

LIMNOBIOS

CONTRIBUCIONES CIENTIFICAS DEL INSTITUTO DE LIMNOLOGIA

I. L. P. L. A.

Director: RAUL A. RINGUELET

Vol. 1

La Plata, 1976

Fasc. 1

SUMARIO: JUAN A. SCHNACK, Estimación de parámetros en una población de *Corixidae* (Hemiptera) en base a un modelo estocástico de captura-recaptura, pág. 1; RAÚL A. RINGUELET, Clave para las familias y géneros de sanguijuelas (Hirudinea) de aguas dulces y terrestres de Mesoamérica y Sudamérica, pág. 11; ANDRÉS BOLTOVSKOY, Técnica simple para la desecación de microinvertebrados tecados y loricados lábiles para su examen con el microscopio electrónico de barrido, pág. 25.

ESTIMACION DE PARAMETROS EN UNA POBLACION DE *CORIXIDAE* (HEMIPTERA) EN BASE A UN MODELO ESTOCASTICO DE CAPTURA-RECAPTURA *

POR JUAN A. SCHNACK **

SUMMARY

Parameters estimate in a "Corixidae" population ("Hemiptera") by a capture-recapture stochastic model.

The Jolly's capture-recapture stochastic model (Jolly 1965) was developed in this paper for estimating population parameters in the stream water-boatmen *Sigara* (*Vermicorixa*) *alternata* (Say).

The study was carried out in the White Clay Creek Stream, East Branch, Southern Chester Co., Penna., U.S.A. and samples were taken between May 12 and June 6, 1975 from two pools of about 60 m² each.

Only adults were considered during the collecting period an oil based paint was chosen as marking agent.

INTRODUCCION

Una de las propiedades más importantes de una población es su número por unidad de hábitat o densidad. Para esta estimación y la de otros parámetros poblacionales en *Sigara* (*Vermicorixa*) *alternata* (Say), se adopta un modelo estocástico de captura-recaptura (Jolly, 1965), teniendo únicamente

* Trabajo realizado durante el goce de una beca otorgada por la Fundación Guggenheim, en el Stroud Water Research Center de la Academia de Ciencias de Filadelfia.

** Carrera del Investigador, Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas. Instituto de Limnología, Universidad Nacional de La Plata. C.O.N.I.C.E.T.

Contribución N° 80 del Instituto de Limnología.

en cuenta los individuos adultos, que durante las ocasiones de captura representan a la primer generación, única presente en ese estado entonces.

La imposibilidad de desarrollar procedimiento de marcado con las formas inmaduras fue observada en *S. alternata*, debido a la gran mortalidad que se produce como resultado del manipuleo frecuente que estos métodos requieren. Esta limitación es común a todos los *Corixidae* en su estado ninfa y ha sido especialmente enfatizada por Pajunen y Jansson (1969) en estudios sobre dispersión realizados en adultos de *Arctocorixa carinata* (Sahlb.) y *Callicorixa producta* (Reut.), en los cuales descartan a las ninfas de las técnicas de marcado debido a su fragilidad.

Si bien la escasez de información respecto de las ninfas constituye un aspecto limitativo, los parámetros computados para los adultos brindan una serie de estimaciones necesarias para el conocimiento de la biología de esta especie, especialmente su ciclo anual, por razones que más adelante se puntualizan.

AMBIENTES ESTUDIADOS

Dos estaciones de captura-recaptura, separadas por una distancia aproximada de 200 m, fueron seleccionadas en el White Clay Creek Stream (Sector Este). Se trata de un arroyo de tercer orden, localizado a un kilómetro al oeste de London Grove, Southern Chester County, Pennsylvania, U.S.A., al pie de las Appalachian Mountains, siendo su superficie de 750 hectáreas.

Los sectores estudiados presentan muy escasa corriente y cubren, respectivamente un área de 60 m². El sedimento de fondo es predominantemente limo-arenoso, con algunas rocas de mediano porte dispersas; la vegetación se encuentra escasamente presente y representada por sustrato algal arraigado.

MATERIAL Y METODOS

La ecuación básica de Jolly es:

$$\hat{P}_i = \frac{M_i n_i}{r_i}$$

donde P_i es la estimación de la población (población total) en el día i ; M_i , el número total de animales marcados ese día; r_i , el número total de animales marcados recapturados el día i y n_i , el número total de ejemplares capturados durante ese día.

TABULACION Y COMPUTACION DE LOS DATOS

Para la computación de los datos es necesaria su tabulación previa en dos tablas, cuya interpretación se ve facilitada modificando algunos términos aunque sin alterar el criterio original, siguiendo el esquema de Southwood (1966).

Dado que en este caso se consideran dos estaciones por separado, los datos fueron ordenados en cuatro tablas, según las siguientes características:

TABLA A (Estación 1)

Tabulación de datos de recaptura de acuerdo a la fecha correspondiente al último muestreo

Fecha	Total capturados (ni)	Total liberados (ai)	N° del día correspondiente a la última captura (j)																	
12-5-75.....	106	100	1																	
14-5-75.....	110	103	15 2																	
19-5-75.....	105	100	2 7 3																	
21-5-75.....	76	74	5 5 12 4																	
26-5-75.....	100	96	1 0 2 3 5																	
28-5-75.....	72	69	0 0 2 2 18 6																	
30-5-75.....	28	27	0 0 0 0 5 11 7																	
2-6-75.....	26	25	0 0 0 1 3 5 8 8																	
4-6-75.....	19	17	0 0 0 0 1 1 1 5 9																	
6-6-75.....	14	—	0 0 0 0 0 0 2 2 4 10																	
Ri = (individuos subsecuentemente recapt.)			12	6	17	7														
				16	27	11	4													

TABLA B (Estación 2)

Fecha	Total capturados (ni)	Total liberados (ai)	N° del día correspondiente a la última captura (j)																	
12-5-75.....	34	30	1																	
14-5-75.....	31	28	3 2																	
19-5-75.....	34	31	3 1 3																	
21-5-75.....	31	31	1 3 3 4																	
26-5-75.....	22	20	0 1 1 8 5																	
28-5-75.....	12	11	0 0 0 1 3 6																	
30-5-75.....	13	—	0 0 0 0 0 2 7																	
Ri = (individuos subsecuentemente recapt.)			5	4	9	3	2													

1) Los datos de campo se agrupan de acuerdo a la fecha correspondiente a cada día y a la última fecha de capturas (j). Las columnas son luego sumadas, para obtener el número total de ejemplares subsecuentemente recapturados (Ri) (Tablas A y B).

2) Otro tipo de tabla es necesaria para expresar el número total de animales recapturados en el día i, llevando marcas del día j o antes; esto se realiza sumando cada línea horizontal de las tablas A y B, de izquierda a derecha, expresando de esta forma los totales acumulados. El número de animales marcados antes del día i que no son recapturados durante ese día,

TABLA C (Estación 1)
Cálculo del número total de animales marcados en un día dado (i)
llevando marcas del día j o anteriores

		Día i - 1										
		1										
		15	2									
		2	9	3								
		5	10	22	4							
Día i		1	1	3	6	5						
		0	0	2	4	22	6					
		0	0	0	0	5	16	7				
		0	0	0	1	4	9	17	8			
		0	0	0	0	1	2	3	8	9		
		0	0	0	0	0	0	2	4	8	10	
	Z (i - 1) + 1 =	8	11	5	5	10	11	5	4			
		Z2	Z3	Z4	Z5	Z6	Z7	Z8	Z9			

TABLA D (Estación 2)

		Día i - 1									
		1									
		3	2								
		3	4	3							
Día i		1	4	7	4						
		0	1	2	10	5					
		0	0	0	1	4	6				
		0	0	0	0	0	0	2	7		
	Z (i - 1) + 1 =	4	5	2	1	0					
	Z2	Z3	Z4	Z5	Z6						

pero si subsecuentemente (Z_i), es encontrado sumando todos los términos de cada columna, excepto el primero o superior, que representa el número de recapturas (r_i) del día ubicado a su derecha (Tablas C y D).

3) Una vez agrupados los datos en estos dos tipos de tabla, se procede a su computación, de acuerdo a los siguientes pasos:

a) Estimación del número total de animales marcados a riesgo en la población en un día determinado (i):

$$\hat{M}_i = \frac{a_i Z_i}{R_i} + r_i$$

b) Proporción de animales marcados en la población en el momento de captura del día i:

$$\alpha = \frac{r_i}{n_i}$$

c) Estimación de la población total para cada día.

$$\hat{P}_i = \frac{\hat{M}_i}{i}$$

d) Probabilidad de que un animal vivo en el momento en que es liberado en un día determinado (i), sobreviva hasta la próxima ocasión de captura (i + 1):

$$\hat{\Phi} = \frac{\hat{M}_{i+1}}{\hat{M}_i - r_i + a_i}$$

e) Efectos de muertes y emigración:

$$\hat{r}_i = \hat{P}_i + 1 - \hat{\Phi} (P_i - n_i + a_i)$$

f) Número de nuevos individuos incorporados a la población en el intervalo entre dos ocasiones consecutivas de muestreo, que sobrevivan al mismo:

$$B_i = \hat{P}_i + 1 - \hat{\Phi} (P_i - n_i + a_i)$$

g) Error Standard de P_i :

$$\sqrt{\text{Var}(P_i)} = \sqrt{P_i (P_i - n_i) \left[\frac{M_i - r_i + a_i}{M_i} \left(\frac{1}{R_i} - \frac{1}{a_i} \right) + \frac{1 - z_i}{r_i} \right]}$$

CAPTURAS, MARCADO Y RECAPTURAS

Las capturas se realizaron utilizando una red de mano de abertura triangular, siendo cada uno de sus lados, al igual que la profundidad de 30 cm. Se procuró en cada oportunidad mantener la misma duración (alrededor de una hora) y unidad de esfuerzo.

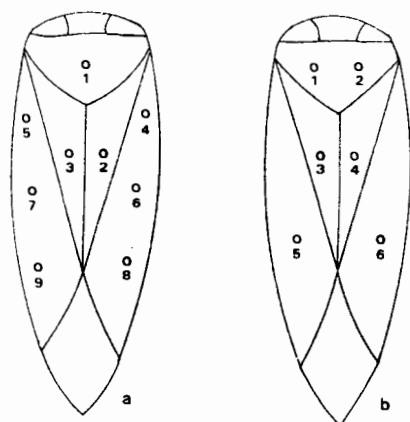


Fig. 1. — Distribución de marcas de acuerdo al número correspondiente a cada ocasión de captura en las estaciones a y b

TABLA E (Estación 1)
Parámetros poblacionales calculados

Día (i)	Proporción de recapturas	Nº de ind. marcados a riesgo	Población total	Tasa de superv.	Efecto de muertes y emigración	Número de ind. incorpor.	Error standard de Pi
1.....	—	0	—	0.837	0.163	—	—
2.....	0.0909	83.67	920.42	0.453	0.547	493.00	397.35
3.....	0.0857	77.75	907.23	0.496	0.504	-158.50	396.07
4.....	0.2895	83.67	289.00	0.175	0.825	345.02	131.44
5.....	0.0600	23.77	396.17	0.440	0.560	-8.52	182.57
6.....	0.3055	50.11	164.03	0.443	0.557	3.92	42.11
7.....	0.5714	43.00	75.25	0.646	0.354	5.35	18.33
8.....	0.6538	34.86	53.31	0.583	0.417	27.70	14.62
9.....	0.4211	25.00	59.37	—	—	—	28.22
10.....	0.5714	—	—	—	—	—	—

TABLA F (Estación 2)

Día (i)	Proporción de recapturas	Nº de ind. marcados a riesgo	Población Total	Tasa de superv.	Efecto de muertes y emigración	Número de ind. incorpor.	Error standard de Pi
1.....	—	0	—	0.911	0.088	—	—
2.....	0.097	31.00	320.33	0.750	0.250	125.37	252.53
3.....	0.117	42.75	363.37	0.199	0.801	-8.50	262.56
4.....	0.226	13.88	61.46	0.439	0.560	2.09	24.70
5.....	0.454	16.66	36.65	0.150	0.849	6.00	16.52
6.....	0.333	4.00	12.00	—	—	—	0.00
7.....	0.154	—	—	—	—	—	—

Una vez capturados, los individuos fueron transportados al laboratorio para su marcado, utilizándose para esto último pintura al aceite (Rust Oleoum Corporation), siendo las marcas distribuidas, mediante un alfiler de diámetro muy fino, en áreas definidas del pronoto, escudete y hemiélitros, según un esquema preestablecido para cada una de las ocasiones de captura y estaciones de muestreo (fig. 1 a, b).

Una vez marcado, cada ejemplar fue expuesto durante un minuto al ambiente del laboratorio para su secado y colocado en un recipiente con agua proveniente del lugar de captura, en el que los individuos eran retornados al hábitat en cada ocasión y distribuidos en el mismo al azar.

RESULTADOS

El análisis de las tablas E y F es sin duda la interpretación más clara de los resultados logrados, expresados en este caso por los parámetros poblacionales estimados para cada ocasión de captura y/o recaptura.

DISCUSION

Los parámetros calculados expresan algunos de los eventos con que puede caracterizarse uno de los períodos más críticos del ciclo anual de *S. alternata*. Las ocasiones de captura-recaptura se desarrollaron entre el 12 de Mayo y el 6 de Junio, cuando los adultos representan a la vieja generación, vale decir, aquella que en este estado ha transcurrido el invierno, sobreviviendo al mismo ("overwinter").

Si bien es cierto que los adultos de la primer generación pueden vivir para "ver" a los de la segunda (Hungerford, 1919), nada se sabe acerca de su longevidad. Las dos tablas finales (E y F) ponen de manifiesto una disminución significativa de la densidad poblacional. Esta tendencia coincide temporalmente con eventos importantes del ciclo anual de la nueva generación, representada entonces por los estados huevo y ninfa, este último desde el primer al tercer estadio.

Siendo la vieja generación la única presente en estado adulto durante el período en discusión, los parámetros calculados permiten inferir que estos, aun en pleno período de oviposición, se encuentran en vías de dilución, mecanismo este que gradualmente contribuye a estabilizar la densidad poblacional.

BIBLIOGRAFIA

- HUNGERFORD, H. B. 1919. The biology and ecology of aquatic and semiaquatic *Hemiptera*. *Kans. Univ. Sci. Bull.* 11: 1-341.
- JOLLY, G. M. 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. *Biometrika* 52: 225-247.
- PAJUNEN, V. I. and JANSSON, A. 1969. Dispersal of the rock pool corixids *Arctocorixa carinata* (Sahlb.) and *Callicorixa producta* (Reut.) (*Heteroptera, Corixidae*). *Ann. Zool. Fennici* 6: 391-427.
- SOUTHWOOD, T. R. E. 1966. *Ecological methods*. Chapman and Hall, London.

FAUNA DE AGUA DULCE DE LA REPUBLICA ARGENTINA

Esta obra colegiada ha contado con el apoyo del Comité Nacional Argentino adherido al Programa Biológico Internacional. Se encuentran actualmente en prensa 6 fascículos, cuya publicación tiene el auspicio del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas y que aparecerán en el primer trimestre del año 1976.

Volumen XIII (Gordiáceos, Entoproctos, Briozoos o Ectoproctos)

Fascículo 1: *Gordiacea*, por Delma Bellusci de Miralles

Volumen XV (Moluscos Gasterópodos)

Fascículo 1: *Ampullariidae*, por Zulma A. de Castellanos y Delicia Fernández.

Fascículo 2: *Hydrobiidae*, por Z. Ageitos de Castellanos y María Celia Gaillard

Volumen XXXV (Insectos Hemípteros)

Fascículo 1: *Belostomatidae*, por Juan Alberto Schnack

Volumen XLII (Reptiles)

Fascículo 1: *Testudinata* o *Chelonia*, por Marcos Friberg

Fascículo 2: *Loricata* o *Crocodylia*, por Marcos Freiberg

Se han terminado los siguientes fascículos, que entrarán en prensa para comienzos del año venidero.

Volumen XVII: *Hirudinea*, por Raúl A. Ringuelet

Volumen XLIII (Aves), Fascículo 1: *Anseriformes*, por Jorge Navas

Volumen XV (Moluscos Gasterópodos), Fascículo 3: *Chilinidae*, por Z. Ageitos de Castellanos y María Celia Gaillard

Volumen XLIV: *Mammalia*, por Elio Massoia

CLAVE PARA LAS FAMILIAS Y GENEROS DE
SANGUIJUELAS (HIRUDINEA)
DE AGUAS DULCES Y TERRESTRES DE
MESOAMERICA Y SUDAMERICA

POR RAUL A. RINGUELET *

SUMMARY

Key to freshwater and terrestrial families and genera of Leeches (Hirudinea) from Mesoamerica and South America.

This key includes several taxa described very recently by the author (as new subfamilies of *Macrobdeleidae*), and two new genera: *Caribeobdella* for *Poecilobdella blanchardi* (Moore, 1911), an uncertain Hirudinid, and *Tribothrynobdella andicola* n. gen., n. sp., Glossiphoniid from Perú with 3 genital orifices. An initial list includes all the known species from Meso and South America, with 13 families, 5 subfamilies, 33 genera and 124 species.

Las obras concernientes a la Hirudofauna de países o regiones naturales de la Región Neotropical carecen de claves o llaves de identificación. Creo que únicamente a partir de 1944 se encontrarán en diversos trabajos del autor. Una de ellas era vigente para los Hirudíneos de Argentina, Brasil, Chile, Paraguay Uruguay (Ringuelet, 1944) pero ahora ha quedado totalmente atrasada. Una clave para las sanguijuelas argentinas hasta nivel específico (Ringuelet, 1968) tiene por desgracia un grueso *lapsus typographicus* en la página 376 y por ende es impracticable para las especies de *Helobdella*. Además, no está actualizada. Las excelentes claves de Árpád Soós (1965-1969) han sido publicadas antes de la enmienda o creación de cuatro familias del área que nos ocupa, y a nivel genérico requeriría algún ajuste, como la eliminación de *Podocleipsis* Dequal, 1917, de *Oculobdella* Autrum, 1936, la incorporación de algunos nuevos géneros, así como de varias subfamilias recién descriptas (Ringuelet, 1976).

En este momento, pasado el "trastorno" provocado por los cambios introducidos por el Dr. Laurence R. Richardson y por mí mismo en la macrosistemática de los Hirudíneos, es oportuno suministrar una clave al día. Adrede, la he referido a órdenes, familias, subfamilias y géneros, dejando las superfamilias a un lado. Ello se debe a que, bueno es decirlo, no tenemos idea muy clara sobre la ubicación suprafamiliar de *Cylicobdeleidae*, *Mesobdeleidae* y *Diestecostomatidae*, es decir que las superfamilias aceptadas o propuestas no alcanzan a englobar todo el elenco familiar de la Neotrópica (*Americobdelloidea*, *Erpobdelloidea*, *Cyclobdelloidea* y *Hirudinoidea*).

* Contribución Científica Nº 74 del Instituto de Limnología (I.L.P.L.A.).

NOMINA DE LAS ENTIDADES INCLUIDAS EN LA CLAVE Y LISTA DE LAS ESPECIES
DE MESOAMERICA Y SUDAMERICA

Orden *Glossiphoniiformes* Caballero, 1952.

An. Inst. Biol. Méx. 23 (1-2) : 208.

Familia *Glossiphoniidae* Vaillant, 1890.

Hirudinéas in *Suites a Buffon, Annél.*, 3 :

Gén. *Batracobdella* Viguier, 1879.

C. R. Acad. Sci. Paris 89 : 110-112.

B. dubia Ringuelet, 1958. Argentina. Chile.

B. gemmata (Blanchard, 1900). Argentina. Chile. Uruguay.

B. magnidiscus (Moore, 1938). Guatemala. México.

B. xenica Ringuelet, 1975. Colombia.

Gén. *Desmobdella* Oka, 1930.

Proc. Imp. Akad. Tokyo 6 : 239.

D. paranensis Oka, 1930. Brasil.

Gén. *Glossiphonia* Johnson, 1816.

A Treatise of medicinal Leech, London : 25.

G. mesembrina Ringuelet, 1949. Argentina.

Gén. *Haementeria* de Filippi, 1849.

Mem. Real Acad. Sci. Torino 2 (10) : 401.

H. ghiliani de Filippi, 1849. Brasil. Guayana francesa.

H. depressa (Emile Blanchard, 1849). Argentina. Brasil. Chile.
Paraguay. Uruguay.

H. officinalis de Filippi, 1849. México. Venezuela. U. S. A. (New
Orleans).

H. paraguayensis (Weber, 1915). Argentina. Brasil. Paraguay.

H. tuberculifera (Grube, 1871). Argentina. Colombia. Suriname.
Venezuela.

H. dissimilis Cordero, 1937 *Spec. inquir.* Paraguay.

H. laevis (Weber, 1915) *Spec. inquir.* Brasil.

H. lutzii Pinto, 1920. Brasil.

Gén. *Helobdella* Blanchard, 1896.

Boll. Mus. Torino 11 (263) : 4.

H. adlastola Ringuelet, 1972. Argentina. Brasil. México. Paraguay.
Uruguay.

H. ampullariae Ringuelet, 1945. Argentina.

H. brasiliensis (Weber, 1915). Argentina. Brasil. Uruguay.

H. chilensis Blanchard, 1900. Argentina. Brasil. Chile.

H. conchata (Caballero, 1941). México.

H. cordobensis (Ringuelet, 1943). Argentina.

H. diploides Ringuelet, 1948. Paraguay.

H. duplicata (Moore, 1911). Argentina. Bolivia.. Chile. Uruguay.

H. elongata (Castle, 1900). Cuba. U. S. A.

H. festai (Dequal, 1917). Ecuador. Perú.

H. hyalina Ringuelet, 1942. Argentina. Perú.

- H. longicollis* Weber, 1915. Argentina. Paraguay.
H. luteopunctata Weber, 1915. Chile.
H. michaelsoni Blanchard, 1900. Argentina. Brasil. Chile. Paraguay.
Perú. Uruguay.
H. moorei Caballero, 1933. México.
H. obscura Ringuelet, 1942. Argentina. Perú.
H. paraguayensis Weber, 1915. Paraguay.
H. peruviana Weber, 1917. Perú.
H. punctatolineata Moore, 1939. Puerto Rico.
H. scutifera Blanchard, 1900. Argentina. Chile.
H. similis Ringuelet, 1942. Argentina. Chile.
H. simplex (Moore, 1911). Argentina. Chile. Perú. Uruguay.
H. socimulcensis (Caballero, 1931). México.
H. sp. nov.? Ringuelet, 1953. Bolivia.
H. stagnalis (L., 1758). Argentina. Brasil. Colombia. Chile.
Ecuador. Paraguay. Perú. Regiones Neártica y
Paleártica.
H. striata (Ringuelet, 1942) nov. comb. Argentina.
H. triserialis (Emile Blanchard, 1849). Argentina. Brasil. Colombia.
Costa Rica. Chile. Guayana francesa. Ecuador. Gua-
temala. México. Paraguay. Perú. Uruguay. U. S. A.
H. titicacensis Ringuelet, 1959. Perú.
H. anoculis (Weber, 1915) *Spec. inquir.* Paraguay.
H. budgei (Grube, 1871) *Spec. inquir.* Brasil.
H. columbiensis Weber, 1913 *Spec. inquir.* Colombia.
A. fuhrmanni Weber, 1913 *Spec. inquir.* Colombia.
H. hemispherica Weber, 1913 *Spec. inquir.* Colombia.
H. huaroni Weber, 1917 *Spec. inquir.* Perú.
H. nigropunctata (Dequal, 1917) *Spec. inquir.* Costa Rica.
H. villarsi Weber, 1917 *Spec. inquir.* Perú.
- Gén. *Oligobdella* Moore, 1918.
in Ward & Whipple, *Fresh Water Biology*, cap. 20 : 654.
O. brasiliensis Cordero, 1937. Brasil.
O. columbiensis Ringuelet, 1972. Colombia.
- Gén. *Placobdella* Blanchard, 1893.
Bull. Soc. zool. France 18 : 93-94.
P. bistrata (Pinto, 1920). Brasil.
P. maculata Weber, 1915. Brasil.
P. molesta Cordero, 1934. Uruguay.
P. moorei (Autrum, 1936). México.
P. ornata (Verrill, 1872). México. U. S. A. Canada.
P. striata Oka, 1932. Brasil.
- Gén. *Theromyzon* Philippi, 1867.
Arch. f. Naturg., 33 : 76.
T. propinquum Ringuelet, 1947. Argentina. Chile. Perú.
T. tessulatum (O. F. Müller, 1774). Argentina. Chile. Perú.
- Gén. *Tribothryobdella* nov. gen.

Especie tipo: *Tribothrynobdella andicola* n. sp.

Glossiphoniidae con facies externa de *Helobdella*. Cuerpo tímido, edematoso. 2 ojos en IV y poro bucal en la concavidad de la cpula la cual está formada por los segmentos I a IV. Somito completo 3-anillado. Gonoporo masculino en XII a1/a2, seguido por 2 aberturas, una pequeña y circular en XII a2/a3 y otra ovalada y amplia en XII/XIII, ambos orificios abriéndose en una espaciosa bursa femenina. Glándulas salivales difusas; intestino medio o buche con 6 pares de ciegos laterales sencillos, los post-ciegos en XIX con recorrido descendente. Seis pares de testículos: ductos masculinos pares con extensa vuelta preatrial. Ovarios tubulares, los que desembocan por sendos oviductos en una amplia bursa femenina, la que posee 2 orificios ventrales, el orificio circular en XII a2/a3 y la abertura posterior en XII/XIII.

Holotypus: procedente de Mayabamba, cerca de Andahuaylas, col. Dr. Fortunato Blancas S. *Paratypii*: 1 ej. de lago Naticocha y 3 ejs. de San José, cerca de Minas Huarón, igual colector.

Familia *Ozobranchidae* (Pinto, 1921) *emend.* Richardson, 1969.

Brazil Medico 35 (12) : 169.

Richardson 1969, *Proc. Linnean Soc. New South Wales* 94 pt. 1 : 63.

Gn. *Colombobdella* Mae Garzón, 1973.

Trabajos V Congr. Lat.-Amer. Zool., Montevideo, 1 : 137.

C. ringueleti Mae Garzón, 1973. Colombia.

Gn. *Ozobranchus* de Quatrefages, 1852.

Ann. Sci. Nat., Zool., (3) 18 : 325.

O. margoi (Apthy, 1890). Argentina. Uruguay. Italia. Japón. Australia.

Familia *Piscicolidae* Johnston, 1865.

Gn. *Illinobdella* Meyer, 1940.

Trans. Amer. Microsc. Soc., 59 : 366-367.

I. patzeuarensis Caballero, 1940. México.

I. platensis (Cordero, 1933). Argentina. Uruguay. México ?

Orden *Hirudiniiformes* Caballero, 1952.

An. Inst. Biol. México 23 (1-2) : 208.

Superfamilia *Americobdelloidea* Ringuelet, 1971.

Resumen de comunicaciones V Cong. Lat.-Amer. Zool., Montevideo 36.

Familia *Americobdellidae* Caballero, 1956.

An. Inst. Biol., México 27 : 284.

Gn. *Americobdella* Caballero, 1956.

An. Inst. Biol., México 27 : 284.

A. valdiviana (Philippi, 1872). Chile.

Superfamilia *Hirudinoidea* Ringuelet, 1953.

Not. Mus. ciudad E. Perón 16, *Zool.* (139) : 192.

Familia *Hirudinidae* (?) (Whitman, 1886) *emend.* Richardson, 1969.

Hirudidae Whitman, *Quart. Rev. Micr. Sci.*, n. s., 26.

Richardson 1969, *Acta Zool. Acad. Scient. Hungaricae* 15 (1-2) : 140-141.

Gn. *Caribeodella* nov. gen.

Especie tipo: *Hirudinaria blanchardi* Moore, 1901. Puerto Rico. *Hirudinidae* (?) con 15 somitos completos, IX a XXIII. Gonoporos separados por 5 anillos, en XI y XII. Sensilas colocadas en papilas prominentes, ovaladas y oblicuas. Mandíbulas monosticodontas, con numerosos y diminutos denticulos en número de 160 a 180 y con papilas. Faringe macrobdelloide, con 6 pliegues musculares, 3 de ellos terminan en sendas mandíbulas, y los otros 3, dorsolaterales y ventromediano finalizan independientemente entre las bases de las mandíbulas. Bucho con 10 pares de ciegos, de X a XIX; un gran par de postciegos en XIX. 11 pares de testículos. Estructuras genitales medianas mioméricas, micromórficas y mesomórficas. Genitales masculinos pares con una flexión en XI; los epidídimos en el limbo inicial recurrente, los bulbos eyaculatorios y los ductos eyaculatorios muy cortos en el limbo terminal procurrente. Saco peniano piriforme, muscular, plegado. El oviducto común, independiente de la vagina, desemboca separadamente en la bursa femenina, en la cual desemboca por separado la vagina. Vagina muscular y mesomórfica, como un gran ciego grueso, mal diferenciada en saco y ducto vaginal. Sanguijuelas acuáticas y hematófagas.

En realidad, *Poecilobdella* Blanchard, 1893 engloba una serie heterogénea de especies, en su mayor parte asiáticas. De acuerdo a la conformación faríngea, del bucho o intestino medio y a los órganos impares femeninos, se reconocen por lo menos 3 grupos, de los cuales uno está constituido solamente por *Caribeobdella blanchardi* (Moore, 1901), siendo los otros 2 grupos indomalayos u orientales. La faringe de *C. blanchardi* es "macrobdelloide" y por ello es dudosa su ubicación en *Hirudinidae sensu* Richardson, 1969.

Familia *Macrobdellidae* Richardson, 1969.

Acta Zool. Acad. Scient. Hungaricae 15 (1-2): 142.

Subfamilia *Macrobdellinae* Ringuelet, 1976.

Neotropica 21 (66):

Gén. *Macrobdella* Verril, 1872.

Amer. Jour. Arts and Sci., 3: 137-138.

M. decora (Say, 1824). México. U. S. A.

Subfamilia *Oxyptyehinae* Ringuelet, 1976.

Neotropica 21 (66):

Gén. *Oxyptychus* Grube, 1851.

Die Familien der Anneliden, Berlin: 110, 148.

O. antellarum (Moore, 1901). Panamá. Puerto Rico.

O. brasiliensis (Pinto, 1920). Argentina. Brasil.

O. festai (Dequal, 1916). Ecuador.

O. inexpectatus Ringuelet, 1945. Argentina. Uruguay.

O. ornatus (Weyenbergh, 1883). Argentina. Uruguay.

O. strenuus Ringuelet, 1948. Argentina. Paraguay.

O. striatus Grube, 1851. Argentina. Venezuela. Uruguay.

Subfamilia *Limnobbellinae* Ringuelet, 1976.

Neotropica 21 (66):

Gén. *Limnobbella* Blanchard, 1893.

Boll. Mus. Torino 8 (145): 28-29.

L. chiapasensis (Caballero, 1958). México.

L. mexicana Blanchard, 1893. México.

L. olivacea (Caballero, 1933). México.

- L. profundisulcata* (Caballero, 1933). México.
L. tehuacanea Caballero, 1932. México.
- Gén. *Pintobdella* Caballero, 1937.
An. Inst. Biol., México, 8 : 182-183.
P. cajali (Caballero, 1934). México.
- Familia *Haemopidae* Richardson, 1969.
Acta Zool. Acad. Scient. Hungaricae 15 (1-2) : 142.
- Subfamilia *Haemopinae* Richardson, 1971.
Canadian Jour. Zool., 49 : 1097.
- Gén. *Percymoorensis* Richardson, 1969.
Acta Zool. Acad. Scient. Hungaricae 15 (1-2) : 120-121.
P. caballeroi Richardson, 1971. México.
- Subfamilia *Mollibdellinae* Richardson, 1971.
Canadian Jour. Zool., 49 : 1097.
- Gén. *Mollibdella* Richardson, 1969.
Acta Zool. Acad. Scient. Hungaricae 15 (1-2) : 123-124.
- Familia *Semiscolecidae* Scriban & Autrum, 1934 *emend* Ringuelet, 1972.
in Kükenthal-Krumbach, *Handbuch der Zoologie* 2, 2 Hälfte : 340.
Ringuelet, *Physis* 31 (82) : 195.
- Gén. *Patagoniobdella* Ringuelet, 1972.
Physis 31 (82) : 197.
P. ademonia Ringuelet, en prensa. Argentina.
P. fraterna Ringuelet, en prensa. Argentina.
P. variabilis (Blanchard, 1900). Argentina. Chile. Paraguay.
- Gén. *Semiscolex* Kinberg, 1867.
Ofv. Kongl. Vetensk. Akad. Förhand., 23 (9) : 357.
S. intermedius Ringuelet, 1942. Argentina. Uruguay.
S. juvenilis Kinberg, 1867. Argentina. Uruguay.
S. notatus Cordero, 1937. Brasil.
S. similis (Weyenbergh, 1879). Argentina. Brasil. Paraguay.
Uruguay.
S. zonatus Oka, 1931. Brasil.
- Familia *Mesobdellidae* Soós, 1970.
Opusc. Zool., Budapest 10 (2) : 315.
M. Ringuelet, 1972, *Physis* 31 (82) : 199.
- Gén. *Mesobdella* Blanchard, 1893.
Bull. Soc. zool. France 18 : 29.
M. gemmata (Emile Blanchard, 1849). Chile.
M. notohilica Ringuelet, 1953. Argentina.
- Gén. *Nesophilaemon* Nybelin, 1943.
Zool. Anz., 142 : 249-250.
N. skottsbergi (Johannson, 1924). Chile.
- Superfamilia (?).
- Familia *Diestecostomatidae* Ringuelet, 1953.
Not. Mus. ciudad E. Perón 16 *Zool.* (139) : 192.
- Gén. *Diestecostoma* Vaillant, 1890.
Hirudiniens ou Bdelles in Hist. Nat. Annelés marins et d'au douce,
Paris, 3 (2) : 515-516.

- D. magnum* Moore, 1945. México.
D. mexicanum (Baird, 1869). México.
D. octoannulatum Moore, 1946. Guatemala.
D. trujillensis Ringuelet en prensa. Perú.
- Superfamilia *Erpobdelloidea* Ringuelet, 1953.
Not. Museo ciudad E. Perón 16 *Zool.* (139) : 192.
- Familia *Erpobdellidae* (Blanchard, 1894) Moore, 1924.
Herpobdellidae Blanchard, 1894, *Boll. Mus. Torino* 9 (192) : 51.
Erpobdellidae Moore, 1924, *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia* 76 : 363.
- Gén. *Dina* Blanchard, 1892.
Atti Soc. ligust. Sci. Nat. Geogr., 3 (4) : 432.
Dina (*Dina*).
D. (D.) lineata (O. F. Müller, 1774). México. Región Paleártica. Caballero considera (1937) que la cita de Oka (1932) para México se refiere a *Erpobdella punctata* (Leidy).
- Gén. *Erpobdella* de Blainville, 1816.
in Lamarck, *Hist. Nat. animaux sans vertèbres*, Paris, 5 : 296.
E. ochoterenai (Caballero, 1932). México.
E. octoculata (O. F. Müller, 1774). México. USA. Región Paleártica. Caballero alega (1937) que la mención de Oka (1932) concierne en realidad a *E. punctata* (Leidy).
E. punctata (Leidy, 1870). México. USA.
E. triannulata Moore, 1908. Guatemala. México.
- Familia *Erpobdellidae* (?).
Gén. *Semiscolecides* Angener, 1930.
Zool. Anz., 90 : 311.
S. hondurensis Angener, 1930. Honduras.
- Familia *Cylicobdellidae* Ringuelet, 1972.
Physis 31 (83) : 339-341.
- Gén. *Blanchardiella* Weber, 1913.
Mem. Soc. neuchateloise Sci. Nat., 5 : 738-739.
B. biolleyi (Dequal, 1916). Costa Rica. Ecuador.
B. bogotaensis Weber, 1913. Colombia.
B. cameliae Weber, 1913. Colombia.
B. decemoculata Dequal, 1917. Costa Rica.
B. equadoriensis Dequal, 1916. Ecuador.
B. festai Dequal, 1916. Ecuador.
B. fuhrmanni Weber, 1913. Colombia.
B. octoculata Weber, 1913. Colombia.
B. peruana (Ringuelet, 1961). Perú.
B. tamboensis Weber, 1913. Colombia.
- Gén. *Cylicobdella* Grube, 1871.
Arch. Naturg., 37 : 101.
C. aurantiaca (Dequal, 1917) *Spec. inquir.* Paraguay.
C. coccinea Kennel, 1886. Colombia. Ecuador. Guayana francesa. Perú. Trinidad. Venezuela.
C. intermedia (Nonato, 1946). Brasil. Argentina. Uruguay.

C. costaricae (Plotnikov, 1905) *Spec. inquir.* Costa Rica.
C. joseensis (Grube & Oersted, 1859). Brasil. Colombia. Ecuador.
 Panamá. Venezuela.

Gén. *Ilypsobdella* Weber, 1915.
Monographie des Hirudineés Sud-Américaines, Neuchatel : 113-114.
H. columbiensis (Weber, 1913). Colombia.

Gén. *Lumbricobdella* Kennel, 1886.
Zool. Jahrb., Syst., 2 : 62.

L. chamensis Dequal, 1917. Venezuela.

L. schaefferi Kennel, 1886. Trinidad.

Superfamilia *Cyclobdelloidea* Ringuelet, 1971.

Resumen de comunicaciones V Congr. Lat.-Amer. Zool., Montevideo : 37.

Familia *Cyclobdellidae* Ringuelet, 1972.

Physis 31 (82) : 197.

Gén. *Cyclobdella* Weyenbergh, 1879.

Periódico Zoológico 3 : 122.

C. glabra Weyenbergh, 1879, Argentina. Paraguay.

Gén. *Orechibdella* Ringuelet, 1945.

Rev. Mus. La Plata (N. S.) 4 *Zool.* (26) : 122.

O. pampeana Ringuelet, 1945. Argentina.

O. peruriensis Ringuelet en prensa. Perú.

1. La boca es un diminuto orificio o poro situado en la concavidad o en el labio anterior de la cápula (= ventosa anterior) la cual tiene su fondo imperforado. Faringe extensible y protractil, a modo de trompa, en reposo alojada en la vaina o saco perifaríngeo. En general tienen forma foliácea o piriforme, y el cuerpo más o menos deprimido. Un par, hasta cuatro pares de ojos colocados en dos filas próximas y paralelas Orden *Glossiphoniiformes*, Caballero 1952 2
- 1a. La boca es grande y ocupa el fondo posterior de la cápula. Sanguijuelas angostas y alargadas. Faringe fija, sin proboscis. Sangre roja. Generalmente existen ojos, de a pares y más bien alejados entre sí, o bien 4 ó 5 pares dispuestos en un arco regular y de concavidad caudal en la región cefálica Orden *Hirudiniiformes* Caballero 1952 14
2. Cuerpo más o menos achatado en sentido dorso ventral, es decir deprimido, o bien subcilíndrico, pero nunca dividido claramente en regiones de diámetro diferente y sin clitelo. Cápula bien unida al cuerpo, no destacada. Estómago o buche, salvo pocas excepciones, con ciegos laterales bien desarrollados; el último par o postciegos no se presenta anastomosado entre sí. Intestino con cuatro pares de ciegos laterales. Ovisacos e hijuelos llevados en la faz ventral del adulto. Especies de vida libre, a veces ectoparásitos temporarios y por excepción permanentes Fam. *Glossiphoniidae* Vaillant 1890 6
- 2a. Cuerpo cilíndrico o subcilíndrico, dividido en regiones de diámetro diferente, con clitelo. Cápula, por lo general, bien destacada del cuerpo, cupuliforme, con la boca central. Pueden existir vesículas pulsátiles o branquias marginales y en este último caso la boca es excéntrica. Ectoparásitos permanentes, comúnmente de vertebrados poiquilótermos (peces y tortugas) y de invertebrados diversos 3
3. Un par de branquias marginales en cada somito branquífero del abdomen, comenzando en el segmento que sigue al que lleva el orificio genital único, que no sobrepasan de 21 pares. Boca excéntrica. Los postciegos están separados entre sí. Somito de dos anillos. Parásitos de Quelonios, a veces de Crocodilios, y excepcionalmente en pelícanos y delfines Fam. *Ozobranchidae* Pinto 1921 emend. Richardson 1969 4
- 3a. Sin branquias marginales, o si las hay son tres pares por somito branquífero, en total 31 a 33 pares. Por lo común boca central. Los postciegos se presentan más o menos anastomosados. Salvo un género exótico, el somito es 3 a 14-anillado. Parásitos de peces Condrictios y Osteíctios, de Pelecípodos, Cefalópodos, Crustáceos (*Anphipoda*, *Decapoda*) y Picnogónidos .. Fam. *Piscicolidae* Johnston 1816 ... 5

4. Branquias terminadas en muchos filamentos
Ozobranchus Quatrefages 1852 (una especie de la tortuga boba,
Caretta caretta, especie de penetración en el Río de La Plata)
- 4a. Branquias de ápice romo, digitiformes
Colombobdella Mañé-Garzon 1973 (?= *Bogabdella* Richardson 1969)
5. Vesículas pulsátiles marginales. Somito completo de siete anillos
Cystobranchus Diesing 1859
- 5a. No existen vesículas pulsátiles marginales. Somito completo de 12 ó 14 anillos
Illinobdella Meyer 1940
6. En la línea mediano ventral se encuentran 3 orificios en la región genital, en
surcos sucesivos: gonoporo masculino, gonoporo femenino y un tercer orificio más
amplio, los dos últimos desembocan en una amplia bursa femenina en donde termi-
nan los oviductos *Tribothrynobdella* Ringuélet
- 6a. En la línea medio ventral de la región genital se encuentran dos orificios sexuales,
masculino y femenino, por excepción un orificio único 7
7. Somito completo formado por dos anillos (Uno o dos pares de ojos. Gonoporos
separados por un anillo) *Oligobdella* Moore 1918
- 7a. Somito completo formado por tres o más anillos 8
8. Cuatro pares de ojos. Orificios sexuales separados por tres o cuatro anillos. Conspicua
ornamentación de manchas dorsales color naranja, repetidas cada tres anillos
..... *Theromyzon* Philippi 1867
- 8a. Menos de cuatro pares de ojos. Orificios sexuales separados por uno o dos anillos 9
9. Los somitos completos centrales parecen constituidos por seis anillos iguales en el
dorso, y por cinco anillos en la faz ventral de los cuales el neural ó a_2 es indiviso
o está subdividido. Los anillos a_1 , a_2 y a_3 tienen subdivisión dorsal por un surco
secundario transversal o bien están claramente separados en seis unidades. En la
faz ventral solo están subdivididos o definitivamente separados los anillos anterior
 a_1 y posterior a_3 , pero el anillo neural a_2 más grueso resta indiviso o está, solo
subdividido 10
- 9a. Los somitos completos centrales están constituidos por tres anillos primarios, a_1 ,
 a_2 y a_3 , por lo común simples e indivisos; en algunas especies existe uno o aún
dos surcos transversos claramente mucho más débiles que los surcos primarios 11
10. Ejemplares de dorso verrucoso. El anillo medio o neural a_2 es indiviso en la faz
ventral. Gonoporos separados por dos anillos. (Buche con siete pares de ciegos
gástricos) *Haementeria* de Filippi, 1849
- 10a. Ejemplares de superficie lisa, sin verrugas. El anillo neural se presenta subdivi-
dido en la faz ventral. Gonoporos separados por un anillo (Buche con seis pares
de ciegos gástricos) *Desmobdella* Oka, 1930
11. Boca en el ápice de la cúpula, la cual está formada por los somitos I a V y casi
siempre con más anillos que en la opción opuesta *Placobdella* Blanchard 1893
- 11a. Boca o poro bucal en la concavidad de la cúpula, más o menos central, o despla-
zada a la base del labio anterior, al nivel de II/III, pero nunca en el ápice de la
cúpula, la cual está formada por los somitos I a IV 12
12. Tres pares de ojos *Glossiphonia* Johnson 1816
- 12a. Uno o dos pares de ojos (en especies de Meso y Sudamérica) 13
13. Uno o dos pares de ojos. Buche o intestino medio con siete cámaras, todas o solo
la última con un par de ciegos laterales *Batracobdella* Viguier 1879
- 13a. Un par de ojos. Buche con seis cámaras, todas o solo la última con ciegos laterales,
en alguna especie sin ciegos definidos *Helobdella* Blanchard, 1896
14. Somito completo compuesto por tres o cuatro anillos. Aspecto exterior haema-
dipsoide, con tegumento teselado y cinco pares de ojos en un arco regular, sobre
somitos contiguos de la región cefálica. Hirudíneos terrestres
Mesobdellidae Soós, 1970 15
- 14a. Somito completo de cinco o más anillos 16
15. Somito completo formado por tres anillos. Tres mandíbulas dentadas. Bosques hú-
dos de la cordillera andina austral en Chile y Argentina
Mesobdella Blanchard, 1893
- 15a. Somito formado por cuatro anillos. Dos mandíbulas dentadas. Archipiélago de
Juan Fernández (Chile) *Nesophilaemon* Nybelin, 1943
16. Los ojos no forman un arco regular de concavidad posterior en los somitos con-
tiguos de la región cefálica, o bien no existen 17
- 16a. Existen cuatro a cinco pares de ojos, a veces seis pares, los que forman un arco
regular de concavidad posterior sobre los somitos contiguos de la región cefálica 23
17. La cúpula está formada por los somitos I a IV y este último forma su labio pos-
terior. El ano se encuentra en el somito XXVII, de modo que no está seguido
por varios anillos. Por lo común cuatro pares de ojos, a saber, dos pares labiales
y dos pares bucales sobre el anillo bucal 18

- 17a. La cúpula está formada por los somitos I a V y los dos anillos de este último forman su labio posterior. Ano seguido por varios anillos. Faringe "eutilematosa", los pliegues musculares, en mayor número, continúan en su posición inicial hasta el final de la faringe. Formas terrestres, de color rojizo o anaranjado, anoftalmas y aspecto de lombriz de tierra, o bien de colores oscuros y con varios pares de ojos *Cylicobdellidae* Ringuélet 1972 20
18. En el extremo cefálico de la faringe hay tres pseudognatas Familia (?) *Semiscolecides* Augener, 1930
- 18a. No existen pseudognatas. Faringe "estrepislematosa", con tres pliegues musculares que giran 180° de modo que invierten su posición *Erpobdellidae* Moore, 1924 19
19. Somito completo de cinco anillos, el último (b₅) no está ensanchado ni subdividido *Erpobdella* de Blainville 1818
- 19a. Somito completo de cinco anillos, pero el último (b₅) es más ancho y se presenta subdividido por un surco secundario transversal *Dina* Blanchard, 1892
20. Sanguijuelas anoftalmas con aspecto de lombriz de tierra y color uniforme, anaranjado o rojizo, más o menos coccíneo 21
- 20a. Tres o más pares de ojos. Color gris oscuro. Sanguijuelas que no tienen aspecto de lombriz de tierra 22
21. Sanguijuelas que poseen de 180 a 262 anillos. Somito completo de doce o más anillos. No existe ventosa posterior o bien está muy reducida *Lumbricobdella* Kennel, 1886
- 21a. Sanguijuela de 100 a 106 anillos. Somito completo de cinco anillos. Existe una ventosa posterior bien conformada *Cylicobdella* Grube, 1871
22. Tres, cuatro o cinco pares de ojos *Blanchardiella* Weber, 1913
- 22a. Más de cinco pares de ojos (dos pares en los anillos tres y cuatro, un par en el anillo siete y uno adicional izquierdo, un par en el anillo diez, o sea trece ojos) *Hypsobdella* Weber, 1913
23. Somito completo de 8, 10 ó 12 anillos. Gonoporos separados por 16 a 30 anillos. Hirudíneos terrestres, criptozoicos o del edafon *Diestecostomatidae* Ringuélet, 1953
Diestecostoma Vaillant, 1890
- 23a. Somito completo de cinco anillos. Gonoporos separados por menos de diez anillos 24
24. Sanguijuelas terrestres de ambientes húmedos, de gran tamaño que pueden sobrepasar los 200 mm. Sin mandíbulas. Testículos lobulados (segundo a octavo par). Los espermiductos desembocan en un atrio hemisférico y muscular que desemboca en el gonoporo masculino. No existe vagina, los ovarios tubulares por sendos oviductos desembocan sin órgano mediano en el gonoporo femenino. Un ducto colateral se desprende de la parte final de los oviductos y ascienden hasta una bursa hemisférica femenina adherida a la parte anterior del atrio y que desemboca al exterior con el gonoporo masculino *Americobdellidae* Caballero, 1952
- 24a. Sanguijuelas acuáticas, anfibióticas o terrestres, con o sin mandíbulas. Con otra estructura genital (no existe bursa femenina adosada al atrio; los testículos no son lobulados) 25
25. Cinco pares de ojos sobre los anillos 2, 3, 4, 6 y 9. Con tres mandíbulas por lo común. Ano sobre el último anillo. Buche con ciegos, a lo menos un par de postciegos 26
- 25a. Cinco pares de ojos sobre los anillos 2, 3, 4, 5 y 7 ó 2, 3, 4, 6 y 8. No existe mandíbulas. El ano está seguido por dos o tres anillos. Buche sin ciegos 32
26. Sensilas dorsales sobre papilas prominentes, oblicuas y ovaladas. Mandíbulas con 160-180 denticulos y papilas salivales. Faringe macrobdelloide. Buche con diez pares de ciegos de X a XIX. El oviducto común desemboca directamente en la bursa femenina sin contacto con la vagina, la cual termina en esa bursa por separado *Hirudinidae* (?)
Caribeobdella nov. gen.
- 26a. Sensilas redondeadas; si están sobre papilas éstas no son oblicuas ni ovaladas. Mandíbulas con menos de cien denticulos. El oviducto desemboca siempre en la vagina 27
27. Testículos múltiples en cada somito. Mandíbulas monosticodontas, con papilas salivales. Uno o dos pares de ciegos laterales en el buche. Estructuras genitales medianas mioméricas, micro o mesomórficas. Los espermiductos pares son de tipo Macrobdelloide. Vagina sin ciego, existe un ducto vaginal *Macrobdellidae* Richardson, 1969
Limnabdellinae Ringuélet, 1976 28
- 27a. Un solo par de testículos en cada somito. Mandíbulas monosticodontas o disticodontas, sin papilas salivales. Los genitales impares hemimioméricos, o bimioméricos, micromórficos, mesomórficos o macromórficos 29

28. Somitos completos 16. Segmento XXV 4-anillado. Buche con dos pares de ciegos laterales simples e iguales *Limnobia* Blanchard, 1893 (= *Potamobdella* Caballero 1934)
- 28a. Somitos completos 15. Segmento XXV 3-anillado *Pintobdella* Caballero 1937 emend. Richardson 1969
29. Varios (de 4 a 24) pares de glándulas copulatorias detrás de los gonoporos, concentrados en XIV. Gonoporos por delante del área glandular separados por cinco anillos. Monosticodontos. Buche con dos pares de ciegos de X a XIX. Sin papilas salivales. Estructuras medianas o impares, hemimioméricas, mesomórficas. No hay vaina o saco peniano, pues los espermiductos se unen en un atrio virtual tapado por glándulas prostáticas. Saco y ducto vaginal diferenciados *Macrobdelellidae* Richardson, 1969
Macrobdelellinae Ringuélet, 1976
Macrobdelella Verrill, 1872
- 29a. No existe área glandular por detrás de los gonoporos ni poros accesorios 30
30. Gonoporos separados por $\frac{1}{2} + \frac{1}{2}$ hasta 4 anillos, masculino en XI/XII o en XII. Monosticodontos, sin papilas salivales. Faringe macrobdelloide. Dos pares de ciegos por segmento en el buche. Estructuras genitales medianas hemimioméricas, pues faltan los órganos masculinos medianos. Los ductos eyaculatorios se unen sin bulbos en un atrio virtual tapado por una masa escutiforme de glándulas prostáticas. Organos femeninos mioméricos y mesomórficos, vagina sin ciego y sin ducto vaginal *Macrobdelellidae* Richardson, 1969
Oxyptychinae Ringuélet, 1976
Oxyptychus Grube, 1851
- 30a. Gonoporos separados por cinco anillos. Disticodontos y sin papilas salivales o agnatos. Faringe haemopisoide, buche tubular, solamente el par de postciegos en XIX. Ductos pares masculinos reflejos en XI o XI/XII en una vuelta primaria simple, epididimos en el limbo recurrente y bulbo eyaculatorio en el limbo procurrente, subparalelos. Organos sexuales medianos mioméricos, de mesomórficos a megalomórficos. Vagina con ciego *Haemopidae* Richardson 1971 31
31. Agnatos *Mollibdelellinae* Richardson, 1971
Sin géneros en el área considerada.
- 31a. Tres mandíbulas disticodontas alojadas en criptas *Haemopinae* Richardson, 1971
Percymoorensis Richardson, 1969
32. No existen órganos femeninos impares, pues los ovarios tubulares se unen por sus oviductos en una diminuta bursa sobre el gonoporo femenino *Cyclobdelellidae* Ringuélet, 1972 33
- 32a. Existen órganos femeninos impares de tipo "hirudinoideo". Dos ovarios esferoidales, sus oviductos se unen en otro común, terminando en una vagina, conjunto conformado en U *Semiscolelidae* Scriban & Autrum 1936 emend. Ringuélet, 1972 34
33. Gonoporos separados por $4 + \frac{1}{2}$ hasta $\frac{1}{2} + 5 + \frac{1}{2}$ anillos, el masculino en XI b₆, XI/XII o en XII b₁ (Faringe con nueve crestas musculares longitudinales; dos pares de testículos en cada espacio interganglionar; ductos eyaculatorios con bulbos distales que entran asimétricamente al atrio; ovarios tubulares postgenitales con largos oviductos) *Orchibdelella* Ringuélet, 1945
- 33a. Gonoporos separados por $3 + \frac{1}{2}$ o por 4 anillos (Faringe con doce crestas musculares longitudinales; un par de testículos en cada espacio interganglionar; bulbos eyaculatorios colocados entre el ducto espermático y el ducto eyaculatorio; los ductos eyaculatorios entran al atrio simétricamente; ovarios tubulares y reflejos en XIII con oviductos más bien cortos) *Cyclobdelella* Weyenbergh, 1879
34. Gonoporos separados por $\frac{1}{2} + 1 + \frac{1}{2}$ o por $\frac{1}{2} + 3$ anillos, ambos colocados en el somito XII, o bien separados por $\frac{1}{2} + 6$ ó por $6 + \frac{1}{2}$ anillos. Dos pares de testículos en cada espacio interganglionar; ductos eyaculatorios relativamente cortos, gruesos *Patagoniobdelella* Ringuélet, 1972
- 34a. Gonoporos separados por $6, \frac{1}{2} + 6 + \frac{1}{2}$ ó por 7 anillos, masculino en XI y femenino en XIII. Un par de testículos en cada espacio interganglionar. Ductos eyaculatorios delgados y relativamente largos *Semiscolelex* Kinberg, 1867

BIBLIOGRAFIA

- FITTKAN, E. J., U. IRMLER, W. J. JUNK, F. REISS & SCHMIDT. 1975. Productivity, Biomass, and Population Dynamics in Amazonian Water Bodies. In *Tropical Ecological Systems. Trends in terrestrial and aquatic research*, Capt. 20: 289-311. Ed. F. B. Golley & E. Medina. Springer-Verlag, New York-Berlin.

La selva ecuatorial lluviosa de la Amazonia, a pesar de su uniformidad climática y topográfica carece de estructura ecológica uniforme. Los autores elaboran un esquema que comprende: la Amazonia Central, la Región periférica Septentrional, la Región periférica Meridional y la Región periférica occidental, basándose en las investigaciones limnológicas de las aguas lóxicas. A pesar del alto nivel de nutrientes de las "aguas blancas", la producción de fitoplancton es de poca importancia por la escasa penetración lumínica y la elevada turbulencia. Los otros tipos se clasifican de acuerdo a la producción de fitoplancton en "aguas blancas decantadas y mezcladas", con régimen lumínico moderado a malo, nivel de nutrientes relativamente bueno, densidad de fitoplancton de alto a muy alto y elevada producción por unidad areal; "aguas negras", con región lumínica mala, nivel de nutrientes muy pobre, densidad de fitoplancton muy baja y producción por unidad areal muy bajo; "aguas claras" con buena penetración lumínica, pobre nivel de nutrientes, moderada densidad de fitoplancton y alta producción por unidad de superficie. La producción primaria de las macrófitas acuáticas y semiacuáticas es muy importante en todos los cuerpos con influencia de "aguas blancas" pero falta en absoluto de las "aguas negras" puras. El bajísimo contenido electrolítico de estas últimas también se refleja en una producción secundaria muy pobre. La producción también es inhibida en las "aguas blancas" por la existencia de numerosos suspensoídes que no decantan por la velocidad de la corriente. Las condiciones para la vida de la fauna mejoran a medida que la corriente decrece y permite la decantación del abioseston. Las condiciones óptimas para el desarrollo de los productores secundarios (sic) parecen encontrarse en los casos en que las aguas negras y blancas se mezclan. Opinión sustentada porque estas aguas mezcladas tienen el mayor promedio de biomasa de fauna bentónica y pleustónica en lagos y selvas inundables. También es mayor la producción secundaria en los cursos superiores de los ríos que corren en la selva ecuatorial, en donde la influencia de la materia alóctona es marcada.

TECNICA SIMPLE PARA LA PREPARACION
DE MICROINVERTEBRADOS TECADOS Y LORICADOS LABILES
PARA SU EXAMEN CON EL MICROSCOPIO
ELECTRONICO DE BARRIDO *

POR ANDRES BOLTOVSKOY

SUMMARY

Simple drying technique applicable to labile thecate and loricate microinvertebrates for examination with scanning electron microscope.

A rapid and simple method for drying microorganisms with half hard covers that undergo deformations while being air dried, is described. This is an ultrasimplified freeze drying technique which has given good results with *Dinoflagellata* of the genera *Peridinium* and *Glenodinium* as well as with *Rotifera* of the genus *Keratella*. It is presumed that this method can be applied to another biological objects with covers of similar consistence.

Con el uso del microscopio electrónico de barrido (MEB) en nuestro medio, surgen ciertos problemas relacionados con la preparación del material biológico para su observación a través de dicho aparato. El material que se lleva al MEB debe estar completamente seco. En el caso de objetos duros (caparazones calcáreos, por ejemplo) el secado puede realizarse directamente por evaporación. Sin embargo, materiales biológicos blandos al secarse de esa manera sufren distorsión. Para el secado de materiales lábiles existen dos métodos conocidos en la literatura como "freeze drying" (ver Sjöstrand, 1967, cap. VIII) y "critical point drying". Estos, aunque efectivos, requieren un equipo costoso y, a veces, la aplicación de técnicas complicadas que llevan mucho tiempo. El servicio de MEB del CONICET cuenta con el equipo necesario para procesar el material según el segundo de los métodos mencionados. La dificultad de su aplicación a ejemplares pequeños en baja cantidad es solucionada por Garner y Bryant (1973) aunque complicando bastante el procesado del material.

La finalidad del presente trabajo es la de describir un método de congelación-sublimación ultrasimplificado de modo que pueda llevarse a cabo con poco gasto casi en cualquier laboratorio biológico. El método en cuestión dio buenos resultados en el tratamiento de microinvertebrados tecados y loricados (dinoflagelados y rotíferos respectivamente) cuyas cubiertas, sin ser blandas, sufren deformaciones y pueden resquebrajarse si se los seca por evaporación. Si bien no puede resultar útil para estructuras más frágiles o blandas, se presume que el método en cuestión puede ser utilizado con éxito en todo tipo de microorganismos o estructuras (tecas, lórigas, partes quitini-

* Contribución científica n° 78 del Instituto de Limnología, CONICET-Facultad de Ciencias Naturales, Museo de La Plata.

zadas de artrópodos, polen, esporas, microalgas, etc.) cuyas cubiertas no sean lo suficientemente rígidas como para soportar la tensión superficial del agua durante una desecación evaporativa.

Los elementos necesarios para llevar a cabo una desecación según el método a describirse son (fig. 1):

1) **BOMBA DE VACÍO DE ACEITE:** En nuestras experiencias se ha usado una bomba para vacío fino "Torricelli" que llega a producir un vacío de 0,00005 mm Hg. También se han probado otras bombas de menor potencia.

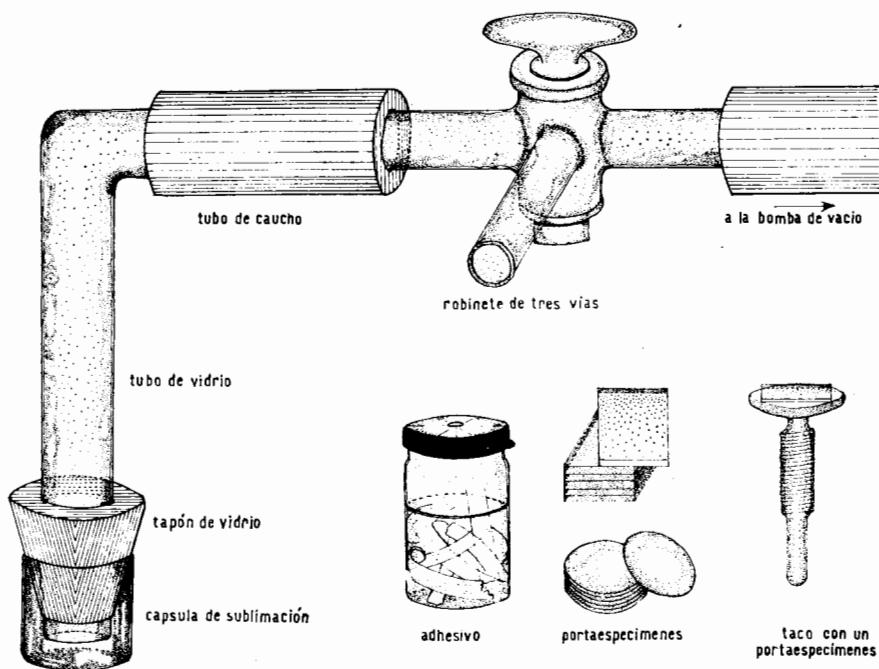


Fig. 1. -- Elementos necesarios para secar material biológico según el método sencillo de congelación-sublimación (ver explicación en el texto)

2) **CÁPSULA DE SUBLIMACIÓN:** Es un tubo con fondo plano de 16 mm de diámetro y aproximadamente 15 mm de altura. Se pueden usar los así llamados tubos-pastillero.

3) **TUBO EN L:** Se prepara doblando en ángulo recto un tubo de vidrio de 10 mm de diámetro.

4) **PORTAESPECÍMENES:** Se pueden hacer de metal o de vidrio. Estos últimos permiten la observación al microscopio óptico del material, una vez desecado. Los portaespecímenes metálicos son discos de 12-13 mm de diámetro de "papel de España" de cobre o de bronce. Los de vidrio, se recortan de cubreobjetos o de portaobjetos en forma de cuadraditos de 10 mm de lado.

5) **ADHESIVO:** Se prepara colocando pequeños trozos de cinta adhesiva "Scotch", o similar, en un recipiente con unos pocos mililitros de benzol o xileno. El pegamento de la cinta se solubuliza en el líquido, obteniéndose

un adhesivo muy diluido pero suficiente como para mantener a los microorganismos unidos al portaespecímenes.

6) **MEZCLA REFRIGERANTE:** En un vaso de precipitado de unos 250 ml con alcohol metílico o acetona se van agregando pequeños trozos de hielo seco hasta que el hervor que se produce al principio cesa y el burbujeo llega a su mínimo. A medida que la mezcla se va calentando, deberá ir agregándose más hielo carbónico.

Los sucesivos pasos del procedimiento que pondrá al material en condiciones de ser examinado mediante el MEB, son los siguientes:

1) **FIJACIÓN:** Se ha comprobado que el fijado con formol endurece más a los dinoflagelados si se utiliza una concentración mayor que la normalmente usada para fijar muestras de plancton. Además, las tecas que permanecieron en el fijador durante largo tiempo resultaron más resistentes que las recién fijadas.

2) **LAVADO:** El material que va a ser desecado debe ser lavado con agua destilada mediante varios pasos de centrifugación o decantación (en caso de que el material sea abundante) o mediante el pasaje por sucesivas gotas de agua destilada, con la ayuda de una micropipeta capilar. Debe tenerse en cuenta que cualquier sustancia disuelta o suspendida en el agua en que se encuentran los organismos (sales, restos del fijador, etc.), al evaporarse aquella cristalizará o precipitará sobre los mismos enmascarando la verdadera estructura de su superficie.

3) **PREPARACIÓN PARA EL SECADO:** Puede realizarse directamente en el fondo de la cápsula de sublimación, previamente lavada y desengrasada (en este caso, una vez desecado el material deberá ser transferido a un portaespecímenes, como se verá en MONTAJE). En caso contrario, los ejemplares se transfieren junto con unas gotas de agua al portaespecímenes, previamente encolada su superficie superior mediante un pincel. Para ello se usará el adhesivo preparado *ad hoc*, como se ha explicado más arriba. Debe tratarse que el portaespecímenes contenga la menor cantidad posible de agua, y esta tenga un máximo de superficie libre: es preferible colocar varias gotas pequeñas y no una grande. La colocación de las microgotas puede realizarse con el portaespecímenes ya dentro de la cápsula de sublimación.

4) **DESECACIÓN:** La cápsula de sublimación con el portaespecímenes en su interior con el material a desecar encima se ajusta al tapón de goma del tubo de vidrio acodado. Este está conectado a la bomba de vacío a través de un robinete de tres vías. La base de la cápsula se sumerge en la mezcla refrigerante previamente preparada hasta que se congelen las microgotas. Se pone a funcionar la bomba de vacío cuidando que durante el proceso *a*) no se descongelen las gotas y *b*) que estas no se desprendan del portaespecímenes debido a las vibraciones de la bomba en funcionamiento. Si en las primeras pruebas se ve que las microgotas se descongelan antes de terminado el proceso de sublimación, habrá que sumergir la cápsula en la mezcla refrigerante varias veces a lo largo del mismo, para evitar que ello suceda. Con nuestra bomba, el desecado de una muestra llevaba de 5 a 10 minutos sin que alcanzara a descongelarse. Con bombas de vacío de menor potencia el tiempo de sublimación va en aumento, pudiendo ser de horas. Esto es poco conveniente ya que el proceso requiere constante vigilancia. Cuando mediante un examen visual se comprueba que no existe más hielo en el portaespecí-

menes, se para el funcionamiento de la bomba. Se lleva la cápsula a temperatura ambiente para evitar la condensación de agua en su interior y recién entonces, mediante el robinete, se hace entrar aire en el sistema, evitando su penetración violenta. El portaespecímenes ya está listo para ser montado mediante pintura eléctricamente conductiva sobre un taco especial, sobre el cual será cubierto de una finísima capa metálica y llevado al MEB para su examen.

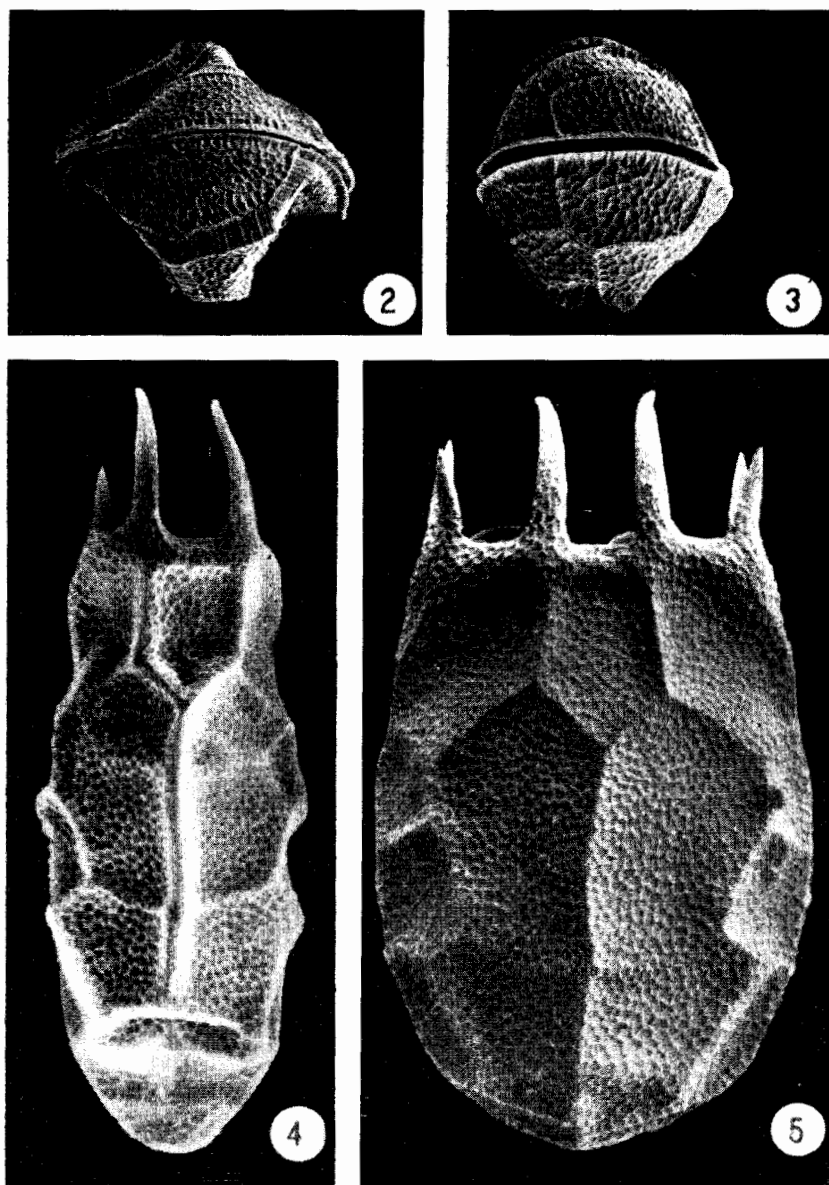
5) MONTAJE: En caso de que la sublimación haya sido realizada no sobre un portaespecímenes sino en el fondo de la cápsula de sublimación, los ejemplares desecados deberán luego ser montados sobre un portaespecímenes encolado. Las ventajas de este procedimiento son: *a*) en caso de organismos suficientemente grandes como para ser manipulados con facilidad (por ejemplo rotíferos) se permitirá su orientación de acuerdo a cómo quieran ser observados en el MEB; *b*) en caso de organismos pequeños (dinoflagelados) y difíciles de orientar, al ser montados quedarán en muy variadas posiciones y no según su cara normal de apoyo, como sucede en una desecación directamente sobre el portaespecímenes. El transporte así como la orientación de los organismos secos puede realizarse mediante una fina aguja enmangada o un "pelo" de vidrio, bajo microscopio binocular estereoscópico. Con respecto a manipulación, orientación y elección del medio de montaje apropiado para organismos pequeños son también aplicables las técnicas descriptas por Leffingwell y Hodgkin (1970) para polen.

El método aquí descripto fue aplicado por el autor en la desecación de dinoflagelados de agua dulce de los géneros *Peridinium* y *Glenodinium*. También se lo ha empleado en la desecación de rotíferos del género *Keratella*.

Las figuras 2-5 muestran la diferencia de los resultados obtenidos en *Peridinium* y *Keratella* en una desecación evaporativa y una desecación por congelación-sublimación. El mismo método fue utilizado con éxito por Balech (1975) en la preparación de dinoflagelados marinos del género *Proto-peridinium*.

Las ventajas del procedimiento descripto son: *a*) simplicidad; *b*) rapidez; *c*) mínimo de manipuleos del material y *d*) mínimo de posibilidades de pérdida del material. Las desventajas del mismo consisten en que sólo es aplicable a materiales semiduros. Otro inconveniente es que el adhesivo propuesto suele resquebrajarse al ser sometido a calor durante el metalizado y el bombardeo de electrones. En estos casos el fondo de las micrografías puede cubrirse con tinta china común, para su publicación.

Parte de este trabajo ha sido realizado en el Servicio de Microscopía Electrónica de Barrido, del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, a cuyo personal agradezco su colaboración. Quiero también expresar mi agradecimiento a los señores J. C. Cachi, por su ayuda en la puesta a punto de la técnica y J. C. Suárez, por la realización de los dibujos.



Figs. 2-5. — Resultados obtenidos por desecación evaporativa y por el método simple de congelación-sublimación. 2. *Peridinium willci* secado por evaporación, $\times 750$; 3. *Peridinium willci* secado según el método de congelación-sublimación, $\times 750$; 4. *Keratella cochlearis* secada por evaporación, $\times 800$; 5. *Keratella cochlearis* secada según el método de congelación-sublimación, $\times 800$.

BIBLIOGRAFIA

- BALECH, E. 1975. Estructuras de *Protooperidinium* en Microscopía electrónica de barrido. *Neotrópica*, 21 (64): 20-25.
- GARNER, G. E. y V. M. BRYANT, 1973. Preparation of modern palynomorphs for scanning electron microscopy by the critical point drying method. *Geoscience and Man*, 7: 83-88.
- LEFFINGWELL, H. A. y N. HODCKIN, 1970. Techniques for preparing fossil palynomorphs for study with the scanning and transmission electron microscopes. *Rev. Paleobot. Palyn.* 11: 177-199.
- SJÖSTRAND, F. S. 1967. Electron microscopy of cells and tissues. Vol. 1: pp. XII + 462. *Academic Press*, New York-London, 1970.

CONTRIBUCIONES CIENTIFICAS
DEL INSTITUTO DE LIMNOLOGIA

DIRECTOR: RAUL A. RINGUELET

Los pedidos de canje y suscripción deben enviarse a: Raúl A. Ringuelet,
44, n° 465, La Plata, Argentina.

Los pagos mediante giro o cheque deben hacerse a nombre del Director de
la Revista.

Precio de cada número \$ 200.- Ley 18.188. Para el extranjero U.S.\$ 5 doll.

