



**MUSEO DE LA PLATA**

UNLP | Facultad de Ciencias Naturales y Museo

División Zoología Invertebrados – Serie Didáctica n° 1

Marzo de 2010

**MÉTODO DE COLECCIÓN DE MOLUSCOS:  
Gasterópodos Continentales**

**Serie Didáctica n°1**

**División Zoología Invertebrados, FCNyM-UNLP**

**Diego E. Gutiérrez Gregoric\* & Verónica Núñez\***

\* División Zoología Invertebrados, Museo de La Plata, FCNyM – UNLP

Paseo del Bosque s/n°, CP 1900, La Plata, Bs. As., Argentina

[dieguty@fcnym.unlp.edu.ar](mailto:dieguty@fcnym.unlp.edu.ar) / [nmariaveronik@yahoo.com.ar](mailto:nmariaveronik@yahoo.com.ar)



En esta primera Serie Didáctica daremos a conocer las metodologías empleadas para la colecta, relajación y conservación de gasterópodos continentales.

## COLECTA DE MOLUSCOS

Es necesario, para una correcta colecta, disponer de: pinzas de varios tamaños, pinceles, recipientes plásticos, bolsas herméticas, lápices, cuaderno de campo y papel vegetal o etiquetas. El método de colecta va a depender del tipo de sustrato o ambiente sobre el cual se va a realizar el muestreo, ya que pueden registrarse gasterópodos en ríos, arroyos, lagunas, lagos, charcas, hojarasca, sobre vegetación, etc.

En ambientes lóticos (Fig. 1) de sustrato duro conviene realizar una recolección manual, revisando cuidadosamente las rocas en sus superficies expuesta y sumergida. Las rocas deben ser levantadas cuidadosamente para que los gasterópodos adheridos no se suelten de las mismas. Para estimar la densidad se pueden utilizar cuadrados de superficie determinada o en el caso de rocas pequeñas se puede calcular el volumen de la misma sumergiéndola en un recipiente graduado con líquido.

En ambientes lénticos (Fig. 2) de sustrato blando, pueden colectarse con el auxilio de un copo peinando el sustrato y la vegetación. Se debe revisar bien la vegetación ya que suelen quedar adheridos a las hojas los ejemplares juveniles.

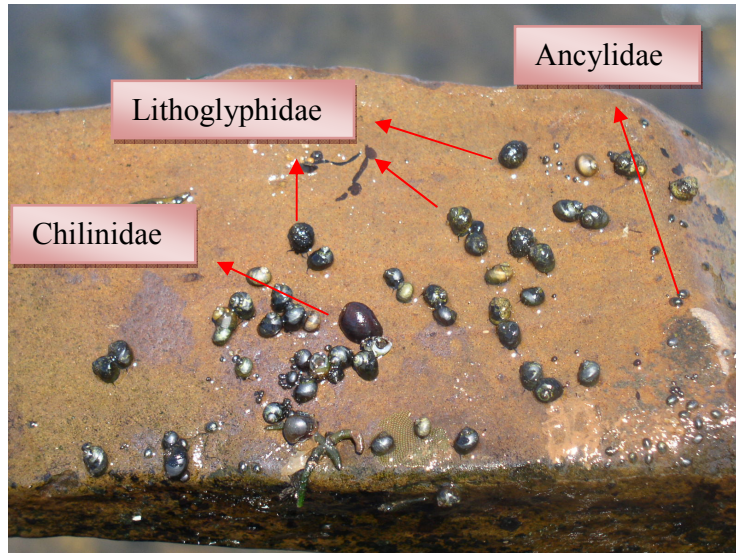


Figura 1. Roca extraída del Río Iguazú donde se observan ejemplares de gasterópodos correspondientes a las familias Chilinidae, Lithoglyphidae y Ancylidae.



Figura 2. Ambiente léntico sobre el cual se está peinando el sustrato con el auxilio de un copo.



La recolección de las especies terrestres se puede realizar manualmente a lo largo de transectas de 100m, recorridas en horas tempranas o nocturnas, coincidentes con la mayor actividad de los gasterópodos. Esto permite recolectar principalmente a los ejemplares de tamaño grande y mediano y/o de hábitat aéreos (troncos, ramas, hojas). Una segunda estrategia consiste en rastrillar y revisar parcelas *in situ* (Fig. 3), con unidades de área conocida ( $4\text{ m}^2$ ), y parte de las muestras ( $1\text{m}^2$ ) se transportan en bolsas para su observación final en laboratorio. Esta estrategia permite la recolección de gasterópodos de tamaño pequeño y diminuto (micromoluscos) y obtener con más precisión datos sobre la estructura de las taxocenosis, densidad, y asociación a los diferentes tipos de hojarasca que provienen de la degradación de las especies vegetales relevadas.



Figura 3. Parcela de  $1\text{m}^2$  sobre hojarasca.

Se debe coleccionar, en lo posible, un número **mínimo** de cinco ejemplares por **sexo** y por **especie**.



## FICHA DE CAMPO

Para lograr un orden, uniformidad de información, evitar confusiones y mezclas del material colectado y datos, se debe realizar una ficha de campo donde se *codifique* cada muestra o lote.

Codificar cada lote / muestra. Este código debe ser “sugereente” en cuanto al ambiente y localidad. Se propone que siga este formato: Localidad (tres letras) – Ambiente (Tres letras) – Año (dos números)

Ejemplo: Muestreo en el Salto Arrechea del Parque Nacional Iguazú en el año 2009:

PNI-SAr-09

A este código se le adicionará la numeración por individuo:

PNI-SAr-09-001 y sucesivos.

Posteriormente en una libreta de campo, correspondiente al código designado, detallar:

1. **Fecha** del muestreo
2. **sitio, localidad y provincia** del lugar de muestreo
3. **coordenadas** (aclarando el instrumental usado para tal medición)
4. **altitud** (aclarando el instrumental usado para tal medición)
5. **nombre** de los colectores
6. **tamaño** de la muestra
7. **método** de muestreo
8. **muestreador**



## DATOS AMBIENTALES

La toma de datos ambientales (Fig. 4) es esencial para caracterizar las preferencias de cada especie y así obtener posiblemente especies bioindicadoras de ambientes, entre otras cosas. En lo posible tomar los siguientes datos:

### *Ambientes acuáticos*

1. temperatura del agua,
2. pH,
3. conductividad,
4. TDS,
5. oxígeno disuelto,
6. profundidad,
7. turbidez,
8. velocidad del agua.
9. Tipo de ambiente: arroyo, río, embalse, bañado, laguna, etc



Figura 4. Toma de datos ambientales en un canal del balneario La Balandra, Berisso

### *Ambientes terrestres:*

1. temperatura ambiente,
2. tipo de vegetación predominante,
3. porcentaje de cobertura de la vegetación,
4. humedad ambiental y de la hojarasca,
5. profundidad de la hojarasca,
6. altura de la vegetación a la que se colectó el gasterópodo.



## FOTOGRAFÍA

Para corroborar las determinaciones se aconseja realizar fotografías de:

1. cada ambiente, a fin de caracterizar el sitio de colecta (Fig. 5a).
2. cada ejemplar que se incorporará al voucher (Fig. 5b). Las imágenes de los ejemplares deben tener escala asociada y se debe aclarar la vista (dorsal, ventral, lateral, etc.) y tamaño del ejemplar.

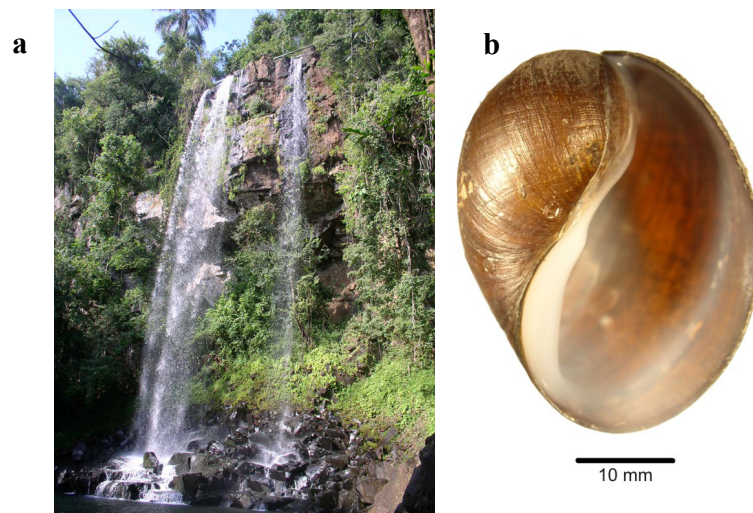


Figura 5. **a-** Salto Arrechea del Parque Nacional Iguazú, Argentina. **b-** *Chilina iguazuensis*, hallada en el río Iguazú Superior dentro del Parque Nacional Iguazú, Argentina

## PROCESAMIENTO DEL MATERIAL COLECTADO

### Especies de agua dulce

Una vez colectados, los ejemplares deben ser colocados con agua limpia y un cristal de mentol (o solución de Nembutal al 0,10%) en una cápsula con tapa para relajarlos. El tiempo que requiere la relajación varía dependiendo del tamaño de los ejemplares. Los más pequeños se relajan en aproximadamente 4 horas, mientras que los de mayor tamaño en aproximadamente 8 horas o más. Al



relajarse, los gasterópodos expanden todo su cuerpo hacia fuera de su conchilla. Para verificar que los mismos están efectivamente relajados no deben reaccionar al ser estimulados. Si el animal no se contrae, se corta una porción del pie, la cual debe ser fijada en alcohol absoluto (debidamente rotulado).

El resto del animal debe ser sumergido en agua a 70°C por aproximadamente 40 segundos, luego de lo cual debe ser transferido a agua fría. Con ayuda de una pinza se extraerán las partes blandas las cuales se conservarán en:

- alcohol absoluto o 70%, en el caso de los ejemplares voucher, (debidamente rotulado).
- en solución de Raillet Henry (agua destilada 93%, ácido acético 2%, formol 5% y 6 gramos de Cloruro de Sodio por litro de solución) el resto de los ejemplares del lote (debidamente rotulado).

La cantidad de fijador utilizado no debe ser menor que diez veces el volumen del material a fijar.

Las conchillas serán conservadas en seco por separado (debidamente rotulado). Recordar secar las conchillas una vez llegado del campo para evitar la proliferación de hongos, previa limpieza con pincel.

En el caso de los ejemplares pequeños, los mismos serán colocados enteros en alcohol absoluto inmediatamente luego de su relajación.

De no disponer de un relajante adecuado se debe proceder de la siguiente manera: tomar con una pinza el ejemplar a relajar, con la abertura hacía arriba sumergir la conchilla en agua a 70°C sin que la misma alcance a la abertura y tome contacto con las partes blandas del gasterópodo, mantener sumergido hasta que el animal no reaccione ante los estímulos. Luego proceder a la fijación como se mencionó anteriormente.



## Especies terrestres

El material colectado debe ser relajado *sumergiéndolo completamente* en agua (con mentol o nembutal en el caso de las especies de gran tamaño). El tiempo requerido, al igual que en dulceacuícolas, depende del tamaño de los ejemplares. El resto del procedimiento es igual que para dulceacuícolas.

## **DATOS DEL ESPÉCIMEN**

Cada espécimen debe estar identificado hasta el mayor nivel taxonómico posible (es deseable hasta especie). Los datos relevantes a considerar se resumen en la siguiente lista:

- taxonomía,
- sexo,
- estado del ciclo de vida,
- otros datos relevantes

### Bibliografía consultada:

GUTIÉRREZ GREGORIC, D. E., V. NÚÑEZ & A. RUMI. 2010. Populational studies in a endemic gastropod species of waterfalls environment. *American Malacological Bulletin*, 28: 159-165.

GUTIÉRREZ GREGORIC, D. E. & A. RUMI. 2008. *Chilina iguazuensis* (Gastropoda: Chiliniidae), new species from Iguazú Nacional Park, Argentina. *Malacologia*, 50: 321-330.

SALAS OROÑO, E., M. G.CUEZZO & F. ROMERO. 2007. Land snail diversity in subtropical rainforest mountains (Yungas) of Tucuman northwestern Argentina. *American Malacological Bulletin*, 22: 17-26.

THIENGO, S. 1995. Coleta; remessa de exemplares vivos; fixação e dissecação, 255-260. En: Tópicos em Malacologia Médica, BARBOSA F. S. ed. Río de Janeiro: FIOCRUZ, 314p.