

OBSERVACIONES SOBRE *INCAMYIA CHILENSIS*
ALDRICH Y SU MULTIPLICACION EN
LABORATORIO (*)

DIPTERA, TACHINIDAE

LEOPOLDO CALTAGIRONE Z. (**)
Ing.º Agr.º Entomólogo
Departamento Técnico Interamericano
de Cooperación Agrícola

As cutworms have been causing for several years most severe losses to all kind of agricultural crops in the valleys of the Departamento de Arica, a program was set down by the Government through some of its agencies in order to control these larvae. This program provides, as one of its main aims, for the Biological Control of cutworms in Arica, and the common Tachinid parasite *Incamyia chilensis* Aldrich was screened out as one of the best available agents to attain this objective. A brief summary of the published information on the geographic range and known hosts of the parasite is given in the paper, as well as a description of its different stages and general habits, along with a discussion of its taxonomic status. A full description of the technique tried to multiply the parasite under Insectary conditions using a succedaneous host larva (*Rachiplusia nu* Guenée.), is explained in detail in the paper.

* * *

I.—INTRODUCCIÓN

«Nuestra Tachino-fauna ofrece caracteres muy peculiares que tal vez podrían atribuirse a las condiciones geográficas del país y que parecen influir notoriamente sobre las formas biológicas que viven entre sus límites. Las barreras geográficas que aislan a Chile del resto del continente han permitido que en nuestro país se desarrolle una fauna y una flora que podría caracterizarse principalmente por su carencia de especies cosmopolitas o comunes a una amplia región bio-geográfica». (Cortés, 1943) (5).

Las especies chilenas de esta familia de Diptera han llamado la aten-

(*) Trabajo presentado por su autor a las V Jornadas Agronómicas Nacionales.

(**) El autor desea expresar sus agradecimientos a los Srs. Raúl Cortés, Sergio Rojas y Víctor Sandoval, tanto por los consejos y sugerencias recibidos para realizar este trabajo, como por la ayuda material prestada en su ejecución.

ción de muchos especialistas que los han estudiado en su aspecto taxonómico. Cabe recordar que entre los que se han preocupado de nuestros Tachinidae figuran hombres de ciencia como P. J. M. Macquart, J. M. F. Bigot, Ch. H. T. Townsend, C. H. Curran y J. M. Aldrich en el extranjero, y Raúl Cortés en Chile.

Sin embargo, el estudio biológico de nuestros Tachinidae no ha sido emprendido todavía, lo cual ha redundado en que, en la actualidad, se tiene un conocimiento deficiente de las especies chilenas de esta familia de tanta importancia en el control de muchas plagas agrícolas.

A mediados de 1952, el Ministerio de Agricultura, por intermedio de los Departamentos de Investigaciones Agrícolas y de Defensa Agrícola, en cooperación con el Departamento Técnico Interamericano de Cooperación Agrícola (D. T. I. C. A.), emprendió una campaña de control de las plagas agrícolas de los valles de la zona de Arica.

Una de las plagas más importantes a controlar es la constituida por varias especies de Lepidoptera que al estado larvario («cuncunillas») diezman los cultivos de alfalfa, maíz, papa, algodón, ají, frejoles y otros. Las especies más comunes que se ha podido determinar para Arica son *Hemiargus ramon* Dognin, *Leptotes trigemmatius* Butler, *Laphygma frugiperda* (Abbott & Smith) y *Heliothis* sp., según informaciones proporcionadas por la Srta. María Etcheverry, del Instituto Pedagógico de la Universidad de Chile; además Olalquiaga (10), menciona para el valle de Lluta a *Prodenia eridania* (Fabricius), *Hylephila isonira* Dyar e *H. fasciolata* Blanchard. Aparentemente *Hemiargus ramon* y *Leptotes trigemmatius* causan un daño muy inferior que las demás especies mencionadas.

Como método de control inmediato se ha procedido a la aplicación de insecticidas residuales, pero por las deficiencias y limitaciones bien conocidas de este sistema de control, se está intentando simultáneamente la utilización del sistema biológico de control con miras a la eliminación del control químico.

Correspondió al Entomólogo don Raúl Cortés P., Jefe de la Sección Fitoparasitología y Estudios Básicos y Asesor Entomólogo del D. T. I. C. A., estudiar los aspectos bio-ecológicos para elegir la o las especies entomófagas que habrían de introducirse en los valles afectados por la plaga.

Cortés estableció como antecedentes biológicos que muchas especies entomófagas comunes en nuestra zona central que tienen como huéspedes varias especies de «cuncunillas», no se habían encontrado en los valles de Arica; y que todos los entomófagos que actúan sobre las «cuncunillas» en aquella zona no son lo suficientemente efectivos como para controlarlas. Entre los parásitos Tachinidae comunes en Arica se pueden mencionar las especies *Archytas incasana* Town., *A. incerta* Macq., *Peleteria robusta* Wied. y *Winthemia* sp. (R. Cortés det.). Las tres primeras perte-

necen al grupo IV de Pantel y la última al grupo I. Como antecedente ecológico se estableció también el hecho de que las condiciones climáticas de la zona de Arica pueden permitir el establecimiento y proliferación de especies entomófagas de zonas templadas y templadas cálidas.

La primera especie entomófaga que se ha escogido para ensayar el control de la plaga de «cuncunillas» es el díptero Taquírido *Incamyia chilensis* Aldr., especie autóctona que aparentemente no existe en ninguno de los cuatro valles del Departamento de Arica. Esta especie es polífaga y en ensayos de laboratorio se ha demostrado efectiva contra las especies de Lepidópteros que se presentan en Arica.

En el Insectario de La Cruz, dependiente de la Sección Fitoparasitología y Estudios Básicos del Departamento de Investigaciones Agrícolas, se comenzaron de inmediato los estudios tendientes a conocer la biología del entomófago, la determinación de algunos de sus huéspedes y a establecer un método para la multiplicación masiva de *Incamyia chilensis*.

Es ésta la primera especie de Tachinidae chileno que ha sido estudiada en su aspecto biológico y que se está empleando en forma controlada contra una plaga agrícola. Es también la primera vez que en Chile se intenta establecer un insecto chileno en partes del territorio nacional donde no ha sido encontrado.

II.—DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE *Incamyia chilensis*

Esta especie está ampliamente distribuida en nuestra Zona Central. Aldrich (1) y (2) menciona ejemplares colectados en Angol, Llay-Llay, Los Andes, Chiloé, Los Loros, San Rosendo y Santiago. El autor la ha colectado en La Cruz, Quillota, Nogales y San Pedro. Puede decirse que este parásito es general en todo el país desde Vallenar a Chiloé (28,5° a 42° latitud sur). Cortés (7) determinó esta especie entre los Taquíridos colectados por el R. P. Guillermo Kuschel en las Islas Juan Fernández, en enero y febrero de 1952; el citado autor establece que: «Hay algunas ligeras diferencias de coloración entre estos ejemplares y los colectados en territorio continental chileno, que tal vez justificaría que con ellos se creara una subespecie insular». Esta especie existe también en la República Argentina (1), (2) y (11).

III.—DESCRIPCIÓN

1.—A d u l t o . —Tamaño 4,5 a 7 mm. Color negro con polen amarillo claro; en el tórax se presentan tres bandas longitudinales de bien marcado polen amarillento alternadas con dos secciones intermedias de color negro brillante sin polen; segmentos abdominales con bandas trans-

versales de polen en la base. Ojos pilosos. Dicales abdominales presentes y largas; frontorbitales proclinadas presentes en la hembra. Hembra con abdomen aquillado ventralmente, provisto de aguijón.

2.—H u e v o.—Al pasar al útero el huevo mide 0,6 mm. de largo por 0,25 mm. de ancho; es de forma alargada con los extremos redondeados (Fig. 1, B). El corión es transparente y muy delgado. La micropila es visible al microscopio sin ayuda de tinción.

3.—L a r v a.—(Fig. 2, A). La larva de primer estado mide 0,8 a 1 mm. de largo por 0,25 a 0,3 mm. de ancho. Está compuesta de un pseudocéfalo y once segmentos. En el pseudocéfalo van las papilas sensoriales. El cuerpo está provisto de espinas muy diminutas que se distribuyen en fajas que rodean los segmentos; cada uno de los segmentos torácicos está totalmente rodeado por una faja de espinas; en el resto se disponen en las regiones dorsal, pleural y ventral, con excepción del último segmento en que se disponen rodeando la región espiracular. En los segmentos torácicos y primero y segundo abdominales las espinas van orientadas hacia atrás; en el tercero, cuarto y quinto segmentos abdominales las espinas van colocadas hacia atrás en la parte anterior y hacia adelante en la posterior; en los segmentos sexto, séptimo y octavo las espinas van dispuestas hacia adelante.

La epidermis es transparente, de modo que la red traqueal se ve fácilmente al microscopio.

La estructura bucofaríngea se presenta en la figura 2, B; consta de un cuerpo central que hacia adelante forma un solo diente y hacia atrás dos alas; esta estructura cambia de forma a medida que avanza el desarrollo de la larva.

La red traqueal se abre al exterior mediante dos espiráculos anales. Sobre estos dos espiráculos se encuentran dos ganchos espiraculares simples, un tercer gancho, que es doble, se encuentra hacia la parte ventral formando un triángulo con los anteriores.

A medida que la larva crece, va experimentando cambios notables. Las espinas cutáneas aumentan en cantidad, sobre todo en la región ventral, aunque su disposición prácticamente no se altera. La estructura bucofaríngea se hace más fuerte. Los espiráculos anales se agrandan y los ganchos espiraculares van atrofiándose.

Al llegar al tercer y último estado, la larva alcanza un tamaño de 5 mm. Los ganchos espiraculares prácticamente desaparecen y en cambio los espiráculos toman la forma casi circular.

4.—P u p a.—Alcanza una longitud media de 6,4 mm., con un máximo de 7,5 y un mínimo de 4,3 mm., y un ancho medio de 2,7 mm., con un máximo de 3,2 y un mínimo de 2,0 mm. Cuando está recién formada es de un color amarillo, color que después se torna café rojizo y por

último café oscuro. El extremo posterior es redondeado y el anterior un tanto aguzado.

Al ojo desnudo la superficie es lisa, pero al binocular se ven las espinas que cubrieron la epidermis de la larva.

En el extremo anterior se ven los espiráculos anteriores. En la parte posterior del cuarto segmento se encuentran los cornículos torácicos, y en el extremo caudal los espiráculos posteriores. La abertura anal puede observarse en la parte ventral entre el décimo y décimo primer segmentos.

IV.—DISCUSIÓN TAXONÓMICA (*)

Si bien la especie *Incamyia chilensis* descrita por Aldrich en 1928 (1) está perfectamente bien definida y diferenciada, es sin embargo evidente que en el posterior tratamiento del género hecho por este mismo autor en 1934 (2), se introdujo nuevas especies extralimitales que exigen la revisión del grupo de acuerdo con el abundante material de que ahora se dispone y con el aporte biológico que se hace en el presente trabajo. Cortés (7) y Townsend (13) han llamado la atención sobre la necesidad de revisar este interesante género de Exoristinos y de estudiar mejor las especies adicionales descritas por Aldrich en 1928 y 1934, a las cuales seguramente habrá que agregar otras.

Esta revisión que habrá que emprender del género deberá también considerar cuidadosamente la antigua especie de Macquart *Echinomyia pygmaea* (Dipt. Exot. Suppl. 4 (2): 143, sep. 170, tabl. 15, fig. 10, 1851; Blanchard, in Gay Zool. 7: 420, 1852), que parece ser un nombre anterior y válido para *I. chilensis* Aldr.

V.—BIOLOGÍA

1.—H u é s p e d e s.—Cortés (6) menciona como huéspedes de *Incamyia chilensis* a *Tatochila* sp., a *Plusia* sp. y a *Vanessa carye* Hübn.

(*) Este párrafo fué redactado por R. Cortés.

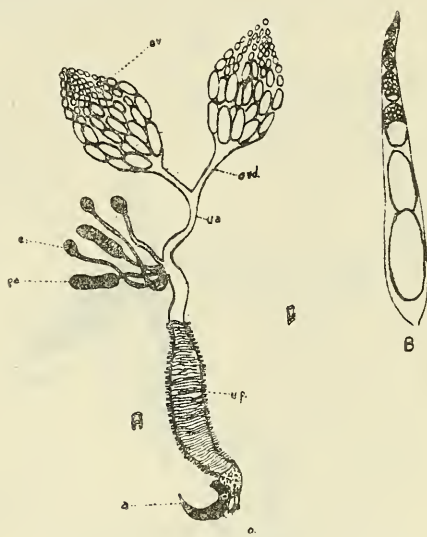


Fig. 1.—A, aparato genital de *I. chilensis* hembra no fecundada; *ov* ovarios; *ovd* oviductos; *ua* útero anterior; *e* espermatecas; *ga* glándulas accesorias; *up* útero posterior; *o* oviscapto; *a* aguijón. B ovariole con un óvulo maduro.

El autor la ha obtenido de *Rachiplusia nu* Guen., de *Plusia biloba* Walk., de *P. gammoides* (Btlr.) y de cinco especies de Noctuidae aún no determinadas. En ensayo de laboratorio se ha logrado hacer parasitar larvas de *Gnorimoschema operculella* (Zell).

2.—**L o n g e v i d a d.**—Los adultos de *I. chilensis* se mantienen en el Insectario en cajas de 40 cm. por 27 cm. por 27 cm. (medidas interiores) en número de 100 ejemplares aproximadamente; se alimentan con azúcar seca, miel y agua. La cámara de crianza se mantiene a una temperatura de 16 a 22° C y a 65% de humedad. En estas condiciones las moscas viven durante 25 a 30 días

3.—**S i s t e m a d e r e p r o d u c c i ó n.** (Fig. 1).—En la parte

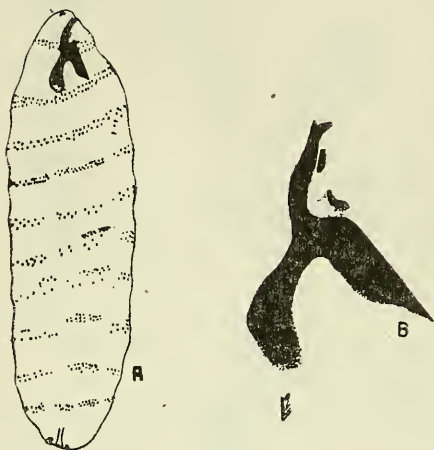


Fig. 2.—A larva de primer estado de *I. chilensis*. B armadura bucofaringea.

ventral de los últimos segmentos abdominales de la hembra, protegido por el estuche en forma de quilla, se encuentra un aguijón curvo, muy agudo, acanalado en su parte convexa; en la base se encuentra el oviscapto. Con el aguijón la hembra pincha la epidermis de su huésped; en este instante el oviscapto se desliza por la acanaladura e inyecta las larvas.

Los órganos internos son los ovarios, los oviductos, el útero anterior, las espermatecas, las glándulas accesorias y el útero posterior. En la hembra virgen, los ovarios son muy desarrollados y cada uno de ellos consta de ocho

ovariolos. En repetidas oportunidades se ha disectado hembras recién fecundadas y se ha encontrado dos óvulos maduros en cada ovario. El útero posterior es corto y de paredes gruesas.

Después de la fecundación, los huevos pasan al útero posterior, el que se va alargando notablemente, al mismo tiempo que se van adelgazando sus paredes. En la primera sección del útero posterior los huevos se colocan en una hilera en posición transversal; a medida que se van acercando al oviscapto toman una posición longitudinal con el extremo caudal hacia atrás, de modo que al salir la larva por el oviscapto lo hace asomando primero el extremo posterior. En la última parte del útero posterior hay un ensanchamiento en el que se disponen tres o cuatro larvas juntas. (Fig. 3).

4.—**F e c u n d a c i ó n.**—Las hembras de *I. chilensis* están aptas para copular inmediatamente después de nacidas. Se ha observado hem-

bras en cópula cuando todavía no expandían las alas. En cambio los machos deben madurar por lo menos 24 horas. La cópula dura como mínimo 45 minutos; el término medio observado es de 1 hora 45 minutos, habiéndose comprobado en una oportunidad una cópula de 52 horas de duración.

La cópula se produce con mucha facilidad cuando las jaulas en que están las moscas se colocan al sol; también se produce normalmente a la sombra siempre que la temperatura no baje de 18° C.

Las hembras copulan una sola vez; cuando pasan tres o cuatro días sin ser fecundadas, es muy difícil que lo sean después. Según Flanders (9) las hembras de Hymenoptera y Tachinidae pierden fácilmente el instinto sexual.

5.—Período de prelarvificación.—Después de la cópula, se fertilizan los óvulos y comienza el período de incubación de los huevos en el útero posterior; a medida que van madurando, van siendo impulsados hacia atrás. Si a los seis días de fecundada se disecta una hembra, se puede observar en el útero posterior, notablemente alargado, huevos en diverso estado de desarrollo embrionario y cuatro o cinco larvas listas para ser inyectadas en los huéspedes. El período de prelarvificación mínimo que se ha observado es de cinco días, a una temperatura fluctuante entre 22 y 24° C.

6.—Larvificación.—En presencia de sus huéspedes la hembra de *I. chilensis* reacciona rápidamente, se lanza sobre la «cuncunilla» y con un movimiento muy rápido la pincha con su aguijón y le inyecta dos a tres larvas. La mosca pincha a las «cuncunillas» en cualquier punto de su cuerpo, pero la mayoría de los pinchazos los da a lo largo de la línea estigmática. Por la herida que causa el aguijón sale una gota de sangre de la que a menudo se alimentan las moscas. El parásito reacciona más rápidamente cuando su huésped está en movimiento; una hembra puede estar junto a una «cuncunilla» inmóvil sin parasitarla, pero basta que ésta se mueva para que se produzca la parasitación de inmediato.

De acuerdo con Pantel, citado por Clausen (4), *Incamiya chilensis* pertenecería al grupo VII de su Tabla de Clasificación de los Dípteros

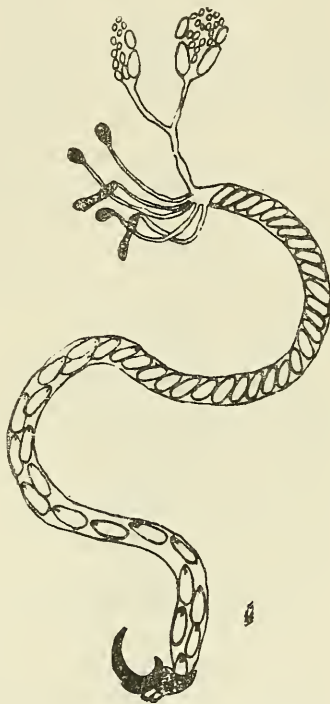


Fig. 3.—Aparato genital de una hembra de *I. chilensis* después de 6 días de haber sido fecundada.

según su forma de reproducción. Las características generales de este grupo son: hembra con aguijón, oviscapto como órgano independiente de aquél, útero posterior de la hembra fecundada largo e intestinoforme sirviendo de cámara de incubación, huevos dispuestos en una hilera en el útero.

7.—C a p a c i d a d d e r e p r o d u c c i ó n.—No se ha determinado experimentalmente el número de larvas a que puede dar origen una hembra de *I. chilensis*, pero disectando muchos ejemplares ya fecundados y en condiciones de parasitar, se han encontrado como término medio 78 larvas y huevos en diversos estados de desarrollo embrionario. En este momento los ovarios se encuentran muy reducidos y en condiciones de dar origen a cuatro o cinco óvulos más cada uno, de modo que puede estimarse que la capacidad de reproducción de esta especie es de aproximadamente 85 a 88 larvas por hembras.

8.—D e s a r r o l l o l a r v a r i o.—Al momento de la introducción de las larvas en el huésped debe producirse la ruptura de la envoltura amniótica, ya que en el útero las larvas conservan su envoltura, en cambio nunca se ha observado esto una vez inyectadas en el huésped, aunque la disección se ha practicado inmediatamente después de la parasitación.

Una vez en el cuerpo de la «cuncunilla», la larva de *I. chilensis* se localiza en los cuerpos grasos y se adhiere mediante sus ganchos espiraculares a una de las numerosas tráqueas que se encuentran en dichos cuerpos. De inmediato el parásito comienza a alimentarse de los tejidos de su huésped, consumiendo primero partes no esenciales. La muerte de la «cuncunilla» se produce cuando el parásito ha alcanzado el tercer estado larvario, deformándose totalmente.

Cuando alcanza el tercer estado, la larva se fija mediante las armaduras de los espiráculos posteriores a la epidermis de su huésped; el punto donde está fijada la larva se evidencia por una mancha circular de color café oscuro de aproximadamente 0,5 mm. de diámetro con un orificio central.

El número de larvas de *I. chilensis* que pueden alcanzar su madurez en una larva huésped es variable y su máximo no ha sido determinado. Comúnmente se obtienen cuatro a seis larvas maduras de cada «cuncunilla» de 1,8 a 2 cm. de largo, dependiendo del número de pinchazos que haya recibido, lo que es muy variable en cada individuo, ya que la hembra del parásito parece no distinguir cuando una «cuncunilla» está parasitada. En una oportunidad, de una larva de *R. nu* de 2,4 cm. se obtuvieron 11 pupas del parásito, las que dieron nacimiento a otros tantos adultos normales.

La duración del período larvario, en un ambiente a 18 - 22° C y con humedad de 60 a 80%, es de seis días (observación hecha sobre 150 «cuncunillas» parasitadas).

9.—Período de pupa.—Completado el desarrollo, las larvas abandonan el cuerpo consumido de su huésped y se transforman en pupas. Normalmente las larvas se entierran 1 o 2 cm. en la tierra para su transformación, pero en condiciones forzadas pueden pupar en cualquier superficie, incluso vidrio, siempre que la humedad ambiente no baje de 60%. Es común encontrar pupas de *I. chilensis* en capullos de *R. nu* que han sido tejidos por la «cuncunilla» parasitada antes de ser muerta por el parásito.

La duración de este período, a 20 - 22° C de temperatura y 60 - 80% de humedad, es de 15,89 días (término medio de 84 ejemplares), con un mínimo de 14 y un máximo de 19 días. Al cabo de este período nacen los adultos.

10.—Relaciones sexuales.—La observación de 69 ejemplares dió una relación sexual de 0,869 (machos : hembras = 1 : 1,15).

VI.—MULTIPLICACIÓN MASIVA

1.—Huéspedes eemplados.—De preferencia se ha empleado como huésped la especie *Rachiplusia nu* Guen. (Lep., Plusiidae). Tiene la ventaja sobre la mayoría de las especies de Noctuidae que sus larvas no son caníbales, lo que permite criar una gran cantidad en un espacio reducido. Tiene sí el inconveniente de ser muy susceptible al ataque del virus causante de la polihedrosis, lo que se evita en parte desinfectando los huevos como se explicará más adelante. Cuando no hay disponibles larvas de *R. nu*, se pueden emplear como huéspedes varias especies de Noctuidae, teniendo la precaución de criar un número reducido en cada jaula para reducir las posibilidades de canibalismo.

2.—Materiales y métodos: a) *Cajas de oviposición para los huéspedes*.—Un buen tipo de caja para obtener huevos de *R. nu* ha sido anteriormente descrito por el autor (3); consiste en una caja de madera de 34,5 por 40,5 por 5 cm. tapada con crea. Los adultos de *R. nu* se colocan en el interior para que depositen sus huevos en la tela, lo cual ocurre sin ningún estímulo especial. Cada dos días se cambia el paño hasta que cesa la postura.

Para evitar que se transmita la polihedrosis por contaminación de los huevos, se ha seguido el método indicado por Thompson (12). Consiste en desinfectar los huevos sumergiendo el paño a que están adheridos en una solución acuosa de formaldehído al 10% durante 90 minutos y luego lavando con agua corriente durante 10 minutos. Con este tratamiento la vitalidad de los embriones no se altera.

b) *Cajas de crianza para «cuncunillas»*.—Para criar las larvas huéspedes se han usado dos tipos de cajas, ambos igualmente buenos. Uno

es el tipo batería de Flanders, cuyas dimensiones son: frente 60×28 cm.; parte posterior 60×36 cm., fondo $60 \times 39,5$ cm., partes laterales $28 \times 39,5 \times 36 \times 40,5$ cm. (medidas exteriores); en la parte lateral derecha, a 3 cm. del fondo va una tapa de 26×20 cm. con bordes en ángulo; en el frente van dos orificios de 14 cm. a los que se fijan mangas de género; en la parte posterior va un espacio para la ventilación cerrado con rejilla metálica; la parte superior, que resulta inclinada de atrás hacia adelante, va cerrada con vidrio.

El otro es el tipo jaula corriente de $40 \times 27 \times 27$ cm. (medidas interiores) con fondo y tapa de madera, móviles; costados cerrados con lino o lienzo crudo que se fija a marcos móviles; frente cerrado por una puerta de vidrio y parte posterior de rejilla metálica.

En estas cajas se colocan plantas de alfalfa en maceteros. Sobre la alfalfa se colocan los paños con huevos de *R. nu* desinfectados o las larvas colectadas en el campo. Cuando la alfalfa ha sido consumida en su mayor parte, es necesario cambiar las plantas, para lo cual se sacan de las cajas y se sacuden enérgicamente sobre un papel al cual caen las larvas; éstas son colocadas nuevamente en las cajas con plantas de reemplazo. Las plantas eliminadas se cortan a más o menos 3 cm. del nivel de la tierra, se les da un riego abundante y se dejan al exterior para que rebroten. Después que se ha terminado de criar un grupo de «cuncunillas», se bota la arena y la jaula o batería se desinfecta por el exterior e interior con una solución de lizol al 5% en agua, para evitar la acumulación de organismos que pudieran causar enfermedades, especialmente del virus causante de la polihedrosis.

Las larvas huéspedes se crían hasta que alcanzan un tamaño apto para ser parasitadas (2 cm.) o hasta que crisaliden, en caso que se dejen para la multiplicación del huésped.

c) *Cajas de parasitación.*—Son jaulas de $40 \times 27 \times 27$ cm., en el costado derecho se ha colocado, en vez del marco con género, un trozo de madera con un orificio de 15 cm. de diámetro, al que se ajusta una manga de género; el resto es en todo igual a la jaula descrita para criar «cuncunillas». En la rejilla metálica se amarran por el interior dos panes de azúcar; colgada del costado izquierdo se coloca una tira de papel parafinado con gotitas de miel, preparada según la técnica de Finney (8); en el fondo se coloca un bocal con agua pura tapado con un trozo de papel secante a cuyo centro se fija con un corchete una tira del mismo papel que va sumergida en el agua. El azúcar, la miel y el agua sirven para proveer de alimento a las moscas.

En estas jaulas se colocan 25 a 30 hembras de *I. chilensis* fecundadas.

Cuando las hembras del parásito han completado el período de prelarviposición, se introducen por la manga las «cuncunillas» para que sean parasitadas; conviene introducir sólo un ejemplar cada vez para

poder evitar la superparasitación. De acuerdo con el tamaño de la «cuncunilla», se permite que las moscas den uno o dos pinchazos para obtener así tres a seis pupas de buen desarrollo por larva parasitada.

Las «cuncunillas» parasitadas se colocan de a una en frascos cilíndricos de vidrio de 9,5 cm. de largo y 2 cm. de diámetro dentro de los cuales se colocan algunas hojas de alfalfa fresca, cuidando que ésta no quede hasta muy arriba para evitar la fuga de la larva. Los frascos se dejan destapados con la boca hacia arriba.

A los seis días se recolectan las «cuncunillas» parasitadas que ya han muerto y se colocan en discos de Petri con arena húmeda. Las larvas del parásito no tardan en salir de la piel de su huésped, se entierran en la arena y se transforman en pupa.

d) *Manejo de las pupas obtenidas.*—A los dos días de salidas las larvas de su huésped, se encuentran completamente formadas las pupas. En este momento se eliminan los restos de las «cuncunillas» y se sacan las pupas de la arena echándoles abundante agua y colándolas por una malla de alambre lo suficientemente rala para que pase la arena y no las pupas.

Las pupas se colocan en otro disco de Petri con arena húmeda dentro de una jaula similar a las de parasitación. Deben quedar en una sola capa para facilitar el nacimiento de los adultos. La arena debe mantenerse siempre húmeda.

e) *Manejo de las moscas adultas.*—Desde el momento que empiezan a nacer los adultos, es necesario vigilar atentamente la humedad; tres veces al día se debe aspersar agua pura a través de la malla metálica.

Para facilitar la cópula, las jaulas se colocan a la luz solar. Cuando empieza a producirse la cópula, las parejas se van sacando de a una, en tubos de vidrio, se tapan con algodón y se deja que termine la fecundación; después se separados, el macho se vuelve a la jaula de nacimiento y la hembra se coloca en otra que ha sido previamente preparada con azúcar, miel y agua. Como la cópula es larga, el aislamiento de las parejas no es difícil y no es necesario estar constantemente vigilándolas. Terminado el período de prelarvificación, las hembras quedan aptas para comenzar la parasitación.

Durante todo el tiempo que se mantienen los adultos en cautiverio, debe aspersarse agua por lo menos dos veces al día.

f) *Envío del entomófago al campo.*—Las moscas que se destinan a la liberación, se envían en cilindros especiales. El cilindro es de 29 cm. de alto por 16 cm. de diámetro, formado por una malla de alambre de 32 hilos por pulgada. El fondo y la tapa son de madera. En la tapa va un orificio de 4 cm. de diámetro. Por su interior se amarran dos panes de azúcar y dos motas de algodón húmedo, se llena el cilindro con cintas de papel fino de 0,5 cm. de ancho y se fija la tapa. Por el orificio se intro-

ducen las moscas; una vez completa la cantidad a enviar, se cierra el orificio con papel engomado. Sobre la tapa se coloca un disco de cartón del mismo diámetro para evitar que por accidente se rompa el cierre de papel. Así preparado el cilindro, se envuelve en papel café, perforándolo después para permitir la ventilación. En estas condiciones se pueden enviar sin riesgo unas 200 moscas adultas por cilindro.

También se pueden mandar los parásitos al estado de pupa, en cajitas de madera a las que se coloca en el fondo una capa de algodón y se llena con huinchas de papel más o menos apretadas; en la parte de arriba se coloca otra capa de algodón y se cierra con una tapa de madera. En esta forma los parásitos pueden resistir sin riesgo viajes de por lo menos 10 días.

RESUMEN.—*Incamiya chilensis* es un Tachinidae autóctono parásito de varias especies de Lepidoptera al estado larvario, principalmente de las Familias Noctuidae y Plusiidae. La especie es larvípara y pertenece al grupo VII de Pantel. En cada pinchazo inyecta dos a tres larvas en el huésped. En cada huésped se desarrolla un número variable de larvas parásitas, habiéndose obtenido un máximo de 11. El período de incubación del huevo en el útero materno es de cinco a seis días; el período de larva dura seis días y el de pupa 16 días.

La multiplicación masiva se efectúa criando «cuncunillas», preferentemente larvas de *Rachiplusia nu*, y sometiéndolas a la parasitación. Muertas las larvas huéspedes, se colectan las pupas y se espera el nacimiento de los adultos.

Al estado de adulto y de pupa, esta especie se está enviando semanalmente a los valles de Lluta, Azapa, Chaca y Camarones, en el Departamento de Arica, para intentar con ella el control de varias especies de Lepidoptera que atacan numerosos cultivos de interés económico.

LITERATURA

- 1.—ALDRICH, J. M. 1928. New Diptera from South America. Proc. U. S. Nat. Mus. 74 (1): 16-17.
- 2.—ALDRICH, J. M. 1934. Diptera of Patagonia and South Chile. Part VII, Fasc. 1: 66-67.
- 3.—CALTAGIRONE, L. 1951. Observaciones sobre *Arrenoclavus koehleri* (Blanchard). Agric. Téc. Chile 11 (1): 20-34.
- 4.—CLAUSEN, C. P. 1940. Entomofagous Insects. McGraw-Hill Book Co., Inc. N. Y.
- 5.—CORTÉS P., R. 1943. Sinopsis histórica de los estudios sobre Taquí-nidos chilenos. (Dipt., Tachinidae). Bol. San. Veg. Chile. 3 (1): 5-11.
- 6.—CORTÉS P., R. 1948. Sobre algunos Taquí-nidos chilenos y sus huéspedes. Rev. Univ. 33 (1): 119-125.

- 7.—CORTÉS P., R. 1952. Los Insectos de las Islas Juan Fernández. 9. Tachinidae (Diptera). Rev. Chil. Ent. 2: 109-111.
- 8.—FINNEY, G. L. 1948. Culturing *Chrysopa californica* and Obtaining Eggs for Field Distribution Journ. Econ. Ent. 41 (5): 719-721.
- 9.—FLANDERS, S. E. 1949. Culture of Entomophagous Insects. Canad. Ent. 81: 257-274.
- 10.—OLALQUIAGA F., G. 1952. Notas Entomológicas. Agr. Téc. Chile 12 (2): 106-107.
- 11.—STUARDO O., C. 1946. Catálogo de los Dípteros de Chile. Imprenta Universitaria, p. 176.
- 12.—THOMPSON, C. G. 1953. Correspondencia personal con don Raúl Cortés P.
- 13.—TOWNSEND, C. H. T., 1940. Man. Myiol. 10: 56-57.