

TABLA DE CONTENIDO

INTRODUCCIÓN

ACTIVIDADES PREVIAS AL TRABAJO DE CAMPO

DESCRIPCIÓN FÍSICA DEL AMBIENTE A ESTUDIAR

- Cursos de agua (arroyos, ríos)
 - Dimensiones del Curso y Caudal
 - Morfología del Curso de agua
- Ambiente terrestre

PROCEDIMIENTOS PARA EL REGISTRO DEL TRABAJO DE CAMPO

- Ubicación de las Muestras
- Descripción de las Muestras
- Registro Fotográfico
- Registro de Notas

TÉCNICAS PARA LA CAPTURA DE LA FAUNA EXISTENTE EN DISTINTOS AMBIENTES

- Agua subterránea intersticial
- Zona del litoral poco profundo de mayor energía (oleaje)
- Zona del litoral poco profundo de baja energía
- Zona del litoral profundo
- Zona del litoral con vegetación
- Captura de la fauna en medio terrestre

TÉCNICAS PARA LA CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS DE LOS INVERTEBRADOS EXISTENTE EN DISTINTOS AMBIENTES

- Conservación de las Muestras de Invertebrados
- Sinopsis para la conservación de los principales grupos taxonómicos de vida libre

PORÍFEROS CNIDARIOS

- HIDROZOOS
- ESCIFOZOOS
- ANTOZOOS

PLATELMINTOS

- Estudios de Platelminfos parásitos (endoparásitos, ectoparásitos) y comensales
- Estudios de Platelminfos de vida libre

NEMATODOS

ANELIDOS

- POLIQUETOS
- OLIGOQUETOS
- HIRUDINEOS

ARTROPODOS

- MÉTODOS DE CAPTURA DE ARTROPODOS
 - Formas voladoras

- Ocultos entre la vegetación
- Edáficos

Acuáticos
Gallícolas y Minadores
PREPARACIÓN y CONSERVACIÓN
Transporte
Conservación en medio líquido
Conservación en seco
Etiquetado y almacenado

MOLUSCOS

Técnica para la colecta
Transporte
Técnica para anestésiar
Método de orientación y principales estructura de la conchilla de un “náyade”
Técnicas para el estudio de las larvas gloquideos

EQUINODERMOS

Colecta
Conservación

AGRADECIMIENTOS

BIBLIOGRAFÍA CITADA Y CONSULTADA

ANEXO I

INSTRUCTIVO PARA EL LLENADO DE LAS PLANILLAS DE CAMPO PARA
LAS UNIDADES DE PAISAJE, FLORA Y VEGETACION

ANEXO II

PLANILLA DE CAMPO PARA UNIDADES DE PAISAJES, FLORA Y
VEGETACIÓN

INTRODUCCIÓN

El motivador de este trabajo ha sido generar estrategias de enseñanza tendientes a comprender a la diversidad biológica que nos rodea (haciendo hincapié en los macroinvertebrados), desde los distintos niveles de la enseñanza de las ciencias biológicas. Asimismo, sobre la base de nuestra experiencia en investigación en biología y en los distintos niveles de educación, podemos señalar que no son frecuentes de las actividades prácticas de campo y laboratorio en las clases de ciencia. Las mismas, constuyen recursos útiles para la enseñanza y aprendizaje de diferentes técnicas de muestreo específicas para cada grupo de organismos y para cada tipo de ecosistema: también para diseñar la forma de analizar los diferentes tipos de datos obtenidos e identificar las diferentes relaciones entre los grupos de macroinvertebrados con el ambiente en que viven. En esta contribución y a modo de una primera etapa, se plantea la forma de colecta y fijación (conservación) de macroinvertebrados, en relación con el ambiente en que se hallan.

Los invertebrados, especialmente los artrópodos se pueden encontrar en cualquier época del año y en casi todos los ambientes. No es necesario ir muy lejos para encontrar la fauna buscada, de forma que con tan sólo un poco de capacidad de observación se pueden descubrir en los jardines, en los solares, en las quintas, en las hierbas de los caminos, en la playa, e incluso en el interior de nuestras viviendas. Por estas razones no debería presentar gran dificultad llevar a cabo un trabajo práctico de campo, incluso en los sitios que presentan marcados problemas de conservación. Los mismos deben realizarse teniendo en cuenta las directrices destinadas hacia la no depredación del ambiente y respetando la fauna de lugares protegidos (*e.g.* reservas y parques naturales), donde las capturas sin la debida autorización están prohibidas.

El propósito de esta contribución es ofrecer la información indispensable para la captura y conservación de la fauna de invertebrados, y al mismo tiempo despertar la curiosidad del lector hacia estos grupos de animales.

Sobre esta base, y teniendo en cuenta que hay que aclarar los por qué, para qué y el cómo diseñar estrategias y escenarios de intervención educativa para promover el aprendizaje, los objetivos de esta contribución son:

- 1) Proponer distintos métodos de captura adecuados para los diversos hábitats y formas de vida de los macroinvertebrados.
- 2) Describir diferentes técnicas de conservación del material colectado.

Posteriormente, el objetivo de estudiar las relaciones existentes entre las distintas especies y con el ambiente donde viven, se realiza una contribución (Darrigran, et al.,

ms.), en la cual se describen los modelos básicos de muestreos necesarios para lograr esos objetivos.

A partir de la adquisición de estos conocimientos, el docente estará en condiciones de elaborar recomendaciones didácticas tendientes a la sistematización y optimización del uso de estas herramientas como recurso didáctico para la enseñanza y aprendizaje de la biodiversidad que lo rodea.

Terminología utilizada en este texto

- Muestra = colecta.
- Campaña = salida al campo = trabajo de campo = estudio de campo = actividad de campo.
- Fauna = macroinvertebrados.
- Muestreador = equipo con que se toma la muestra (*e.g.* draga, red, marco, etc.)

ACTIVIDADES PREVIAS AL TRABAJO DE CAMPO

(<http://www.mineria.gov.ar/ambiente/estudios>)

Es recomendable antes de comenzar el trabajo de campo, conocer los lugares donde se tomarán las colectas/muestras (*e.g.* bibliografía, mapas existentes, imágenes satelitales y toda información disponible de las especies de flora y fauna que supuestamente se encontrarán en el lugar). Estar familiarizado con las condiciones del ambiente a estudiar, antes de iniciar la actividad de campo, permitirá avanzar y minimizar el gasto de tiempo/esfuerzo.

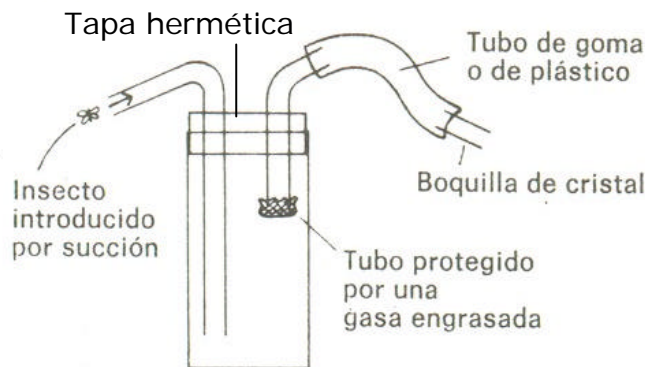
Instrumentos de recolección de uso general (Los específicos se indicaran en cada ejemplo en particular).

La mayoría de los siguientes aparatos, que puede llevar una sola persona, pueden utilizarse con éxito en cualquier tipo de hábitat.

- *Lupa de bolsillo*. Con un aumento de 8 a 10 x. Reconocimiento e identificación de animales pequeños o estructuras morfológicas de estos.
- *Pipeta con perilla*. Con boca estrecha. Para el trasvase de organismos acuáticos pequeños a recipientes adecuados.
- *Pinzas*. Para la captura de organismos de tamaño mediano y cuerpo duro.
- *Pincel*. Para la captura de organismos pequeños y cuerpo blando.
- *Raspador* (o espátula). De uso universal, empleada para raspar, arrancar plantas, extraer organismos adheridos en sustratos duros, excavar, etc.
- *Aspirador*. Para recoger y transportar pequeños insectos y arácnidos. Es de fácil construcción (imagen A). La boquilla se coloca al final de un tubo flexible, de

forma que los organismos puedan capturarse a una distancia cómoda a la vista. El extremo del tubo de aspiración se protege con una gasa para que el operador no trague al organismo.

Imagen A. Captura de fauna pequeña (arácnidos, insectos).
Modificado de Bennett & Humphries (1974).



- *Tubos para reemplazo del aspirador.* Del mismo tamaño que el del tubo del aspirador, con la finalidad que el tubo lleno de ejemplares, pueda reemplazarse rápidamente por uno vacío sin tener que cambiar los organismos (se aconseja llevar tubos mas pequeños ante la necesidad de separar a otro tubo a los organismos mas pequeños).
- *Tamiz.* Metálico de cocina, provisto de mango para tamizar el suelo, barro, arena o agua y separar pequeños organismos-
- *Frascos con cierre hermético.* Plástico o vidrio (pueden ser los de mermelada), preferentemente con tapa de plástico y transparente.
- *Bolsas de nylon.* De varios tamaños. Preferentemente nylon grueso.
- *Cámara de fotos.*

DESCRIPCIÓN FÍSICA DEL AMBIENTE A ESTUDIAR

(<http://www.mineria.gov.ar/ambiente/estudios>)

Cursos de agua (arroyos, ríos)

Al analizar el trabajo de campo se deberán atender las siguientes características:

- **Cubierta de los cursos:** Los materiales en el agua que brindan protección a los organismos que la habitan se denominan cubierta, y los típicos ejemplos son los troncos, árboles, guijarros, y vegetación acuática.
- **Márgenes socavadas:** Estas son áreas donde el agua ha erosionado el suelo por debajo de la margen, pero la parte superior no se ha desmoronado. Los sistemas radiculares de los árboles y otros vegetales por lo general se consolidan y limitan las fuerzas erosivas.
- **Cantos rodados:** Material de roca de más de 25 cm de diámetro que forman parte del substrato del fondo.

- Troncos y árboles.
- Detrito orgánico: Este material está compuesto por acumulaciones llevadas por la corriente o fragmentos de hojas, ramas y algas desparramadas que brindan un hábitat de protección para los peces recién desovados.
- Macrófitos (plantas acuáticas o hidrófitas).
- Combinación de diferentes materiales: Esta categoría se utiliza para abarcar todo aquel material que en sí no constituye cobertura, pero de manera conjunta o en combinación brinda protección. Como ejemplo podemos citar una piedra grande en agua de poca profundidad con vegetación colgante. Este tipo de piedra no sería una protección segura para algún organismo, como tampoco lo sería la vegetación por sí sola: sin embargo, conjuntamente brinda un excelente resguardo.
- Otro resguardo de tipo secundario es la profundidad del agua. A menudo distintos organismos utilizarán áreas de poca cobertura, especialmente si el curso es lo suficientemente profundo. También, a menudo, las rocas más pequeñas en aguas de poca profundidad albergan especies en caso de que se produzca oleaje, dado que el oleaje oculta su presencia.
- Estabilidad de las márgenes: La erosión es un proceso natural y dinámico, equilibrado por la velocidad del agua, el volumen, profundidad, pendiente y la aspereza del canal. Las actividades del hombre pueden alterar la ecuación y el curso a menudo responde con erosión aumentada.
- Márgenes altamente inestables: Estas márgenes tienen normalmente taludes mayores que 1:1 (45° o más). Las márgenes superiores a menudo se desmoronan y causan la caída de árboles al agua y las profundidades aumentan rápidamente desde la margen hasta el centro del curso.
- Márgenes moderadamente inestables: Estas márgenes tienen aproximadamente una inclinación en una relación de 2:1 (30°). Están parcialmente cubiertas por vegetación con partes de substrato expuesto. El desmoronamiento de la margen superior es poco frecuente y la base es estable en su gran mayoría con muy poca erosión.
- Márgenes estables: En este caso, no hay erosión obvia, no hay desmoronamiento y sí un abundante crecimiento de pastos, arbustos, y árboles. Es posible que las márgenes hayan sido previamente estabilizadas mediante medios artificiales.

Dimensiones del Curso y Caudal

Las dimensiones del curso brindan información general sobre las especies.

Longitud

Para medir caudales, la longitud de la estación deberá tener 40 metros. En caso de que la vegetación densa y los troncos obstruyan el canal, la estación se ajustará sólo a 10 o 20 metros.

Ancho

El ancho medio se calcula mediante la suma de los anchos tomados cada 4 metros y dividiéndolos por la cantidad de mediciones.

Ancho medio =? A_n/n donde A = ancho total y n = cantidad de mediciones

Profundidad

Para calcular la profundidad media, se deberán tomar 5 mediciones de profundidad en cada sección transversal.

Aclaración: Las mediciones de profundidad deben ser equitativamente espaciadas.

Profundidad media: $P_n = \{(Y_1 + Y_2) / 2 + (Y_2 + Y_3) / 2 + \dots + Y_{n-1} + Y_n / 2\} / n$
 ... donde Y es la profundidad y n equivale a la cantidad de mediciones (incluyendo los

ceros). Cuando todas las profundidades medias han sido calculadas para cada sección transversal, se obtendrá el promedio de cada estación.

Velocidad

La velocidad del flujo se podrá estimar utilizando una pieza de madera en flotación o un medidor de corriente.

Caudal

Al calcular el caudal mediante la utilización de elementos flotantes, se seguirá la siguiente fórmula:

$$\text{Caudal } \{Q\} = A \cdot P \cdot V \cdot k$$

... donde: A = Ancho medio. P = Profundidad media. V = Velocidad media. k = Factor de corrección de velocidad.

Morfología del Curso de agua

Este término refiere a las características físicas de un curso y se desglosa de la siguiente manera: rápidos de poca altura, rápidos, remansos, y cursos de llanura. Las dimensiones de estos cuatro tipos de áreas son variables y proporcionales al tamaño del cauce. Por ejemplo, una poza en un arroyo de 1 metro de amplitud será mucho menos profunda y pequeña que la de un arroyo de 20 metros de ancho.

Rápidos de poca altura

Estos rápidos son de poca profundidad, secciones de cauce rápido, donde la superficie del agua se corta y en muchos casos la grava, el ripio, o las piedras quiebran la superficie. La profundidad del agua oscila entre 1 cm y 20 cm de ancho. Dada la velocidad del curso, estos rápidos no tienen deposición de lodo.

Remanso

Un remanso es un cuerpo de agua de movimiento lento. Dado que hay una disminución apreciable en la velocidad normal de la poza, el fondo es a menudo compuesto de lodo, detrito y arena.

Rápidos

Los rápidos son secciones profundas, de curso rápido. El fondo es generalmente compuesto de grava y piedras.

Cursos de llanura

Los cursos de llanura tienen poca profundidad y movimiento lento. El fondo, generalmente, no presenta características distinguibles y se compone de roca, lodo o arena fina.

Ambiente terrestre

El suelo es un recurso natural de inestimable valor, un regulador de la biosfera cuya génesis y desarrollo natural transcurren en el largo plazo, pero que el uso no sostenible deteriora rápidamente, por ello, el manejo del suelo es una prioridad social y su explotación debe procurar la funcionalidad química, física y biológica del recurso. La última dimensión, una de las más sensibles al uso e importante desde el punto de vista de la conservación y productividad, incluye la conservación de la red trófica, que tiende a ser más extensa, con mayor incidencia de saprófagos y, posiblemente, de mayor

complejidad que en otros ecosistemas. Estudios a nivel local, muestran que la estructura de los macroinvertebrados fue más compleja en ambientes edáficos mejor conservados o estructurados, propiciando, entre otros atributos, mayor diversidad y abundancia de grupos depredadores; además sustentaron la importancia ecológica de la costumbre de los agricultores de dejar descansar suelos que muestran síntomas de infertilidad. Los macroinvertebrados rompen, transportan y mezclan el suelo al construir galerías, nidos, sitios de alimentación, túriculos o compartimientos; afectan procesos de manera directa (incorporación y redistribución de varios materiales) o indirecta (formación de comunidades microbiales, transporte de propágulos o reducción selectiva de la viabilidad, etc.). Los efectos de tales procesos bióticos son tan intensos en la escala temporal que algunos autores los han denominado ingenieros del ecosistema. El tamaño promedio de los macroinvertebrados va desde los 2 a 20 mm, abarcando Anélida (lombrices), Coleóptera (escarabajos), Hymenóptera-Formicidae (hormigas), Isóptera (termitas) y estados adultos e inmaduros de otros artrópodos edafícolas (Pardo-Locarno, et al., 2006).

Las características del terreno se pueden dividir en:

- Cultivado: Esto se refiere a labores agrícolas ya sea pastura natural o cultivada.
- Pasturas firmes: Se refiere a zonas altas de buen drenaje.
- Prado: Se refiere a las pasturas húmedas que se convierten en zonas fértiles.
- Bosques en zonas altas: Estos son suelos bien drenados con árboles de hoja caduca (por ejemplo arce, tilo, roble y abedul).
- Coníferas de tierras altas: Estos son suelos bien drenados con coníferas; por ejemplo el pino rojo y el blanco, y el pinabete.
- Humedales con árboles de madera dura: Estos árboles de hoja caduca pueden aguantar suelos húmedos con agua empantanada durante períodos del año: el arce suave, el olmo.
- Pantanos con coníferas: Se trata de coníferas en suelos húmedos; por ejemplo el cedro.
- Ciénaga con arbustos: Se refiere a áreas cubiertas durante largos períodos de tiempo y con plantas de altura inferior a 6 metros de alto.
- Ciénaga abierta: Se refiere a áreas que están secas sólo periódicamente y que contienen principalmente plantas herbáceas con algunas especies leñosas de una altura inferior a 1 metro.
- Impermeable: Se refiere a la superficie que impide la penetración de agua al subsuelo. Por ejemplo afloramientos de granito del escudo precámbrico, caminos de asfalto o cemento y estacionamientos, construcciones de cemento y ladrillos y puentes.

PROCEDIMIENTOS PARA EL REGISTRO DEL TRABAJO DE CAMPO

Ubicación de las Muestras

Para que la información que se obtiene de la colecta sea útil, es importante tener una completa descripción del hábitat del que proviene. A falta de mapas topográficos recientes, se puede utilizar un Sistema de Posicionamiento Global (GPS), el cual nos dará las coordenadas geográficas para ubicar en forma precisa los lugares donde se realiza la actividad. Asimismo, en las libretas de campo que lleva cada miembro del equipo, se deberá asentar la descripción física de cada lugar de muestreo y se registrarán todas las observaciones posibles. Tales descripciones deberán hacer referencia a características topográficas tales como ríos, caminos y demás características prominentes del paisaje. Por ejemplo, “colecta efectuada en el río F, a 100 metros aguas arriba de la ruta o camino X donde cruza el arroyo Y. La colecta se realizó a una profundidad de K metros, el agua corre a V m/segundo...”

Descripción de las Muestras

Dado que las personas que realizan la colecta en una actividad de campo, grupal, pueden no ser las que las analizan, es fundamental identificarlas adecuadamente. Las etiquetas de colecta en el campo deben estar hechas con papel vegetal y la información se anotará en lápiz. La siguiente información deberá escribirse en el recipiente donde alojara a la muestra (bolsa o botella o frasco) y en la libreta de campo:

- Coordenadas geográficas del GPS de la estación/localidad (PD: Los detalles pueden ser provistos por Geoanálisis).
- Tipo de muestra (bentos, pleuston, edáfica, etc.).
- Fecha y hora en que se tomó la colecta.
- Nombre del colector.
- Tipo de herramienta (muestreador o “a mano”) utilizada.
- Nivel de esfuerzo para realizar la colecta (cantidad de horas, longitud del cauce estudiado, longitud de transecta o abertura de red utilizada, etc.).
- Breve descripción del tipo de hábitat (ejemplo bosque de tierras altas, sabana, río largo y profundo, corriente intermitente, etc.).
- Condiciones climáticas en oportunidad de tomar la muestra y en lo posible, durante al menos los dos días anteriores.
- Observaciones (por ejemplo área virgen, área erosionada, descarga de basura aguas arriba, etc.).

Registro Fotográfico

Además de los esquemas gráficos de cada sitio donde se realiza la colecta, deberá sacarse una fotografía de dicho lugar. Deberán fotografiarse tanto las vistas panorámicas del lugar como un detalle de las características del hábitat donde se tomó la colecta.

Registro de Notas

Cada día, después de la toma de muestras, deberá hacerse 2 copias de todas las notas de campo y de todas las hojas de datos (transcribiendo o fotocopiando las notas). Un juego de las notas quedará en poder del equipo de campo. El segundo juego de notas será depositado en la Institución a la que representan.

**TÉCNICAS PARA LA CAPTURA DE LA FAUNA EXISTENTE
EN DISTINTOS AMBIENTES**

(Como mirar y donde mirar)

Por lo general, es mejor concentrar la atención sobre un área o sector del ambiente determinado, en donde se puede realizar una investigación intensa y sistemática. Uno de los componentes más importantes de la estructura del hábitat es la heterogeneidad ambiental, la cual está conformada no sólo por los distintos tipos de vegetación sino también por su variación espacial. Asimismo, la variabilidad observada tanto en el número de especies como de individuos dentro de una población estará estrechamente relacionada con la disponibilidad de recursos y con las características estructurales del hábitat mismo. Dependiendo de la forma en que las especies utilicen los hábitats, éstas podrán clasificarse en especialistas o generalistas. Por su parte, si se considera todo el ambiente en conjunto, la investigación estará viciada de generalidades y observaciones superficiales. La demarcación de pequeñas superficies de muestreo, de dimensiones conocidas, puede revelar la presencia de organismos que de la otra forma, pasarían inadvertidas. Estas superficies pueden ser aplicadas en distintas situaciones (*e.g.* marco o bastidor aplicado sobre una corteza de árbol o en una zona de restingas del litoral marino). Asimismo, las áreas de estudio pueden ser definidas de un modo natural, considerando las estructuras o heterogeneidades del sustrato, que dependiendo de las dimensiones de su tamaño, pueden ser utilizadas a modo de “muestreadotes” naturales (*e.g.* charcos; nidos de aves; ambientes fitotelmicos¹; pequeñas pozas de marea; etc.), las cuales también pueden ser estudiadas de forma intensa y sistemática.

Cuando se buscan organismos no hay que desperdiciar ninguna oportunidad. Tanto en ambientes terrestres como acuáticos, hay que levantar y analizar las rocas, sus

¹: Ambiente fitotelmico (=aguas epifíticas): se acumulan en las hojas opuestas y soldadas de plantas, donde se desarrollan una flora y fauna característica (algas, larvas de insectos, protistas, cladóceros, rotíferos, etc.)

superficies inferiores y la tierra que hay debajo. Asimismo, levantar troncos viejos, sus cortezas, etc. Siempre que sea posible, dejar los objetos analizados en la posición en que fueron hallados.

También hay que considerar a los distintos tipos de ambientes a censar, en tierra por ejemplo, podría ser un estudio la comparación de distintos tipos de usos de la tierra (*e.g.* tres usos representativos de una región: cultivo, potrero de ganadería extensiva y un bosque secundario)

Los distintos ambientes donde realizar colectas, pueden agruparse, en general, en:

Colectas en la zona eulitoral en la costa dulciacuícola -parte más externa de la ribera del cuerpo de agua dulce, bajo las influencias de las olas y las variaciones del nivel del agua (Schwoerbel, 1975)- o Piso intermareal, en la costa marina –componente del sistema litoral marino (Boschi & Cousseau, 2004). La extensión de este tipo de ambiente depende de varios factores locales (*e.g.* escarpado de la orilla, intensidad de la variación de mareas –nivel del agua-, fuerte oleaje, baja profundidad, etc). Las colectas se llevan a cabo, en general, con las mareas bajas, sin la utilización de bote. Se denomina en este trabajo infralitoral o litoral profundo, aquel estrato del litoral que permanece siempre bajo agua.

Agua subterránea intersticial

Los espacios que existen entre la arena y grava de esta zona litoral, están mas o menos llenos de agua, a este ambiente se lo denomina agua subterránea intersticial. En ellos viven organismos (*e.g.* turbelarios), los cuales, la mayoría son de tamaño menores a 1mm. Se puede realizar, en este ambiente, dos métodos de estudio:

Cavar en la proximidad inmediata a la orilla

Se hace un agujero con una pala pequeña, hasta alcanzar al agua subterránea. Se saca varias veces el agua intersticial afluyente y se la filtra con una red de mano (fig.1) o con tamices (fig. 2a).

Toma de una colecta de manera total

Se utiliza un corer o tubo de diferentes materiales (*e.g.* pvc), se lo introduce verticalmente en el sedimento blando (arena, limo-arcilloso, areno-limoso, etc.), de forma manual (fig.2b) o mediante un pistón (fig.2c). La columna de arena así obtenida se puede dividir cuidadosamente en discos de grosor variable, que se examinan

separadamente al microscopio. Con este método se estudia la distribución vertical de los organismos.

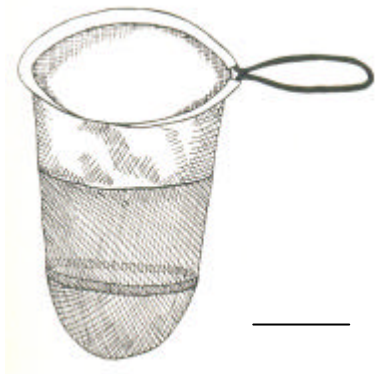


Figura 1 red sencilla de mano (modificada de Schwoerbel, 1975) para captura de organismos en la ribera, pequeñas corrientes de agua, arroyos de montaña.
Escala: 7,5 cm

Figura 2 a. Ambiente intersticial. Tamiz de 500 μm de abertura de malla.



II



III



IV

Figura 2 b. Aplicación del core en el sedimento arenoso (A); aplicación del sedimento en un frasco (B)

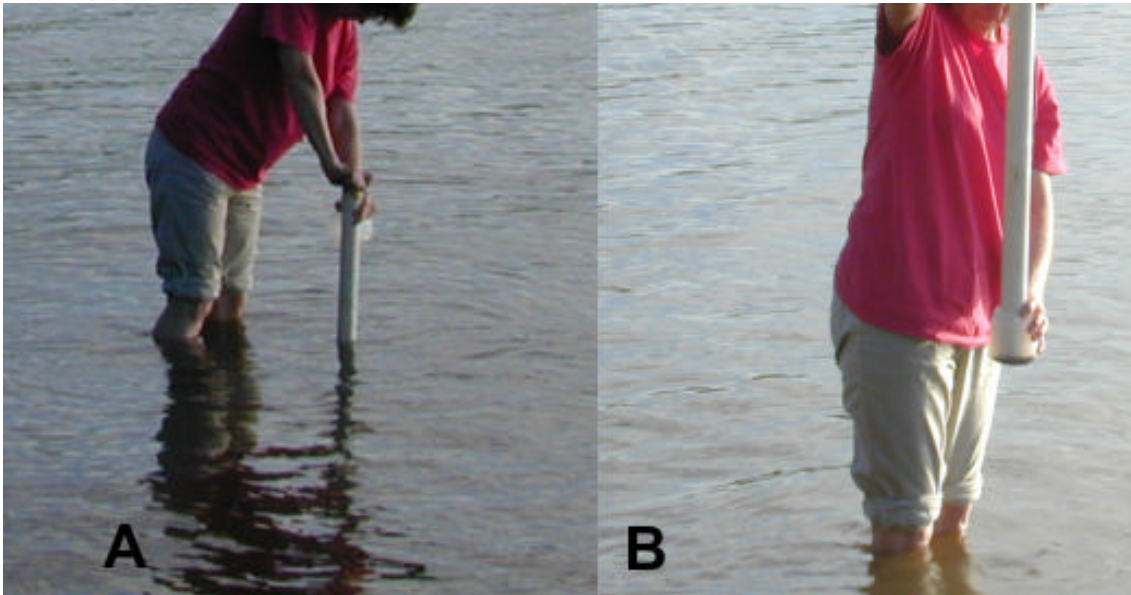
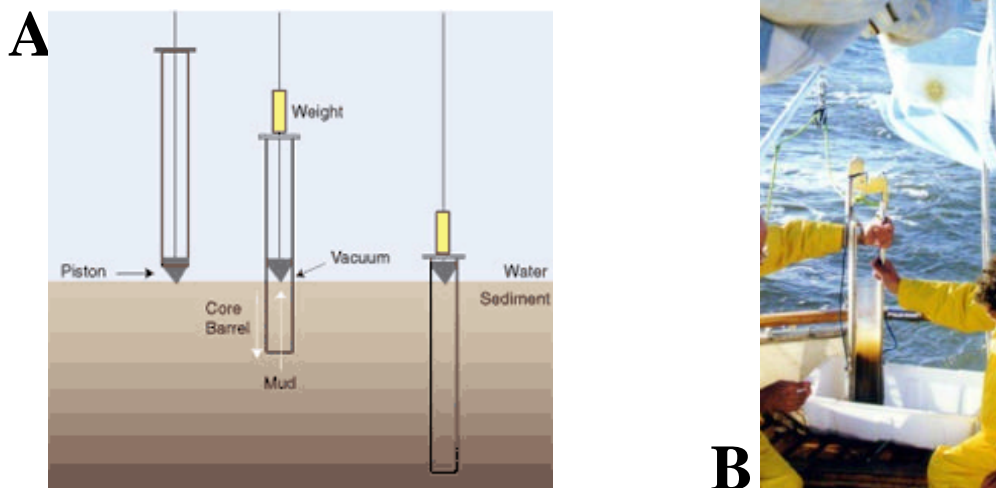


Figura 2 c. Core con pistón (A). Se aplica desde embarcación (B)



Zona del litoral poco profundo de mayor energía (oleaje)

Redes de arrastre

Para un muestreo de tipo cualitativo (ver los taxones presentes, no la numerosidad de cada una de ellos), se deben realizar batidas con las redes (figura 3) en todos los microhábitats existentes en la zona: orillas con y sin vegetación, zonas de piedras, de arenas, en corriente y sin ella, etc.

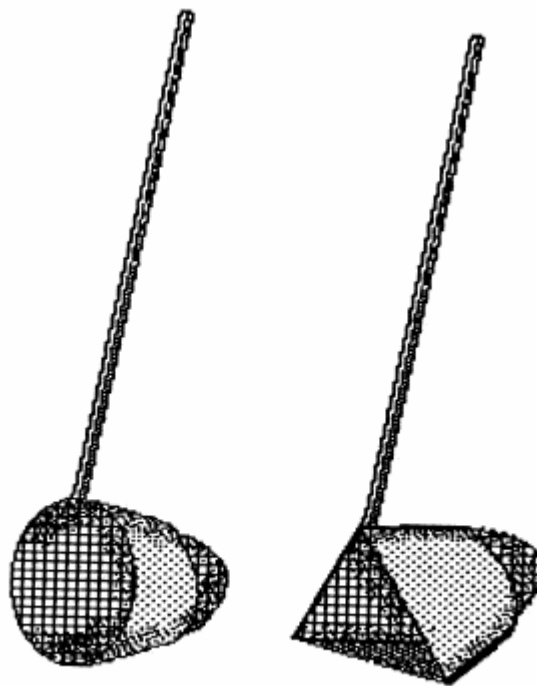


Figura 3. Redes a utilizar para la captura de macroinvertebrados; tamaño de malla: no superior a las 300 μ .

Luego de reconocer los microhábitats existentes (luego de realizar el recorrido visual del tramo de río a estudiar), se procede a muestrear en el sentido de aguas abajo hacia aguas arriba, procurando vaciar, a menudo, el contenido de cada redada, en bateas de color blanco. Con ello se evitará que al colmatarse la red la propia corriente ayude a los animales a escapar. El muestreo se dará por terminado cuando nuevas redadas no aporten capturas de representantes de nuevos taxones de macroinvertebrados. Las muestras pueden transportarse al laboratorio para la extracción de los macroinvertebrados. Sin embargo resulta más fácil y rápido realizar la extracción directamente en el campo, pues al estar vivos, el movimiento de los organismos facilita su localización. Por otro lado en esta labor de extracción es cuando se comprueba que nuevas redadas no aportan nuevos taxones.

Procedimiento de captura. El procedimiento a seguir depende de la profundidad del cauce. Se utiliza un tipo de red que puede ser de fabricación casera (figura 3), de sección triangular de 40 cm. de lado provista de red de tela porosa (de 200-300 μ m.) y de 80 cm. de largo, con mango metálico de aproximadamente 1 m. La eficacia de captura con tamaño de entremallado es de un 98-99%.

La obtención de la muestra se realiza de la siguiente manera: provistos de una red de mano, botas y guantes, se ingresa en el río y se procede a:

1. Si el cauce es de escasa profundidad, se apoya la red en el fondo del río y con la mano se remueve el sustrato. Es recordable colocarse a contracorriente para

facilitar que la fuerza del agua arrastre hacia el interior de la red los ejemplares levantados del fondo.

2. Si la profundidad es mayor y no permite remover el sustrato con las manos, es conveniente situarse de espaldas a la corriente y con los pies, dar pequeñas patadas ("kick") y remover el fondo correspondiente aproximadamente a un área de 1-2 m², o durante 10 minutos aproximadamente, eligiendo diferentes puntos de muestreo. Cuando el número de familias representantes de macroinvertebrados ya no sufre ningún aumento, a pesar de tomar nuevas muestras, se puede dar por concluido dicho muestreo para esa zona.

El filtrado se deposita sobre una bandeja blanca donde se seleccionan los macroinvertebrados con una pinza entomológica, evitando deformarlos al tomarlos con ellas; luego se los introduce en un frasco de cristal o de plástico al que se le añade alcohol 70% hasta completar el 25% del contenido total de la muestra. El color de la bandeja es un factor importante ya que al ser blanca resaltan en ella los ejemplares y facilita su visualización, siendo de gran ayuda en la identificación. El frasco se debe enjuagar con el agua del río antes de introducir la muestra, como en el caso anterior.

En el caso que la profundidad del cauce a muestrear sea tal que no permita al operador tocar fondo, pueden utilizarse sustratos artificiales (véase el ítem "sustratos artificiales" en esta contribución).

Técnica de Surber

Este colector consiste de dos marcos de metal plegables de doce pulgadas. El marco abierto horizontal marca los límites del área de muestreo y la red de nylon adherida al marco vertical toma la muestra. Dado que es extensible, puede penetrar el sustrato y prevenir la migración lateral de las especies. Su diseño permite tomar muestras en arroyos angostos, a 30 o 40cm de profundidad pero es más eficiente cuando no se lo sumerge totalmente. Se debe muestrear un tramo del río que tenga una longitud aproximada de 100 metros. Se realizará un recorrido visual a lo largo del tramo a muestrear y se identificarán los diferentes hábitat para macroinvertebrados presentes: zonas lólicas o leníticas, con macrófitos o no, con raíces o con diferentes tipos de sustratos: arena, limo, etc.

Una vez recorrida la zona y localizados los diferentes microhábitats, se procede a coleccionar en la zona más representativa del tramo escogido (el cual debe ser ambiente de rápidos someros) con una red de surber (figura 4) de 300 µm o 500 µm de luz de malla; esta red se utiliza a contracorriente para recibir los residuos al limpiar los sustratos que

están dentro del área delimitada por el instrumento, estas áreas pueden variar, pero generalmente las más utilizadas son de 30 x 30 cm., o bien, de 50 x 50 cm.

Limitaciones: Colector limitado para ser utilizado en ambiente de aguas rápidas donde el surber se pondrá a contra corriente.

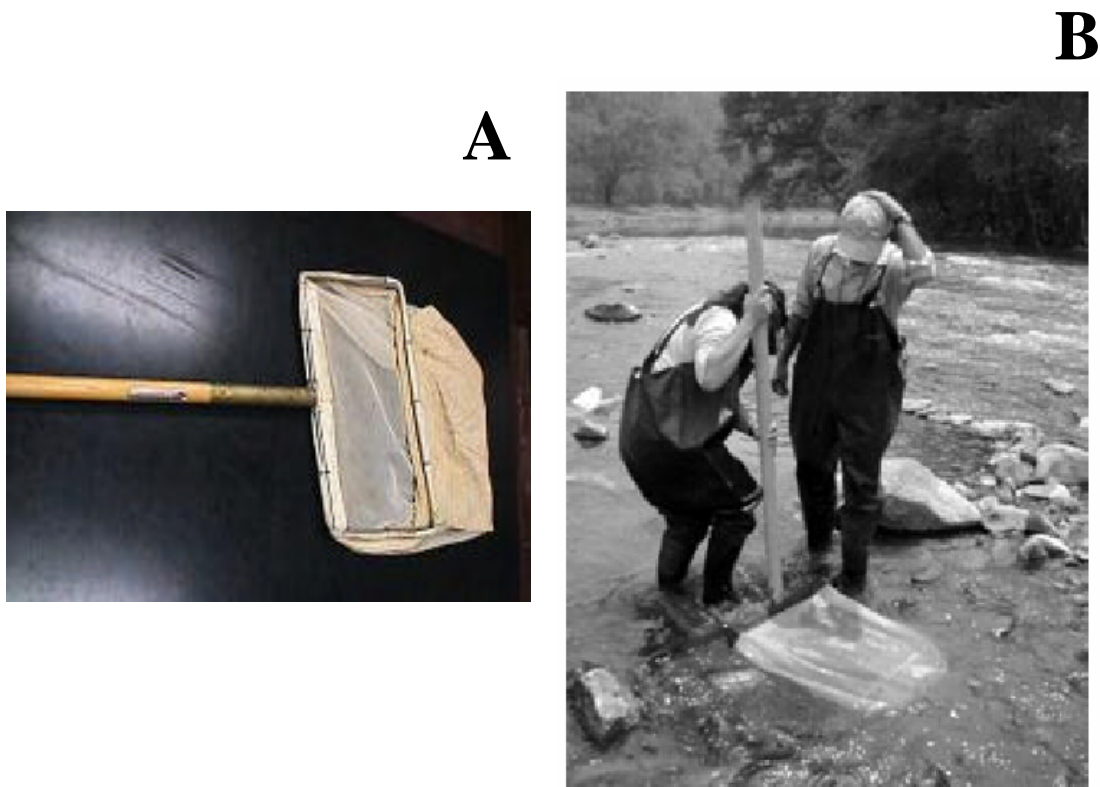


Figura 4 Red de Surber

Técnica con red de mano de arrastre (figura 5 A) para bentos

El tramo de río evaluado deberá tener una longitud aproximada de 100 mts. Se realiza un recorrido visual a lo largo del tramo a muestrear y se identifican los diferentes hábitats. Se identifican todos los microhábitats para macroinvertebrados presentes (*e.g.* zonas lólicas o leníticas, con macrófitos o no, con raíces o con diferentes tipos de sustratos: arena, limo, etc.) en esos 100 metros seleccionados, luego se realiza un mapa esquemático de ellos tratando de representar el área que ocupan dentro del tramo (en % por ejemplo). La colecta se ejecuta removiendo el sustrato con la mano o el pie, de forma que los sedimentos que se encuentran en el fondo del ambiente queden en suspensión en la columna de agua, así, con un movimiento zigzagueante de la red colocada a contracorriente todo el material removido entrará en ella (Figura 5 B). Las piedras deben limpiarse bien dentro de la red o en una batea por ambas caras, así como troncos, raíces, masas de algas, etc.

Figura 5 Red de mano de arrastre para bentos



Zona del litoral poco profundo de baja energía

Técnica de captura de bentos litoral con tamiz

Cuando baja la marea, la superficie arenosa o areno-limosa queda sin agua o con unos pocos centímetros de agua (no mas de 10 cm). En estos casos, la colecta se puede realizar enterrando en el sedimento un muestreador (cilindro de metal de 30 cm de diámetro –fig.6A) hasta una profundidad de 10-15 cm. Posteriormente el sedimento se toma del interior del cilindro con las manos y se lo deposita en un tamiz de 1mm de malla (fig.6B), tamizándolo en el campo (aprovechando el agua del mismo cuerpo de agua –fig.6C) y volcando el contenido resultante del tamiz en una bolsa plástica para su posterior fijación en el laboratorio (figura 6).

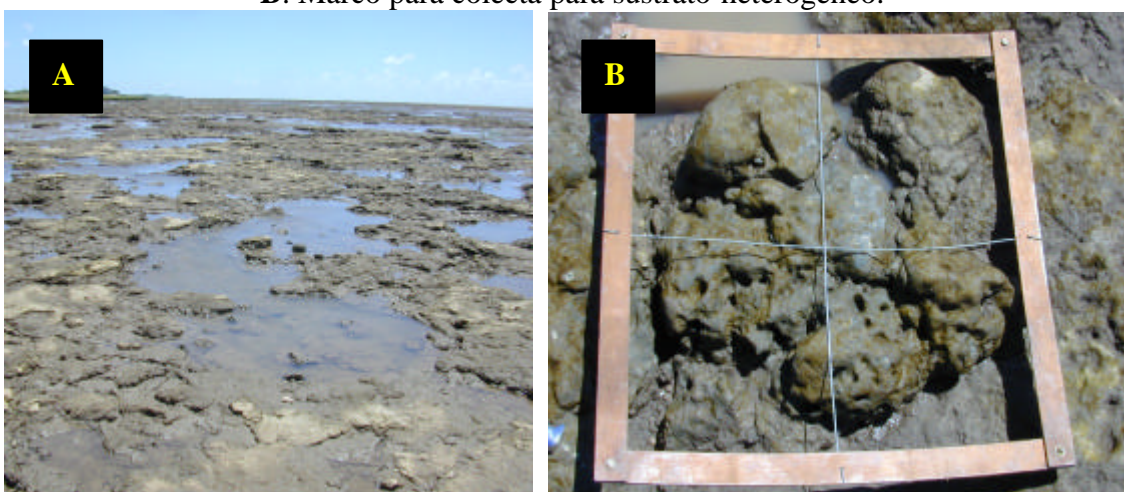
Figura 6. Toma de muestra con tamiz. **A, B y C,** explicación en el texto



Técnica de captura de bentos litoral con marcos

Cuando baja la marea, el sustrato de superficie dura (*e.g.* limo-arena-compacto; rocas; etc.) queda sin agua. En estos casos, la colecta se puede realizar aplicando un marco de 40 cm de lado, subdividido en 4 o más sectores iguales (figura 7). En cada sector se realiza la colecta a mano o con ayuda de pinzas (en el caso de que la fauna se encuentre dentro de pozos, grietas, etc. características de un sustrato heterogéneo).

Figura 7. A. ambiente de “caliche” o areno-limo-compacto.
B. Marco para colecta para sustrato heterogéneo.



Técnica de captura de bentos con red de draga

Esta se utiliza para continuar con las colectas en la zona más litoral de la costa. Consiste en una red con armadura diseñada para ser arrastrada sobre una superficie.

Zona del litoral profundo

Técnica de captura de bentos profundo con draga

- Existen distintos tipos de dragas. Por ejemplo, la más común es la draga de Ekman: superficie de extracción: 225 cm²; peso: 7,2 kg; material de fabricación: bronce pulido o cromado. Mecanismo: activación por mensajero de caída libre. Usos: obtención de muestras de sedimentos finos preferentemente en lagos y lagunas. No recomendable para ambientes arenosos (Figura 8)

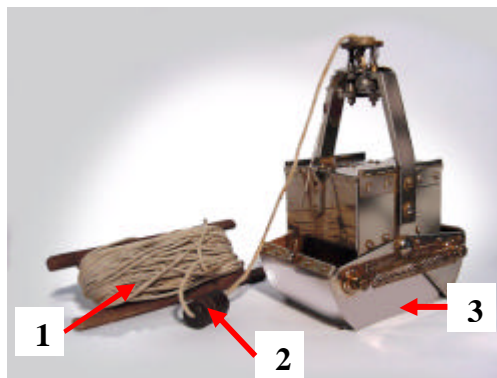


Figura 8. Draga de Ekman. Cuerda marcada (1) por el que corre el mensajero (2), que hace cerrar las “mandíbulas” o palas de la draga (3) una vez apoyada sobre el sedimento a muestrear

Cuando la profundidad del cuerpo de agua es baja, de 30 cm a 100 cm, puede utilizarse una draga tipo Ekman, sin mensajero, pero con un eje metálico que lo reemplaza (figura 9).

Las Dragas se utilizan para colectar muestras de fondo lo menos trastornadas posible, es decir que los estratos del sedimento y de la fauna queden intactos. Funcionan según el siguiente principio: la mayoría tienen dos palas que se mueven uno contra la otra. Se sumergen abiertas sujetada por una cuerda o eje metálico, hasta el fondo, donde se hunden un poco por su propio peso. Entonces se cierran (las palas se unen una contra otra) y se colecta una determinada cantidad de sedimento. El cierre de la draga se realiza cuando un “mensajero” (= peso) o con el eje metálico se activa el mecanismo de unión de las palas. La draga una vez cerrada se saca a la superficie y se vuelca su contenido en un tamiz de tamaño de malla conocido o en una bandeja blanca.



Figura 9. Colecta con una draga tipo Ekman, sin mensajero, con un eje metálico (A) que cumple la función de cerrar las palas (B) en el sedimento. Este sedimento se vuelca en un tamiz (C) de 1 mm de abertura de malla

Cuando la profundidad es de mas de 50 cm, y la finalidad de la colecta se refiere a la captura de organismos infaunales, por ejemplo “náyades” o bivalvos nativos de la

región neotropical, se puede utilizar un muestreador *ad-hoc*, llamado “rastrillo almejero” (figura 10), el cual se utiliza en sedimento blando (arena-limosa), en bote o manualmente.



Figura 10. “Rastrillo almejero” para coleccionar bivalvos infaunales en sustrato limo-arenoso

Técnica de sustratos artificiales

Estas técnicas son aplicables tanto para el litoral poco profundo como profundo, dependiendo de la población a capturar.

En el caso de que la profundidad del cauce a muestrear sea tal que no permita al operador tocar fondo, pueden utilizarse sustratos artificiales o monitores (figura 11). Existen numerosos modelos, el de la figura consiste en cubos, de 25 cms de lado, contruidos con una malla de plástico de 1 cm. de luz, rellenas con guijarros de uno 5 cms. El fondo y los laterales (hasta unos 10 cms de altura) de estas “jaulas” se refuerza con malla de 0.5 mm., que evita que los macroinvertebrados escapen en el momento de extraer los sustratos.

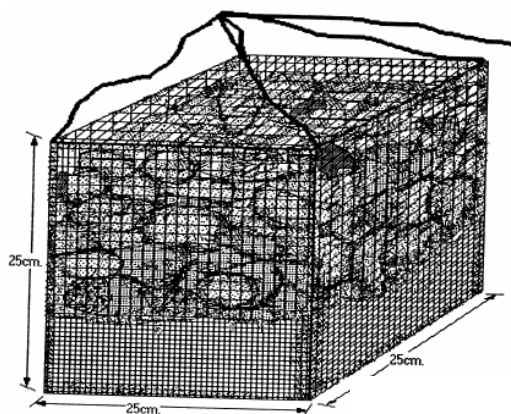


Figura 11. Ejemplo de sustrato artificial

Para aumentar la eficacia de los sustratos artificiales, se anclan a ellos pequeños haces de leña, realizados con ramitas de la vegetación de orillas, así como estropajos, bien de esparto o de plástico. Con ello se reproducen diferentes hábitats que serán colonizados

por los macroinvertebrados. Los sustratos artificiales han de colocarse a lo largo del transecto del cauce (generalmente 4 sustratos, dos en orillas y dos en corriente) y para que sean colonizados por los macroinvertebrados, ha de permanecer sumergidos entre 25 y 30 días.

Dependiendo de la forma de vida de los organismos o las poblaciones a muestrear y del ambiente a estudiar, el sustrato artificial a utilizar es diferente:

- En el ambiente natural, para la colecta de moluscos, bivalvos epifaunales².

En estos casos, cuando el objeto de estudio es por ejemplo un bivalvo de la familia Mytilidae (taxón que reúne entre otras especies a las cholgas, mejillones, mejillones, etc.), se pueden utilizar sustratos artificiales con (figura 12) o sin (figura 13) protección contra los depredadores.

Figura 12. Monitor con forma de cubo (“jaula”), rodeado de una malla de 1 mm de abertura (evita la depredación de los ejemplares asentados). Con un sustrato duro en el interior para que se fijen los ejemplares.

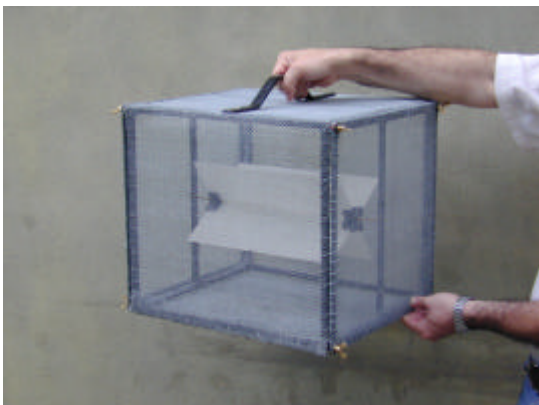
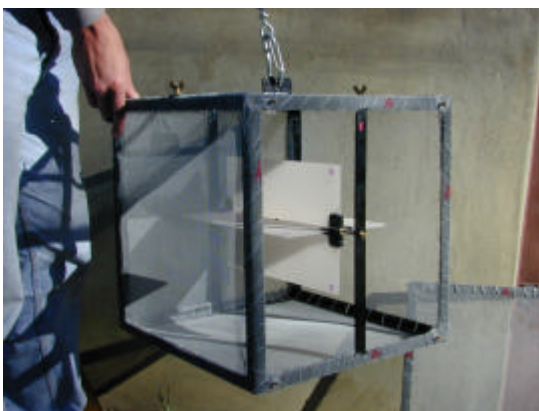


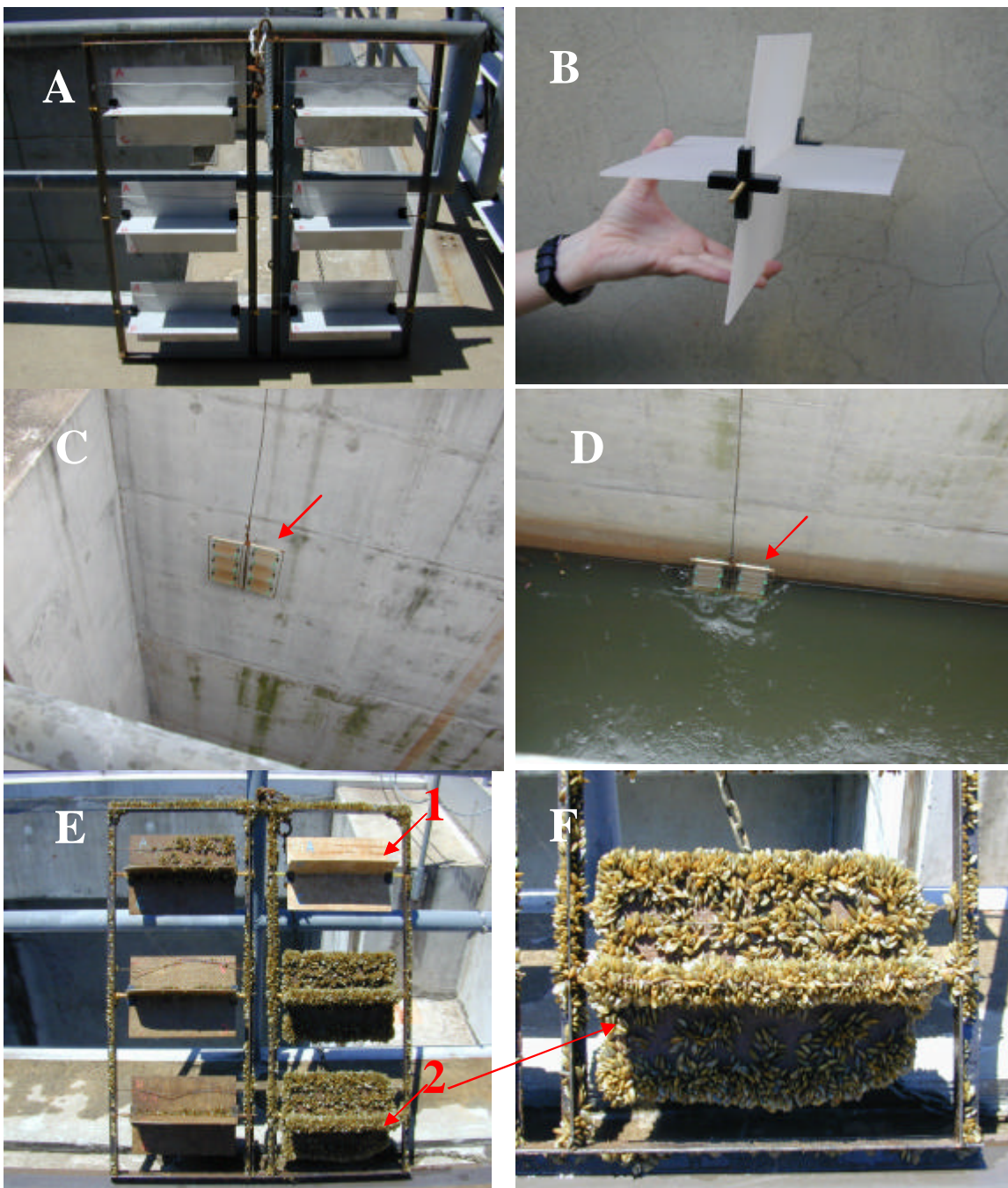
Figura 13. Monitor no tridimensional, para la fijación en campo de ejemplares de mejillón de agua dulce (*Limnoperna fortunei* o “mejillón dorado”); con 6 placas de alambre de 1mm de abertura para la fijación de los ejemplares. La remoción y análisis de c/u de las placas se hace cada 30 días. En este caso el monitor alberga la información para 6 meses.



2: Epifaunal: vivir adheridos a sustrato duro (a diferencia de infaunal que es vivir enterrados en sustrato blando.)

- En ambiente humano (hecho por el hombre), por ejemplo el comienzo de un sistema de refrigeración de una central hidroeléctrica (ambientes de aproximadamente 10 m x 5 m y una profundidad de 40 m), se puede colocar un monitor como el de la figura 14. Un rectángulo de hierro o aluminio (de acuerdo a la energía del agua), el cual lleva 6 muestreadores tridimensionales, en donde se asentaran los ejemplares.

Figura 14. Monitor rectangular (A) con 6 muestreadores tridimensionales (B), para el estudio poblacional del mejillón dorado (*Limnoperna fortunei*); se coloca en el inicio del sistema de refrigeración de una planta generadora de energía (C y D). El muestreador superior derecho se saca cada 15 días (E 1) para analizar el reclutamiento, los otros se remueven cada 30 días. El muestreador inferior derecho presenta una antigüedad de 6 meses (E 2; F 2).



Zona del litoral con vegetación

Pleuston

Se denomina *pleuston* al conjunto de organismos ligados a la vegetación flotante como los repollitos de agua, helechitos de agua, camalotes, entre otros. Esta definición engloba a los organismos acuáticos, semiacuáticos y superficiales. Por ejemplo al considerar el orden Hemíptera se pueden reconocer aquellos que son eminentemente acuáticos (Pleidae) de los que viven sobre el agua (Hebridae) o sobre el sustrato (Lygaidae). Si tomamos en cuenta el orden de los Dípteros, se puede establecer una nueva categoría ya que los adultos son de vida aérea y sólo uno o dos de sus estados de desarrollo viven relacionados con esta comunidad. Iguales ejemplos se pueden encontrar en otros órdenes de insectos. Además existe un conjunto de organismos que son integrantes occidentales del pleuston. Por estas razones se pueden establecer categorías secundarias dentro del ensamble denominado pleuston que son:

- a. Eupleston: es el conjunto de organismos vinculados a la vegetación flotante que cumple todo su ciclo de vida en el agua.
- b. Hemipleuston: este conjunto cumple parte de su ciclo vital dentro del agua
- c. Epipleuston: es el conjunto de organismos que cumple total o parcialmente sus funciones vitales sobre la vegetación flotante sin ser en ningún momento estrictamente acuático.

Método de captura para pleuston

- Extracción manual (Figura 15)

Figura 15. Colecta manual del pleuston y búsqueda de organismos asociados.



- Extracción con la aplicación de un muestreador
 - a. Extracción de la vegetación de una determinada área de muestreo (por ejemplo 250 cm²), delimitada por un marco que puede tener distintas formas (circular, cuadrada, rectangular). La vegetación se extrae mediante un colador de malla muy fina.
Una forma alternativa es extraer la vegetación con un pequeño copo (figura 16) de entre 30 y 35 cm de diámetro de boca, introduciéndolo manualmente hasta unos 5 cm por debajo del pelo del agua y arrastrando en forma paralela a la superficie u operando de arriba hacia abajo (Bonetto et al. 1978)
 - b. Lavado de la vegetación por agitación y colado posterior a través de una red de plancton.
 - c. Acondicionamiento del producto filtrado (dependiendo del tipo de material extraído).

Figura 16. Captura de la fauna asociada al pleuston, mediante muestreador.



Captura de la fauna en medio terrestre

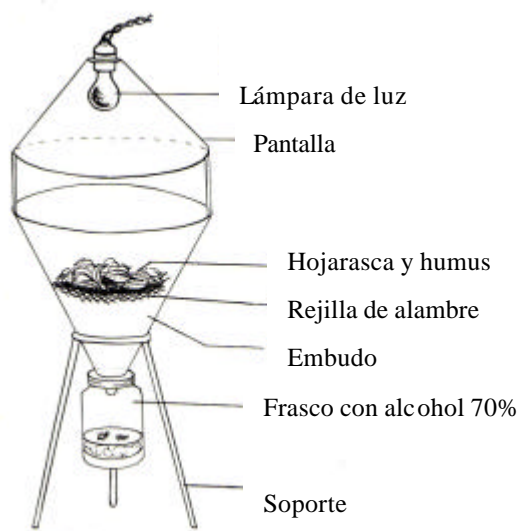
Fauna en tierra u hojarasca

Embudo de Berlese

En las muestras de suelo y hojarasca pueden encontrarse numerosos organismos como miriápodos, arañas, anélidos e insectos de diversos tipos, etc., que pueden ser extraídos al procesar la muestra. La mayoría de estos organismos son lucífugos (huyen de la luz) al tiempo que higrofilos (con afinidad por la humedad) por lo que resulta fácil extraerlos aplicándoles luz y calor. Éste es el fundamento del denominado "Embudo Berlese" (figura 17) que en esencia consta de un embudo sobre el que se coloca un tamiz con un

diámetro de malla adecuado al tamaño de la fauna que se quiera obtener. En el tamiz se coloca un volumen conocido de la muestra de suelo y hojarasca (para poder cuantificar los resultados) y sobre el conjunto se aplica una fuente de luz de intensidad moderada durante unos días. A medida que la superficie de la muestra se va secando, los ejemplares (pececillos de plata, saltarines, pequeños escarabajos y otros insectos detritívoros que promueven la descomposición de la hojarasca) se concentran en la parte inferior de la misma y acaban cayendo en un recipiente o colector, situado en el extremo del embudo y que contiene alcohol al 70% como fijador y conservante. Es conveniente examinar a la vista, el material antes de colocarlo sobre las bandejas y separar manualmente los animales mayores, que de ninguna manera pasarían por la gasa, como cucarachas, arañas, crustáceos, etc. Las lámpara de luz tienen que ser de máximo 40W.

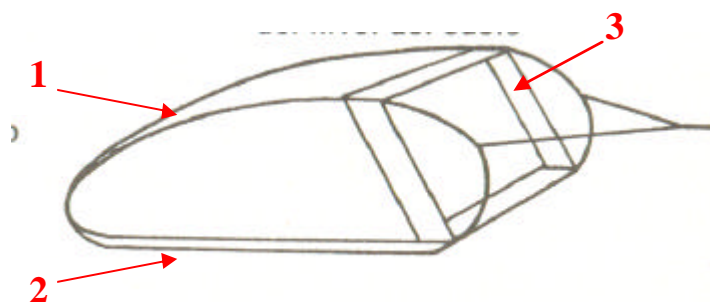
Figura 17. Embudo de Berlese, se utiliza, en general, para analizar la hojarasca.



Técnica de la red de draga

La red de draga (figura 18) es una bolsa (1) de abertura de malla conocida y acorde con la fauna a coleccionar, con una armadura diseñada para ser arrastrada sobre una superficie. Si esa superficie es una llanura o suelo ondulado, la armadura debe construirse con unos “deslizadores” (2), a modo de trineo, para que la red pueda arrastrarse con la embocadura (3) de la boca hacia delante. Esta red es útil para la captura de orugas u otras larvas de insectos de la vegetación.

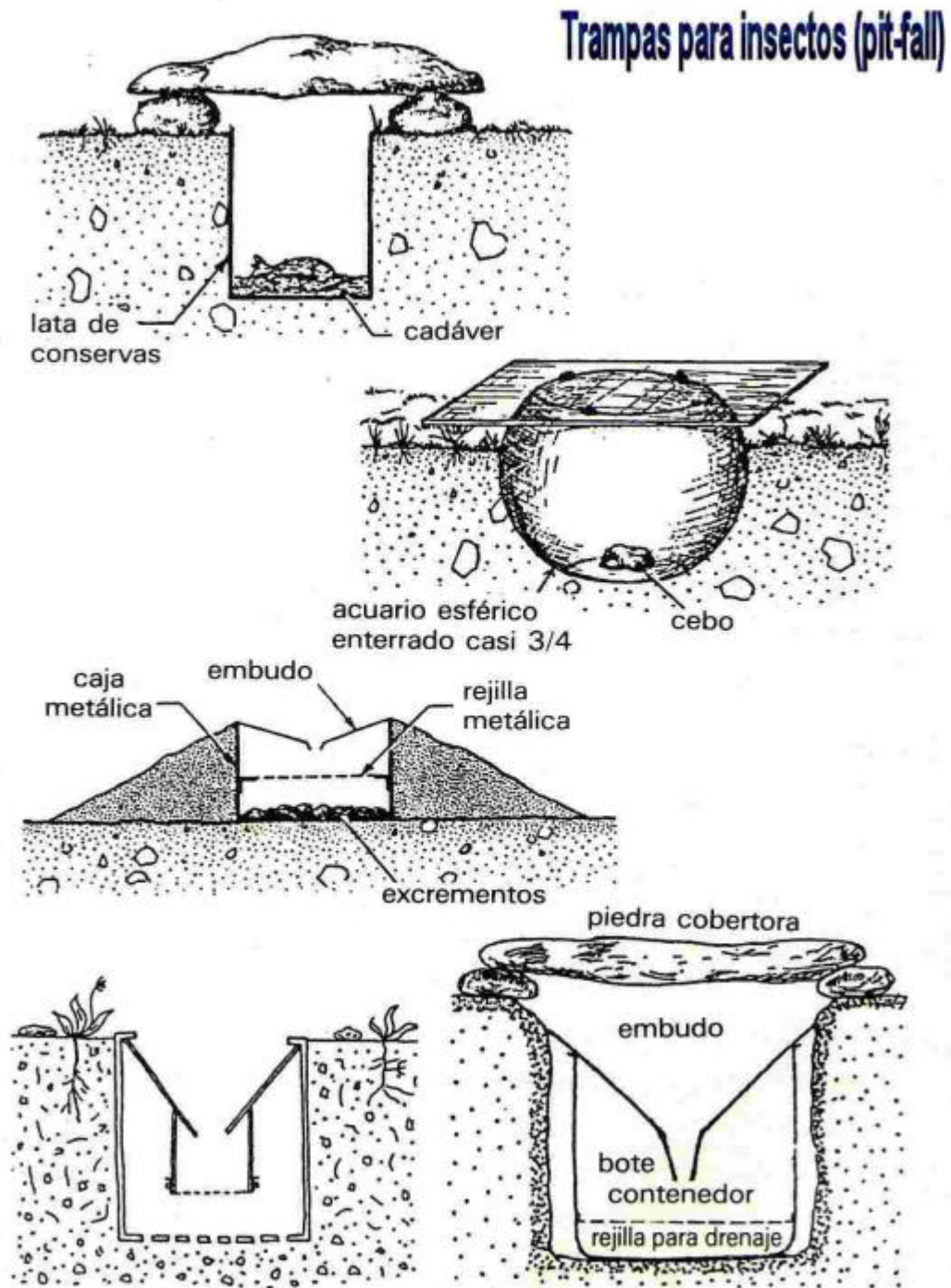
Figura 18. Red de draga. 1, 2 y 3 explicación en el texto.



Colocación de trampas de caída o "pit-fall"

Un métodos muy usual para estudiar la fauna edáfica, es la colocación de trampas de caída denominadas "pit-fall" que consisten en recipientes de capacidad conocida (200 cc es lo más común) enterrados casi al ras de suelo y parcialmente cubiertos para prevenir la inundación (figura 19).

Figura 19.



El número de trampas que se instalen será variable en función de la extensión de territorio. El interior puede contener alcohol (70°) o vinagre comercial que también es conservante.

Insectos voladores

Manga entomológica o cazamariposas

Para la captura se utiliza la clásica manga entomológica o cazamariposas (figura 20), las principales cualidades deben ser la ligereza y la resistencia de su armazón metálico, que permiten, respectivamente, su fácil manejo y la seguridad necesaria en el batido de la vegetación.

La malla debe ser blanda y ligera, de un tejido no demasiado tupido, pero sí lo suficiente como para impedir que los insectos pequeños se escapen (el material utilizado con mayor frecuencia es el nylon blanco). La red además, debe ser resistente para evitar su deterioro en su roce con la vegetación; en este sentido, conviene reforzar todo el borde del aro mediante un tejido más resistente, ya que es la zona que soporta más fricción. El diámetro del aro no debe ser inferior a los 30 cm de abertura, con el objeto de facilitar la introducción de las manos y de los frascos recolectores de insectos. La longitud de la bolsa debe ser, al menos, el doble del diámetro, ya que esto permite doblar la bolsa de la manga al final de cada pasada, atrapando de esta manera todos los insectos cogidos en ella.

Una vez capturados los ejemplares, se conduce al extremo distal de la manga mediante un rápido movimiento de la red en el aire (fig.21 A), colocando el extremo final de la manga en dirección hacia el sol (fig.21 B). Luego se gira la abertura de la manga (fig.21 C - D). De este modo se facilita la introducción de los insectos en los tubos o frascos de transporte, que se colocan en el interior de la bolsa (fig.21 E)

Figura 20. Distintos tipos de mangas (= redes) entomológicas

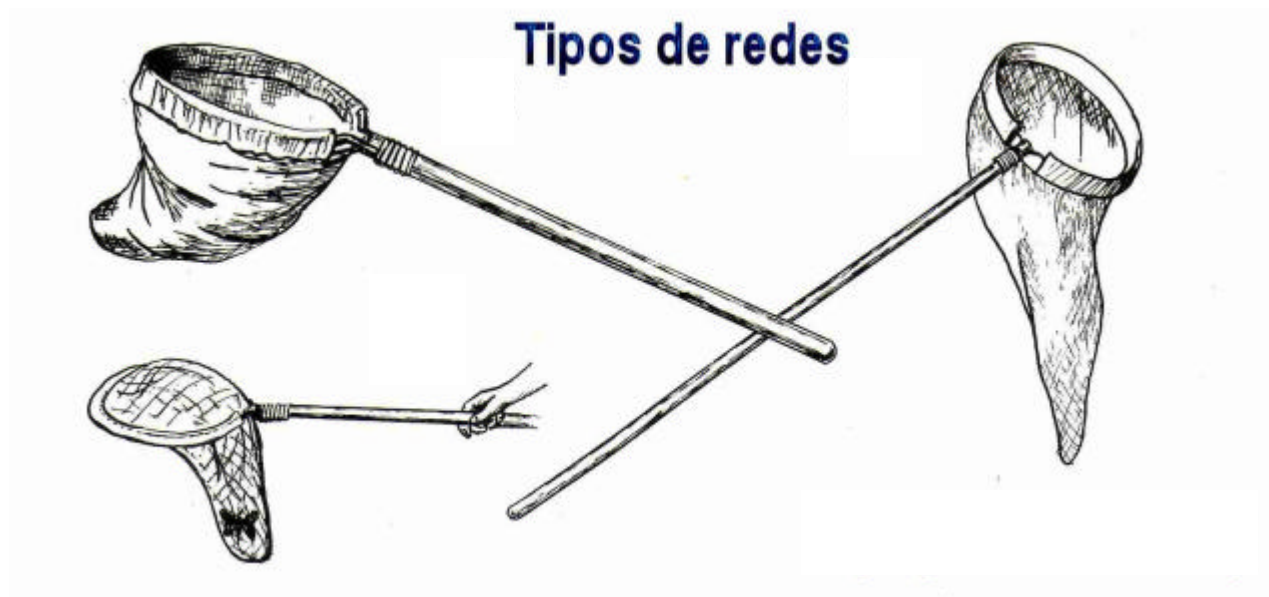
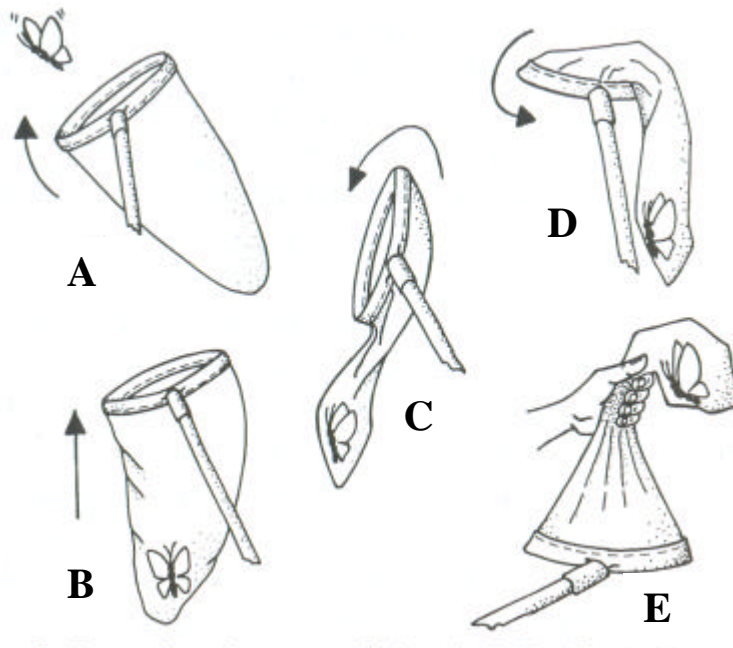


Figura 21. Captura de una mariposa mediante una manga entomológica o cazamariposas.
A, B, C y D explicación en el texto



Trampas de luz.

Las fuentes de luz son un atractivo para diversos grupos de insectos alados. Probablemente la luminosidad puede ser utilizada en el ciclo reproductivo para la localización entre machos y hembras. Es difícil establecer si las fuentes artificiales de luz confunden o favorecen como atractivo eficiente para la colecta.

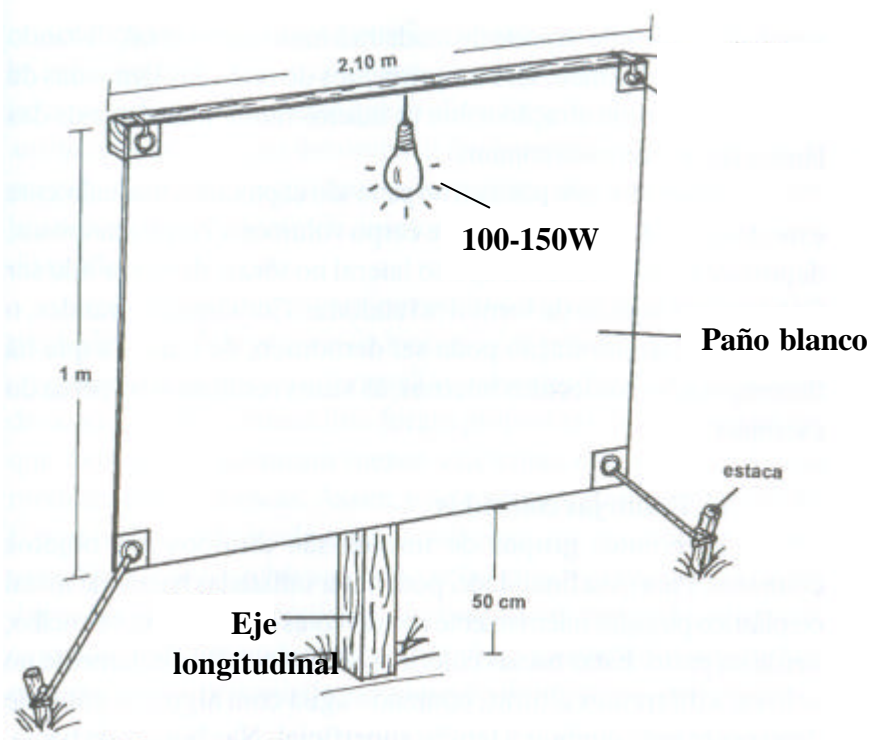
Hay varios tipos de trampas de luz. Una de ellas es muy común y sencilla de armar (figura 22). Consiste en una lámpara (1) de 60 W, un embudo (2) de 20 cm de diámetro y un frasco (3) con la mitad completa de alcohol 70°. La ubicación de la luz es a una distancia aproximada de 15 cm del embudo. La abertura pequeña del embudo desemboca en el interior del frasco.

Figura 22. Trampa de luz de fácil construcción y comprobada efectividad.



Otro tipo común y fácil de construir es el “pañó para colecta nocturna” (figura 23). Se diferencia del método anterior en que este es un método más selectivo de captura; permite una colecta cuidadosa, sin daño de las partes delicadas de los ejemplares (e.g. mariposas). Para la atracción de los insectos se utiliza una fuente de luz próxima a un paño blanco tendido entre dos árboles o estacas. También puede utilizarse como superficie de captura una pared blanca con una fuente lumínica.

Figura 23. Paño para colecta nocturna.



TÉCNICAS PARA LA CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS DE LOS INVERTEBRADOS EXISTENTE EN DISTINTOS AMBIENTES

(Que hacer y como hacer)

Conservación de las Muestras de Invertebrados

1. Se conservarán todas las muestras en el campo.
2. Los invertebrados se colocarán en frasco de vidrio o de plástico.
3. Para una mejor conservación, llenar no más de la mitad de la capacidad del frasco.
4. Los cangrejos, caracoles y almejas se clasificarán en frascos separados y se los conservará en formalina rebajada al 10%. Dado que la formalina es ligeramente ácida y disolverá el calcio del esqueleto exterior de los invertebrados de caparazón dura, su identificación si bien no imposible se hará difícil. La formalina se podrá obtener ya rebajada, de lo contrario agregar carbonato de

magnesio o bórax para neutralizar la solución. Mezclar el bórax con la formalina hasta que se deposite una pequeña cantidad de polvo en el fondo del contenedor.

5. Los invertebrados sin esqueleto calcáreo pueden conservarse en la solución de Kahle dado que dicha solución mantiene los tejidos de los especímenes suaves, evita que se arruguen y conserva el color durante mayor cantidad de tiempo. Sin embargo esta solución no es adecuada para los invertebrados de caparazón calcáreo, ya que en ellos la solución de Kahle disolverá el calcio del esqueleto.

Fórmula de la solución de Kahle:

Agua destilada	59 ml
Acido acético glacial	2 ml
Etanol al 95%	28 ml
Formalina al 100%	11 ml
<hr/>	
Total	100 ml

Conservación de los principales grupos taxonómicos de vida libre

(http://www.uco.es/dptos/zoologia/zoolobiolo_archivos)

Sinopsis:

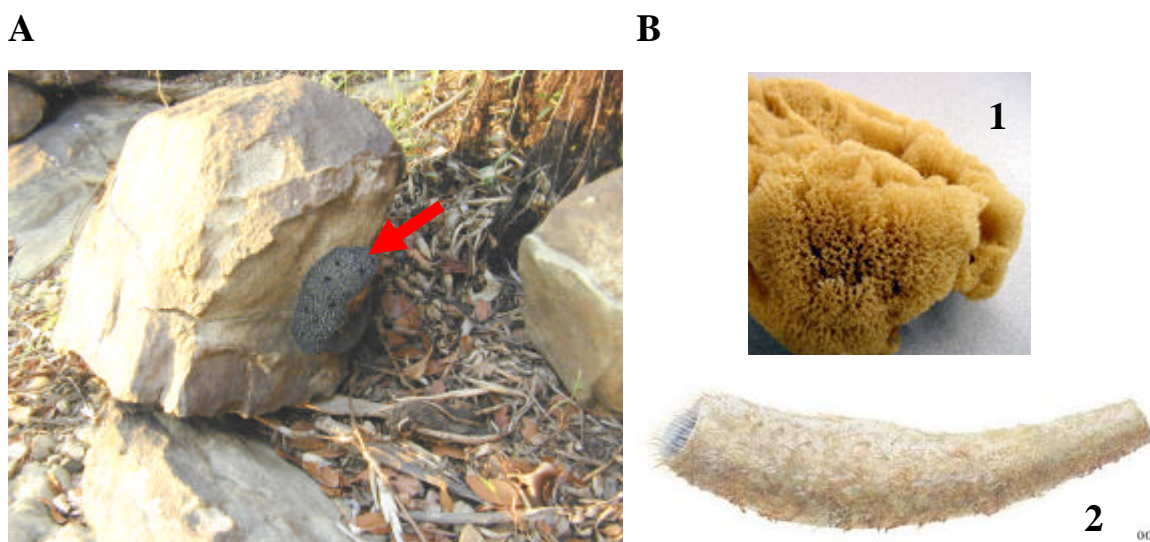
TIPO		CONSERVACIÓN	
		Cuerpo fresco	Esqueleto
<u>PORÍFEROS</u>		Líquido	Seco
CNIDARIOS	<u>HIDROZOOS</u>	Líquido	Seco
	<u>ESCIFOZOOS</u>	Líquido	Seco
	<u>ANTOZOOS</u>	Líquido	Seco
<u>NEMATODOS</u>		Líquido	-----
<u>ANÉLIDOS</u>		Líquido	-----
ARTRÓPODOS	<u>QUELICERADOS</u>	Líquido	Seco, protegido
	<u>CRUSTÁCEOS</u>	Líquido	Seco, protegido
	<u>MIRIÁPODOS</u>	Líquido	Seco, protegido
	<u>HEXÁPODOS</u>	Líquido	Seco
<u>MOLUSCOS</u>		Líquido	Seco (conchilla)
<u>EQUINODERMOS</u>		Líquido	Seco
En seco: Exoesqueleto duro			
En líquido (alcohol 70% o formol al 4%): Animales de cuerpo blando o de cuerpo duro pero frágiles			

PORÍFEROS

(“esponjas”)

Las especies de esponjas intermareales o de aguas someras (Figura 24 A), pueden recogerse fácilmente sin equipos especiales, y las de aguas profundas mediante buceo o dragados. Si es posible, las esponjas deben recogerse completas y unidas a su substrato inmediato. Normalmente, pueden desprenderse del sustrato cuidadosamente con un cuchillo. Si una esponja es demasiado grande para ser recogida entera, debe cortarse una porción que contenga las estructuras principales. Los ejemplares deben guardarse individualmente, para evitar el intercambio de espículas superficiales, ya que estos elementos esqueléticos se utilizan para la identificación.

Figura 24. A. Dulciacuicola: Desmospongia. B. Marinas: 1. Desmospongia; 2. Hexactinellidae



El esqueleto de una esponja puede estar formado por *fibras de espongina* o por *espículas silíceas* o *calcáreas*. Las espículas se pueden observar fácilmente colocando un trozo de esponja en un tubo de ensayo con unas gotas de ácido nítrico concentrado para espículas silíceas o con hidróxido de potasio al 10% para las calcáreas, durante unas 8 horas o haciéndolo hervir para acelerar el proceso. Después se decanta al ácido y se lavan las espículas varias veces, dejándolas sedimentar. Se deshidratan en alcoholes y se transfiere una gota de espículas-alcohol a un portaobjetos, dejándola secar completamente. Finalmente se realiza el montaje permanente en bálsamo de Canadá.

Las fibras de espongina se preparan lavando y volteando la esponja en agua dulce, dejándola secar, desprendiendo pequeñas porciones y tiñéndolas con Safranina, Eosina o Verde luz. Posteriormente se lavan y deshidratan pasándola por la serie de alcoholes y se monta una preparación permanente en bálsamo de Canadá.

Las esponjas deben fijarse recién colectadas, ya que se deterioran rápidamente. El alcohol es el conservante más útil. Los ejemplares deben sumergirse en alcohol al 50%

y transferirse a alcohol limpio de la misma graduación a las doce horas. Tras otras doce horas deben pasarse a alcohol del 70%. No se recomienda formol como fijador para esponjas, porque ablanda los tejidos y destruye las espículas calcáreas.

Las esponjas marinas pueden secarse en un lugar fresco y ventilado, pero antes del secado deben sumergirse durante dos horas en agua dulce, para eliminar sales.

Síntesis

En medio líquido: tras el lavado, las esponjas se conservan en alcohol de 60° a 96° en función del tamaño del ejemplar. No es adecuado el formol pues destruye las espículas que constituyen el esqueleto del animal.

En seco: Lavar y dejar secar el ejemplar en ambiente cálido, sin exponerlas directamente al sol. Etiquetar y guardar en ambiente seco para evitar el desarrollo de hongos.

CNIDARIOS

Son animales acuáticos fundamentalmente marinos y unas cuantas formas dulceacuícolas, todos ellos muy variables en apariencia y en modos de vida, pero con una organización básica muy similar expresada en un cuerpo cilíndrico con simetría radial. El grupo incluye más de 9.000 especies conocidas (medusas, anémonas, pólipos y corales) que suelen habitar en lugares poco profundos, siendo común a todas ellas poseer unos órganos urticantes denominados nematocistos provistos de unas células que reciben la denominación de cnidocitos. Su tamaño es muy variable, algunos pólipos son microscópicos y las mayores medusas alcanzan más de tres metros de ancho. En los ciclos vitales exhiben generalmente dos formas corporales principales (Figura 25): la de *pólipo* (solitarios o coloniales, generalmente sésiles) y la de *medusa* (formasacampanadas, libres, generalmente gregarias).

Figura 25. Cnidarios. A forma medusa (agua viva); B forma pólipo (coral)



HIDROZOOS

Figura 26. A. Hidromedusa; B Forma pólipa (*Hydra* sp.)



Captura: Se capturan directa y manualmente. Para las formas frágiles se debe utilizar un frasco o de una red para que no se rompan los tentáculos.

Conservación: Se pueden fijar directamente añadiendo formol al agua de mar hasta alcanzar una disolución del 5%. Los hidrozooos y otras formas polipoides de Cnidarios se deben dejar expandir antes de fijarlos, para ello se pueden anestesiar con sales de sulfato de magnesio que se agregan periódicamente (cada 20 minutos) al agua del medio durante varias horas. Cuando quedan insensibles se fijan en formol al 5%, en Bouin³ o en alcohol de 70°.

ESCIFOZOOS ("aguas vivas")

Captura:

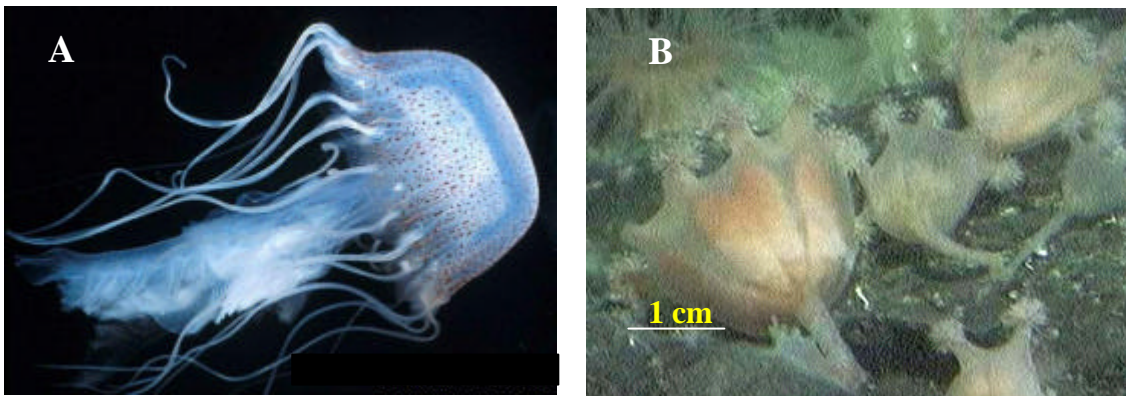
Esta Clase incluye las mayores y más peligrosas medusas (Figura 27) que en su mayoría se encuentran en aguas costeras, pudiéndose capturar con redes y evitando el contacto directo debido a la presencia de numerosas células urticantes. Las Stauromedusa (Figura 27 B) por su condición sésil se colectan junto a una porción de las algas que usualmente les sirven de sustrato, también pueden hallarse adheridas a las rocas. También pueden encontrarse a orillas del mar, hasta donde han sido arrastradas por las mareas.

3: Bouin: Acido pícrico saturado (2 gramos de acido pícrico en 100 mililitro de agua destilada) ----- 75 ml
 Formol concentrado ----- 25 ml
 Acido acético glacial ----- 5 ml

Conservación:

Los Escifozoos pelágicos deben ser fijados en formol al 20% y conservados en el mismo medio diluido a la mitad. No se requiere anestesia previa. Las Stauromedusa se transfieren directamente al conservante (formol 10% o alcohol 70%).

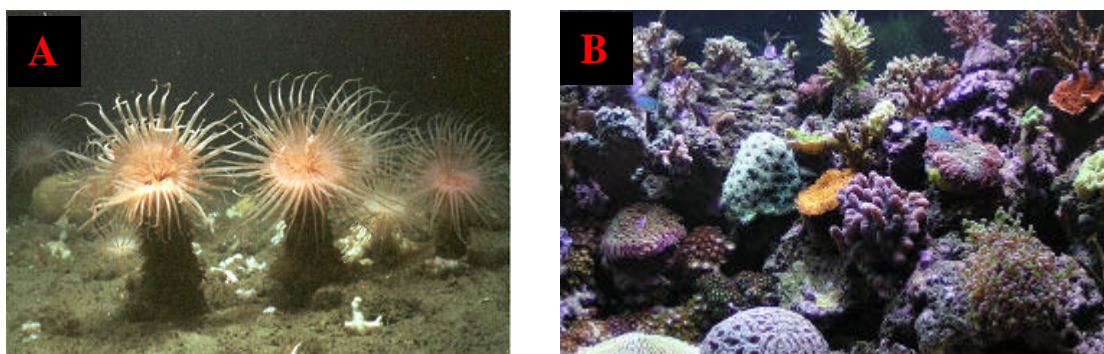
Figura 27. Medusas de Escifozoo.



ANTOZOOS ("corales y anémonas")

Las especies de Antozoos que forman grandes colonias se recogen mejor a mano, y si es necesario, con la ayuda de martillo y cincel. Las especies solitarias (Figura 28 A) se recogen a menudo unidas a un pedazo de substrato rocoso del que pueden separarse con la ayuda de un escalpelo romo. Las especies de antozoos de esqueleto calcáreo (Figura 28 B) deben conservarse en alcohol al 70%, ya que el formol disuelve los materiales calcáreos. Si solamente se precisa el esqueleto, como ocurre por ejemplo con los corales verdaderos, el ejemplar puede dejarse durante varios días en una mezcla a partes iguales de lejía y agua y después aclarar y secar. Otros antozoos pueden fijarse y conservarse como el resto de los cnidarios.

Figura 28 Antozoos **A.** Anémonas (pólipos solitarios); **B.** Arrecife coralino (pólipos coloniales)



Recolección:

Las anémonas de mar pueden desprenderse directamente de las rocas mediante un cuchillo o extraerlas de aguas más profundas con draga. Como grupos anteriores deben mantenerse aislados en frascos con agua de mar y a la sombra. Todos los llamados corales, ya sean córneos o duros pueden extraerse con una draga y conservarse en seco.

Conservación:

Para fijar anémonas se deben expandir previamente narcotizándolas con aceite de clavo o cloretona, o dejar que se insensibilicen de forma natural a medida que se acumulan las sustancias tóxicas y se agota el oxígeno del medio. Una vez que el animal queda insensible, se añade formol hasta obtener una disolución al 5%. Los corales blandos se fijan en formol neutro durante 15 minutos, posteriormente se dejan secar en sitio sombreado. Para que queden más limpios se mantienen en agua durante varios días y se lavan a presión. Después se incluyen en una disolución blanqueadora (lejía comercial al 10%), se enjuagan repetidamente y se dejan secar. También pueden conservarse en medio líquido (formol neutro 5%, alcohol 70°) teniendo en cuenta que el formol concentrado destruye el esqueleto de los corales; hay que narcotizarlos previamente igual que se hace con las anémonas. Antes de fijarlos se debe anotar la coloración ya que la luz o el alcohol pueden alterarla. Se guardarán en lugares oscuros.

PLATELMINTOS
 (“gusanos chatos”)

Estudios de Platelminetos parásitos ⁴ (endoparásitos, ectoparásitos) y comensales ⁵

Forma de vida y detección

Gran diversidad de invertebrados establecen estrechas relaciones con otros organismos que actúan como hospedadores (tanto vegetales como animales, vertebrados e invertebrados). Para la obtención y posterior estudio de estos organismos, primeramente debe realizarse la captura de la especie hospedadora. Esta se realiza de acuerdo a sus características, ya sea vertebrado o invertebrado. Entre estos invertebrados que establecen relaciones estrechas con otros organismos se incluyen: numerosos protozoos;

4: parásitos. Interacción simbiótica donde una especie, el parásito, vive a expensas de otra especie, el hospedador. Relación + y -, respectivamente.

5: comensal. Interacción simbiótica, en donde una especie saca beneficio de otra especie, mientras esa otra especie no se perjudica ni se perjudica.

platyhelminths monogéneos, digéneos y cestodos; acantocéfalos y nematodos, entre otros ejemplos. El hábitat de estos organismos es muy variado. Aquellos que son ectoparásitos o comensales, pueden ser hallados en la superficie del cuerpo de sus hospedadores (caparazones, escamas, plumas, piel, etc.) o en cavidades corporales en comunicación con el exterior (cámaras branquiales, boca, cloaca, etc.). Los endoparásitos, de acuerdo al grupo taxonómico y estadio de vida (larvas o adultos), pueden encontrarse en el interior del tracto digestivo, en cavidad abdominal, pulmones, sangre, hígado, etc.).

Captura y fijación

Para el estudio de los organismos parásitos y comensales es ideal su detección y observación *in vivo*. Sin embargo, cuando esto no es posible por no contar con comodidades para extraer los parásitos en forma rápida, se debe fijar al hospedador para luego realizar la extracción de los parásitos y comensales en el laboratorio. Las técnicas para fijación y preservación de los diferentes grupos son variables, ya que se trata de morfologías muy diferentes.

Los protozoos y los huevos de helmintos frecuentemente serán encontrados en las heces. La muestra de materia fecal debe conservarse en formol al 5%.

El procedimiento para su captura varía según su forma de vida. En general se extraen directamente, luego de realizar una disección del hospedador, y se coloca el sector del cuerpo del hospedador con parásitos en una solución salina (7 gr de sal en 1000cc en hospedadores ectotérmicos y 8,5 gr de sal en 1000cc en endotérmicos). La extracción se completa con ayuda del microscopio o una lupa para las formas pequeñas.

Para la conservación primeramente deben ser fijados y luego conservados. Para su estudio se requiere la elaboración de preparaciones temporales o permanentes siguiendo un protocolo propio en función de las características anatómicas de los ejemplares y del objeto de estudio. Los ejemplares grandes que no se pueden montar en preparaciones se conservan en alcohol de 75%. Los ejemplares menores serán posteriormente teñidos con diferentes colorantes.

Los *digéneos* y *monogéneos* son parásitos aplanados del grupo de los platelmintos, que en estado adulto se encuentran casi invariablemente en hospedadores vertebrados. Como parásitos internos, los adultos afectan a un amplio grupo de animales.

De las especies endoparásitas (trematodos y otros invertebrados parásitos internos), muchas viven en el tubo digestivo o sus paredes, otras invaden cavidades y sus

membranas limitantes, el hígado, conductos biliares y vesícula biliar, cavidades nasales y órbitas, los pulmones, tráqueas y tubos bronquiales, el corazón y los vasos sanguíneos, los riñones, uréteres, vejiga urinaria y uretra. En peces, la vejiga natatoria y las cámaras branquiales pueden también alojar estos parásitos.

Los trematodos digeneos vivos, una vez extraídos del hospedador, deben limpiarse primero agitándolas a fondo en solución salina al 1 %, y para muchos fines, pueden fijarse en formol al 10% y conservarse en alcohol 70°. Pueden usarse fijadores calientes (70-80 °C) que brindan mejores resultados en la fijación y el estiramiento de los ejemplares para lograr mejores resultados en las técnicas de coloración.

Los *cestodes* (= tenias), en estado adulto, se encuentran casi exclusivamente en el intestino de vertebrados. El escólex suele estar firmemente adherido a las paredes del tracto digestivo, pero pueden desprenderse espontáneamente si se las deja durante un rato sumergidas en solución salina. Para conseguir una buena conservación, las tenias deben lavarse en solución salina mientras aún estén vivas, y a continuación deben fijarse. Como fijador de tenias se puede usar una solución de formol (5-10%). Debe usarse fría, tras lo cual los ejemplares se conservan en alcohol 70°.

Los *nematodos* parásitos pueden ser localizados en numerosas lugares dentro de sus hospedadores, que pueden ser vertebrados e invertebrados. Una vez extraídos, deben lavarse en una solución salina al 1 % y fijarse, dejándolos en alcohol caliente al 70-90% o en formol caliente al 3-5%. Los fijadores calientes se suelen utilizar a 70-80°C. Para conservarlos se utiliza alcohol 70°.

Los *acantocefalos* adultos habitan el intestino de vertebrados. Una vez extraídos de los hospedadores pueden ser fijados en AFA (93 partes de alcohol 70°, 5 partes de formol 37% y 2 partes de ácido acético glacial) colocados entre dos cubreobjetos, aplicando una leve presión. Este material puede posteriormente colorearse, siguiendo los protocolos correspondientes.

Estudios de Platelminetos de vida libre

Macro turbelarios

Dentro del grupo de la Platelminetos de vida libre, como son los turbelarios, en este trabajo se consideran sólo los triclados (Figura 29 B) (planarias terrestres, de agua dulce y marinas) y policlados (Figura 29 A) (exclusivamente marinos), ya que son de una longitud del cuerpo que los incluye dentro de los macroinvertebrados.

Los policlados habitan el bentos marino y pueden ser recolectados en el bentos intermareal a través de colectas manuales o en zonas mas profundas a través del uso de dragas o redes de arrastre (Figuras 5 y 8). Una vez capturados es de gran utilidad fotografiarlos, ya que presentan colores característicos, que una vez fijados se perderán. Para su fijación se ubican sobre papel de filtro, y se les coloca dentro de una cápsula de Petri con una pequeña cantidad de formol al 10% frío. Luego los animales son cubiertos totalmente con fijador y, para lograr que el animal se fije aplanado se lo estira con un pincel. El material posteriormente es conservado en alcohol 70°.

Los triclados terrestres habitan zonas muy húmedas, como la hojarasca de los bosques, debajo e piedras maderas, siempre en lugares muy húmedos. No toleran la falta de humedad. Pueden ser retirados de su hábitat juntando hojarasca o levantándolos con un pincel del sustrato. Las planarias marinas habitan zonas semejantes a los policlados, en el intermareal, entre las algas o en zonas húmedas, ya que no toleran la desecación. Las planarias de agua dulce se fijan a distintos sustratos en el fondo o a la vegetación palustre y flotante. Pueden ser capturados con redes, sacudiendo la vegetación como para otros organismos del pleuston (Figura 15) o revisando el sustrato (Figura 38) y retirando los ejemplares con un pincel. También puede usarse carnada, como un pequeño trozo de carne sanguinolenta, al que las planarias de agua dulce responden positivamente.

Una vez capturados se colocan sobre papel de filtro, se le agrega lentamente fijador, preferentemente en frío. El fijador puede ser formol al 10% o liquido de Bouin. En cualquiera de los casos, luego de uno o dos días de permanecer en fijador deben ser pasados a alcohol 70° que actuará como sustancia conservante hasta su posterior tratamiento para su estudio.

Figura 29 A. Policlados marinos

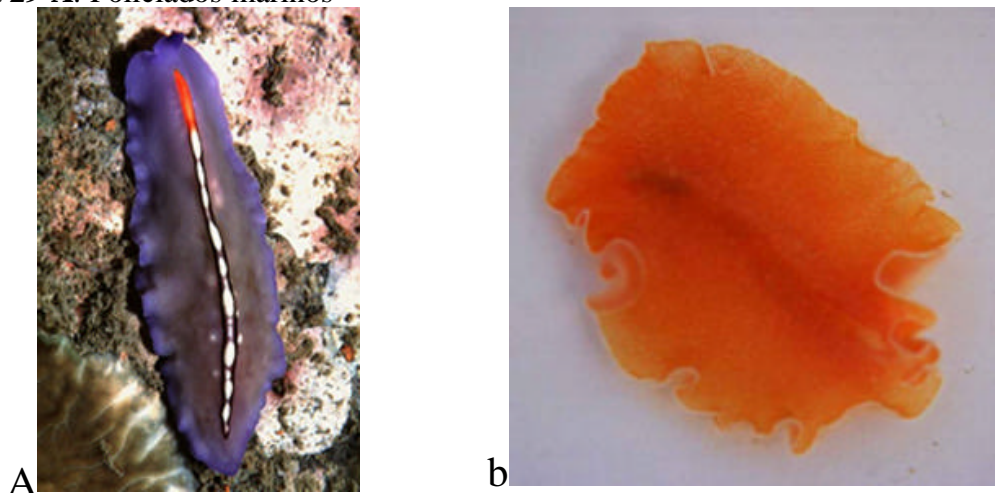
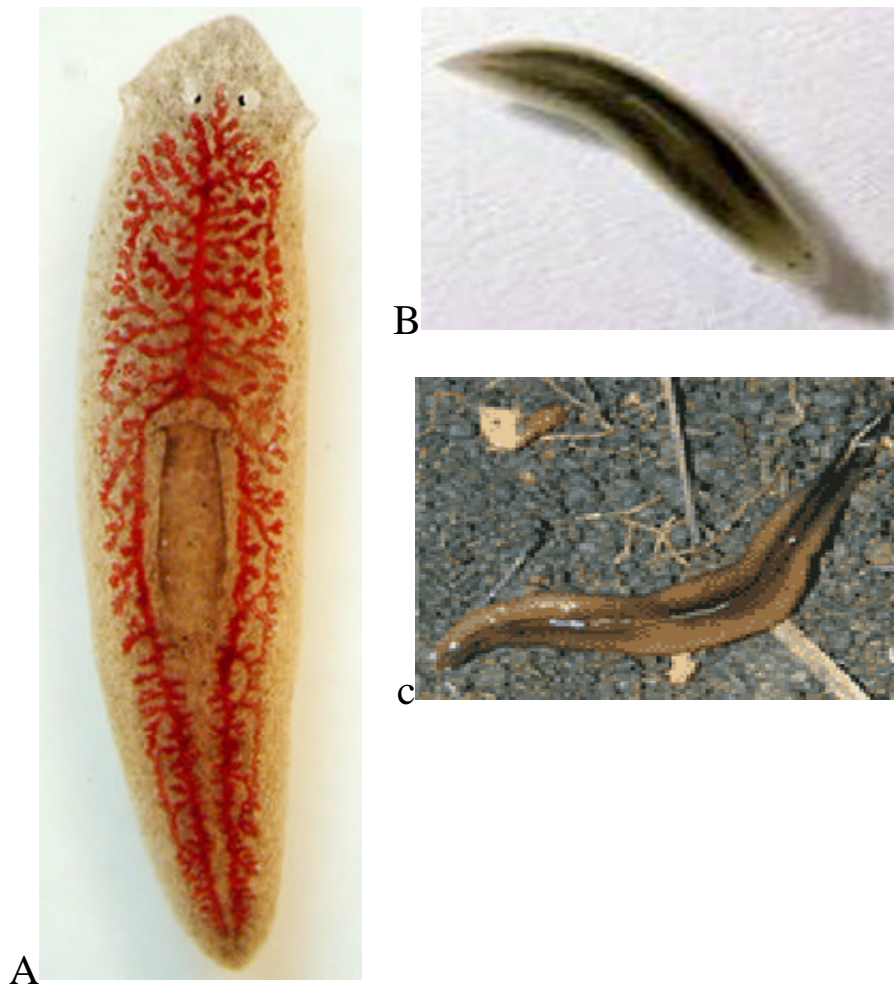


Figura 29 B. a y b Planarias de agua dulce. c Planaria terrestre.

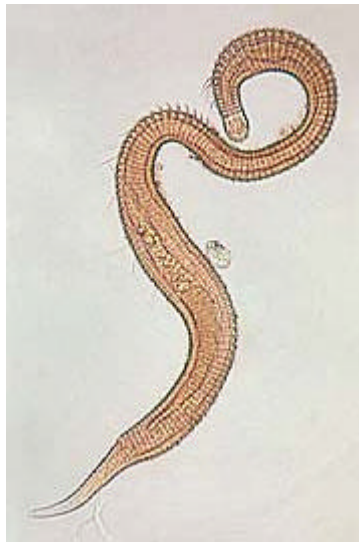


NEMATODOS (“gusanos redondos”)

Los miembros de este grupo reciben el nombre de gusanos redondos o nematelmintos (Figura 30), son animales pequeños (muchas de las especies miden entre 1 mm y 5 cm), delgados, cilíndricos, no segmentados, y aunque se encuentren recubiertos por una cutícula proteica densa, suelen ser transparentes. Constituyen el grupo más importante de invertebrados pseudocelomados (hay unas 30.000 - 40.000 especies descritas), se encuentran en muchos ecosistemas, y el filo incluye a especies de vida libre y especies parásitas. Los nematodos de vida libre se pueden encontrar en casi todos los ecosistemas: en el agua dulce, en la salada o en el suelo (nematofauna edáfica); incluye a seres vivos muy abundantes que colonizan todo tipo de hábitats, desde el ecuador a los polos, y que se alimentan principalmente de bacterias, hongos, rotíferos, anélidos,

diatomeas, otros nematodos y algas. Son tan abundantes que hay autores que piensan que si parte de las formas vivientes desaparecieran del planeta, estos animales colonizarían toda la superficie del mismo.

Figura 30. Nematodo marino de vida libre



Los nematodos de vida libre más grandes pueden matarse y fijarse sumergiéndolos en formol al 3-5% caliente o frío, o en alcohol al 70-90 % caliente. Los más pequeños pueden colocarse en una gota sobre un portaobjetos, y matarse colocando el cristal a la llama. Los ejemplares pueden entonces transferirse a formol al 3-5%. Los nematodos marinos se pueden fijar colocando las muestras de algas, fango, arena, etc. en frascos con un poco de formol al 10% preparado con agua de mar.

Los nematodos de vida parásita, son casi imprescindibles para fijar y matar nematodos parásitos de animales, los líquidos calientes (70-80°C), así, deben lavarse en una solución salina al 1 ‰ y matarse y fijarse, dejándolos en alcohol caliente al 70-90% o en formol caliente al 3-5%.

Captura:

El procedimiento varía según su forma de vida.

Parásitos de animales. Se pueden encontrar en cualquier vertebrado. Se extraen directamente del hospedador diseccionado con ayuda de una pipeta, unas pinzas o una simple aguja y se colocan en una solución salina (7gr/1000cc en hospedadores ectotérmicos y 8,5gr/1000cc en endotérmicos). La extracción se completa con ayuda del microscopio o una lupa para las formas menores.

Parásitos de vegetales y de vida libre. Se procede a la extracción directa en aquellas especies que forman estructuras que revelan su presencia. Se emplea la extracción indirecta mediante embudos Baerman (González, 2006) para procesar muestras de suelo,

muestras de vegetación macerada, pequeñas plántulas completas y, especialmente, raíces. Cuando hay que procesar grandes cantidades de suelo se aplica el método combinado de embudo-tamizado. Una vez obtenidos los nematodos en su medio se pescan con ayuda de un alfiler bajo el microscopio o la lupa, y se fijan en formalina diluida (2,5%) o en F.A.A. 4:10⁶.

Conservación:

Requiere la elaboración de preparaciones temporales o permanentes siguiendo un protocolo propio en función de las características anatómicas de los ejemplares y del objeto de estudio. Los ejemplares grandes que no se pueden montar en preparaciones se conservan en soluciones de formol del 5 al 10% o en alcohol de 75%. Para evitar que se retraigan se han de enrollar en una estopilla de algodón dejando los extremos libres, después se introduce el conjunto en agua a punto de ebullición durante un instante. Posteriormente se pasan al conservante convenientemente etiquetados.

ANELIDOS (lombrices y sanguijuelas)

Los anélidos son gusanos protostomados (blastoporo origina la boca), celomados y segmentados metaméricamente, en los que la segmentación externa coincide con una partición corporal interna. Estos animales se encuentran en todo tipo de hábitats acuáticos y terrestres, siendo la mayoría depredadores activos o carroñeros. Muestran diversas coloraciones, a veces su coloración resulta discreta y otras pueden ser rayados o moteados; tienen unos tamaños comprendidos entre 0.5 mm. y 3 m., y son considerados los invertebrados vermiformes que han alcanzado el mayor grado de desarrollo. Este taxón se encuentra constituido por unas 9.000 especies, y en él hallamos animales muy conocidos, como las lombrices de tierra y las sanguijuelas. Casi todos los animales de este grupo (excepto las sanguijuelas), tienen cerdas quitinosas que podemos dividir en dos grupos: las cerdas cortas ayudan en general a anclar al animal al substrato sobre el que se desplaza, y las cerdas largas que ayudan a las formas acuáticas a nadar.

En este taxón se pueden diferenciar dos líneas evolutivas: los Poliquetos y los Clitelados. Los Poliquetos se caracterizan por poseer parápodos y en la mayoría de las especies sexos separados. Los Clitelados carecen de parápodos, son hermafroditas y poseen clitelo (hipertrofia glandular tegumentaria que afecta a segmentos concretos del tercio

6: F.A.A.. Formol al 40%: 10 ml, Ácido acético glacial: 10ml y 89 ml de Agua destilada

corporal anterior); las dos clases de animales clitelados son: Oligoquetos e Hirudíneos. En general, los anélidos de tamaño mediano y grande se fijan en formol al 5% y se conservan en el mismo medio, en alcohol de 70° o en alcohol isopropílico entre 50-70%. Previamente a su conservación se anestesian los animales calentándolos hasta unos 40°C, o narcotizándolos con sulfato de magnesio o cloretona.

POLIKUETOS

Los poliquetos incluyen aproximadamente a los dos tercios de las especies vivientes (5.300 especies) y localmente pueden ser muy abundantes. Los Poliquetos se encuentran habitualmente en hábitats marinos o de estuarios, y pueden ser errantes o sedentarios (Figura 31). La mayoría de ellas nadan libremente, o poseen costumbres sedentarias (viven debajo de las rocas, o excavan agujeros en el cieno o la arena de las playas, o habitan en tubos formados por la cementación de diversos materiales pero más frecuentemente se hallan en grietas, entre algas o entre organismos incrustantes.), presentes en todo tipo de hábitats (desde la zona intermareal hasta mas de 5.000 m de profundidad), y que raramente miden más de 10 cm de largo. La mayoría de las especies sedentarias viven en tubos o galerías permanentes. Los tubos de las especies que los posean, deben conservarse siempre que sea posible con los ejemplares.

Figura 31. Formas de vida de los Poliquetos.



Errantes, con parapodos desarrollados para la locomoción



Sedentario parapodos reducidos. Viven en tubos de arena



Sedentario parapodos reducidos y transformados en penachos transformados para alimentación y respiración. Poliqueto tubícula de la familia Sabellidae

Sus hábitos alimenticios son variados, existiendo especies filtradoras, depredadoras, carroñeras, micrófagas, etc. Tienen un papel muy importante en las cadenas tróficas marinas.

Captura:

Las especies de Poliquetos, se encuentran debajo de las rocas, adheridos a las algas, sobre objetos flotantes. A veces forman galerías en la arena en cuyo interior puede hallarse el animal. Los arenícolas errantes se extraen con ayuda de un tamiz.

Conservación:

Los ejemplares recogidos, pueden colocarse directamente en una solución fijadora de formol primero mediante la adición lenta de alcohol al agua que los contiene. tamponado al 5%. Muchos poliquetos se conservan bien con este fijador de forma indefinida, pero se aconseja, pasadas 48 horas, pasar las formas no pelágicas a alcohol al 70-90%. Para evitar que los gusanos queden contraídos y retorcidos, es conveniente anestesiarse

OLIGOQUETOS

Está constituida por unas 3.000 especies; la mayoría de ellas viven en el suelo terrestre, aunque también hay especies acuáticas, siendo algunas de ellas marinas. Carecen de parápodos y están provistos de pocas quetas que suelen ser empleadas como elementos de apoyo en los desplazamientos; así mismo el extremo anterior está reducido y no presenta apéndices sensoriales. Las especies dulciacuícolas pueden alimentarse preferentemente de desechos vegetales y diatomeas, o bien de la materia orgánica presente en los limos del fondo. Las lombrices de tierra suelen ser los oligoquetos mejor conocidos; no les resultan propicios los suelos excesivamente ácidos, salinos, secos o muy encharcados.

Figura 32. Forma de vida de los oligoquetos terrestres (lombriz de tierra)



Captura:

Las lombrices de tierra pueden obtenerse separando a mano muestras de suelo, musgo, hojarasca y cualquier tipo de vegetación podrida. Muchas especies habitantes del suelo salen de sus galerías tras la lluvia y por la noche, momentos idóneos para buscarlas. En síntesis, se obtienen cavando las capas superficiales del suelo, preferentemente húmedas y ricas en materia orgánica, siendo más abundantes y fáciles de hallar en tiempo húmedo. Otros Oligoquetos se pueden obtener en los fondos fangosos de los charcos de agua dulce, a orillas de los arroyos, entre la vegetación en descomposición o bajo restos de origen diverso.

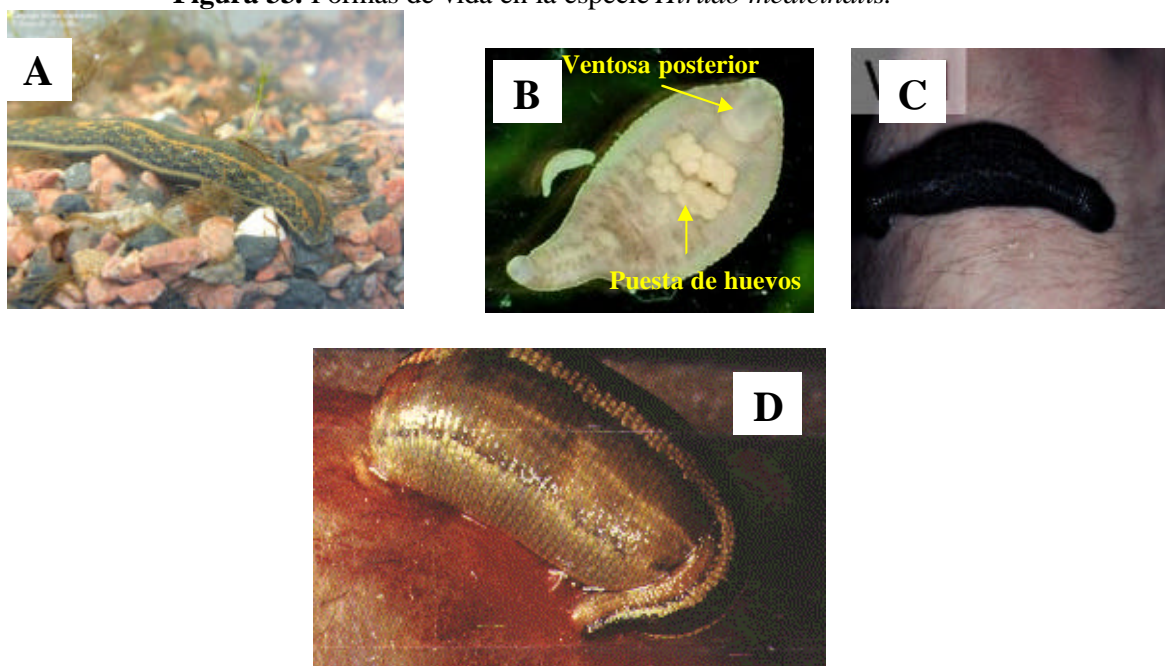
Conservación:

Antes de matar las lombrices por inmersión en una solución fijadora, deben anesthesiarse. Entre los líquidos anestésicos más apropiados, se encuentra el alcohol al 5-10%. Como solución fijadora se utiliza formol al 4% y para la conservación se emplea alcohol al 70-90%.

HIRUDINEOS (sanguijuelas)

La clase engloba más de 500 especies con el cuerpo aplastado dorso-ventralmente (Figura 33 A), provisto de pliegues cutáneos y tubérculos; a diferencia de los otros anélidos, el número de segmentos es constante, todas las especies tienen 33, pero el número de anillos por segmento varía según la especie y la zona corporal que se considere. Muchas de las especies del grupo son ectoparásitos hematófagos (Figura 33 B y C) que habitan en las aguas dulces, algunas especies son marinas y otras se han adaptado a la vida terrestre, pero en éste caso solamente habitan en zonas muy húmedas; la mayoría de las especies terrestres viven en los trópicos. Carecen de parápodos y quetas, poseen una gran variedad de formas y colores, y han desarrollado ventosas con las que se adhieren a sus hospedadores. Son hermafroditas. La mayoría de las especies tienen varios huéspedes preferidos y sólo unas pocas parasitan una determinada especie. Muchas atacan al huésped sólo cuando tienen que alimentarse, pero algunas permanecen "siempre" pegadas a su hospedador, excepto durante los períodos de cría. La aplicación de la sanguijuela común (*Hirudo medicinalis*) en las prácticas médicas fue muy corriente en la Edad Media, práctica que se ha mantenido en nuestro país hasta el siglo XX.

Figura 33. Formas de vida en la especie *Hirudo medicinalis*.



Captura:

Las especies de sanguijuelas (Hirudíneos) acuáticas o terrestres no fijas pueden recogerse, de una en una, con pinzas, dando la vuelta a piedras en aguas poco profundas y buscando en los sedimentos. Pueden hallarse en aguas dulces de corriente lenta, casi siempre donde existen juncos. Se pueden "pescar" con un trozo de hígado o de carne suspendido durante rato de un cordón y sumergido en agua. También pueden colectarse cuando se fijan en las extremidades de los colectores. Las especies terrestres no fijas, pueden ser recogidas con pinzas. En cuanto a las fijas, un insecticida en aerosol o bien el rociado con alcohol, formol, o incluso sal, inducirán a las sanguijuelas a desprenderse con rapidez.

Conservación:

Las sanguijuelas deben conservarse como las lombrices.

ARTROPODOS

El término artrópodo fue propuesto en el año 1845 por el zoólogo Karl von Siebold e incluye un amplio grupo de animales (aproximadamente contiene 1.000.000 de especies vivientes), que han alcanzado una extraordinaria diversidad de formas (ej. arañas,



ciempiés, crustáceos, insectos, garrapatas, etc.), y un gran éxito evolutivo, hasta el punto de ser el grupo animal más abundante. Desde un punto de vista ecológico, es uno de los grupos de seres vivos más interesantes debido a que, en términos de abundancia y diversidad, dominan tanto los ecosistemas acuáticos como terrestres y a que son elementos fundamentales en el flujo de energía que circula a través de las

cadena trófica. Poseen una gran capacidad de adaptación, lo que les ha permitido la colonización de un gran número de hábitats. Su característica distintiva es la presencia de un exoesqueleto endurecido, quitinoso, secretado por las células epiteliales de la epidermis (hipodermis). Los artrópodos son animales segmentados, presentan simetría bilateral y primitivamente se encontraban provistos de un par de apéndices en cada segmento. Posteriormente los apéndices evolucionaron para desarrollar diversas funciones, y en algunos casos desaparecieron.

MÉTODOS DE CAPTURA DE ARTROPODOS

Formas voladoras

Para su caza se utiliza la clásica manga entomológica o cazamariposas (Figura 21), también pueden utilizarse las otras alternativas ya descritas (Figura 20, 23), Posteriormente, introducción de los mismos en los tubos o frascos de transporte, o bien, en el caso de artrópodos muy pequeños la captura mediante un aspirador bucal (Imagen A).

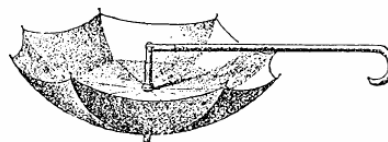
Ocultos entre la vegetación

Los métodos más propicios para la captura de estos grupos (coleópteros, hemípteros, homópteros, ortópteros, neurópteros, mecópteros, etc.) son el barrido y el vareo o batido de la vegetación. La manga de barrido requiere que tanto la estructura o armazón metálico como la malla, sean resistentes, pues han de soportar sucesivas pasadas sobre vegetación de consistencia variable, que han de ser hechas con relativa fuerza y velocidad. Un modelo doblemente resistente es el que presenta, diametralmente, el mango prolongado a través del aro (Figura 34). A diferencia del método de barrido, el procedimiento de vareo o batido es más adecuado para la captura de artrópodos de distintos grupos que se encuentran entre la vegetación de mayor porte como árboles, matorrales, arbustos, etc. Este método requiere una vara o bastón para realizar el batido de la vegetación y algo que actúe de superficie receptora. Una superficie o sábana blanca puesta en el suelo es suficiente. Un simple paraguas, preferiblemente de un sólo color, puede proporcionar buenos resultados (Figura 35).

Figura 34. Manga de barrido



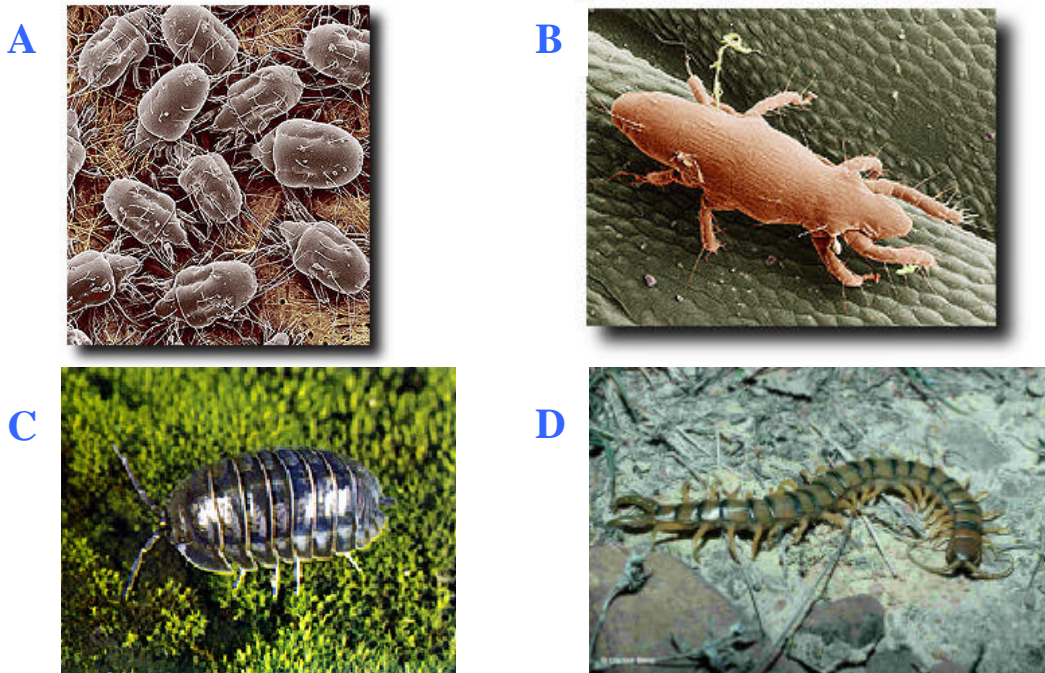
Figura 35. Vareo con paraguas articulado



Edáficos

Numerosos organismos del suelo, tales como ácaros (Figura 36 A, B), isópodos (Figura 36 C), miriápodos (Figura 36 D), insectos apterigotas, así como una amplia gama de representantes de pterigotas, debido a su diminuto tamaño, deben recogerse con métodos especiales que requieren la toma de muestras de suelo y hojarasca.

Figura 36. Organismos del suelo. **A, B, C y D**, explicación en el texto.



Un método sencillo es, esparcir una cierta cantidad de hojarasca sobre una hoja blanca y suspender encima una luz potente mientras se va dando la vuelta a los fragmentos. Los artrópodos, así molestados, se movilizan y tienden a buscar refugio, hecho que posibilita recogerlos con un pincel húmedo o un aspirador. Para la extracción de fauna edáfica, en el laboratorio se utiliza el embudo de Berlese (Figura 16), donde los organismos migran hacia abajo, al huir de una fuente de luz y calor. La observación de una muestra de suelo bajo un flexo, también puede dar buenos resultados recogiendo los pequeños artrópodos con un pincel o un aspirador (Imagen A).

Acuáticos

Dulceacuícolas: Además de los crustáceos y algunos arácnidos, se incluyen los grupos de insectos cuya fase juvenil se desarrolla en medio acuático, así como otros insectos que desarrollan la fase adulta. Para su captura se precisa una manga de características similares a la descrita para los grupos voladores, con la salvedad de que para un muestreo en este medio se precisa un bastidor más fuerte, siendo más adecuada una embocadura de menor diámetro y una bolsa de no más de 15 cm de profundidad. Otra pieza útil del equipo es el garfio de rastrear (Figura 37).

Figura 37. Garfio de rastreo (A). Captura del mejillón dorado en el bentos profundo, en la desembocadura del río Miriñay en el río Uruguay(B)



Marinos: Los métodos de captura aplicados en la recolección de artrópodos marinos, como son principalmente crustáceos y picnogónidos, están en función de su diferente tamaño, hábitos y profundidad a la que viven, utilizándose redes de arrastre adecuadas

Fauna mesolitoral: Los métodos de recolección en la zona mesolitoral (mareas) son relativamente simples (captura manual) (Figura 38), ya que los ejemplares (cangrejos, percebes) son fácilmente observables.

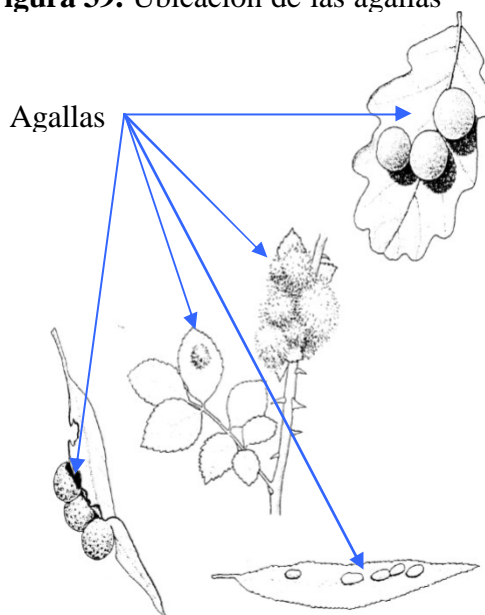
Figura 38. Muestreo manual en el mesolitoral en la localidad de Porto Estrela, Rio Grande do Sul, Brasil



Galícolas y Minadores

La ubicación de las agallas en la planta es variable (Figura 39), pueden encontrarse en las raíces, base de los troncos, hojas, frutos, etc. Estas deformaciones se deben recoger en su estado maduro (colores pardos) y con la ayuda de alicates, tijeras podadoras o azadas. Las agallas colectadas deben colocarse de forma individualizada en cajas de cultivo hasta la total emergencia de la entomofauna que en ellas habita, periodo de tiempo que puede superar el año.

Figura 39. Ubicación de las agallas



Los insectos minadores son aquéllos que en sus estados larvales viven entre las dos capas epidérmicas de las hojas y su presencia puede ser detectada externamente después de que el área de la que la larva se ha alimentado muere, dejando, por lo general, una delgada capa de epidermis seca y hueca. Las hojas dañadas aparecen provistas de túneles, manchas o ampollas blanquecinas (Figura 40).

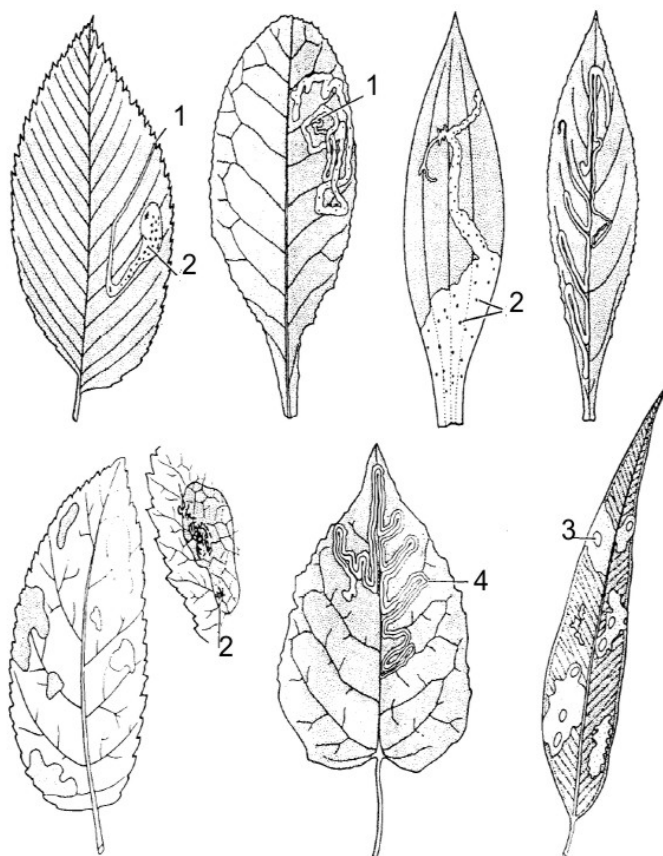


Figura 40. Tipos de minas

1. Inicio de la mina. 2. Excremento del insecto.
3. Orificio en la hoja. 4. Concentración lineal del excremento

PREPARACIÓN y CONSERVACIÓN

Existen una serie de normas generales sobre la conservación de artrópodos, que permiten una posterior utilización como material didáctico. Estas normas incluyen el transporte del material, su conservación en medio líquido o seco y su posterior catalogación..

Transporte

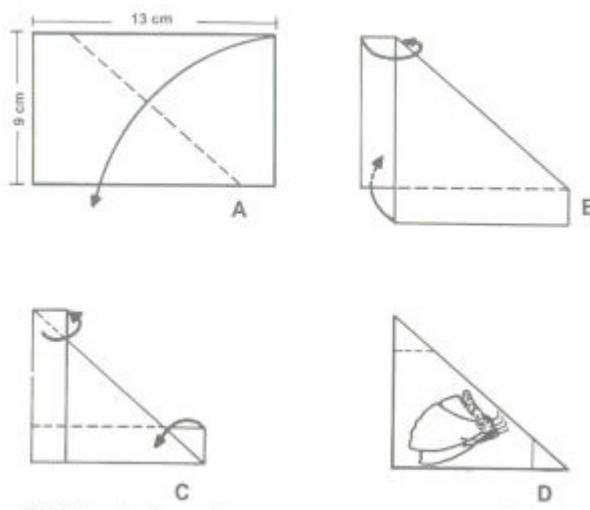
En la conservación de artrópodos, el primer problema con que nos encontramos es el transporte desde el lugar de captura hasta el laboratorio. En el caso de conservarlos en medio líquido, se pueden incluir directamente ya en el campo. El problema se plantea en los ejemplares que van a ser conservados en seco, cuyo transporte debe efectuarse de manera que se deterioren lo menos posible. Como solución se puede optar por dos métodos:

- 1) guardarlos aisladamente y de forma holgada, al laboratorio;
- 2) guardarlos en forma agrupada, en frascos provistos de pequeñas virutas de corcho o papel (ej.: pequeños círculos de las taladradoras de papel) con algunas gotas de acetato de etilo que matará a los ejemplares, impidiendo su movilidad, y por tanto, su deterioro.

En los grupos delicados, se aconseja trasladarlos aisladamente.

En lepidópteros (mariposas), los cuales son especialmente delicados, deben matarse inmediatamente. Un método inocuo para matar los lepidópteros es por simple presión del tórax con los dedos en la zona situada inmediatamente por debajo del punto de articulación de las alas. Una vez muertos, para su transporte o almacenaje hasta su colocación definitiva, pueden guardarse en triángulos de papel satinado (no desprende las escamas) como se indica en la figura 41.

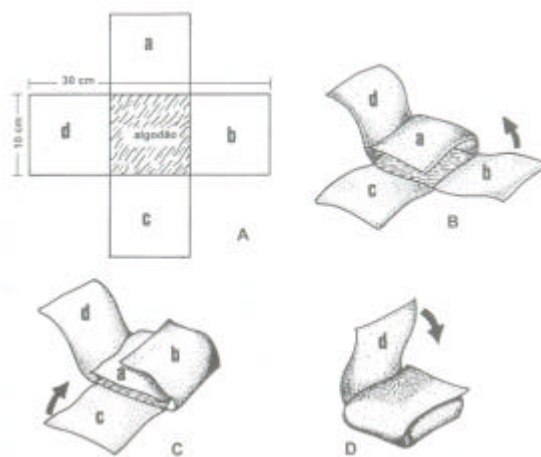
Figura 41. Triángulos entomológicos



Para los ortópteros (e.g. “langostas”, “grillos”) existe una forma un tanto peculiar de transporte, que consiste en guardarlos en cucuruchos de papel, los cuales se almacenan hasta la colocación definitiva de los especímenes.

Otra estructura de papel para acomodar a los insectos hasta su montaje definitivo es la “manta entomológica” (Figura 42). El papel utilizado para la construcción de la “manta” puede ser de diarios. Este, por más que no es transparente, presenta la ventaja de ser absorbente y conserva por más tiempo al insecto. Asimismo, es muy simple su preparación, en donde en su cuadrado central, se aconseja colocar una cama fina de algodón “bruto” donde colocar el insecto. El algodón común no es aconsejable ya que los apéndices de los insectos pueden enmarañarse con las fibras del mismo. A falta de algodón bruto, colocar papel absorbente.

Figura 42. Manta entomológica. A-D: etapas en la elaboración.



Una cuestión importante que se debe tener presente es la anotación en la libreta de campo del mayor número posible de datos (localidad, fecha, hábitat, planta hospedadora, etc.). Los frascos de colecta, triángulos, camas, sobres o cucuruchos, deben llevar alguna anotación o referencia que correlacione los artrópodos así reseñados con sus correspondientes datos de la libreta de campo; información, toda ésta, que quedará reflejada en el etiquetado o rotulado definitivo de los ejemplares.

Conservación en medio líquido

Como regla general se conservan en medio líquido todos los quelicerados, crustáceos, miriápodos y los insectos de tegumento blando (proturos, dipluros, colémbolos, tisanuros, pulgones, piojos, etc.).

Este medio líquido, salvo en los casos que expresamente se indique en el grupo correspondiente, estará formado por alcohol al 70%, al que se le añaden unas gotas de glicerina que evitarán el excesivo endurecimiento.

Podrán guardarse aisladamente o bien juntos los de la misma especie, siempre que tengan la misma procedencia (ej: hormigas de un mismo nido, pulgones de una misma colonia). Los tubos o frascos debidamente etiquetados se cierran con tapones o tapas que cierren lo más herméticamente posible, de esta forma se evitará la evaporación del líquido.

Para evitar el ennegrecimiento de las larvas de gran tamaño con cuerpo blando (ej: larvas de Scarabaeoidea), se aconseja matarlas por inmersión en agua hirviendo y así, una vez cocidas, se conservarán perfectamente en alcohol 70% con o sin glicerina.

Conservación en seco

Los grupos que se conservan en seco son casi exclusivamente insectos. En primer lugar, habrá que matar el ejemplar en el laboratorio, si aún está vivo en el frasco o tubo colector en el que fue trasladado desde el campo. Para ello, basta con impregnar el tapón, en caso de ser de corcho, con acetato de etilo, o bien introducir en el tubo un poco de papel humedecido en dicho producto, sin que llegue a gotear. También puede utilizarse tetracloruro de carbono. No obstante, la forma más inocua para el investigador, consiste en congelar los ejemplares, método éste que presenta ventajas respecto al uso de agentes mortíferos; por una parte, el tiempo de estancia en el congelador es ilimitado, y por otra, los insectos recién descongelados tienen la elasticidad de los recién muertos, lo que facilita su manejo.

Si los ejemplares llegan al laboratorio muertos, pero además secos y endurecidos, hay que proceder a su reblandecimiento antes de efectuar el montaje definitivo para que puedan ser manejados con facilidad y además que el montaje sea correcto. La operación de reblandecimiento se llevará a cabo mediante una metodología para reblandecer, donde se introducen los ejemplares, y que no es otra cosa que un recipiente donde se crea una atmósfera de humedad. Se puede utilizar con este fin una caja de plástico con arena humedecida, se recubre con papel de filtro y sobre el papel se colocan trozos de corcho con los ejemplares, tapando a continuación la caja con su tapa. Para evitar la aparición de enmohecimiento en los insectos, se aconseja, bien poner unas gotas de fenol o formol en la arena, o bien, haber hervido previamente la arena.

Para obtener un buen reblandecimiento se dejarán los ejemplares entre 48 y 96 horas, siendo a veces necesario esperar más de una semana para obtener resultados aceptables.

Los insectos secos se montan con alfileres entomológicos (Figuras 43 y 44), nunca se deberán emplear alfileres de coser, ya que con el tiempo llegan a oxidarse, estropeándose los ejemplares. Los alfileres entomológicos tienen una longitud determinada (aproximadamente 38 mm), variando en grosor, por lo cual se enumeran desde el n° 000, que es el más fino, hasta el más grueso que posee el n° 7, no obstante los que más corrientemente se emplean son los números 0, 1, 2 y 3.

Los ejemplares se pinchan por la cara dorsal, en los lugares adecuados, para lo cual, se colocan sobre una plancha de corcho. Los insectos deben quedar en el alfiler a una altura tal, que se pueda coger dicho alfiler con los dedos y al mismo tiempo poder ensartar las etiquetas por debajo del ejemplar. Generalmente se dejan 2/3 de alfiler por debajo del insecto y 1/3 por encima. Se debe procurar siempre que el eje anteroposterior del animal quede lo más perpendicular posible al alfiler. En general, las patas y antenas se colocarán de forma simétrica y recogidas junto al cuerpo para evitar que se rompan al manejar el ejemplar. Cuando las antenas son muy largas (ej: algunos coleópteros u ortópteros), éstas se sitúan hacia atrás junto al cuerpo.

Figura 43. Posición correcta para la inserción de los alfileres en varios grupos de insectos, y otras técnicas de montaje. En los dibujos I-L se muestran posiciones incorrectas, mientras que los dibujos M y N se corresponden con artrópodos bien montados.

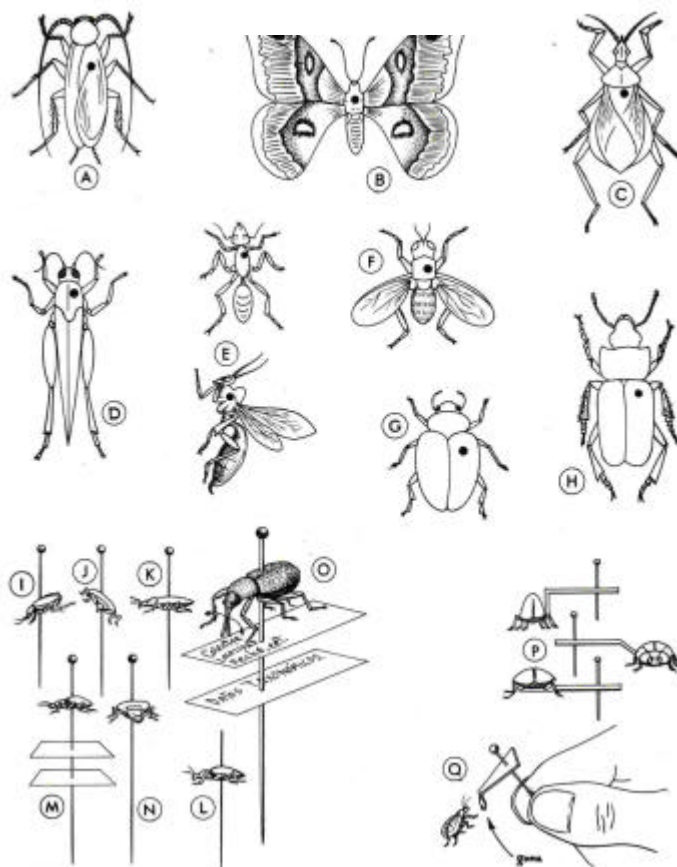


Figura 44. Uso de alfileres entomológicas para posicionar correctamente los apéndices.

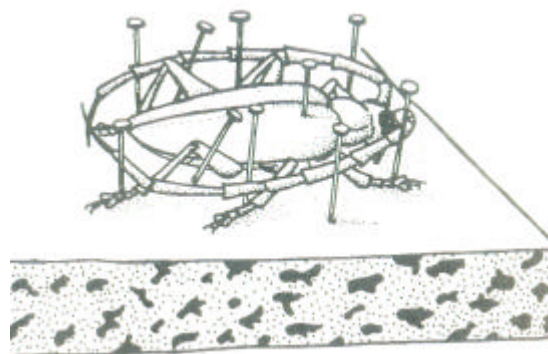
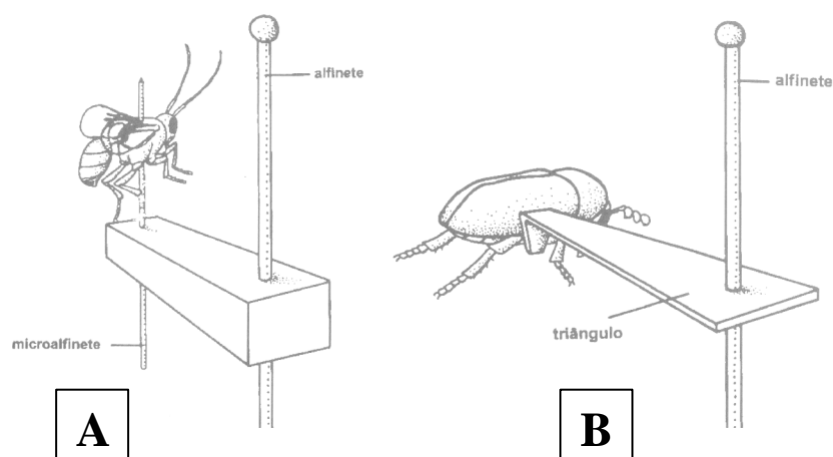


Figura 45. A. Uso de soporte de un corcho. **B.** Uso de un triángulo de papel resistente.



En casi todos los grupos de insectos, el alfiler se clava en el tórax tendiendo a que quede insertado hacia la parte derecha (ortópteros, blatodeos, hemípteros, ver figura 43), o en posición central (lepidópteros, odonatos, himenópteros, dípteros, neurópteros); no obstante, en los coleópteros se introduce en el ángulo superior del élitro derecho, de forma que el alfiler salga ventralmente entre la segunda y tercera patas; en hemípteros hacia el lado derecho del escutelo y en ortópteros ligeramente a la derecha de la línea media del pronoto. En cualquier caso, se procurará dañar lo mínimo posible el ejemplar, así como no ocultar caracteres necesarios para la identificación.

Para lograr que queden debidamente preparados, el alfiler con el insecto atravesado se clava por su parte inferior en la plancha de corcho, hasta que el ejemplar quede en contacto con la misma, colocando a continuación una serie de alfileres accesorios que sujetan (nunca atraviesan) las patas y las antenas en la posición definitiva (Figura 44).

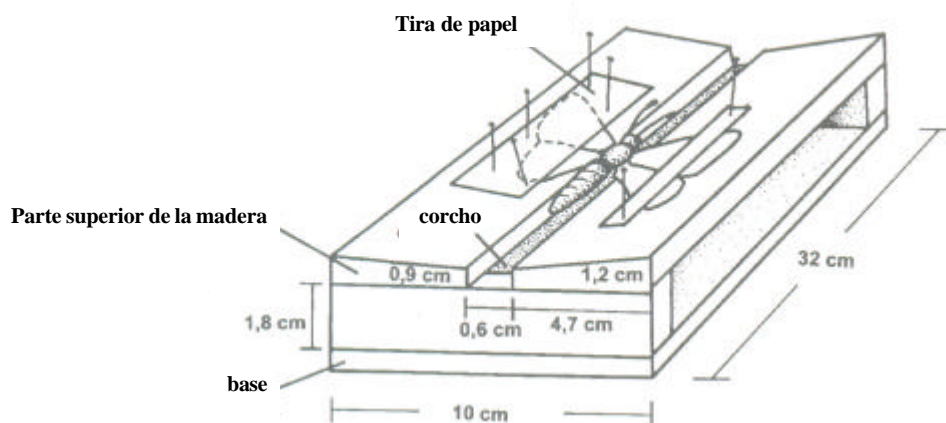
En los órdenes: odonatos, lepidópteros, neurópteros, himenópteros y dípteros se extienden tanto las alas del lado derecho como del lado izquierdo. En el caso de los

ortopteroides (dermápteros, blatodeos, mantodeos, ortópteros, isópteros) sólo las alas del lado derecho. En los coleópteros y hemípteros no se extienden las alas.

Los insectos correctamente pinchados y extendidos permanecerán así hasta su completa desecación que variará según el tamaño de los mismos y la humedad del ambiente (1 ó 2 semanas).

Para lograr el montaje correcto de los lepidópteros (Figura 45), se utilizan unos aparatos especiales denominados extendedores. Básicamente consisten en dos planchas paralelas de un material blando (corcho, madera de balsa, poliestireno, etc.) situados sobre una base que debe ser también de materia blanda, el espacio que dejan las dos bandas deberá ser suficientemente ancho y profundo como para alojar el cuerpo de la mariposa una vez atravesada por el alfiler. Así pues, se dispondrá de extendedores con ranuras regulables en cuanto anchura y profundidad para adaptarse al cuerpo de cada lepidóptero, o bien, de extendedores de anchuras fijas. Un extendedor muy sencillo se puede construir con una plancha de corcho sobre la que se pegarán (o se clavarán con alfileres) dos planchas del mismo corcho pero de espesor variable (intercambiables según el tamaño de los insectos) y que dejarán entre ellas un espacio suficiente como para que quepa el cuerpo de la mariposa. La mariposa atravesada por el alfiler a nivel del mesonoto, se coloca en la ranura del extendedor de modo que el punto de articulación de las alas quede al mismo nivel que las bandas laterales (Figura 45). Seguidamente hay que proceder a colocar las alas en la posición correcta que es la siguiente: alas planas y horizontales (o ligeramente inclinadas hacia arriba), el borde posterior del ala anterior se sitúa perpendicularmente al eje antero-posterior del cuerpo, las alas posteriores se despliegan y se colocan ligeramente por debajo de las anteriores, a continuación las antenas se situarán paralelas al borde costal de las alas anteriores.

Figura 45. Entendedor de alas



Para lograr este montaje se procederá de la forma siguiente: una vez introducido el cuerpo en la ranura del extendedor, colocaremos una tira de papel (es recomendable papel vegetal) por su transparencia así como por su consistencia) sobre las alas de uno de los lados, fijándola por delante y por detrás de las alas con sendos alfileres, de forma que inmovilizarán dicho par. Seguidamente se coloca otra tira sobre el par de alas del otro lado.

Los extendedores también son útiles para otros órdenes con alas; no obstante, conviene dar unos consejos prácticos para himenópteros y dípteros. En estos dos órdenes hay que extender bien las patas, apéndices que pueden alcanzar un tamaño relevante, lo cual se hace dificultoso al tener que extender también las alas; para soslayar este inconveniente y dado que las alas no poseen escamas, es muy cómodo practicar ranuras en el corcho con una profundidad y anchura tal que alberguen la mitad de la sección del cuerpo del insecto, y operar de la siguiente forma: el alfiler que atraviesa al insecto se hunde por su cabeza en el corcho o mejor poliestireno, de forma que el insecto quede colocado al revés con el dorso tocando el surco practicado y con la parte ventral hacia arriba; seguidamente se extienden las alas (de forma semejante a lepidópteros) y se sujetan con una tira de papel. Inmovilizadas las alas ya no hay ningún problema en maniobrar con las patas que serán sujetadas con diversos alfileres, de forma que cuando el insecto esté seco y le demos la vuelta las patas habrán quedado en una disposición natural de insecto posado. Conviene puntualizar que en todos los insectos las patas deben colocarse en su posición habitual, esto es, las delanteras hacia delante y las intermedias y las posteriores dirigidas hacia atrás, flexionándolas por las articulaciones.

Cuando los insectos son pequeños y se quiere mantenerlos en seco, pueden utilizarse uno de los métodos siguientes: bien montarlos con alfileres muy finos, cortos y sin cabeza denominados minucias (montaje para personal muy experto), o bien pegar el ejemplar sobre el extremo de un pequeño cartón triangular (Figura 44). Para pegar el insecto se utilizará una sustancia que preferiblemente se disuelva bien en agua (e.g. goma arábiga), lo cual permitirá desprender el insecto en caso de ser necesario. En el triángulo se pega un único ejemplar por la mesopleura izquierda (lado izquierdo del tórax. También laca de uñas transparente, dado que el insecto puede ser observado totalmente y se hace innecesario despegarlo.

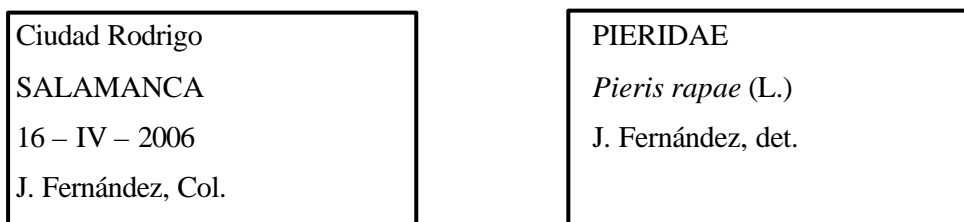
Etiquetado y almacenado

Una vez preparados los ejemplares, se debe proceder a su etiquetado. Todos los ejemplares llevan al menos dos etiquetas, una de la localidad y otra de la determinación

(Figura 43 O). El tamaño debe ser uniforme, etiquetas de aproximadamente 2 cm de largo por 1 cm de ancho, son suficientemente grandes. En la figura 46 se detalla la rotulación de las etiquetas. La etiqueta de identificación quedará bajo la de la localidad (Figura 43 O).

- Cuando los ejemplares se incluyen en un líquido conservante, se pondrá especial cuidado en escribir los datos en etiquetas de papel consistente (e.g. papel vegetal) y en utilizar tinta china o bien un lápiz para evitar que se borren.
- Para guardar los ejemplares en seco, se pinchan en cajas entomológicas que deben cerrar herméticamente y en ellas se coloca alguna pastilla antipolilla que se fijará a una esquina y será renovada periódicamente a medida que se evapore.

Figura 46. Etiquetas entomológicas

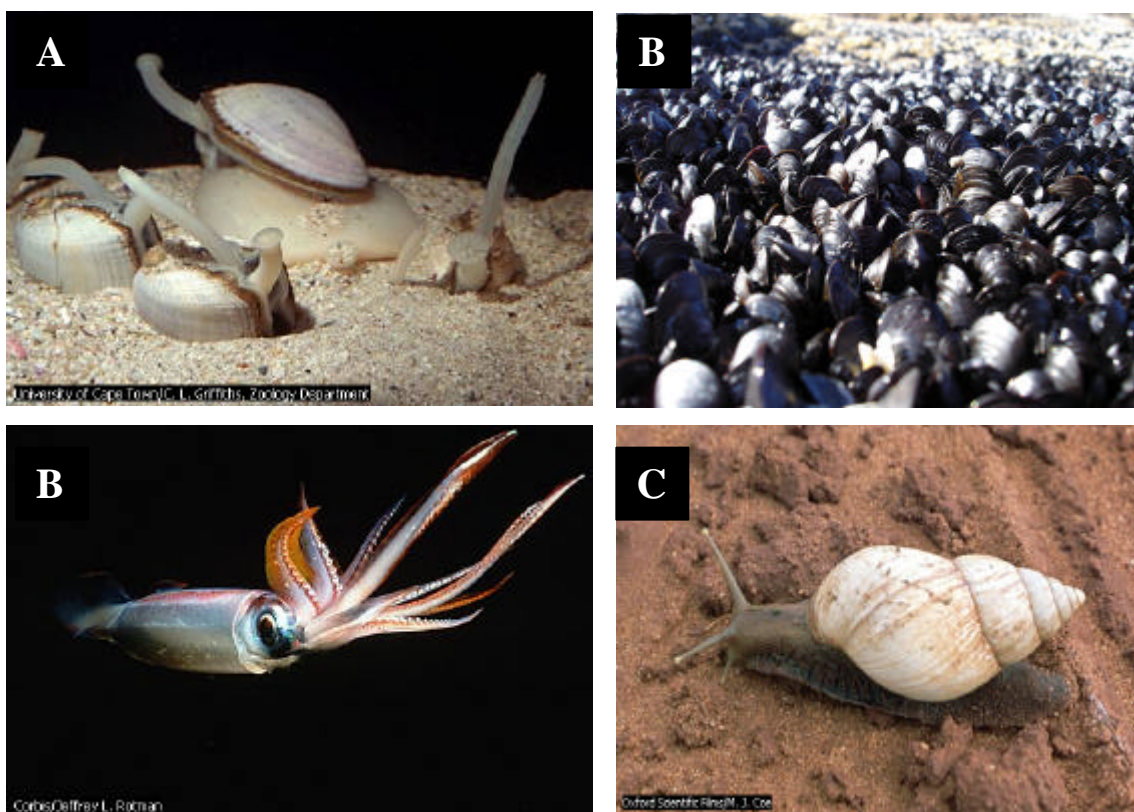


MOLUSCOS

Los Moluscos incluyen formas tan conocidas como son las almejas, los mejillones, los calamares y los caracoles. Son animales de cuerpo blando, y provistos generalmente de una concha externa o interna. Se han descrito unas 110.000 especies vivientes y unas 35.000 fósiles, lo que lo convierte en el segundo grupo animal en importancia (después de los artrópodos), por su abundancia y diversidad. La relación del hombre con ellos siempre ha sido intensa. Se emplean como alimento, algunas especies pueden atacar nuestros cultivos y otras pueden actuar como hospedadores intermediarios de diversos parásitos. Además hemos empleado sus conchas como botones y para hacer diversos adornos, así como para realizar colecciones. Estos animales suelen ser marinos aunque existen especies dulciacuícolas y terrestres. Los métodos de captura y conservación son similares en todas las clases que se incluyen en el grupo. Habitan en ambientes desde

los trópicos hasta las zonas polares. Una gran parte de ellos son marinos, residiendo varios en las grandes profundidades oceánicas, y la mayoría en las líneas de marea. Solamente algunos bivalvos y gasterópodos han colonizado los hábitats salobres y de agua dulce, y exclusivamente los gasterópodos han prosperado en las zonas húmedas terrestres.

Figura 47. Moluscos. **A** Almejas. **B** Mejillones. **C** Calamar. **D** Caracol.



Los gasterópodos terrestres (caracoles y babosas) pueden encontrarse en una amplia variedad de situaciones: bajo piedras, en grietas de rocas, en hojarasca de bosque, sobre troncos de árboles, bajo cortezas e incluso en las altas copas de los árboles. En condiciones nocturnas cálidas y de humedad, se pueden obtener buenos resultados de muestreo. Las aguas alcalinas con gran cantidad de algas son generalmente las más ricas para obtener especies de gasterópodos dulciacuícolas. En arroyos poco profundos y charcas se puede utilizar una manga con malla metálica en el extremo de una larga pértiga. Los moluscos marinos pueden obtenerse excavando, con arrastres o mediante buceo, según la profundidad del agua donde habiten.

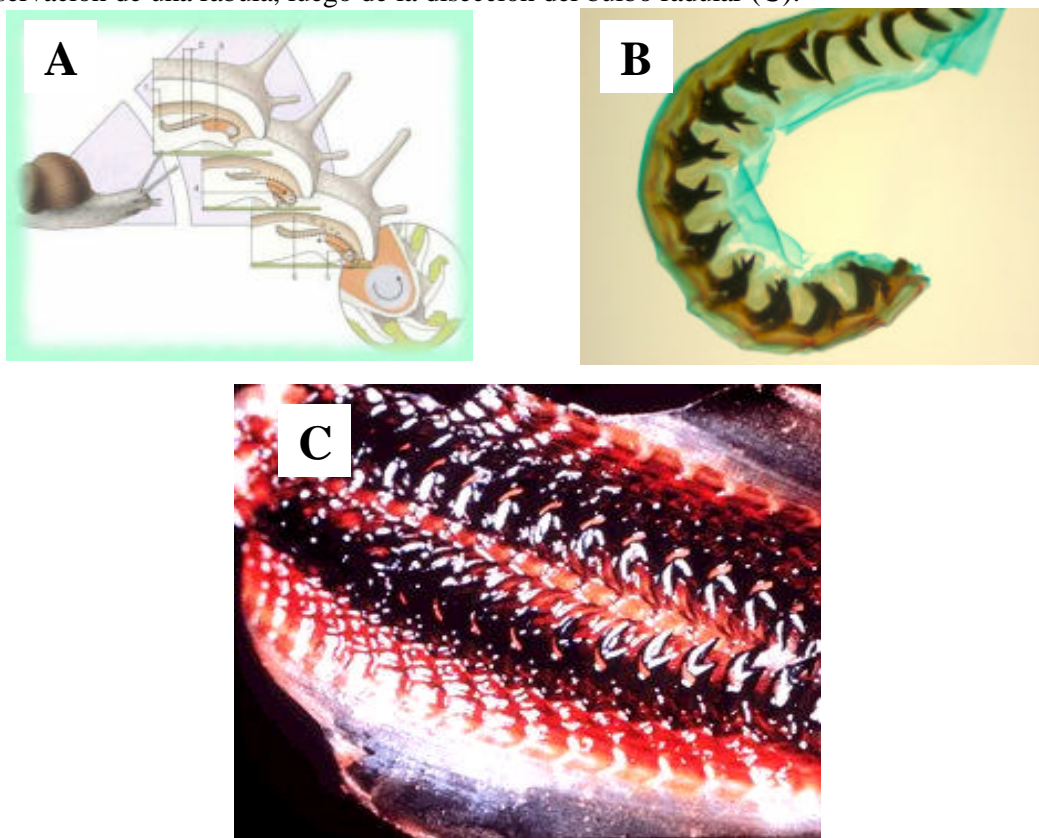
Para conservar ejemplares secos, los pequeños moluscos pueden secarse al aire, pero para ejemplares mayores es necesario extraer las partes blandas. Esto se consigue sumergiendo el animal en agua hirviendo y utilizando entonces un alfiler o aguja curvos para extraer el contenido de la concha. También da buenos resultados dejar al animal en

un hormiguero. Una vez limpias se pueden lustrar las conchas frotándolas con aceite mineral (no vegetal). En los gasterópodos se debe conservar siempre el opérculo, ya que presenta importantes características taxonómicas.

En taxonomía es útil el estudio de la rádula ⁶, que se prepara del siguiente modo:

1. Extraer la rádula
2. Lavar repetidas veces
3. Situar entre dos portaobjetos y pasar por una serie ascendente de alcoholes (20 minutos en cada paso) de 35°, 50°, 70°, 96°.
4. Cambiar a alcohol absoluto y aclarar con xilol.
5. Separar los portaobjetos, extraer la rádula y montarla en bálsamo de Canadá

Figura 48. Ubicación de la rádula y acción radular (A); Microfotografía de una rádula (B); observación de una rádula, luego de la disección del bulbo radular (C).



Para el caso de la relajación y conservación en bivalvos de agua dulce, la malacóloga Maria Cristina Mansur, del Museo de Ciencias y Tecnología (PUCRS), de Rio Grande do Sul, Brasil, a través de sus trabajos (e.g. Mansur, Schulz & Pares Garces, 1987; Mansur & Rodrigues de Campos-Velho, 1990) y comunicaciones personales, se puede

6: rádula. Órgano especializado en captura del alimento. Órgano raspador constituida por un área sobre la que se disponen dientes curvos quitinosos.

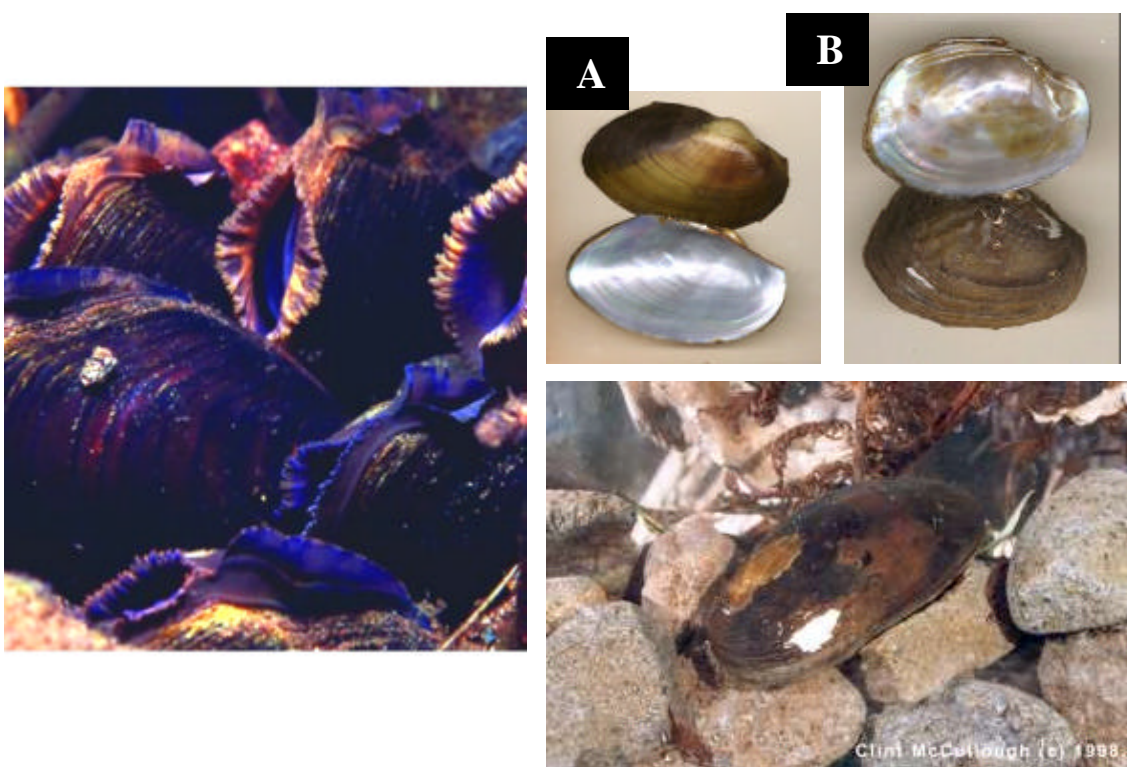
realizar una valiosa síntesis sobre el tema de colecta, relajación y fijación de bivalvos de agua dulce *:

Las conchillas se conservan mejor en seco, después de quitar y fijar las partes blandas.

Técnica para la colecta

Para procurar ejemplares de bivalvos de gran tamaño, penetrar al agua y rastrear con las manos o con los pies, en casos de mayor profundidad (hasta 1 metro o poco más), son fácilmente localizados los ejemplares comúnmente llamados "náyades" (Mycetopodidae e Hyriidae) (Figura 49). Generalmente se sitúan en relación con vegetación palustre (e.g. juncos), remansos o canales secundarios. También pueden ser colectadas a mayor profundidad, utilizando dragas de arrastre o "rastrillo almejero" (Figura 10). En el caso de los esferidos (Figura 50 A), debido a su pequeño tamaño, deben colectarse con tamices, dragas, etc. (Figuras 6 y 8). Las especies del género *Eupera* (Figura 50 B), viven adheridas por el biso a raíces de palustres, maderas u otro sustrato duro favorable. Deben llevarse estos sustratos en bolsas plásticas al laboratorio y lavas con chorros de agua sobre un tamiz.

Figura 49. "Náyades", ejemplares de la familia Mycetopodidae (A) e Hyriidae (B)



* Para moluscos marinos, es común preparar una solución con agua destilada de 7% de clorato de magnesio durante 12 horas.

Transporte

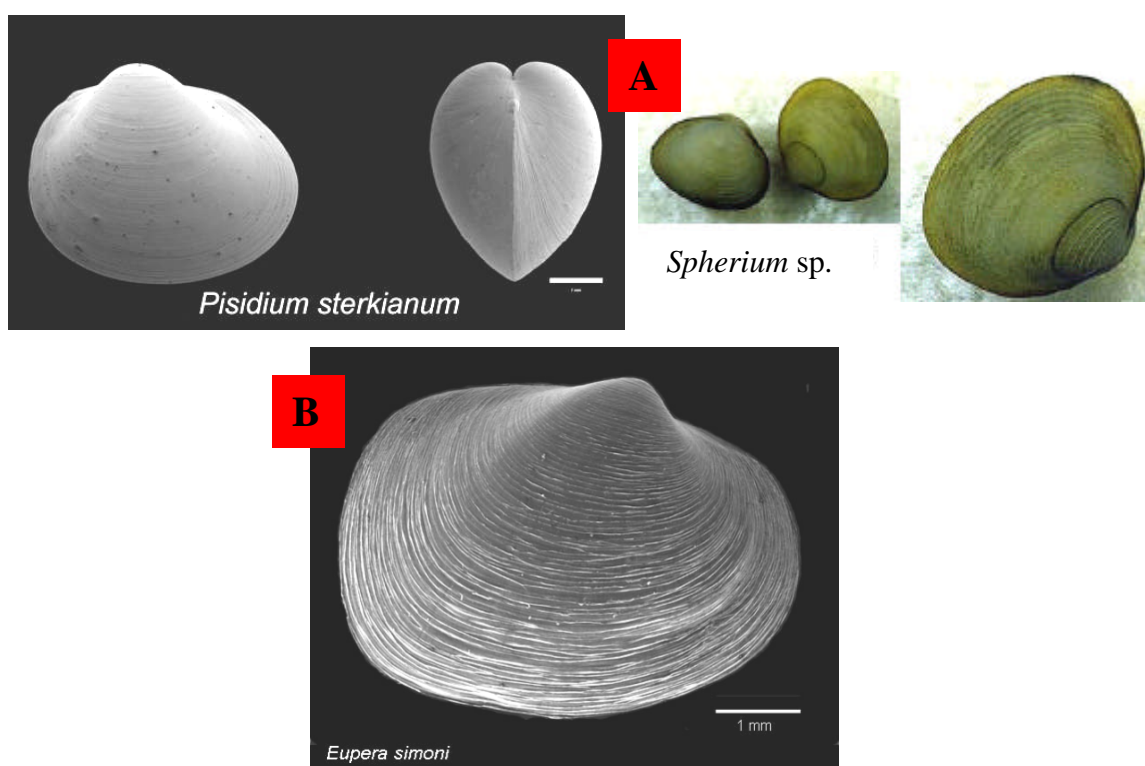
Colocar los ejemplares de moluscos siempre en agua del lugar de colecta y llevarlos al laboratorio en recipientes con poca agua del lugar, donde no estén muy agrupados. En el caso de no tener agua del lugar, utilizar agua mineral.

- Nunca colocar los ejemplares en agua corriente.

Resisten mejor fuera del agua en un ambiente humedecido (por ejemplo, colocarlo en una caja plástica y cubrirlos con una mata de raíces mojadas de “camalotes” u otras hidrofitas), aireado y fresco.

- No exponerlos al sol o calor.

Figura 50. Spheridae (esferidos). Ejemplos (A); *Eupera* sp. (B)



Técnica para anestésiar

- Los bivalvos deben ser conservados con las valvas entreabiertas. Si estos fueran colocados rápidamente en el líquido conservante, cierran herméticamente sus valvas y es difícil separarlas sin correr riesgo de rotura de las valvas.
- Se aconseja anestésiar los moluscos esféricos en las superficies sobre las que se realizará el estudio de la morfología interna de los mismos.
- En el laboratorio, colocar los ejemplares en recipientes adecuados, por separado (no agrupados), con agua del lugar de colecta, traída por separada. El objetivo es que se distiendan en el “nuevo ambiente”.

- Dejar reposar algunas horas.
- Poner el anestésico lentamente por las paredes del recipiente, o expandir Mentol poco a poco, sin revolver el agua.

Debido a la dificultad de conseguir anestésicos buenos para bivalvos (por ser productos prohibidos como el Pentobarbital o el Thionembutal), se debe utilizar cristales de Mentol.

- No mover el recipiente.
- Dejar en estas condiciones, hasta que el bivalvo no responda al estímulo, al tocarlo con una aguja.

El tiempo para anestesiarse a los bivalvos es distinto para cada especie y es a veces difícil la relajación completa de las partes blandas. Depende no solo de la especie y drogas en sí, sino también del tamaño del ejemplar. Los ejemplares de Mycetopodidae y Sphaeriidae son anestesiados con mayor facilidad y llevan entre 24 a 48 horas. En el caso de los Hyriidae y Corbiculidae, son más resistentes y llevan más tiempo.

- En caso que el organismo se contrajo, es señal que fue excesiva la dosis del anestésico. Cambiar el agua y comenzar todo nuevamente.

También puede realizarse en forma efectiva la relajación (resguardando los movimientos bruscos, luces fuertes, etc.) dentro de una heladera (no en el congelador).

Duración aproximada 48 horas.

Con Pentobarbital, (1 gramo, en 200ml agua destilada) colocar una gota cada media hora. Después de más de 24 horas, dependiendo del tamaño del ejemplar, surte efecto. Esta droga sirve para cualquier molusco.

Thionembutal o Brietal sódico, son anestésicos utilizados en las cirugías humanas. Para su uso, preparar una solución (1 gramo, en 200ml agua destilada). Colocar una gota cada media hora. Lleva más de 48 horas. Esta droga funciona en forma óptima para los representantes de las familias Mycetopodidae e Hyriidae.

Para el caso del bivalvo asiático invasor *Corbicula fluminea* (“almeja asiática”) (Figura 50), según la Dra. Mansur, el uso del mentol es lo más recomendado.

Figura 50. *Corbicula fluminea*



Para estudios anatómicos de los bivalvos, resulta útil fijar en formol 5% durante 8 a 12 horas y después lavar con agua corriente durante otra 8-12 hora. Para la conservación se aconseja pasarlas por una batería de alcohol 50%, 60% y dejar en 70%.

Método de orientación y principales estructura de la conchilla de un “náyade”

Se toma una conchilla de un bivalvo y se orienta el umbo hacia arriba y la cara interna hacia el observador. La orientación de la conchilla puede observarse en la Figura 51 (A, B y C).

Para tomar medidas de la conchilla, es necesario encontrar dos líneas básicas (Figura 53, a y b). Para encontrar la línea a, es necesario marcar a los centros de impresión de los músculos aductores y trazar una línea que los una. Para la línea b, se parte de un punto en el “pico” o extremo del umbo y se traza una línea perpendicular a la línea a. Esta línea b, señala en la conchilla la región anterior y posterior. Asimismo, a partir de estos ejes, se mide el ancho y alto de la conchilla.

Figura 53. Medidas de longitud (correspondiente al eje **b**) y ancho (**a**) de la valva

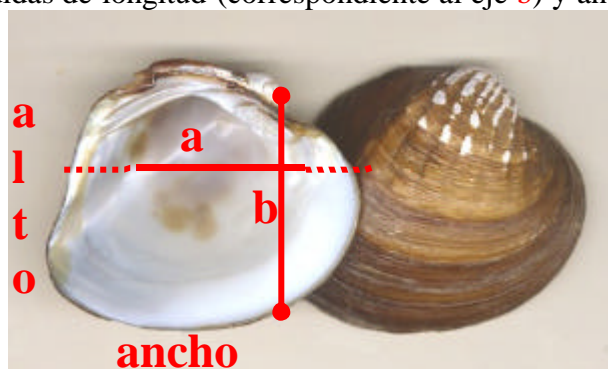
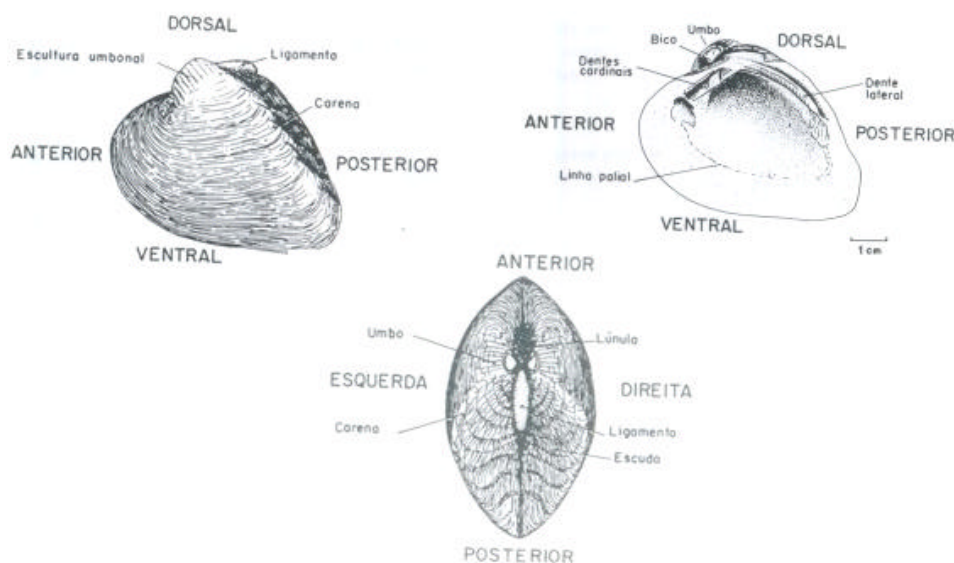


Figura 54. Orientación y partes de una conchilla de náyade.



Técnicas para el estudio de las larvas gloquideos

En los bivalvos de agua dulce, de la familia Hyriidae, sus embriones tienen incubación branquial, al igual que en los esféridos, hasta el estado de larva velíger (estado posterior al estado de larva trocófora. Entre otras características, la velíger presenta conchilla larvaria). Por lo general, la larva velíger de los Hyriidae está modificada para parasitar a los peces, lo que facilita su dispersión. A estas larvas velíger parásitas, se le ha dado varios nombres. Para el grupo de los Hyriidae, se las denomina *gloquidios*. Se adhieren a la piel o branquia del pez hospedador, usando un filamento adhesivo con mucosidad, garfios u otros dispositivos de fijación al hospedador (Figura 55). Es común la ausencia de digestivo en estas larvas. Presentan un manto con células fagocitarias. Asimismo, es frecuente que el hospedador genere tejido quístico alrededor del parásito. Finalmente en la etapa madura de la gloquidia, rompe el quiste, cae al fondo del cuerpo de agua y se transforma en juvenil infaunal como el adulto.

Mansur & Campos-Velho (1990), realiza una descripción de la técnica de estudio de las larvas gloquideos en Irídea. En especies del grupo Irídea, los óvulos son fecundados en la cámara suprabranquial y descienden ligados por un delgado cordón mucoso a los tubos acuíferos y se acumulan en los marsupios o bolsas incubadoras. En estas se desarrollan las larvas gloquidio que se caracterizan por presentar dos valvas articuladas dorsalmente. Se diferencian en larvas que tienen desarrollo directo (A), es decir, no pasan por un estadio parásito antes de ser juveniles, de las que no tienen desarrollo indirecto (B), que pasan por un estado de larvas parásitas de peces. Las (A), no tienen dientes en las valvas y (B), presentan dientes (Figura 55 B). Las larvas con dientes, presentan un flagelo adhesivo, forman parte del plancton una vez salidas del marsupio branquial. Posteriormente se fijan a las aletas o agallas de algún pez hospedador. Este forma un quiste dentro del cual la gloquidia completa su ciclo de desarrollo hasta la etapa post larval. Cuando esta forma es lanzada al ambiente a través de la abertura exhalante del manto, presenta casi la morfología externa de un individuo adulto y se desplaza con la ayuda del pie (Figura 55 C).

Como encontrar a las gloquidios.

En épocas reproductivas (depende de la especie; se puede generalizar que sucede con mayor frecuencia en primavera), se debe colectar a los ejemplares (no todos pueden tener gloquidios). Durante la colecta, juntar agua del lugar y colocar al ejemplar en un recipiente humedecido y alejado del sol. En el laboratorio, dejar en reposo al ejemplar en el agua recogida del lugar. Posteriormente, se anestesia al ejemplar con una solución de Thionembutal (para cada molusco de 5 cm de longitud es de 0,0125% para cada

volumen de agua; esta proporción varía de acuerdo al número y tamaño de los ejemplares. Todo el proceso de anestesia lleva mas de 48 horas.

Luego de la anestesia (están distendidos y no responden a ningún estímulo) se separan las valvas. Cuando el ejemplar esta maduro, los marsupios en la demibranchia interna están inflados, más coloreados (amarillos). Se corta una sector de esa demibranchia interna para la preparación de un preparado o verlo “in vivo” (se recomienda no tomar muchos ejemplares del campo y tampoco a los colectados sacrificarlos a la vez para la búsqueda de larvas; en el caso de haber encontrado gloquidios en un ejemplar, liberar a los otros, en lo posible, en el lugar colectado.

En el caso de no poder anestesiarse al molusco, dejarlo en reposo y cuando abre las valvas, colocar rápidamente una cuña de madera entre las mismas y aumentar el tamaño de la separación de las valvas con la cuña y los dedos, con cuidado de no lastimar al animal. Con un pincel, separar el pie y la demibranchia externa hasta ver el marsupio. Si se lo detecta que el ejemplar esta maduro, se toma una porción de la demibranchia interna y colocarlo en una caja de Petri, con agua y cubrir su superficie con cristales de mentol. Tapar la caja y dejar hasta el día siguiente, cuando las larvas abrieron sus valvas. Cabe recordar que es posible que, al detectar el ejemplar un ambiente extraño o por acción de un anestésico, puede eliminar sus larvas.

Observación de las gloquidios “in vivo”

Pueden ser observadas vivas al microscopio óptico, entre porta y cubre objeto, con agua. Para observar su organización interna, se utiliza una gotas de azul de metileno, diluido (1/1000). Este colorante resalta las estructuras sensitivas y nerviosas del cuerpo (e.g. cirros, cilios, órganos ciliados). Los detalles se observan en la Figura 56 A.

Preparación de preparados permanentes

Después de la anestesia, transferir las larvas con parte del líquido de la caja de Petri, a un tubo de ensayo, con el auxilio de una pipeta Pasteur. El exceso del agua de la capsula de Petri, se tira. Agregar al tubo de ensayo, 8 gotas de agua corriente o hipoclorito de sodio comercial (5% NaOCl) para 10 ml de agua destilada durante aproximadamente 5 minutos. El hipoclorito de sodio remueve los tejidos. Es conveniente revisar el proceso de limpieza a través de la observación directa en lupa. Luego se lava el material renovando el agua a cada minuto (tiempo suficiente para que decanten las larvas al fondo, por lo tanto tirar el agua solo hasta encima de las larvas). Después hay que deshidratar rápidamente por una serie creciente de alcohol etílico de 50%, 60%, 70%, 80%, 90% hasta 96%. Luego dar dos baños de alcohol isopropílico (se lo utiliza para no dañar las valvas).

Figura 55. Ciclo biológico de las náyades. **A** Gloquidia al microscopio electrónico de barrido. **B** Gloquidia al microscopio óptico. **C** Juveniles post parásitos. **D** branquia de bivalvo con alta densidad de gloquidios.

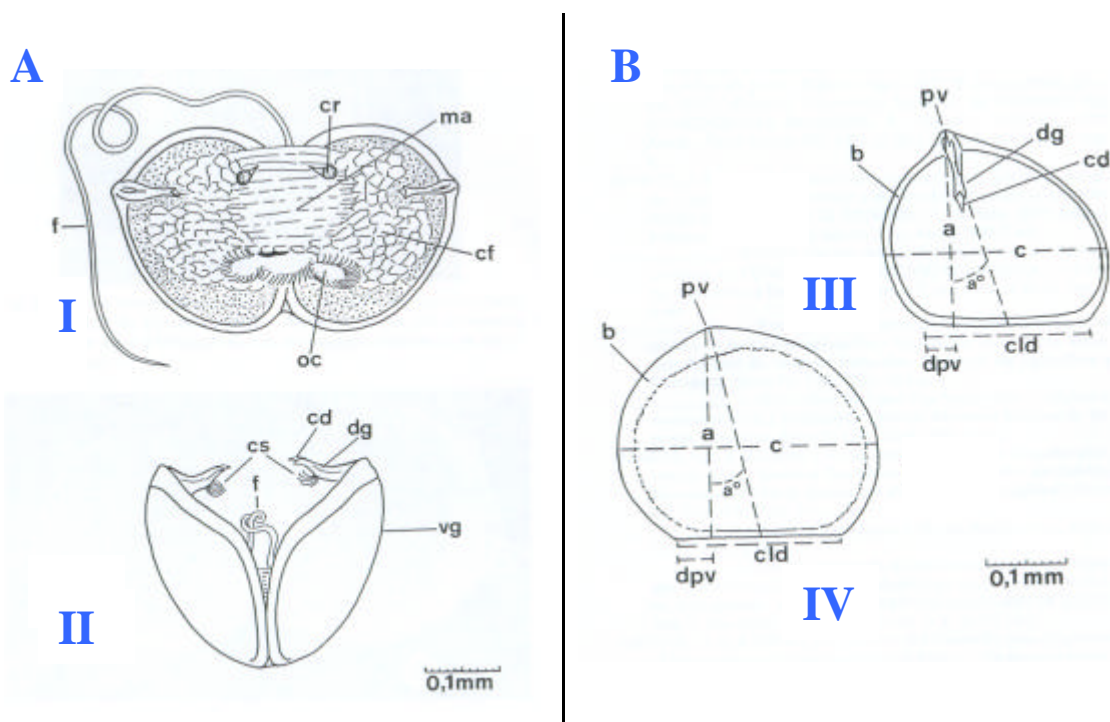


Finalmente las larvas deben ser pipeteadas en pequeña cantidad sobre un portaobjeto, montadas con Entelan y cubiertas con un cubreobjeto (se aconseja utilizar un anillo de papel para evitar que el peso del cubreobjeto pueda dañar a las valvas de la gloquidia)

Conquiliometría de los gloquidios

Para tomar las medidas de las valvas, debe extenderse esta tomando el máximo de horizontalidad (Figura 56 B). Conviene medir varios gloquidios de cada individuo, ya que existen pequeñas variaciones en el tamaño.

Figura 56. A Anatomía interna de una larva gloquidio. **B** Medidas de una gloquidio. **I** Vista ventral. **II** Vista frontal. **III** Valva gloquidial de *Diplodon martensi* en vista lateral interna. **IV** Valva gloquidial de *Diplodon koseritzi* en vista lateral. **cd** cúspide de los dientes; **cf** células fagocitarias; **cr** cirro sensitivo; **cs** cilios sensitivos; **dg** diente gloquidial; **f** filamento; **ma** músculo aductor; **oc** órgano ciliado posterior; **vg** valva gloquidial; **a** altura; **a°** ángulo; **b** borde; **c** longitud; **cld** longitud de la línea dorsal; **dpv** desplazamiento de la punta ventral; **pv** punta ventral.

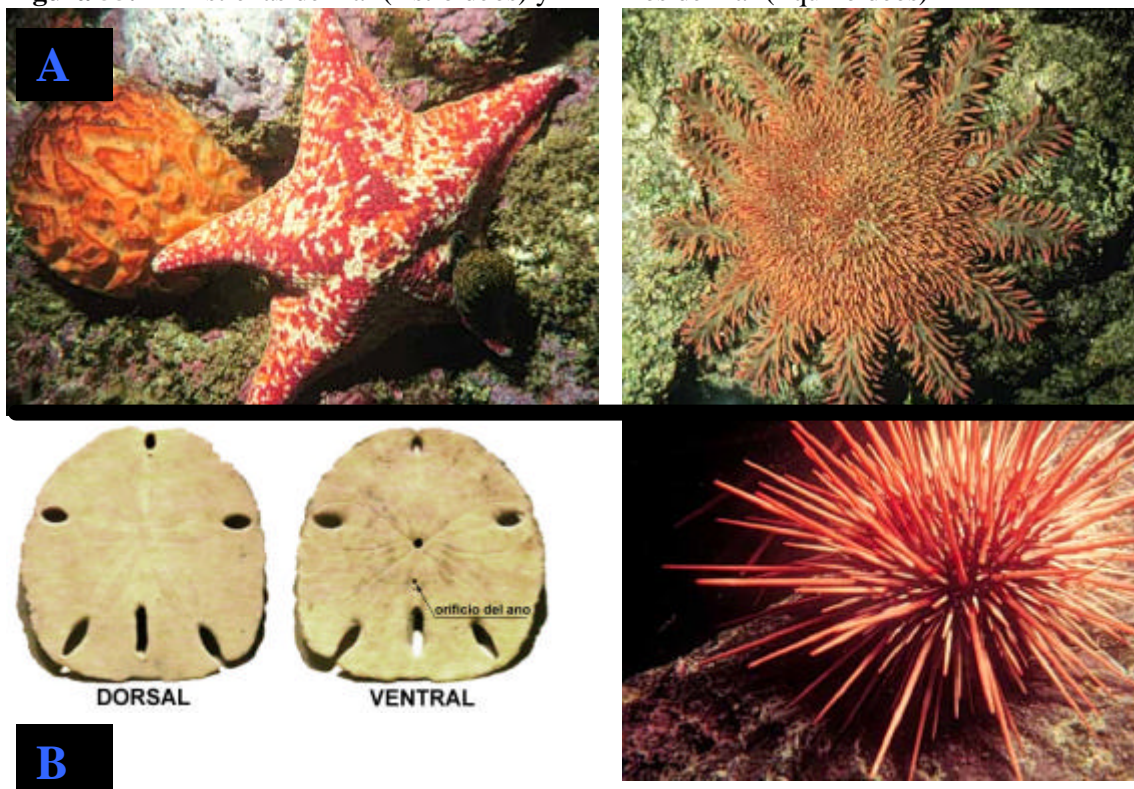


EQUINODERMOS (estrellas, pepinos, erizos, dólares, galletas)

El filo Equinodermos incluye a unas 5.500 especies de animales marinos deuterostomados, entre las que encontramos seres vivos muy conocidos como son las estrellas y los erizos (Figura 55) de mar. Los equinodermos se encuentran en todos los océanos del planeta; la mayoría de las especies son bentónicas y habitan en las zonas intermareales o submareales, siendo relativamente pocas las especies que viven a gran profundidad; algunos son de costumbres pelágicas (viven en los niveles superficiales o

medios de los océanos y mares). Normalmente se sitúan formando agrupaciones, que pueden ser muy densas. Algunas especies viven total o parcialmente enterradas en fondos de arena o fango, y unos pocos erizos de mar horadan huecos en las rocas.

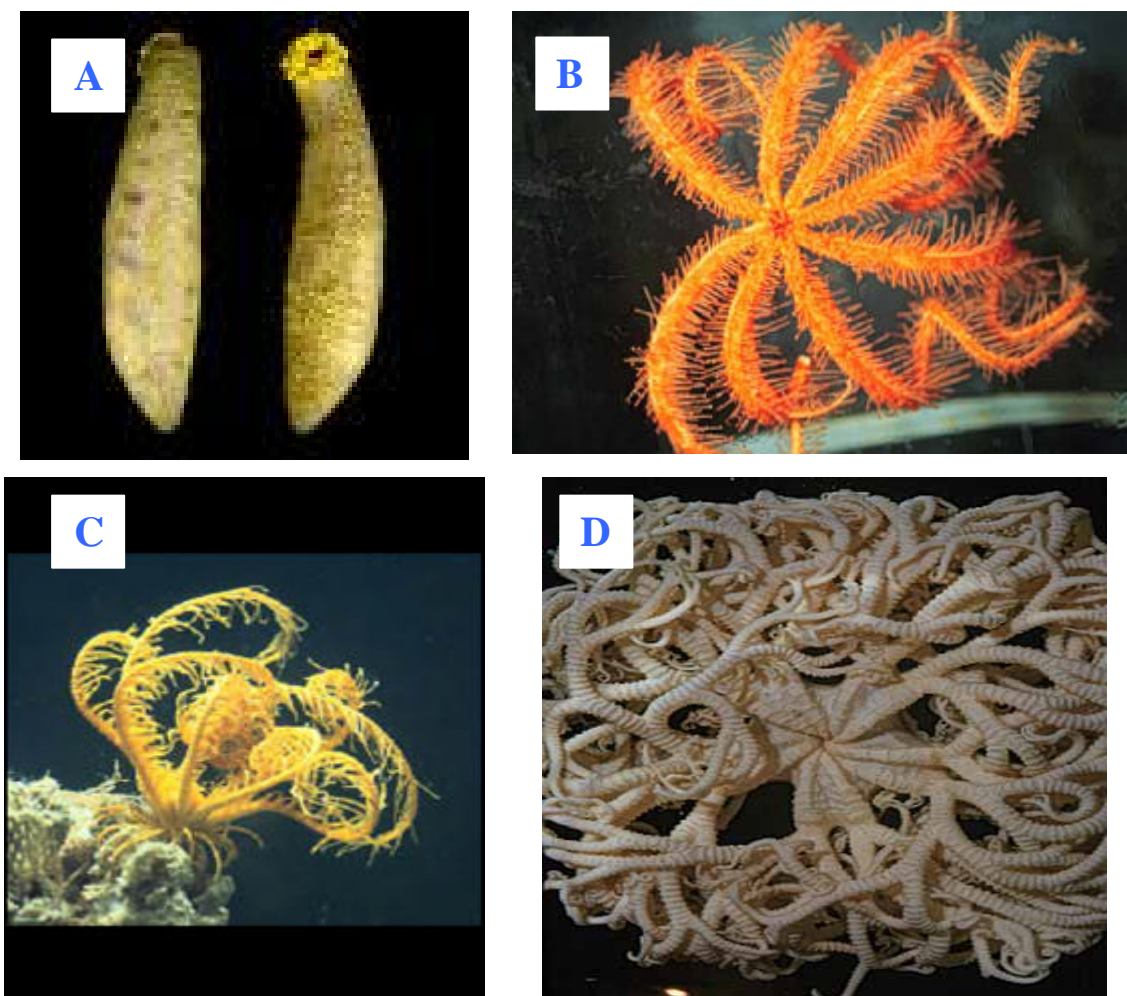
Figura 55. A Estrellas de mar (Astroideos) y **B** Erizos de mar (Equinoideos)



Colecta

Las especies intermareales pueden obtenerse fácilmente por los métodos usuales de muestreo en la costa (zona intermareal), que dependerán bastante del tipo de costa a ser estudiada. Se deberán remover piedras y arenas, revisar las masas de algas, inspeccionar hendiduras, etc., manualmente se colectan, erizos, holoturias (Figura 56 A), etc. Debe ponerse especial cuidado al manipular estrellas plumosas, crinoideos y muchas ofiuras (Figura 56 B, C y D), ya que se rompen si se tratan con brusquedad. Para los erizos de mar es recomendable utilizar guantes protectores. Los equinodermos bentónicos de aguas más profundas pueden obtenerse por medio de arrastres y dragas, mientras que las especies litorales pueden recogerse perfectamente mediante buceo. Las estrellas y galletas de mar son más frecuentes en los fondos fangosos y arenosos, y para su colecta se emplea el tamiz o una draga.

Figura 56. ejemplos de distintos grupos de equinodermos. **A:** Holoturoideos o “pepinos de mar”. **B y D:** Ofiuroideo. **C:** Crinoideos o “lirios de mar”.



Conservación

La mayoría de los equinodermos de cuerpo duro pueden colocarse directamente en solución fijadora, mientras que las especies blandas, especialmente holoturias, deben anestesiarse (cristales de mentol o calor). Las ofiuras y estrellas plumosas, que tienden a fragmentarse con facilidad, quedan generalmente mejor con un tratamiento previo a la fijación; una inmersión durante unas horas en agua dulce, o refrigeración si es posible, es suficiente para aturdir las. La mejor fijación de equinodermos se consigue con solución tamponada de formol al 10- 12% en agua de mar. El material puede fijarse

también en alcohol al 95-100%, pero esto produce a veces una excesiva contracción de las partes blandas. Normalmente los equinodermos se almacenan en alcohol al 70-90%. Los equinodermos de cuerpo duro, como erizos de mar, ofiuras y ciertas estrellas, también pueden conservarse secos. Antes del secado es preferible fijar el material con formol (o lejía), tal como se ha indicado anteriormente. Después, los ejemplares deben dejarse secar, preferiblemente sobre una rejilla o red de forma que el aire pueda circular a su alrededor.

En síntesis, los equinodermos se conservan en seco o en líquido. Si se conservan en líquido se deben anestesiar previamente, para lo cual se colocan en agua de mar con sulfato o cloruro de magnesio, cristales de mentol, agregando gota a gota alcohol de 70°, o simplemente colocando los ejemplares en agua dulce. Una vez insensibles se fijan en formol al 5% o alcohol de 70°, inyectándolos en la parte interna para asegurar la fijación. La conservación definitiva se ha de hacer siempre en alcohol de 70°, ya que el formol ataca los osículos calcáreos que constituyen el endoesqueleto. Muchos ejemplares (erizos, estrellas, ofiuras, etc.) se pueden conservar secos. Para ello tras fijarlos se secan en ambiente caliente, evitando la exposición directa al sol. La temperatura de 37° es suficiente para conseguir un buen secado.

AGRADECIMIENTOS

A la Lic. Mirta Lagreca (Personal de Apoyo de la CIC) por la tarea técnica desarrollada y particularmente al Dr. H. López y a la Lic. M. Maroñas, por la ayuda brindada.

BIBLIOGRAFÍA CITADA Y CONSULTADA

Bennett, D. & D. Humphries, 1974. Introducción a la ecología de campo. H. Blume Ediciones. Madrid. 326 pp.

Bonetto, A. A., J. J. Neiff, A. Poi de Neiff, M. E. Varela, M. A. Corrales y Y. Zalakar. 1978. Estudios limnológicos en la cuenca del Riachuelo (Corrientes, Argentina). III Laguna La Brava. Ecosur 5(9):57-84.

Boschi E. E. & M. B. Cousseau (eds.), 2004. La vida entre mareas : vegetales y animales de las costas de Mar del Plata, Argentina. INIDEP, Mar del Plata, 383pp.

Darrigran, G. 1991. Aspectos Ecológicos de la Malacofauna Litoral del Río de la Plata. República Argentina. Tesis doctoral N° 568. Facultad Ciencias Naturales y Museo (UNLP).

Darrigran, G. 1991.-Análisis de la malacofauna de los arroyos afluentes del estuario del Río de la Plata, República Argentina. Biología Acuática (Notas Científicas II Reunión Argentina de Limnología), 15(2):212-213. La Plata.

Darrigran, G. 1989. Moluscos del área rioplatense. I. Aspectos Biológicos. Importancia económica y sanitaria. Anales de la Sociedad Científica Argentina, 219:15-35. Buenos Aires.

Darrigran, G.. 1999. Longitudinal distribution of molluscan communities in the Río de la Plata estuary as indicators of environmental conditions. Malacological Review suppl. Freshwater Mollusca, 8:1-12. USA.

Darrigran, G. & S. Rioja 1988. Distribución y selección de ambientes de los isópodos talasoides del Río de la Plata, República Argentina. Neotropica, 36(92):105-114.

Darrigran, G. & M. C. Damborenea (eds.)(2006) Bio-invasión del mejillón dorado en el continente americano. EDULP, La Plata. Argentina. 220 pp.

Darrigran, G.; A. Vilches; M. Maroñas & T. Legarralde (ms.). Guía para el estudio de macroinvertebrados. II.- Métodos de muestreo y análisis

Gaviño, G., Juárez, J.C. y Figueroa, H. H. 1977. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo. ed. Limusa-Wiley, s.a. México

González, J. C. A. 2006. Manejo integrado de Nematodos fitoparásitos y *Cosmopolites sordidus* (germar) en el cultivo de plátano. Tesis Maestro en Ciencias. Protección de Cultivos. Universidad de Puerto Rico. Recinto Universitario de Mayagüez.

Gullo, B. & G. Darrigran. 1991.-Distribución de la fauna de hirudíneos litorales del estuario del Río de la Plata, República Argentina. Biología Acuática (Notas Científicas II Reunión Argentina de Limnología), 15(2):216-217. La Plata. Con referato.

<http://www.mineria.gov.ar/ambiente>

Mansur, M. C.; C. Schulz & L. M. M. Pares Garces (1987). Moluscos Bivalves de agua doce : Identificação do sul e leste do Brasil. Acta Biológica Leopoldensia, 2: 181-202.

Mansur, M. C. D. & N. M. Rodrigues de Campos-Velho (1990). Técnicas para o estudo dos gloquídeos de Hyriidae (Mollusca, Bivalvia, Unionoida). Acta Biológica Leopoldensia, 12(1): 5-18.

Needham, G. y P. R. 1978. Guía para el estudio de los seres vivos de las aguas dulces. Edit. Reverté.

Olivier, S. 1971. Elementos de Ecología. Edit. Hemisferio Sur. 174pp.

Pardo-Locarno, L.C.; C. P. Vélez; F. Sevilla & O. Madrid. 2006. Abundancia y biomasa de macroinvertebrados edáficos en la temporada lluviosa, en tres usos de la tierra, en los Andes colombianos. Acta Agronómica, Vol 55, No 1 (2006)

Roig, F. A. 1998. La vegetación de la Patagonia. En: Correa, M.N. (Coordinadora) Flora Patagónica. Colección Científica, Tomo VIII, Parte 1. INA, Buenos Aires.

Schwoerbel, J. 1975. Métodos de Hidrobiología. Blume (ed.). Madrid. 262pp.

ANEXO I

INSTRUCTIVO PARA EL LLENADO DE LAS PLANILLAS DE CAMPO PARA LAS UNIDADES DE PAISAJE, FLORA Y VEGETACION

(modificado de <http://www.mineria.gov.ar/ambiente/estudios/DCA/chubut/ppm-biota3.asp>)

Se corresponde al relevamiento de información puntual desde el punto de vista espacial y temporal. Se refiere a un sitio concreto y acotado, en un momento determinado. La información puede ser:

1. Información Representativa de la Unidad Cartográfica de Paisaje (UC).
2. Información Representativa de un Elemento del Paisaje de la UC.
3. Información Indeterminada.

1. Información representativa de la unidad cartográfica de paisaje.

Se refiere al caso en el que puede recorrerse toda la UC y determinar cuál es el elemento del paisaje dominante. En el mismo se realiza el censo. Debe aclararse qué porcentaje de la UC ocupa el elemento censado y cuáles son los otros elementos, aunque no se censan.

2. Información representativa de un elemento del paisaje de la unidad cartográfica.

Se recorre toda la UC y se observan los elementos del paisaje que la integran. En este caso no se dispone de tiempo para censar todos los elementos y no hay uno dominante. Por lo tanto, se elige el sitio del censo con otro criterio distinto a la representatividad de la UC. Por ejemplo, se elige el sitio más vegetado, en función de su cobertura, diversidad, fisonomía, etc. (si el objetivo es encontrar variedad de flora y fauna); o se elige el que se localiza en un relieve particular (si es que el objetivo es usar la información para planificar una actividad concreta). También puede elegirse según el tipo o grado de uso o de “no uso” del sitio.

Debe registrarse el criterio de selección y determinarse los otros elementos de paisaje existentes, aclarando que no puede determinarse la dominancia de alguno de ellos.

3. Información indeterminada.

Se refiere a situaciones en las que se desconoce la UC porque no se ha podido recorrer (dificultades en la accesibilidad, tiempo, etc.). Se elige el sitio, siguiendo los mismos criterios de hábitat, de geoforma o de uso.

Debe registrarse el criterio de selección del sitio y aclarar que se desconoce el resto de la UC.

En este caso, la información podrá completarse en el gabinete, si es necesario (mediante fotointerpretación).

Con la finalidad de realizar el censo de Unidades de Paisaje con información a dos niveles: Unidad Cartográfica de Paisaje (conjunto de elementos del paisaje) y Sitio (en un elemento), este se ha estructurado en las siguientes partes:

- PRIMERA PARTE: Datos de Ubicación del Censo.

- SEGUNDA PARTE: Descripción de la Unidad Cartográfica de Paisaje.
- TERCERA PARTE: Descripción del Sitio (unidad muestral o localidad).

Datos de ubicación del censo

- N° de censo: Se numeran correlativamente en el orden en que se van haciendo.
- Fecha:
- Hora: En que se inicia y se finaliza el recorrido del sitio.
- Provincia:
- Area N°:
- Nombre del Area:
- Coordenadas: Del sitio de censo (lectura del GPS)

Descripción de la unidad cartográfica de paisaje

- Nombre/Referencia de la Unidad Cartográfica: Según cartografía.
- Relieve General: Ver Tabla N° 1.
- Tipo de vegetación: Ver Tabla N° 2 *.
- Cobertura de la vegetación: Ver Tabla N° 3.
- Altura del dosel: Estimado de acuerdo a medición (dosel de la vegetación es el estrato más denso).
- Geoformas y vegetación de los elementos del paisaje: Se listan si se pudieron observar.
- Cobertura de cada elemento del paisaje: Estimada de acuerdo a la siguiente escala 5-25; 25-50 y 50-100 %.
- Uso Actual.

TABLA 1. Formas del relieve.

Atributo	Tipo	Definición
RELIEVE GENERAL	Cordillera	
	Cerros	
	Valle	
	Planicie	
	Monoclinal	Estructura sedimentaria basculada pero no plegada. Si el estrato superior es resistente y concordante con respecto al estrato inferior da origen a un relieve de cuesta.
	Meseta	
	Superficie de erosión	Relieve destructivo sometido a desgaste
	Superficie de deposición	Relieve constructivo formado por deposición
	Relieve tectónico	Formado por fallas, pliegues, diaclasas
	Relieve modelado	Formado por procesos de desgaste y deposición

TABLA 2. Fisonomía Vegetal.





<p style="text-align: center;">BOSQUES</p> 	<ol style="list-style-type: none"> 1. Bosques xerófilos: Bosque de pehuén (<i>Araucaria araucana</i>). Bosque de ciprés (<i>Astrocedrus chilensis</i>). Bosque de ñire (<i>Nothofagus antarctica</i>). Bosque de maitén (<i>Maytenus boaria</i>). Bosque o matorral de <i>Lomatia hirsuta</i>. 2. Bosques mesófilos: Bosques de coihue y ciprés (<i>Nothofagus dombeyi</i> y <i>Astrocedrus chilensis</i>). Bosques de roble pellin y raulí (<i>Nothofagus obliqua</i> y <i>N. alpina</i>). Bosque de lenga (<i>Nothofagus pumilio</i>). 3. Selvas y bosque higrófilos: Selva de lenga, hua-huam y maniu hembra (<i>Nothofagus pumilio</i>, <i>Laureliopsis philippiana</i> y <i>Saxegothea conspicua</i>). Selva de lenga-muerto y maniu hembra (<i>Nothofagus pumilio-Eucryphia cordifolia</i> y <i>Saxegothea conspicua</i>). Selva de lenga y tineo (<i>Nothofagus pumilio</i> y <i>Winmannia trichosperma</i>). Bosques de alerce (<i>Fitzroya cupressoides</i>). Bosques de quindo (<i>Nothofagus betuloides</i>). 4. Bosques de vega: Arrayanales o pitrantaes (<i>Myrceugenia exsucca</i> y <i>Luma apiculata</i>). Pantanos y turberas con ciprés de las Guaytecas (<i>Pilgerodendron uviferum</i>). Galerías de sauce (<i>Salix humboldtiana</i>). 5. Arbustales y matorrales derivados de bosques: Matorrales de <i>Discaria articulata</i> con <i>Baccharis rosmarinifolia</i> (reemplaza bosques de ciprés). Matorrales de ñire y <i>Berberis spp</i> (derivados de los bosques de ñire). Matorrales o arbustales de maitén, mutisia y lomatia (<i>Maytenus boaria</i>, <i>Mutisia spinosa</i> y <i>Lomatia hirsuta</i>) derivado del bosque de coihue. Matorral de ñire con <i>Ribes cucullatum</i>, derivado del bosque de ñire o del bosque de roble pellin y raulí. Matorrales de <i>Chiliodrion diffusum</i> y <i>Berberis buxifolia</i> (derivados de bosque de ñire o de lenga). Matorrales de <i>Pernettya mucronata</i> y <i>Embothrium coccineum</i>, derivado de bosque de ñire o de lenga). Arbustales de neneo y coirón (<i>Mulinum spinosum</i> y <i>Stipa brevipes</i>), degradación de comunidades anteriores.
<p style="text-align: center;">ESTEPAS GRAMINOSAS</p> 	<p>Estepa magallánica o coironal de <i>Festuca gracillima</i>. Coironal de <i>Festuca gracillima</i> con <i>Empetrum rubrum</i>. Coironal de <i>Festuca pallescens</i>. Coironal de <i>Poa liguularis</i>. Coironal altoandino de <i>Poa holciformis</i>.</p>
<p style="text-align: center;">ESTEPAS ARBUSTIVAS ARIDAS</p>	<p>Eriales de colapiche (<i>Nassauvia glomerulosa</i>): vegetación discontinua, 20-30% de cobertura total dominada por cojines con pequeñas mapas de gramíneas. Estepa de <i>Nassauvia ulicina</i>: vegetación discontinua de mayor cobertura que la anterior; puede tener o no un estrato superior muy disperso de árboles bajos. Estepa de mata negra (<i>Junellia tridens</i>). Estepa de neneo y coirón (<i>Mulinum spinosum</i> y <i>Stipa speciosa</i>). Bosquecillo de <i>Schinus spp</i> (parecen restos de un bosque muy degradado; los árboles tienen 3-4 m de altura).</p>
<p style="text-align: center;">ESTEPAS ARBUSTIVAS SEMIARIDAS</p> 	<p>Estepas arbustivas de la Payenia: 40 a 60 cm de alto, dominada en el estrato arbustivo alto por <i>Colliguaya integerrima</i> y <i>Retanilla patagonica</i>, y en estrato bajo por <i>Nassauvia axillaris</i>. Estepa de <i>Larrea divaricata</i> con <i>Geoffroea</i>, <i>Capparis</i> y otros árboles bajos dispersos. Estepa de <i>Larrea divaricata</i> con <i>Larrea ameghinoi</i>. Estepa de <i>Chuquiraga avellanadae</i> o de <i>Larrea divaricata</i> con elementos pampeanos. Estepa de neneo (<i>Mulinum spinosum</i>) (derivada de bosques).</p>
<p style="text-align: center;">TUNDRA</p> 	<p>Tundra altoandina. Murtillares (comunidades de <i>Empetrum rubrum</i>). Turbera de <i>Sphagnum magellanicum</i>. Tundra de nunataks con líquenes.</p>

Tabla 2. continuación

ATRIBUTOS Y VARIABLES DE LA VEGETACION (Tipos Fisonómicos de la Vegetación (de Roig, 1998))

1. **BOSQUES:** Domina el estrato arbóreo de más de 6 m de altura.
 1. Bosques xerófilos: Bosques orientales de la cordillera patagónica, de especies con estructuras xeromorfas (hojas coriáceas o esclerófilas; cutículas gruesas; hojas escamiformes; etc)
 2. Bosques mesófilos: Bosques andinos de pluviosidad alrededor de 1000 mm/año; pobres en especies acompañados por especies con caracteres xeromorfos; en general caducifolios o mixtos.
 3. Selvas y bosque higrófilos : En ambientes donde las precipitaciones superan los 1800 mm/año. Incluye los bosques fueguinos.
 4. Bosques de vega: Ocupan ambientes más húmedos.
 5. Arbustales y matorrales: Domina el estrato arbustivo o arbóreo bajo (menos de 5 m). En general, son comunidades estables derivadas de los bosques por efecto de perturbaciones, principalmente fuego.
2. **ESTEPAS GRAMINOSAS:** Domina el estrato gramíneo, el cual puede ser abierto a denso, según la disponibilidad de agua.
3. **ESTEPAS ARBUSTIVAS ARIDAS:** conformada por arbustos y gramíneas, en general dominan los arbustos. Las alturas de los arbustos son variables (desde cojines hasta 60 cm) y la cobertura total de la vegetación puede ser muy baja (20%) a rala, según la disponibilidad de humedad y las condiciones edáficas.
4. **ESTEPAS ARBUSTIVAS SEMIARIDAS:** En general es una matriz de pastos con arbustos más o menos dispersos; puede haber 2 estratos de arbustos. La cobertura total es mayor que en el caso anterior, y varía según la disponibilidad de agua.
5. **TUNDRA:** Vegetación baja de criófitas (especies adaptadas a condiciones de temperaturas inferiores a 0°C). Comprende praderas, arbustales y también turberas.

TABLA 3. Escala de cobertura usada para la vegetación y para los tipos biológicos

Categoría	Descripción
Cerrado	Las copas o vástagos de las plantas vecinas se tocan
Abierto	Las copas o vástagos no se tocan, pero su proyección cubre al menos el 30% de la superficie.
Disperso	La distancia entre las copas o vástagos es mayor que el doble de su diámetro.
Muy disperso	La cobertura es inferior al 30% y el sustrato domina el paisaje.

Descripción del sitio

- Geoforma: Ver Tabla N° 4.
- Altitud: Ver Tabla N° 5.
- Microrrelieve: Ver Tabla N° 6.
- Patrón de drenaje: Ver Tabla N° 7.
- Pendiente:
- Pedregosidad: Ver Tabla N°8.
- Tipo de fragmentos: Ver Tabla N° 9.
- Afloramientos rocosos: Ver Tabla N° 10.
- Tipo de Erosión: Ver Tabla N° 11.

- Grado de erosión: Ver Tabla N° 12.
- Porcentaje de suelo cubierto de mantillo (= capa superior del suelo, formada en gran parte por la descomposición de materias orgánicas): Estimado de acuerdo a la siguiente escala: 5-25; 25-50 y 50-100 %.
- Presencia de sales en superficie: si o no.
- Depósitos de conchilla en superficie: si o no.
- Depósitos de arena en superficie: si o no.
- Estación meteorológica: Si existe alguna, se registran las coordenadas y/o el nombre.
- Estación hidrológica: Si existe alguna, se registran las coordenadas y/o el nombre.
- Otros tipos de registros: Si existe alguna instalación, registrar el tipo, su nombre, coordenadas, los parámetros registrados, la entidad responsable, etc.
- Tipo de vegetación:
 - De la Matriz.
 - De los Parches.
 - Tamaño mediano de los parches: Estimado.
 - Cobertura relativa de los parches: Se refiere a la superficie cubierta por el conjunto de los parches en relación a la superficie total; estimado de acuerdo a la siguiente escala 5-25; 25-50 y 50-100 % o medido con una cinta métrica.
 - Vegetación de la matriz:
 - Tipo biológico dominante: Ver Tabla N 13.
 - Fisonomía predominante:
 - Vegetación de los parches:
 - Altura mediana del dosel: Se estima o mide con una cinta métrica.
 - Cantidad de estratos: Se cuentan.
 - Altura mediana de cada estrato: Se estima con una cinta métrica.
 - Tipo biológico dominante: Ver Tabla N° 13.
 - Fisonomía predominante:

Observaciones: Se registran aspectos especiales, gráficos, croquis, etc.

TABLA N° 4.

Atributo	Tipo	Definición
GEOFORMAS	Cerro	Cada uno de los picos de una cordillera
	Ladera	Pared lateral de un cerro, colina o loma
	Colina	Elevación más o menos aislada con la base mas extensa que la altura
	Loma	Ondulación del terreno
	Cañadón	Valle joven, de erosión, de sección en forma de V, que atraviesa líneas de falla o plegamientos
	Meseta	Plano elevado bordeado por un escarpe más o menos abrupto y más o menos desgastado
	Llanura de erosión	Planicie formada por erosión y arrastre de materiales
	Llanura de inundación	Planicie que bordea a los cursos de agua, formada por deposición de los sedimentos arrastrados por los ríos
	Llanura volcánica	Planicie formada por un manto de lava
	Interfluvio	En una cuenca, las partes rodeadas de cursos de agua
	Curso de agua	
	Escarpe de falla	Pared de más de 55% de pendiente que sustenta el labio superior de una falla
	Escarpe de erosión	Pared de mas de 55% de pendiente formada por erosión
	Cono aluvial	Abanicos aluviales.
	Bajada	Planicie inclinada formada por la unión de los conos aluviales
	Fondo de valle encajonado	Lecho de un valle con paredes laterales escarpadas
	Fondo de valle no encajonado	Lecho de un valle con paredes laterales de pendiente suave
	Escarpe de valle	Pared lateral de un valle encajonado
	Terraza baja	Terreno plano ubicado a lo largo de una línea de costa
	Terraza alta	Idem anterior ubicado por encima de la terraza baja
	Valle longitudinal	Valle que corre a lo largo de la pendiente natural de capas paralelas de rocas
	Dunas	Acumulaciones masivas de arena en forma de colinas
	Cubeta de deflación	Depresión profunda formada por erosión y voladura de material de la superficie
	Mallín	
	Ciénaga	
	Laguna , lago	
	Madrejón	Antigua laguna en forma de herradura, meandro abandonado
Cueva		
Puente natural		

TABLA N° 5. Altitud.

Atributo	Distancia(M)	Definición
ALTITUD	0-80	Los valores de este atributo pueden completarse a partir de la hoja topográfica, ubicándose con el GPS; si no se dispone de un altímetro.
	80 - 160	
	160-400	
	400-800	
	800-1200	
	Más de 1200	

TABLA N° 6. Microrrelieve.

Atributo	Tipo	Definición
MICRORELIEVE	Liso	Superficie del suelo sin rugosidades.
	Dunas	Pequeñas acumulaciones de arena
	Ondulado	Superficie ondulada
	Recortado	Superficie excavada; cárcavas o surcos con lados verticales
	Montículos	Elevaciones más o menos aisladas, con pendientes suaves

TABLA N° 7. Patrón de drenaje.

Atributo	Tipo
PATRON DE DRENAJE	Dendrítico
	Paralelo
	Otro

TABLA N° 8. Cobertura de fragmento de rocas en el terreno.

Atributo	Cobertura	Definición Los fragmentos cubren:
PEDREGOSIDAD	Poca o nula	menos del 5% de la superficie
	Moderada	entre 5% y 20% de la superficie
	Pedregoso	entre 20% y 50% de la superficie
	Muy	entre 50% y 80% de la superficie
	Terreno ripioso	más del 80% de la superficie

TABLA N° 9. Tamaño de los fragmentos de roca.

Atributo	Tamaño	Definición
FRAGMENTOS	Grava (1)	2 a 64 mm de diámetro
	Piedra (2)	64 a 256 mm de diámetro
	Pedregón (3)	más de 256 mm de diámetro
	1 + 2	No se puede determinar predominancia de uno
	3 + 2	No se puede determinar predominancia de uno
	1 + 2 + 3	No se puede determinar predominancia de uno

TABLA N° 10. Afloramientos rocosos en porcentaje.

Atributo	Grado	Definición Los afloramientos cubren:
AFLORAMIENTOS	Poco o nada	menos del 5% de la superficie
	Moderado	entre 5% y 20% de la superficie
	Rocoso	entre 20% y 50% de la superficie
	Muy	entre 50% y 75% de la superficie
	Extremadamente	entre el 75 y el 90% de la superficie
	Total	Superficie de roca

TABLA N° 11. Tipo de erosión

Atributo	Tipo	Definición
EROSIÓN	Laminar	Arrastres o derrames en superficie lisa
	Surcos	Superficie recortada por cursos de hasta 10 cm de profundidad y laterales de pendiente suave
	Cárcavas	Cursos profundos, laterales escarpados (tendiendo a verticales)

TABLA N° 12. Grado de erosión

Atributo	Grado	Definición
EROSIÓN	Nula	No hay evidencias
	Débil	En menos del 20% de la superficie
	Moderada	Entre el 20 y el 50% de la superficie
	Fuerte	En más del 50% de la superficie

TABLA N° 13 - Tipos biológicos

Categoría	Descripción
Arboles de más de 5 m	Presentan un fuste.
Arboles de 5 m o menos	Presentan un fuste.
Arbusto erecto	No tienen fuste, se ramifican desde abajo.
Arbusto apoyado	Abajo parece un arbusto y arriba una trepadora.
Arbusto rastrero	
Suculenta columnar	Cardones. Plantas carnosas almacenadoras de agua.
Herbácea latifoliada erecta	Herbácea de hoja ancha
Herbácea latifoliada rastrera	
Graminoide erecta	Herbácea de hoja lineal.
Graminoide rastrera	
Palma	Estípote con hojas grandes en el extremo.
Epífita	Planta que crece encima de otra.
Parásita	Planta que crece con energía de otra.
Liana	Planta trepadora leñosa.
Enredadera	Planta trepadora herbácea.
Efímera	Planta pequeña, en general con flores y frutos.

ANEXO II

PLANILLA DE CAMPO PARA UNIDADES DE PAISAJES, FLORA Y VEGETACIÓN

(modificado de <http://www.mineria.gov.ar/ambiente/estudios/DCA/chubut/ppm-biota3.asp>)

Nombre y Apellido del colector:.....

Datos de ubicación

N° de censo	
Fecha	
Hora	
Provincia	
Área N°	
Nombre del Área	
Coordenadas	

Descripción de la unidad cartográfica

Nombre/Referencia UC	
Criterio de Selección	
Relieve General	
Tipo de vegetación	
Cobertura de la vegetación	
Altura del dosel	
Geoformas y vegetación de los elementos del paisaje.	
Cobertura de cada elemento del paisaje	
Tipo de Uso Actual	
Grado de Uso Actual	
Área Natural Protegida u otra categoría de protección	Zona en ANP:
	Distancia de ANP:

Descripción del sitio

Criterio de Selección	
Geoforma	
Altitud	
Microrrelieve	

Fuentes de agua cercanas		
Patrón de drenaje		
Esorrentía superficial		
Pendiente		
Pedregosidad		
Tipo de fragmentos		
Afloramientos rocosos		
Tipo de Erosión		
Grado de erosión		
Suelo (color)		
Suelo (textura)		
Porcentaje de suelo cubierto de mantillo		
Presencia de sales en superficie		
Depósitos de conchilla en superficie		
Estación Meteorológica		
Estación Hidrológica		
Depósitos de arena en superficie		
Área Natural Protegida u otra categoría de protección.	Zona en ANP:	Distancia de ANP:
Otros registros		

Tipo de Vegetación	
De la Matriz	
De los Parches	
Tamaño mediano de los parches	
Cobertura relativa de los parches	
Vegetación de la Matriz	
Altura mediana del dosel	
Cantidad de estratos	
Altura mediana de cada estrato	
Fisonomía predominante	
Vegetación de los Parches	
Altura mediana del dosel	
Cantidad de estratos	
Altura mediana de cada estrato	
Fisonomía predominante	

Observaciones:

A large, empty rectangular box with a thin black border, intended for handwritten or typed observations. It occupies most of the page's vertical space below the header.

ProBiota

(Programa para el Estudio y Uso Sustentable de la Biota Austral)

Directores

Dr. Hugo L. López

E-mail: hlopez@museo.fcnym.unlp.edu.ar

Dr. Jorge V. Crisci

E-mail: crisci@museo.fcnym.unlp.edu.ar

Dr. Juan A. Schnack

E-mail: jschnack@netverk.com.ar

Facultad de Ciencias Naturales y Museo - UNLP
Paseo del Bosque s/n (1900) La Plata, Buenos Aires, Argentina
Serie Técnica Didáctica Versión electrónica 2005. ISSN 1515-9329
División Zoología Vertebrados, Museo de La Plata



Indizada en la base de datos ASFA C.S.A.