentina y oriental. An. Soc. Cient. Arg., 3: 228-242.
- Biezanko, C. M. de, A. Ruffinelli y C.S. Carbonell. 1957. Lepidoptera del Uruguay. Lista anotada de especies . Rev. Fac. Agron., (46): 1-152.
- Buchner, A., E. Erdeler & F Faul. 1997. How to Use G\*Power (WWW document). URL <http://www.psychologie.uni-trier.de:8000/projects/how-to-use-gpower.html>

- Burkart, A. 1969. Flora Ilustrada de Entre Ríos (Argentina). Parte II. Gramineas. La familia botánica de los pastos. Colección Científica del I.N.T.A. 551 pp.
- Burmeister, H. 1878. Description physique de la République Argentine. 5 (Lépidoptères) (1, text), Buenos Aires, Coni, 524 pp.
- Cabrera, A. & E. M. Zardini. 1978. Manual de la flora de los alrededores de Buenos Aires. Colección científica del I.N.T.A. Editorial ACME. 755 pp.
- Carignan, R. & J. J. Neiff. 1992. Nutrient dynamics in the floodplain ponds of the Paraná River (Argentina) dominated by the water hyacinth *Eichhornia crassipes*. Biogeochemistry. 17: 85-121.
- Cordo, H.A. 1995. Recommendations for finding and prioritizing new agents for biological control of waterhyacinth. In: Strategies for waterhyacinth control (Charudattan et al., eds.). FAO report of a Panel of Experts Meeting, 11-14 Sep. 1995, Ft. Lauderdale, Florida, pp. 181-185.
- DeBach, P. 1964. Control biológico de insectos plagas y malas hierbas. Chapman & Hall Ltd.- London. 884 pp.
- De Loach, C., H.A. Cordo y I.S Crouzel. 1989. Control biológico de malezas. Editorial El Ateneo. (Bs. As.). 266 pp.
- Dimitri, M. J. 1980. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. 3<sup>a</sup> edición. Tomo I. Editorial Acme S.A.C.I. Bs. As.. 651 pp.
- Erdfeler, E., F. Faul & A. Buchner. 1996. Gpower: a general power analysis program. Behavior Methods, Instruments, & Computers 28: 1-11.
- Gopal, B. 1987. Waterhyacinth- Aquatic Plant Studies 1. School of Environmental Science. Jawaharlal Nehru University. New Mehrauli Road, New Delhi 110067 (India). Elsevier. Amsterdam. 471 pp.

- Hanson, F. E. 1983. The behavioral and neurophysiological basis of food plant selection by Lepidopterous Larvae. In: *Herbivorous Insects. Host-seeking behavior and Mechanism* (Edited by Sami Ahmad). Academic Press, N.Y. USA. 257 pp.
- Harris, P. & H. Zölfer. 1968. Screening of phytophagous insects for biological control of weeds. *Canad. Ent.*, 100,( 3):295-303.
- Hayward, K.J. 1969. Datos para el estudio de la ontogenia de lepidópteros argentinos. *Miscel. Inst. M. Lillo*, 31:1-40.
- Jörgensen, P. 1935. Lepidópteros nuevos o raros de la Argentina y del Paraguay. *An. Mus. Arg. Cienc. Nat.*, 38: 85-130.
- Labrada, R. 1995. Status of water hyacinth in developing countries. In: *Strategies for waterhyacinth control* (Charudattan et al., eds.). FAO report of a Panel of Experts Meeting, 11-14 Sep. 1995, Ft.Lauderdale, Florida, pp. 14-22.
- Mitchell, D.S. & P.A. Thomas. 1972. Ecology of water weeds in the Neotropics. UNESCO, Paris, 50 pp.
- Morrison, D. F. 1967. Multivariate statistical methods. Mc. Graw Hill. New york. 338 pp.
- Perelman, S. 1998. Potencia estadística en ecología y en Internet. *Bol. Asoc. Arg. Ecol.* N7 (1)- julio 98. 20 pp.
- Perkins, B.D. 1974. Arthropods that stress waterhyacinth *PANS* 20 (3): 304-314.
- Petetin, C. A. 1984. Patrón para los nombres comunes de las malezas de la Argentina. *A.S.A.M.* 2, ( 4). 56 pp.

Poi de Neiff A., D. Soliz de Chioza. 1994. Aporte de las plantas de *Eichhornia crassipes* a la acumulación de materiales orgánicos e inorgánicos. Rev. Hydrobiol. trop. 27 (4): 329-335.

Poi de Neiff A., J. J. Neiff, O. Orfeo & R. Carignan. 1994. Quantitative importance of particulate matter retention by the roots of *Eichhornia crassipes* in Paraná floodplain. Aquatic Botany. 47: 213-223.

Poi de Neiff A., & R. Carignan. 1997. Macroinvertebrates on *Eichhornia crassipes* roots in two lakes of the Paraná River floodplain. Hydrobiología. 345: 185-196.

Shilinger, E. I. & R.I. Doutt. 1964. La sistemática en relación con el control biológico. En : Control Biológico de Insectos Plagas y Malas Hierbas cap. 8 (Ed. DeBach). Chapman & Hall Ltd.-London 947 pp.

Silveira Guido, A. 1971. Datos preliminares de biología y especificidad de *Acigona ignitalis* Hamps (Lep. : Pyralidae) sobre el hospedero *Eichhornia crassipes* (Mart) Solms-Laubach (Pontederiaceae). Rev. Soc. Ent. Arg., 33 (1-4), pp. 137-145.

Silveira Guido, A. & D. Perkins. 1975. Biology and host specificity of *Cornops aquaticum* Bruner (Orthoptera : Acrididae), a potential biological control agent for waterhyacinth. Environ. Ent. 4( 3) pp 400-404.

Sokal, R. R. & F. J. Rohlf. 1981. Biometry. The principles and practice of statistics in biological research. 2<sup>nd</sup> edition. W. H. Freeman & Company. N.Y. USA. 859 pp.

Steyskal, G. C., W. L. Murphy & E. M. Hoover (Eds). 1986. Insects and mites: Techniques for collection & preservation. U.S.D.A., A.R.S. Miscellaneous Publication No 1443, 100 pp.

Timmons, F. L. 1968. Summary of final report of PI-480. Project –Uruguay-Natural enemies of aquatic weeds. January 1942 – November 1965. USDA- Internal report. 22 pp.

Thomas, A. T. & I. D. Hodkinson. 1991. Nitrogen, water stress and feeding efficiency of lepidopteran herbivores.. *Appl. Ecol.* 28 , pp. 703-720.

Troncoso de Burkart, N. y N.M. Baesigalupo. 1987. Flora ilustrada de Entre Ríos (Argentina). Parte III. Dicotiledóneas arquiclamídeas A: Salicales a Rosales (incluso Leguminosas). Planeada originalmente por Burkart. Colección Científica del I.N.T.A. 763 pp.

Valla, J.J. 1979. Botánica. Morfología de las plantas superiores. Editorial Hemisferio Sur S.A. 332 pp.

Wapshere, A.J. 1974. Towards a science of biological control of weeds. In : Proc. Third Intern. Symp. Biol. Contr. Weeds. Sep. 1973. Edited by A.J. Wapshere. Commonwealth Agricultural Bureaux. Farnham royal, Sloough SL2 3BN, England. June 1974. Miscell. Publ. (8) Commonwealth Institute of Biological Control. 139 pp.

Wapshere, A. J. 1976. A strategy for evaluating of organisms for Biological Weed Control. *Ann. Appl. Biol.* pp 201-211.

Watson, A. & D.T. Goodger. 1986. Catalogue of Neotropical tiger-moths. Occas. Pap. Syst. Ent. (1), British Museum (Natural History), London, 4 colours plates, 71 pp.

Zwölfer, H. & P. Harris. 1971. Host specificity determination of insects for biological control of weeds. *Annu. Re. Ent.* 16 ,159-178.

## **APÉNDICE TABLAS**

Tabla 1. Medidas correspondientes a huevos de *P. tenuis*

Tabla 2. Medidas de las cápsulas cefálicas

Tabla 3. Duración de los estadios larvales y estados pupales(machos)

Tabla 4. Duración de los estadios larvales y estados pupales (hembras)

Tabla 5. Envergadura de las alas anteriores

Tabla 6. Prueba de elección múltiple A1

Tabla7 Prueba de elección múltiple A 2

Tabla8. Prueba de elección múltiple A 3

Tabla 9. Prueba de elección múltiple (tabla general)

Tabla 10. Prueba de inanición A

Tabla 11. Prueba de inanición B. Proporción de individuos ....

**Tabla 1.** Medidas correspondientes a huevos de *P.tenuis*. (mm)

<b>Orden</b>	<b>Ancho</b>	<b>Alto</b>	<b>Orden</b>	<b>Ancho</b>	<b>Alto</b>
1	0.76	0.66	37	0.78	0.66
2	0.85	0.66	38	0.78	0.61
3	0.85	0.66	39	0.80	0.63
4	0.78	0.63	40	0.78	0.56
5	0.78	0.63	41	0.80	0.56
6	0.73	0.61	42	0.73	0.61
7	0.78	0.61	43	0.73	0.61
8	0.73	0.59	44	0.76	0.61
9	0.76	0.61	45	0.78	0.63
10	0.76	0.61	46	0.76	0.66
11	0.85	0.63	47	0.78	0.66
12	0.78	0.63	48	0.78	0.66
13	0.83	0.63	49	0.76	0.68
14	0.78	0.61	50	0.78	0.68
15	0.80	0.63	51	0.78	0.68
16	0.78	0.66	52	0.73	0.61
17	0.83	0.66	53	0.76	0.61
18	0.85	0.68	54	0.71	0.56
19	0.85	0.68	55	0.78	0.61
20	0.80	0.66	56	0.76	0.61
21	0.78	0.63	57	0.78	0.66
22	0.78	0.63	58	0.78	0.61
23	0.80	0.63	59	0.80	0.63
24	0.78	0.61	60	0.78	0.66
25	0.78	0.54	61	0.80	0.56
26	0.76	0.63	62	0.73	0.61
27	0.73	0.65	63	0.78	0.61
28	0.76	0.63	64	0.76	0.61
29	0.76	0.65	65	0.78	0.63
30	0.78	0.63	66	0.76	0.66
31	0.85	0.68	67	0.78	0.66
32	0.73	0.61	68	0.76	0.66
33	0.76	0.61	69	0.76	0.66
34	0.71	0.56	70	0.78	0.68
35	0.76	0.61	71	0.78	0.68
36	0.78	0.66			

Ancho

Media = 0.77685417 mm

Error estándar = 0,00386305 mm

Alto

Media = 0.63028571 mm

Error estándar = 0,00398492 mm

**Tabla 2.** Medidas de las cápsulas cefálicas (mm)

	Est. I	Est. II	Est. III	Est. IV	Est V	Est. VI	Est VII
1	0.39	0.54	0.76	1.29	2	3.13	---
2	0.39	0.54	0.85	1.34	1.88	2.59	3.21
3	0.39	0.56	0.88	1.39	1.98	2.73	---
4	0.39	0.56	0.85	1.29	1.98	2.62	---
5	0.41	0.54	0.85	1.32	1.98	2.88	---
6	0.41	0.56	0.85	1.39	1.95	2.56	---
7	0.41	0.54	0.85	1.37	1.98	2.5	---
8	0.41	0.56	0.92	1.41	2.07	2.73	---
9	0.39	0.54	0.85	1.27	1.95	2.44	---
10	0.39	0.54	0.82	1.22	1.78	2.56	---
11	0.39	0.59	0.95	1.34	1.82	2.24	3.33
12	0.41	0.56	0.85	1.22	1.68	2.37	3.03
13	0.39	0.54	0.85	1.4	1.77	2.32	2.97
14	0.39	0.54	0.90	1.27	1.82	2.44	3.03
15	0.41	0.59	0.85	1.24	1.80	2.07	3.03
16	0.41	0.54	0.73	1.12	1.59	2.59	3.53
17	0.39	0.56	0.82	1.27	1.90	2.55	2.61
18	0.39	0.54	0.85	1.37	2.05	2.32	3.15
19	0.37	0.54	0.78	1.20	1.68	2.49	---
20	0.39	0.59	0.85	1.22	1.76	2.41	3.03
21	0.41	0.59	0.85	1.20	1.77	2.59	3.52
22	0.41	0.56	0.85	1.27	1.82	2.32	3.09
23	0.39	0.54	0.76	1.17	1.66	2.32	3.15
24	0.39	0.56	0.82	1.17	1.80	2.54	3.15
25	0.39	0.56	0.80	1.24	1.78	2.32	3.03
26	0.39	0.54	0.85	1.24	1.68	2.32	3.15
27	0.39	0.51	0.78	1.17	1.76	2.32	3.45
28	0.41	0.56	0.82	1.27	2.02	2.97	---
29	0.41	0.59	0.85	1.27	1.95	2.55	---
30	0.39	0.54	0.85	1.24	1.76	2.42	---
31	0.39	0.56	0.85	1.27	1.88	2.63	3.33
32	0.39	0.56	0.88	1.37	2.02	2.79	---
33	0.39	0.54	0.82	1.22	1.77	2.37	2.61
34	0.39	0.56	0.88	1.41	2.10	2.73	---
35	0.41	0.59	1.27	1.82	2.56	3.21	---
36	0.39	0.56	0.85	1.27	1.71	2.20	2.63
37	0.39	0.56	0.82	1.32	1.95	2.54	---
38	0.41	0.54	0.82	1.29	1.85	2.61	3.33
39	0.39	0.56	0.85	1.37	2.00	2.61	---
40	0.41	0.56	0.80	1.22	1.71	2.46	2.61
41	0.37	0.54	0.85	1.34	2.07	2.54	---
42	0.41	0.54	0.82	1.24	1.82	2.46	3.03
43	0.39	0.56	0.88	1.44	2.22	2.85	---
44	0.41	0.56	0.85	1.34	1.71	2.00	---
45	0.39	0.54	0.80	1.24	1.82	2.49	3.15
46	0.41	0.56	0.85	1.22	1.71	2.32	3.03
<b>Media</b>	<b>0,3967</b>	<b>0,555</b>	<b>0,8398</b>	<b>1,2809</b>	<b>2,00</b>	<b>2,5080</b>	<b>3,0919</b>
<b>ES</b>	<b>0,0016</b>	<b>0,0026</b>	<b>0,0058</b>	<b>0,0110</b>	<b>0,0206</b>	<b>0,0321</b>	<b>0,0381</b>

**Tabla 3.**Duración de los estadios larvales y estados pupales (días). Machos.

	Est. I	Est. II	Est. III	Est. IV	Est. V	Est. VI	Est. VII	Total larva	Pupa	Total (L + P)
<b>1</b>	3.5	2.5	3	5	5	10	----	29	6	35
<b>2</b>	3	3	3	5	4	11	----	29	6	35
<b>3</b>	3	3	3	5	5	10	----	29	6	35
<b>4</b>	3	3	3	5	5.5	9.5	---	29	8	37
<b>5</b>	3	3	3	5	5	10	---	29	8	37
<b>6</b>	3	3	3.5	5	5.5	10	---	29.5	9	38.5
<b>7</b>	3	3	3	5	5	10	---	29	7	36
<b>8</b>	3	3	3	5	4	6	7	31	11	42
<b>9</b>	3	3	2	4.5	4.5	6	8	31	11	42
<b>10</b>	3	3	3.5	4.5	4	5	8	31	11	42
<b>11</b>	3.5	3	2	5	4	6	8	31	11	42
<b>12</b>	3	3	3	4.5	5.5	9.5	---	29	7	36
<b>13</b>	3	3	2	4.5	4.5	5.5	8.5	31	11	42
<b>14</b>	3	3	2	6	4	5	8	31	10	41
<b>15</b>	3.5	3	3	5	4	5	8	31	11	42
<b>16</b>	3	2.5	3	5	5	10	---	32	10	42
<b>17</b>	3	3	3	5	5	10	----	29	8	37
<b>18</b>	3.5	3	3	5	4	6	7	29	8	37
<b>19</b>	3.5	3	2	5	5	11	----	30	9	39
<b>20</b>	3	2.5	3	5	4	6	7	30	7	37
<b>21</b>	3	2.5	2	4.5	5.5	10	----	30	9	39
<b>22</b>	3	3	3	5	5	11	----	29	9	38
<b>23</b>	3	3	2	5	5	10	----	29	8	37
<b>24</b>	3	3	3	4	6	10	----	29	9	38
<b>25</b>	3	3	3	5	4	5	8	29	7	36
<b>26</b>	3	3	2	5	8	8	----	29	9	38
<b>27</b>	3	3	3	5	4	5	9	30	12	42
<b>28</b>	3	3	2					31	12	4329
<b>Media</b>	<b>3.09</b>	<b>2.93</b>	<b>2.71</b>	<b>4.91</b>	<b>4.79</b>	<b>10.00</b>	<b>7.71</b>	<b>30.1</b>	<b>8.9</b>	<b>39.0</b>
<b>ES</b>	<b>0.20</b>	<b>0.18</b>	<b>0.52</b>	<b>0.33</b>	<b>0.89</b>	<b>0.71</b>	<b>0.81</b>	<b>0.28</b>	<b>0.39</b>	<b>0.55</b>

**Tabla 4.** Duración de los estadíos larvales y estados pupales (días) Hembras

	Est. I	Est. II	Est. III	Est. IV	Est. V	Est. VI	Est. VII	Total larva	Pupa	Total (L +P)
<b>1</b>	3.5	2.5	3.5	4.5	5	6	11	36	10	46
<b>2</b>	3	3	3	5	5.5	5.5	10	35	9	44
<b>3</b>	3	3	3	5	4	5	8	31	7	38
<b>4</b>	3.5	3	3	4.5	4	6	8	32	7	39
<b>5</b>	3	3	3.5	4.5	5	6	11	36	8	44
<b>6</b>	3.5	2.5	3	5.5	4.5	6	13	38	7	45
<b>7</b>	3	3	2	5.5	3.5	6	8	31	8	39
<b>8</b>	3.5	2.5	3	5	4	6	8	32	10	42
<b>9</b>	3.5	2.5	2	5	4	5.5	8.5	31	7	38
<b>10</b>	3	3	3	5	5	6	8	33	8	41
<b>11</b>	3.5	2.5	3	5	4	5	9	32	7	39
<b>12</b>	3	3	2	5	5	6	8	32	10	42
<b>13</b>	3	3	2	5	5	6	13	37	9	46
<b>14</b>	3	3	2	6	4	6	9	32	7	39
<b>15</b>	3	3	2	5	4	5	9	32	9	41
<b>16</b>	3	2	2	5	5	6	9	32	8	40
<b>17</b>	3	3	3	4	6	12		31	7	38
<b>18</b>	3	2	2	6	4	6	8	32	7	39
<b>Media</b>	<b>3.17</b>	<b>2.86</b>	<b>2.61</b>	<b>5.03</b>	<b>4.53</b>	<b>6.06</b>	<b>9.21</b>	<b>33.1</b>	<b>8.1</b>	<b>41.1</b>
<b>ES</b>	<b>0,057</b>	<b>0,054</b>	<b>0,136</b>	<b>0,118</b>	<b>0,158</b>	<b>0,363</b>	<b>0,389</b>	<b>0,030</b>	<b>0,067</b>	<b>0,156</b>

**Tabla 5.**Envergadura de las alas anteriores (cm).

Individuos	Machos	Hembras
1	2.9	3.6
2	3.0	4.2
3	2.8	4.1
4	2.7	3.5
5	3	3.9
6	2.9	3.7
7	2.9	4.2
8	2.7	3.9
9	2.6	3.9
10	2.8	3.7
11	2.9	3.6
12	2.9	4.0
13	2.9	3.5
14	2.9	3.9
15	3.1	4.0
16	3.0	3.9
17		4.0
18		4.1
19		4.0
20		4.0
21		4.0
TOTAL media ± ES (Min-Max)	2.88±0.13 (2.7-3.1)	3.90±0.21 (3.5-4.2)

**Tabla 6.** Prueba de elección múltiple A1. Área consumida por las larvas neonatas en 24 hs (mm<sup>2</sup>)

PLANTA	REP 1	REP 2	REP 3	REP 4	REP 5	MEAN
<i>Canna glauca</i>	123	90	15	147	28	80.6
<i>E. azurea</i>	89	88	115	14	14	64
<i>Alternanthera</i>	63	9	11	88	93	58
<i>Pontederia rotundifolia</i>	0	0	119	0	0	23.8
<i>Pontederia cordata</i>	25	50	0	0	0	15
<i>Ludwigia</i>	30	0	7	0	0	7.4
<i>Limnobium</i>	0	0	5	7	24	7.2
<i>Nymphoides</i>	0	4	0	4	20	5.6
<i>Hydrocleis</i>	0	11	0	8	0	3.8
<i>E. crassipes</i>	0	0	18	0	0	3.6
<i>Echinodorus</i>	0	0	0	6	0	1.2
<i>Oplismenopsis</i>	0	0	0	6	0	1.2
<i>Senecio bonariensis</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Polygonum stelligerum</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Azolla</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Pistia</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Paspalum repens</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Panicum</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Colocasia esculenta</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Sagittaria monteviden.</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Schoenoplectus californicus</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Typha sp.</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Hydrocotyle</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Polygonum punctatum</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Heteranthera</i>	0	0	0	0	0	0
<i>Salvinia</i>	0	0	0	0	0	0
<b>Total</b>	<b>330</b>	<b>252</b>	<b>290</b>	<b>280</b>	<b>179</b>	<b>1331</b>

**Condiciones de la prueba**

Larvas: 30 larvas neonatas, provenientes de una misma masa de huevos, en el centro del recipiente.

Plantas: Discos de hojas de 2 cm de diámetro, 314 mm<sup>2</sup>; colocados en el recipiente de plástico de 26 x 15 x 9 cm, 3.300 cm<sup>3</sup>

Duración: 24 hs, en cabina, 25.4 ± 2.7°C, fotofase 14:10 luz: oscuridad

**Tabla 7.** Prueba de elección múltiple A2. Área consumida por las larvas neonatas en 24 hs (mm<sup>2</sup>)

<b>PLANTA</b>	<b>REP 1</b>	<b>REP 2</b>	<b>REP 3</b>	<b>REP 4</b>	<b>REP 5</b>	<b>Total</b>	<b>Media</b>
<i>Limnobium</i>	4	41	58	6	26	135	27
<i>Paspalum repens</i>	7	63	33	20	0	123	24.6
<i>Hydrocotyle</i>	48	0	21	0	35	104	20.8
<i>Hydrocleis</i>	21	0	11	8	45	85	17
<i>Myriophyllum</i>	14	11	9	27	2	63	12.6
<i>Canna glauca</i>	50	0	0	12	0	62	12.4
<i>Nymphaoides</i>	0	0	29	6	13	48	9.6
<i>Polygonum stelligerum</i>	31	0	1	8	0	40	8
<i>Colocasia esculenta</i>	6	0	28	0	6	40	8
<i>Pontederia rotundifolia</i>	0	31	0	0	0	31	6.2
<i>E. azurea</i>	2	0	0	27	0	29	5.8
<i>Pontederia cordata</i>	0	0	8	15	0	23	4.6
<i>Ludwigia</i>	0	7	0	9	0	16	3.2
<i>Salvinia</i>	0	0	7	0	0	7	1.4
<i>Alternanthera</i>	4	0	0	0	0	4	0.8
<i>Azolla</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pistia</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oplismenopsis</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Panicum</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Echinodorus</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Sagittaria montevidensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Schoenoplectus californicus</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>E. crassipes</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Typha sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Senecio bonariensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Polygonum punctatum</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Elodea</i>	0	0	0	0	0	0	0
<b>Total</b>	<b>187</b>	<b>153</b>	<b>205</b>	<b>138</b>	<b>127</b>	<b>810</b>	

**Condiciones de la prueba**

Larvas: 30 larvas neonatas, provenientes de una misma masa de huevos, en el centro del recipiente.

Plantas: Discos de hojas de 2 cm de diámetro, 314 mm<sup>2</sup>; colocados en el recipiente de plástico de 26 x 15 x 9 cm, 3.300 cm<sup>3</sup>

Duración: 24 hs, en cabina, 25.4 ± 2.7°C, fotofase 14:10 luz: oscuridad

**Tabla 8.** Prueba de elección múltiple A3. Área consumida por las larvas neonatas en 24 hs (mm<sup>2</sup>)

<b>PLANTA</b>	<b>REP 1</b>	<b>REP 2</b>	<b>REP 3</b>	<b>REP 4</b>	<b>REP 5</b>	<b>Total</b>	<b>Media</b>
<i>E. azurea</i>	13	5	10	0	8	36	7.2
<i>Pontederia rotundifolia</i>	14	0	0	12	6	32	6.4
<i>Ludwigia</i>	4	17	0	0	6	27	5.4
<i>Alternanthera</i>	3	0	3	0	19	25	5
<i>Colocasia esculenta</i>	0	9	10	0	0	19	3.8
<i>Typha sp.</i>	0	5	0	10	0	15	3
<i>Myriophyllum</i>	30	18	12	45	12	117	23.4
<i>Nymphoides</i>	0	2	41	16	58	117	23.4
<i>Hydrocotyle</i>	2	11	0	0	0	13	2.6
<i>Elodea</i>	24	18	22	29	0	93	18.6
<i>Limnobium</i>	37	10	9	0	7	63	12.6
<i>Hydrocleis</i>	10	0	51	0	0	61	12.2
<i>Canna glauca</i>	0	5	45	0	0	50	10
<i>Oplismenopsis</i>	16	11	0	22	1	50	10
<i>Sagittaria montevidensis</i>	7	0	0	0	0	7	1.4
<i>Echinodorus</i>	0	2	0	0	0	2	0.4
<i>Paspalum repens</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Polygonum stelligerum</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pontederia cordata</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Salvinia</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Azolla</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pistia</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Panicum</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Schoenoplectus californicus</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>E. crassipes</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Senecio bonariensis</i>	0	0	0	0	0	0	0
<i>Polygonum punctatum</i>	0	0	0	0	0	0	0
<b>Total</b>	<b>160</b>	<b>113</b>	<b>203</b>	<b>134</b>	<b>117</b>	<b>727</b>	

**Condiciones de la prueba**

Larvas: 30 larvas neonatas, provenientes de una misma masa de huevos, en el centro del recipiente.

Plantas: Discos de hojas de 2 cm de diámetro, 314 mm<sup>2</sup>; colocados en el recipiente de plástico de 26 x 15 x 9 cm, 3.300 cm<sup>3</sup>

Duración: 24 hs, en cabina, 25.4 ± 2.7°C, fotofase 14:10 luz: oscuridad

**Tabla 9.** Prueba de elección múltiple de larvas neonatas de *P. tenuis* en plantas acuáticas. Tabla general.

Planta	Área foliar media consumida por 30 larvas/ 24 hs (mm <sup>2</sup> )			
	Test 1	Test 2	Test 3	Media
<i>Canna glauca</i> (Cannaceae)	80.6	12.4	10	34.3
<i>Eichhornia azurea</i> (Pontederiaceae)	64	5.8	7.2	25.7
<i>Alternanthera philoxeroides</i> (Amaranthaceae)	52.8	0.8	5	19.5
<i>Myriophyllum aquaticum</i> (Halorhagaceae)	--	12.6	23.4	18
<i>Limnobium laeigatum</i> (Hydrocaritaceae)	7.2	27	12.6	15.6
<i>Nymphoides indica</i> (Menyanthaceae)	5.6	9.6	23.4	18
<i>Pontederia rotundifolia</i> (Pontederiaceae)	23.8	6.2	6.4	12.1
<i>Hydrocleis nymphoides</i> (Butomaceae)	3.8	17	12.2	11
<i>Elodea callithricoides</i> (Hydrocaritaceae)	---	0	18.6	9.3
<i>Paspalum repens</i> (Poaceae)	0	24.6	0	8.2
<i>Hydrocotyle ranunculoides</i> (Apiaceae)	0	20.8	2.6	7.8
<i>Pontederia cordata</i> (Pontederiaceae)	15	4.6	0	6.5
<i>Ludwigia peploides</i> (Onagraceae)	7.4	3.2	5.4	5.3
<i>Colocasia esculenta</i> (Araceae)	0	8	3.8	3.9
<i>Oplismenopsis najada</i> (Poaceae)	1.2	0	10	3.7
<i>Polygonum punctatum</i> (Polygonaceae)	0	8	0	2.7
<i>Eichhornia crassipes</i> (Pontederiaceae)	3.6	0	0	1.2
<i>Typha sp.</i> (Typhaceae)	0	0	3	1
<i>Echinodorus grandiflorus</i> (Alismataceae)	1.2	0	0.4	0.5
<i>Salvinia rotundifolia</i> (Salviniaceae)	0	1.4	0	0.5
<i>Sagittaria montevidensis</i> (Alismataceae)	0	0	1.4	0.5
<i>Schoenoplectus californicus</i> (Cyperaceae)	0	0	0	0
<i>Panicum elephantipes</i> (Poaceae)	0	0	0	0
<i>Pistia stratiotes</i> (Araceae)	0	0	0	0
<i>Senecio bonariensis</i> (Asteraceae)	0	0	0	0
<i>Polygonum stelligerum</i> (Polygonaceae)	0	0	0	0
<i>Azolla filiculoides</i> (Azollae)	0	0	0	0

**Condiciones de la prueba**

30 larvas neonatas /réplica en el centro de un recipiente (5). Todas las larvas provienen de una sola masa de huevos.

Plantas: discos de hojas de 2 cm de diámetro o 314 cm<sup>2</sup>, colocados adyacentemente formando un rectángulo de 23 x 14 cm.

Recipientes: Plástico transparente, 26 x 15x 9 cm, 3300 cm<sup>3</sup>.

En cabina de cría, 25.4 ± 2.7°C, fotofase 14:10 luz-oscuridad.

**Tabla 10.** Prueba de Inanición A de *P. tenuis* utilizando tres de las mas importantes especies de Pontederiaceae en la Argentina***E.azurea***

Individuo	Sexo	Duración larva (días)	Duración Pupa (días)	Duración Total (días)	Peso de la pupa (gs)	Largo de la pupa (cm)	Ancho de la pupa (cm)
1	Macho	30	7	37	0.2531	13.69	6.06
2	Macho	30	7	37	0.2586	14.15	6.06
3	Macho	30	9	39	0.2711	14.31	6.06
4	Macho	30	8	38	0.2657	14.00	5.76
5	Macho	30	9	39	0.2594	14.62	5.76
6	Macho	30	9	39	0.2713	14.46	6.12
7	Macho	30	8	38	0.2527	13.85	5.76
8	Macho	30	7	37	0.2535	13.85	5.88
9	Macho	31	10	41	0.2464	13.23	5.88
10	Macho	31	9	40	0.2852	14.62	6.06
11	Macho	33	6	39	0.2473	14.15	6.06
12	Hembra	33	6	39	0.3889	15.85	6.97
13	Hembra	33	6	39	0.3982	16.46	7.09
14	Macho	33	6	39	0.2726	14.00	5.76
15	Hembra	33	8	41	0.3637	16.15	6.67
16	Hembra	33	8	41	0.3553	15.38	6.97
17	Hembra	36	11	47	0.4206	18.46	6.97
18	Hembra	38	9	47	0.4433	17.69	7.23
19	Hembra	38	7	45	0.4665	17.85	7.08
20	Hembra	38	8	46	0.4208	16.15	7.08

***E.crassipes***

1	Macho	30	8	38	0.3088	15.38	6.36
2	Macho	30	9	39	0.2880	14.62	6.42
3	Macho	31	10	41	0.2972	15.54	6.12
4	Macho	31	10	41	0.2629	14.77	5.64
5	Hembra	30	9	39	0.4511	18.46	6.97
6	Macho	33	6	39	0.2666	15.23	5.76
7	Hembra	33	8	41	0.3475	15.38	6.48
8	Macho	36	11	47	0.2599	14.15	6.12
9	Hembra	37	8	45	0.3639	16.46	6.68
10	Hembra	40	7	47	0.3873	16.92	6.79

***P.cordata***

1	Macho	31	9	40	0.2283	13.85	5.45
2	Macho	32	9	41	0.2108	13.38	5.58
3	Macho	32	9	41	0.2218	13.85	5.45
4	Macho	32	9	41	0.2311	13.08	5.88
5	Macho	32	9	41	0.2138	13.85	5.45
6	Macho	37	10	47	0.2708	14.92	6.06
7	Macho	36	9	45	0.1853	12.62	5.21
8	Macho	36	6	45	0.2354	14.00	6.06
9	Hembra	38	9	47	0.4049	18.46	7.08
10	Hembra	39	9	48	0.4109	17.38	6.92
11	Hembra	39	9	48	0.39195	16.31	7.21
12	Hembra	39	8	47	0.3730	15.23	6.96
13	Hembra	40	8	48	0.3421	15.69	6.67
14	Hembra	40	8	48	0.4779	16.15	7.85
15	Hembra	42	5	47	0.4296	17.69	7.08

**Tabla 11.** Prueba de inanición B. Proporción de individuos que completaron su desarrollo en diferentes plantas

PLANTA HOSPEDADORA	Réplicas					Media ± Error estándar
	I	II	III	IV	V	
<i>Alternanthera philoxeroides</i>	5/6	4/6	4/6	2/6	4/6	0.633±0.041
<i>Sagittaria montevidensis</i>	2/6	2/6	3/6	3/6	0/6	0.333±0.082
<i>Eichhornia azurea</i>	3/6	3/6	1/6	2/6	0/6	0.300±0.100
<i>Pontederia cordata</i>	2/6	0/6	2/6	3/6	0/6	0.233±0.097
<i>Limnobium laevigatum</i>	1/6	1/6	0/6	2/6	0/6	0.133±0.091
<i>Eichhornia crassipes</i>	0/6	0/6	0/6	0/6	2/6	0.067±0.067
<i>Pontederia rotundifolia</i>	0/6	1/6	1/6	0/6	0/6	0.067±0.033
<i>Canna glauca</i>	0/6	1/6	0/6	0/6	0/6	0.033±0.062
<i>Abutilon grandiflorum</i>	0/6	0/6	0/6	0/6	0/6	0.000
<i>Colocasia esculenta</i>	0/6	0/6	0/6	0/6	0/6	0.000