



Colección Libros de aula

## MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO Y LABORATORIO

**captura, procesamiento y  
análisis de organismos en  
ambientes lóticos**

Santiago Gutiérrez Quintero

Santiago Gutiérrez Quintero

MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO Y LABORATORIO



En este texto el biólogo Santiago Gutiérrez Quintero, de manera sucinta, esboza los principales aspectos que se deben tener en cuenta para la caracterización de los ambientes lóticos. El lector encontrará una herramienta sencilla y útil, diseñada didácticamente para la docencia a nivel universitario. Las prácticas y el análisis de los resultados, brindarán al estudiante un panorama sobre la pertinencia de su estudio, así como su importancia ecológica, social y económica.

El ejercicio académico de caracterizar y analizar el complejo entramado ecológico de la biota asociada a los ambientes acuáticos, es sin lugar a dudas una de las líneas de investigación más promisorias y de mayor relevancia a las necesidades sociales que hoy nos apremian. Somos el país más diverso del globo, y una de las razones es por la gran oferta de ambientes asociados a nuestros ríos. Así, este manual constituye un aporte significativo para la formación de las nuevas generaciones de investigadores y un gran estímulo para que sigan documentando nuestro excepcional capital natural.

**Vladimir Minorta-Cely**  
M.Sc. Biólogo.





**CORHUILA**

CORPORACIÓN UNIVERSITARIA DEL HUILA

Facultad de Ingeniería  
Programa de Ingeniería Ambiental

# **MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO Y LABORATORIO: captura, procesamiento y análisis de organismos en ambientes lóticos**

M.Sc. Biól. Santiago Gutiérrez Quintero

Con la colaboración de:  
Ing. María Sofía Aristizábal Yusty

## **Santiago Gutiérrez Quintero**

Biólogo de la Universidad de Caldas. Magíster en Ecología y Gestión de Ecosistemas Estratégicos de la Universidad Surcolombiana. Profesor de planta en el Programa de Ingeniería Ambiental de CORHUILA. Es director del semillero de investigación MACU (Macroinvertebrados Acuáticos), perteneciente al grupo de investigación Efecto Ambiental.

MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO Y LABORATORIO: captura, procesamiento y análisis de organismos en ambientes lóticos / Santiago Gutiérrez Quintero -- Bogotá: Editorial Gente Nueva, 2018.

64 páginas: fotografías; 21.5x28 cms.

ISBN: 978-958-59806-5-5

1. Macroinvertebrados 2. Manual 3. Laboratorio 4. Prácticas de campo 5. Ambiente acuático 6. Lóticos 7. Taxonomía 8. Ríos

1. Santiago Gutiérrez Quintero.

CEP-Banco de la República-Biblioteca Luis Ángel Arango

### *MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO Y LABORATORIO:*

*captura, procesamiento y análisis de organismos en ambientes lóticos*

© Santiago Gutiérrez Quintero  
2018

© Editorial Corporación Universitaria del Huila (CORHUILA), 2018

ISBN: 978-958-59806-5-5

Primera edición: Neiva, Colombia, febrero de 2018

Coordinador editorial: Marcos Fabián Herrera

Diagramación y diseño carátula: Luz Mery Avendaño

Fotografías interiores: Santiago Gutiérrez Quintero

Impresión: Editorial Gente Nueva

Editorial Corporación Universitaria del Huila (CORHUILA)

Calle 21 N° 6 - 01 Barrio Quininal

Neiva - Huila - Colombia

Teléfono (8) 8754220

**Impreso y hecho en Colombia**

**Printed and made in Colombia**

Se autoriza la reproducción total o parcial de la obra para fines educativos siempre y cuando se cite la fuente.

*Porque al final, vamos a conservar solo lo que amamos. Amaremos sólo lo que entendemos. Vamos a entender solo lo que investigamos.*

*Baba Dioum*



## Índice

<b>1</b>	<b>Introducción</b>	<b>7</b>
<b>2</b>	<b>Objetivos</b>	<b>9</b>
<b>3</b>	<b>Justificación</b>	<b>10</b>
<b>4</b>	<b>Elementos y condiciones</b>	<b>12</b>
	4.1 Disposiciones de Seguridad	12
	4.2 Equipos y materiales	12
<b>5</b>	<b>Marco teórico</b>	<b>14</b>
	5.1 Características Ecológicas de los Principales Órdenes de Macroinvertebrados del Huila	16
	5.1.1 Orden Efemeróptera	16
	5.1.2 Orden Plecóptera	17
	5.1.3 Orden Hemíptera	18
	5.1.4 Orden Tricóptera	20
	5.1.5 Orden Coleóptera	21
	5.1.6 Orden Díptera	22
	5.1.7 Orden Odonata	23
	5.1.8 Orden Lepidóptera	24
	5.1.9 Orden Neuróptera o Megalóptera	25
	5.1.10 Orden Basommatophora	25
	5.1.11 Orden Haplotaxida	26
	5.1.12 Orden Tricladida	27
	Taller # 1. Conceptos generales de macroinvertebrados acuáticos	29

<b>6. Prácticas de campo</b>	<b>34</b>
6.1 Macroinvertebrados acuáticos	36
6.1.1 Red Surber	37
6.1.2 Draga Ekman	37
6.1.3 Red D-NET	37
6.1.4 Red de Pantalla	38
6.1.5 Método de recolecta	38
<b>7. Aspecto de control, vigilancia y preservación de las muestras</b>	<b>39</b>
7.1 Etiquetas	40
<b>8. Determinación y validación del material biológico</b>	<b>41</b>
Laboratorio # 1. Reconocimiento del laboratorio y procesamiento de muestras acuáticas	45
Laboratorio # 2. Separación e identificación de macroinvertebrados en morfoespecie	49
Laboratorio # 3. Clasificación y preservación de los macroinvertebrados	52
Laboratorio # 4. Evaluación práctica e informe final de laboratorio	54
Laboratorio # 5. Análisis de resultados, cálculo de diferentes índices bióticos	55
Laboratorio # 6. Elaboración del artículo científico	60
<b>Bibliografía recomendada</b>	<b>61</b>

## 1 Introducción

Cerca de tres cuartas partes de la tierra están cubiertas de agua, siendo indispensable para cualquier tipo de vida que se conozca. Históricamente los ambientes acuáticos, son importantes, ya que la teoría más universalmente aceptada es que la vida nació del agua y además en ellos se desarrollan procesos vitales para la conservación de la biodiversidad, así como para el mantenimiento de condiciones ambientales adecuadas para las actividades humanas, de esta forma se garantiza la oferta de germoplasma, base para el adelanto científico de las presentes y futuras generaciones (CDH, 2002, 43).

La población se beneficia ampliamente de los servicios ofrecidos por los distintos ambientes acuáticos en una cuenca hidrográfica y por consiguiente tiene una influencia directa o indirecta sobre ellos y su biota acuática. El uso del recurso agua implica numerosas modificaciones a la morfología de los ríos o quebradas, tales como la construcción de presas y captaciones para canales de riego. En cuanto el uso del suelo en las cuencas, las principales fuentes de contaminación puntual y difusa son la agricultura, la industria y la urbanización (Wang y otros, 2001 en Aguilar, 2005, Chafra y Cerón, 2016 y Ezzine y otros, 2017).

En los países industrializados y agrícolas donde se desarrollan actividades que ejercen una presión y un deterioro de la calidad ambiental a los sistemas acuáticos, ha aumentado la conciencia pública sobre la importancia de rehabilitar los ambientes acuá-

ticos en los últimos años (Bohn y Kershner, 2002), así mismo, se evidencia que la prosperidad de una sociedad debe estar ligada a su capacidad de alcanzar un desarrollo sustentable, donde se utilice, proteja e incluso se recuperen los recursos hídricos (Navrud, 2001) .

Desde un punto de vista más ecológico, los servicios del medioambiente bajo la denominación colectiva de "Capital Natural" de la Tierra, cuya denominación incluye los bienes naturales de la Tierra (suelo, aire, agua, flora y fauna) y los servicios de los ecosistemas derivados, que hacen posible la vida humana deben ser preservados para las generaciones futuras y medible en base a indicadores físicos como biodiversidad, salud ecológica o la integridad biótica (Smith, 1996).

Por lo anterior, en el presente manual se aplican conceptos generales y técnicas de campo y laboratorio, para la recolección y el análisis de la composición biológica en ambientes de aguas corrientes (sistemas lóticos), donde las diversas condiciones de hábitat estudiados y el desarrollo de las comunidades biológicas permiten obtener muestras diversificadas de los principales grupos de organismos acuáticos del Huila. La metodología de colecta muestral de macroinvertebrados acuáticos que se empleará es por medio de la red D-Net, que es la recomendada para cauces de poca profundidad (Roldán-Pérez, 1988).

Para lograr una caracterización de la comunidad de invertebrados, se requiere de muestreos con extensión de cobertura espacial y temporal. Sin embargo, en esta práctica se busca aplicar durante una jornada de campo, técnicas empleadas para la obtención de una muestra biótica, y para la conservación de ejemplares que permitan su procesamiento, separación y determinación taxonómica en el laboratorio, para luego realizar un respectivo análisis con índices bióticos y una evaluación de la estructura de la comunidad encontrada, con base a índices comunitarios de diversidad, equidad y dominancia, esto permitirá interpretar el estado y algunas características del ambiente acuático y su relación con los impactos que afectan su equilibrio ambiental observados en el momento del muestreo.

## 2 Objetivos

- Aplicar las técnicas y metodologías de muestreo de comunidades acuáticas de invertebrados y la preservación de las mismas.
- Dilucidar los posibles cambios en las características del sistema acuático y sus causas.
- Operar adecuadamente el estereomicroscopio e implementar las normas de bioseguridad en las prácticas de laboratorio de Ecología
- Determinar taxonómicamente hasta el mayor taxón posible todos los organismos acuáticos capturados
- Analizar e interpretar con base a índices bióticos la calidad del agua y la diversidad alpha.



## 3 Justificación

**E**cología se deriva del griego *oikos*, que quiere decir “casa”, y *logos* que significa “tratado” o “estudio”. Por lo tanto, el estudio del ambiente en el hogar incluye a todos los organismos que en él habitan y a los procesos funcionales que lo hacen habitable. Concretamente, hace referencia a las relaciones de los seres vivos entre sí y con su entorno

La enseñanza de la Ecología no puede ceñirse al detalle de una materia dentro del currículo de una carrera profesional, pues es difícil lograr una formación integral, donde se desarrollen actitudes, comportamientos, competencias, valores y niveles de conciencia más altos, a través de una materia aislada y solo teórica.

Para el proceso de enseñanza-aprendizaje de la Ecología se propone partir de los conceptos fundamentales como de los ecosistemas, comprendiendo los problemas particulares regionales como parte de los problemas globales y la comprensión del mundo como una unidad viviente y regulada.

El estudiante de Ingeniería Ambiental de la Corporación Universitaria del Huila - CORHUILA, tiene el compromiso y la responsabilidad de conocer el rol que juegan los organismos en los sistemas ambientales para mantener la estabilidad de los recursos naturales y su compatibilidad con el desarrollo sostenible, y retoma los principios ecológicos para lograr la mitigación y la remediación de algunos procesos de la actividad humana.

Por lo anterior, en el aspecto metodológico didáctico se privilegia las competencias del saber, saber ser y saber hacer, por ello el estudiante de Ecología realiza un estudio de caso real de un sistema ecológico circundante que le permitirá entender y aplicar, en una comunidad biótica, los conceptos de forma práctica desde un ambiente natural regional. En dicha práctica él desarrolla destrezas, competencias y comportamientos; obtendrá valores y compromisos ambientales al tener contacto directo con la naturaleza o con el foco de los problemas. Este conocimiento fortalecerá la capacidad del estudiante en la toma de decisiones ambientales pertinentes en su quehacer profesional y que benefician a la región, es decir, se forjan saberes contextualizados.

Al finalizar, el alumno debe presentar un ejercicio de artículo científico con los resultados propios obtenidos en el laboratorio, donde: analice con estadística y aplique diferentes índices bióticos, concluya la existencia de problemas ambientales y discuta las causas y efectos. Esto exigirá a los estudiantes realizar lecturas científicas que sirvan como fuente bibliográfica confiable para el soporte de los análisis de resultados. De esta forma, se desarrolla una buena disposición de ánimo y habilidades necesarias para la escritura, la relación de los hechos, las descripciones de las observaciones y conclusiones investigativas.



## 4 Elementos y condiciones

### 4.1 Disposiciones de Seguridad

**S**e deben portar todos los elementos de seguridad como botas o zapatos acuáticos, uniforme, guantes quirúrgicos, gafas con filtro UV, protector solar, casco (cuando sea requerido) y sombrero.

En cuanto a la suspensión del monitoreo, podrá realizarla el docente responsable del muestreo, si él considera que se compromete la seguridad del personal, los equipos y las muestras; generalmente las condiciones inseguras se refiere a crecidas en los ríos, fuertes lluvias durante el monitoreo, observar algún elemento tóxico en el agua o problemas de orden público en el lugar.

### 4.2 Equipos y materiales

Los siguientes materiales son necesarios por cada grupo de trabajo en la fase de campo y de laboratorio, es de aclarar que hay materiales que se necesitan en ambos momentos, por lo anterior se encuentran dichos materiales repetidos en ambas listas.

Materiales para la fase de muestreo	Materiales para la fase del laboratorio
1 Red D-NET.	1 PC portátil (opcional).
1 GPS	1 Clave Taxonómica
1 Lápiz	1 Micropunta indeleble.
2 Pinzas	1 Hoja de papel pergamino
2 Pinceles	1 Bayetilla
1 Cartera o registro de campo	15 Tubos de ensayo de vidrio con tapa de 10 cm
1 Bandeja blanca	4 Jeringas de 4 cm
1 Alcohol al 96%, 1 Litro	1 Bandeja blanca
1 Cámara fotográfica	1 Litro de Alcohol al 70%
3 Frascos de vidrio herméticos de 500 ml	1 Dispositivo fotográfico
2 Frascos de vidrio herméticos de 50 ml	1 Estereomicroscopio
	2 Cajas Petri
	**

\*\* Es de aclarar que para trabajar en el laboratorio es obligatorio el uso de la bata blanca, zapatos cerrados y pantalón largo, además es prohibido el consumir alimentos o cualquier tipo de bebidas.



## 5 Marco teórico

**E**xiste un grupo de organismos conocidos como Macroinvertebrados Acuáticos (MAIA); los cuales se definen como todos aquellos organismos que se pueden ver a simple vista; es decir, todos aquellos invertebrados con tamaños superiores a 0.5 mm de longitud, el prefijo “macro” indica que estos organismos son retenidos por redes con ojo de malla de un tamaño que varía entre 200-500  $\mu\text{m}$  y además, superan en fase adulto o último estadio larvario los 2.5 mm. Este grupo incluye taxones como: Moluscos, Crustáceos (anfípodos, isópodos y decápodos), Turbelarios, Oligoquetos, Hirudíneos y fundamentalmente insectos entre los cuales se encuentran Coleópteros, Hemípteros, Efemerópteros, Plecópteros, Odonatos, Dípteros, Neurópteros y Tricópteros (Roldán-Pérez, 1988; Palma, 2013).

El uso de organismos en la evaluación de la calidad de agua ha sido ampliamente utilizado (Cairns y Pratt, 1993; Hellowell, 1986; Ramirez y Vizcaíno, 1998; Roldán-Pérez, 2003) sin embargo, de todos los grupos que han sido considerados en los monitoreos biológicos de las aguas continentales, los macroinvertebrados bentónicos han sido los más recomendados (Hawkes, 1979; Wiederholm, 1980; Suess, 1982; Hellowell, 1986; Abel; 1989; Rosenberg y Resh; 1993). De estos métodos de evaluación de calidad de aguas, los basados en macroinvertebrados ofrecen múltiples ventajas tales como: encontrarse en todos los sistemas acuáticos, por lo que favorecen los estudios comparativos, su naturaleza sedentaria, que permite un efectivo análisis espacial de los efectos

de las perturbaciones (Slack *et al.*, 1973; Hawkes, 1979; Hellawell, 1986; Abel 1989) presenta ventajas técnicas asociadas a los muestreos cuantitativos y análisis de las muestras, los que pueden ser realizados con equipos simples y baratos (Hawkes, 1979; Wiederholm, 1980; Suess, 1982; Hellawell, 1986).

La taxonomía de muchos grupos de macroinvertebrados está bien estudiada (Hawkes, 1979; Suess, 1982; Hellawell; 1986, Abel; 1989; Roldán-Pérez, 1988) existen numerosos métodos para el análisis de datos, incluyendo índices bióticos y de diversidad, los cuales han sido utilizados ampliamente en biomonitoreos a nivel comunitario (Hellawell, 1986) y de respuestas individuales (Hawkes, 1979; Suess, 1982; Rosenberg *et al.*, 1986) simplicidad metodológica, rapidez en la obtención de los resultados y una alta confiabilidad (Alba-Tercedor y Sánchez-Ortega 1988, Zamora *et al.* 1995), por su tamaño relativo (visibles a simple vista), por sus ciclos de vida estacionales, porque su presencia-ausencia es indicativa de cambios en el ambiente y porque sus variaciones temporales reflejan los cambios de las características físicas y químicas. Estas características los hacen idóneos para la vigilancia rutinaria de las cuencas hidrográficas (Instituto Mi Río, 1997).

Los organismos acuáticos de las corrientes de agua presentan adaptaciones evolutivas a determinadas condiciones ambientales (Roldán-Pérez, 1992) y unos límites de tolerancia a una determinada alteración. Los límites de tolerancia varían, y de esta manera, frente a un cambio los organismos estenoicos “sensibles” no soportan las nuevas condiciones comportándose como “intolerantes”, mientras que otros que son eurinoicos “tolerantes” no se afectan. Cuando los tensores ambientales son críticos los organismos estenoicos mueren y su lugar es ocupado por organismos eurinoicos (Alba, 1996). De tal manera que los cambios en la estructura y composición de las comunidades bióticas pueden interpretarse como signos evidentes de contaminación (León, 2014).

Los macroinvertebrados pueden vivir en ambientes lénticos que son aquellos de aguas quietas o estancadas como embalses, represas, lagunas. Los remansos de los ríos y quebradas se comportan en general como hábitats lénticos dependiendo de la geomorfología del cauce. Estos ambientes por lo general presentan abundante vegetación ribereña (árboles, arbustos, hierbas) emergente, sumergida o flotante, lo que ofrece un variado hábitat para gran número de organismos, en consecuencia, son más frecuentes los hemípteros, odonatos y coleópteros que ciertos dípteros, gasterópodos y decápodos.

Los ambientes lóticos se refieren a los ríos, arroyos y quebradas, donde las corrientes rápidas juegan un papel importante en la distribución de los macroinvertebrados. Los organismos aquí presentes, por lo regular tienen adaptaciones corporales como ganchos, ventosas y cuerpos aplanados para resistir la velocidad de la corriente (Roldán-Pérez, 2003). En general sus hábitats están representados por macrófitas acuáticas, piedras, grava, arena, lodo, material vegetal en descomposición (troncos, frutos, hojas), a los cuales se adhieren, para permanecer algunos todo su ciclo de vida en el agua o parte de él como los emergentes (adultos) (León, 2014). Según su nivel trófico en la trama alimentaría los macroin-



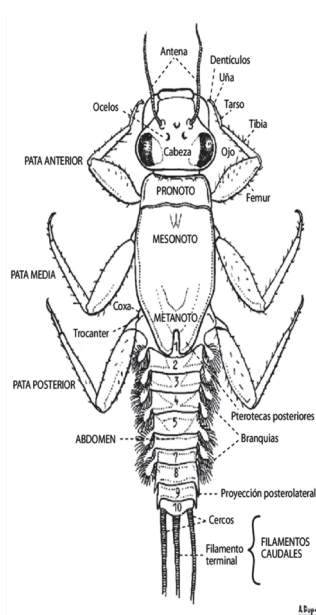
vertebrados están representados, por: carnívoros, herbívoros, omnívoros o detritívoros. Su alimentación puede estar representada por algas, bacterias, hongos, protozoos, rotíferos, materia orgánica, vegetación, alevinos, crustáceos, entre otros (Instituto Mi Río, 1997).

Las acciones antrópicas, como la contaminación orgánica, el arrastre de sedimentos, los desechos sólidos entre otros, destruyen y reducen significativamente las comunidades acuáticas, que afecta a la mayoría de sus componentes. Por lo anterior, se pretende crear el ambiente de la utilización de bioindicadores en los estudios de impacto ambiental pues, según Alba Tercedor afirma que: estos son como una película que cuentan la historia de lo sucedido, mientras que los parámetros físico-químicos son como una fotografía que cuenta el instante en que sucedió el muestreo y nada de su pasado (1996).

## 5.1 Características Ecológicas de los Principales Órdenes de Macroinvertebrados del Huila

### 5.1.1 Orden Ephemeroptera

Hemimetábolos. Todos son acuáticos en su etapa inmadura pero de vida corta en su estado adulto, viven regularmente en aguas corrientes, limpias y bien oxigenadas (Roldán-Pérez, 1988). En general se consideran indicadores de aguas limpias o de buena calidad biológica (Clase I) (Instituto Mi Río, 1997). Se encuentran adheridos a rocas, troncos, material vegetal en descomposición, en la arena o en la vegetación de orilla. Muchas especies son recolectoras y se alimentan de algas unicelulares, tejido vegetal y detritus; algunas especies son excavadoras en el fondo. Son la base de alimentación de otros insectos y peces (Hanson, et al., 2010).



Vista general de una ninfa de Ephemeroptera.  
**Fuente:** Domínguez *et al.* 1992.



**Familia:** Leptohipididae. **Fuente:** propia



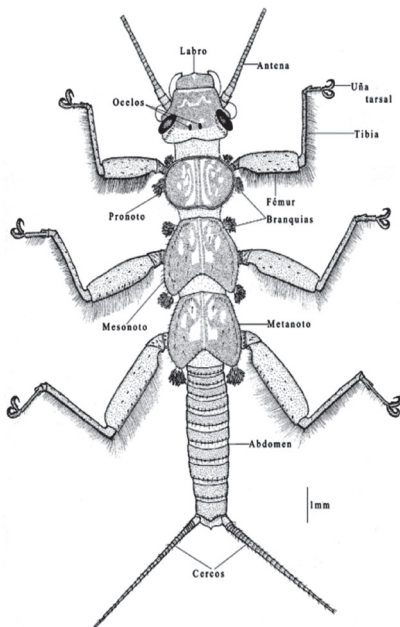
**Familia:** Baetididae. **Fuente:** propia

### 5.1.1.1 Caracteres diagnósticos:

Macroinvertebrados con patas articuladas, alas no totalmente desarrolladas a veces ausentes, ojos compuestos, con estuches alares (pterotecas presentes), apéndices caudales (cercos) largos y pluriarticulados siempre presentes, con dos o tres cercos, una uña tarsal, branquias abdominales presentes (Palma, 2013).

## 5.1.2 Orden Plecóptera

Hemimetábolos. Pasan tan solo por tres estadios de desarrollo: huevo-ninfa-adulto. Antes de transformarse en adulto, las ninfas maduras se arrastran fuera del agua sobre rocas u otro sustrato (Hynes, 1976). Viven en corrientes fuertes, bien oxigenadas, debajo de piedras, ramas, troncos y hojas (Roldán-Pérez, 1988). Su respiración es hidropnéustica, obteniendo el oxígeno directamente del agua, lo que consiguen con numerosas branquias, localizadas en diferentes partes del cuerpo. Son buenos indicadores de aguas limpias (clase I, oligotróficas). Tamaris-Turizo et al. (2007) afirman que se alimentan de casi cualquier otro organismo acuático que puedan atrapar, aunque algunas especies pueden ser fragmentadoras, detritívoras y herbívoras en todos sus estadios. Según Roldán-Pérez, afirma que son muy sensibles a los cambios fisicoquímicos, principalmente de oxígeno, temperatura y conductividad. El género (*Anacroneuria*) es el más representativo en los ecosistemas tropicales (1988).



Vista general de una ninfa de Plecóptero.  
Fuente: Gutiérrez-Fonseca, 2010.



Familia: Perlidae. Fuente: Propia.

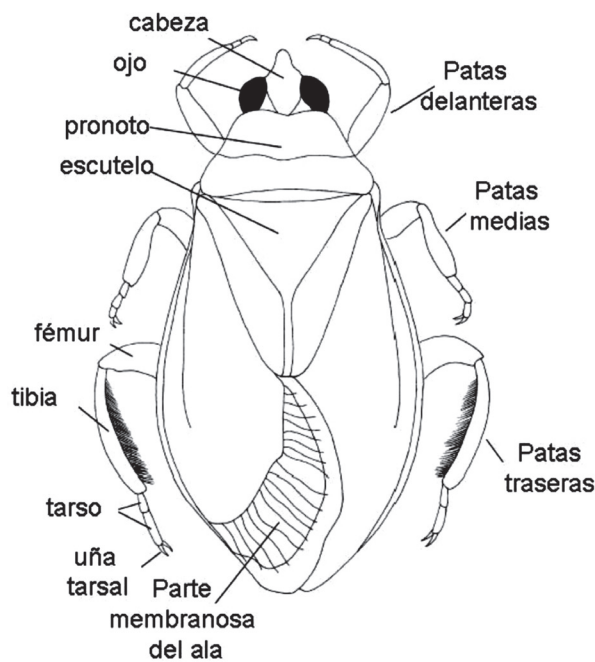
### 5.1.2.1 Caracteres diagnósticos del orden:

Macroinvertebrado con patas articuladas, alas no totalmente desarrolladas a veces ausentes; Ojos compuestos, con estuches alares (pterotecas presentes); Apéndices caudales (cercos) largos y pluriarticulados siempre presentes, con dos cercos, dos uñas tarsales, branquias abdominales a veces ausentes (Palma, 2013).

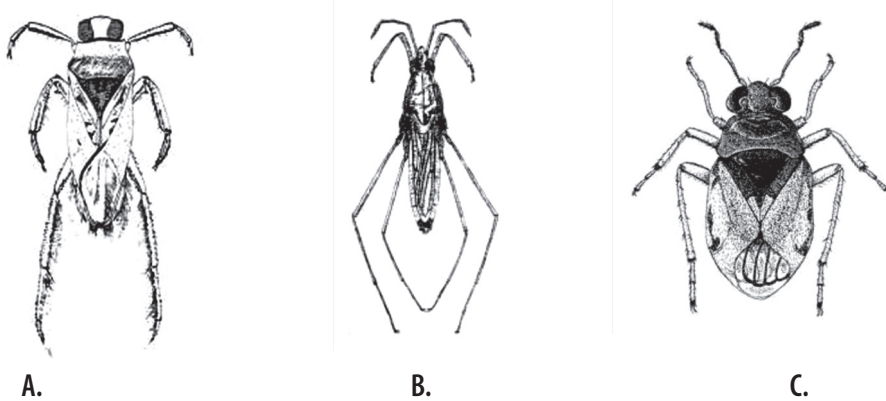
### 5.1.3 Orden Hemiptera

Hemimetábolos, su metamorfosis es simple y gradual, pasando por las de huevo, ninfa y adulto. Son depredadores. La mayoría son indicadores de aguas limpias (Roldán-Pérez, 1988), Existen ejemplares de la familia Corixidae cuyo tamaño del cuerpo es inferior a 1 mm mientras que representantes de la familia Belostomatidae pueden llegar a alcanzar los 110 mm (Polhemus y Polhemus, 2008)

El mismo autor citado por Fierro (2013) clasifican a este grupo en dos categorías diferentes: a) **Especies realmente acuáticas:** viven en zonas de remanso en los ríos, embalses, lagunas, charcos y ciénagas desarrollando su ciclo de vida en ella. Incluyen todos los Nepomorpha “chinchas de agua” y todos los Gerromorpha “patinadores”, que se encuentran en la vegetación de orilla y sumergente, sobre sobre la superficie del agua y/o raramente pueden localizarse sumergidos. b) **Especies dependientes del agua:** con una vinculación específica de los hábitats acuáticos. Bajo esta descripción se incluyen todos los Leptopodomorpha “insectos de orillas”, que viven en los márgenes de los cuerpos de agua.



Vista Dorsal de un Hemíptero Adulto. Fuente: Palma, 2013.



**A.** Ejemplos de los tres infraórdenes de hemípteros acuáticos y semiacuáticos. A: Nepomorpha, Notonectidae; B: Gerromorpha, Gerridae; C: Leptopodomorpha, Saldidae. **Fuente:** Fierro, 2013.

### 5.1.3.1 Caracteres diagnósticos del orden

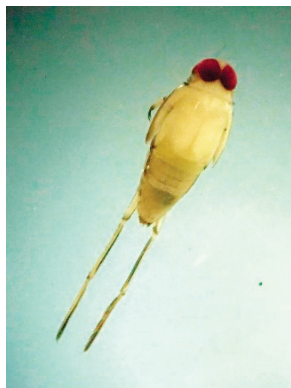
Macroinvertebrados con patas articuladas, parte del ala usualmente membranosa (hemélitros), con aparato succionador presente bajo la cabeza. Ojos compuestos, con estuches alares (pterotecas presentes). Apéndices caudales (cercos) presentes o no, si está presente con solo 1 o dos segmentos, piezas bucales como estilete escondido bajo la cabeza (Palma, 2013).



**Familia:** Veliidae. **Fuente:** Propia



**Familia:** Gerridae. **Fuente:** Propia



**Familia:** Notonectidae. **Fuente:** Propia.



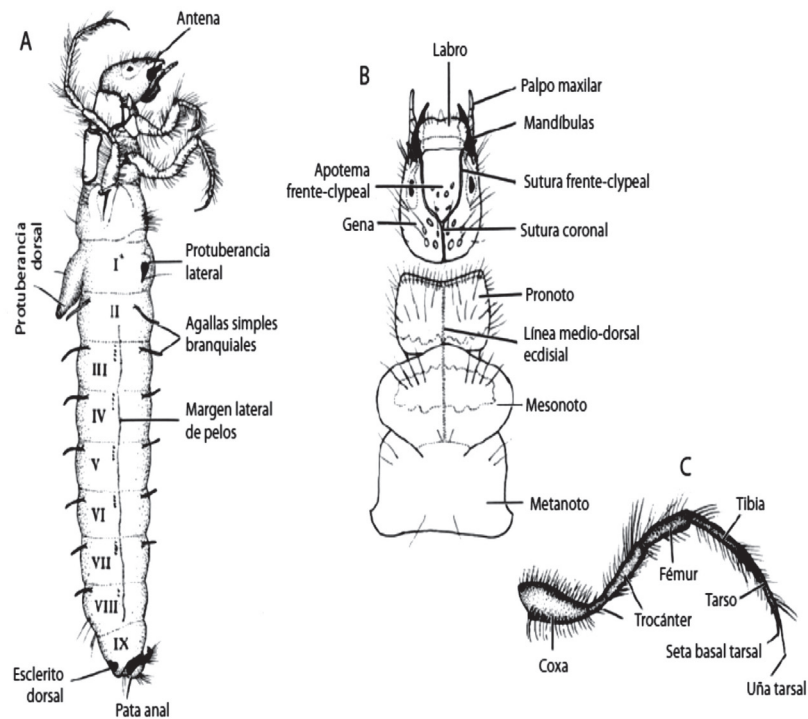
**Familia:** Belostomatidae. **Fuente:** Propia.

### 5.1.4 Orden Tricóptera

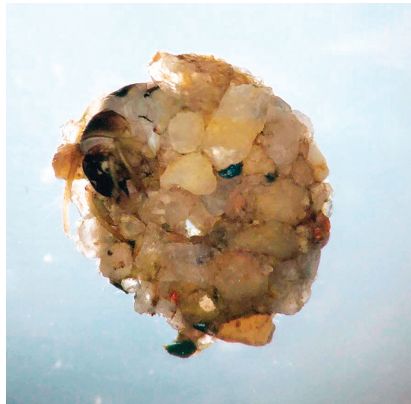
Holometábolos. Algunos géneros se caracterizan por la construcción de casas o refugios durante su etapa larval. Las larvas viven en diversos ambientes acuáticos donde construyen refugios fijados al sustrato o portátiles de una variedad de formas y materiales, por lo que Mackay y Wiggins (1997) los denominan “arquitectos subacuáticos”. Habitan en aguas limpias y oxigenadas, en sustratos de grava donde adhieren sus casas, material vegetal en descomposición, vegetación sumergida y de orilla entre otros. Su alimentación está conformada por perifiton, materia orgánica en descomposición y suspensión, aunque algunas se alimentan de otros invertebrados (Benke & Wallace 1980). Son buenos indicadores de aguas limpias. Los adultos poseen alas cubiertas de pelos en lugar de escamas (aunque hay excepciones), característica que le da el nombre al orden (thichos: pelos; ptera: alas) (Springer, 2010).

#### 5.1.4.1 Caracteres diagnósticos del orden

Macroinvertebrados con patas articuladas; Alas no totalmente desarrolladas a veces ausentes, ojos simples, sin estuches alares, mandíbulas no sobrepasan la cabeza, con antena de un solo segmento y extremadamente corta, tórax dividido en pro, meso y metanoto pudiendo estar esclerotizado solo el primero o los tres, abdomen blando terminado en dos ganchos. Constructores de hábitáculos (capullos de piedra, arena, vegetación). (Palma, 2013).



Morfología general de larva de Trichoptera. (A) cuerpo vista lateral. (B) cabeza y tórax. (C) pata. Fuente: Roldán-Pérez, 1988.



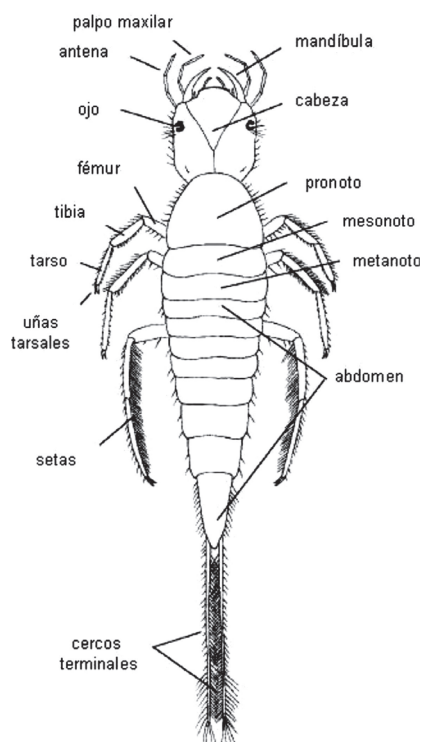
Familia: Helicopsychidae. Fuente: Propia



Familia: Hydropsychidae. Fuente: Propia

### 5.1.5 Orden Coleóptera

Este orden es uno de los más diversos, pueden encontrarse tanto en ambientes terrestres como acuáticos, la mayoría se encuentra en el agua en forma de larvas, pero su mayor diversidad se da en aguas lénticas. Los hábitats comunes son troncos, hojas en descomposición, grava, piedras, arena, vegetación acuática, entre otras. Pueden ser herbívoros, carnívoros o detritívoros. Su distribución altitudinal es muy amplia y son indicadores de aguas limpias (Instituto Mi Rio, 1997).



Vista Dorsal de una Larva de Coleóptera. Fuente: Palma, 2013



Familia: Dytiscidae (Larva). Fuente: Propia.



Familia: Hydrophilidae (Larva). Fuente: Propia



Familia: Elmidae (Adulto). Fuente: Propia

#### 5.1.5.1. Caracteres diagnósticos del orden

***Para las larvas:*** Macroinvertebrados con patas articuladas; Alas no totalmente desarrolladas a veces ausentes, Ojos simples, sin estuches alares; Sin pseudópodos abdominales; Antenas con más de tres segmentos. Tarso con una uña, si tiene dos entonces el abdomen termina en dos filamentos, o cuatro ganchos en un apéndice. Abdomen generalmente esclerotizado (Palma, 2013).

***Para los adultos:*** Alas totalmente desarrolladas; Forma de escarabajo, con alas duras (élitros), mandíbulas desarrolladas y sin aparato succionador.

### 5.1.6 Orden Díptera

Son los más comunes en encontrar en aguas continentales, pero su determinación taxonómica es compleja. Sus larvas carecen de patas torácicas y habitan en los más diversos ambientes, tolerando un amplio espectro de condiciones, se encuentran en ríos, arroyos, humedales y lagos. Se pueden encontrar en zonas de arena, materia orgánica en descomposición, sobre piedras, vegetación, grava, entre otras. Son herbívoros y carnívoros. Algunos son indicadores de aguas limpias (Clase I), aguas medianamente contaminadas (Clase II) o aguas contaminadas (Clase III) (Instituto Mi Rio, 1997). La familia Chironomidae se presenta en casi todo tipo de ambiente, teniendo un espectro ecológico mayor que cualquier otro invertebrado acuático (Palma, 2013).



Familia: Simuliidae. Fuente: Propia

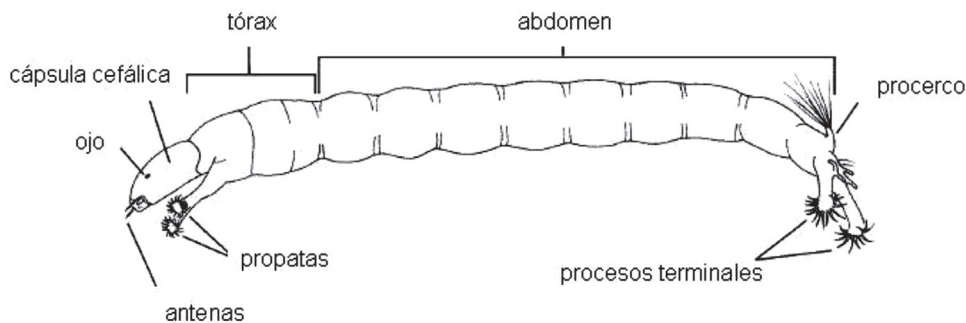


Familia: Culicidae. Fuente: Propia

#### 5.1.6.1 Caracteres diagnósticos del orden:

La mayoría de las larvas tienen formas de gusanos; mientras algunas poseen una cabeza bien distinguible mientras otras pueden tenerla reducida o encapsulada en otras familias.

Muchas familias poseen prolongaciones que parecen colas y es común encontrar una gran diversidad de formas dentro de la misma familia dificultando su identificación. Características importantes para su clasificación son: presencia o no de capsula cefálica, número y posición de propatas y forma de los procesos terminales o “colas” (Palma, 2013).



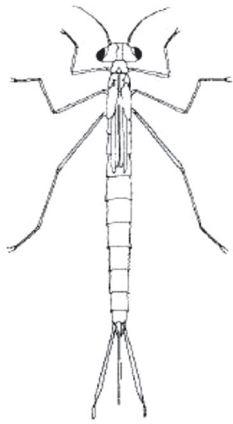
Vista general de un díptero. Fuente: Palma, 2013.

### 5.1.7 Orden Odonata

Hemimetábolos, poseen tres etapas en su ciclo de vida: huevo, ninfa y adulto. En su fase adulta son conocidos como: libélulas, caballitos del diablo, gallego, helicópteros, por el contrario a sus ninfas se les conoce como náyades. Su periodo de larva puede durar desde un par de meses hasta 3 años (Ramírez, 2010b). Viven en pozos, charcas, márgenes de los ríos y lagos, en aguas limpias o en aguas mesotróficas. Sus larvas son generalmente depredadores cumpliendo un papel importante como control biológico afectando las poblaciones de mosquitos (Fincke et al. 1997), incluso algunos organismos pueden ser caníbales. Algunos son buenos indicadores de aguas limpias y otros de aguas medianamente contaminadas (Clase II), en los ambientes acuáticos tropicales su número puede ser mayor de 50 géneros (Instituto Mi Rio, 1997). Viven sobre la vegetación, material vegetal en descomposición, rocas, arena, grava, entre otras

#### 5.1.7.1 Caracteres diagnósticos del orden:

Las larvas poseen un labium característico (aparato bucal altamente modificado), el cual forma una máscara que encubre otras partes bucales, dicho labio se ha transformado en un apéndice móvil que se usa en la captura de las presas (Ramírez, 2010b) Estos organismos poseen cubiertas alares y patas articuladas que terminan en dos uñas. Los Odonata pueden dividirse en dos subórdenes morfológicamente fáciles de diferenciar: los Anisoptera y los Zygoptera. Estos últimos son más estilizados que los Anisoptera y se diferencian además porque la parte terminal del abdomen termina en tres filamentos caudales (sus branquias) con forma muy similar a una hoja o una pluma (Palma, 2013), por el contrario las ninfas de los Anisoptera son robustas y sin branquias externas (Ramírez, 2010b).



Vista dorsal de un Zygoptera.  
 Fuente: Palma, 2013



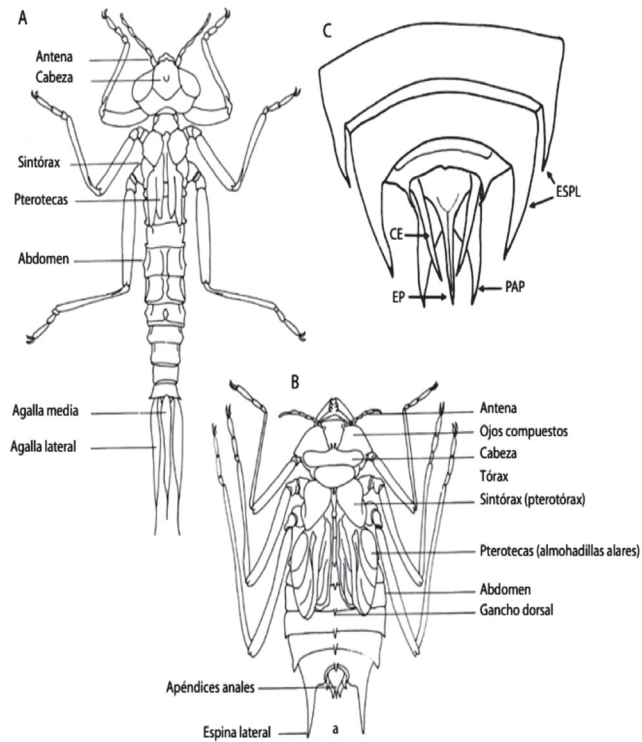
Familia: Coenagrionidae  
 Fuente: Propia



Vista dorsal de un Anisoptera  
 Fuente: Palma, 2013



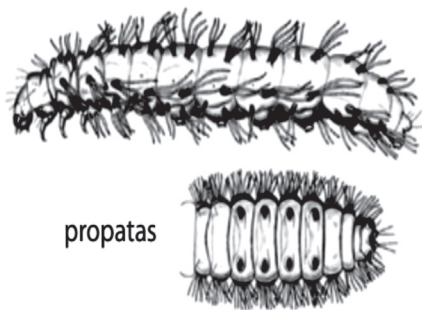
Familia: Libellulidae  
 Fuente: Propia



Vista dorsal de la larva del suborden (A) Zygoptera y (B) Anisoptera y (C) de los apéndices caudales de Anisoptera. (Fuente: Roldán-Pérez 1988, Novelo-Gutiérrez y González-Soriano 1991).

### 5.1.8 Orden Lepidóptera

Son las mariposas, quizás es el grupo más desconocido en el trópico. Se conocen como habitantes de las rocas y se alimentan de algas y particularmente de diatomeas. Viven en aguas muy oxigenadas de curso rápido, bajo telas sedosas tejidas sobre las superficies de rocas sumergidas. Se pueden considerar indicadores de aguas limpias (Instituto Mi Río, 1997).



Familia: Pyralidae. Fuente: Propia



Familia: Cossidae. Fuente: Propia

Vista general de un Lepidóptero. Fuente: Hanson, et al. 2010

### 5.1.9 Orden Neuroptera o Megalóptera

Viven en aguas corrientes limpias debajo de piedras, troncos y vegetación sumergida; son grandes depredadores. En general se pueden considerar indicadores de aguas oligotróficas o levemente mesotróficas (Roldán-Pérez, 1988).



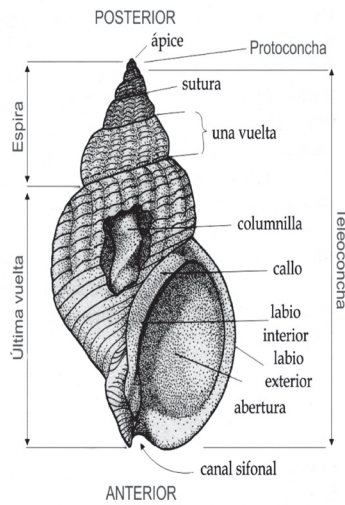
Vista dorsal de un Neuroptera. Fuente: Hanson, et al., 2010



Familia: Corydalidae. Fuente: Propia

### 5.1.10 Orden Basommatophora

Pertencen a la clase Gasteropoda. Cerca de las tres cuartas partes de moluscos son Gasterópodos. El conocimiento de los moluscos acuáticos en Sudamérica aún es escaso. La mayoría de los Gasterópodos son herbívoros, alimentándose de algas y de residuos vegetales. Viven por lo general en ambientes con muchas sales, especialmente de carbonato de calcio. En general se les puede considerar como indicadores de aguas duras y alcalinas. La mayor parte de los taxones requieren altas concentraciones de oxígeno, pero algunas como Physa pueden sobrevivir en grandes números en lugares con vegetación acuática y restos orgánicos (Roldán-Pérez, 1988).



Estructura general de un Basommatophora. Fuente: INGENMET, 2017



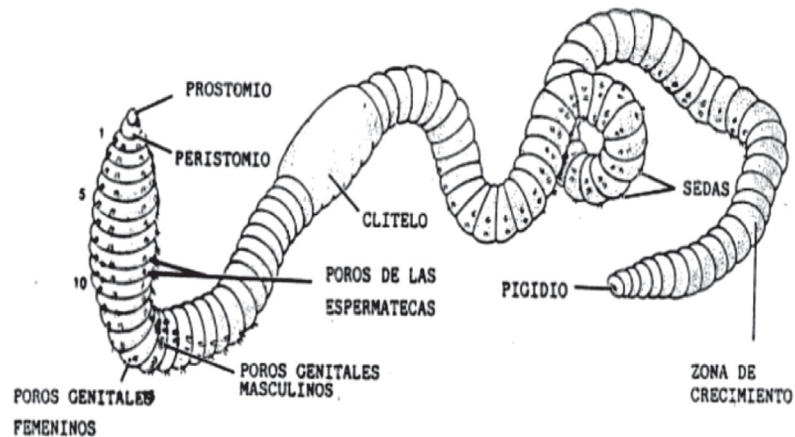
Familia: Lymnaea. Fuente: Propia



Familia: Thiariidae. Fuente: Propia

### 5.1.11 Orden Haplotaxida

Los oligoquetos son un grupo complejo y poco conocido en nuestro medio. Los oligoquetos acuáticos tienen la misma estructura que los terrestres. Su alimentación consiste principalmente en algas filamentosas, diatomeas y detritos de plantas y animales. La mayoría de los oligoquetos viven en aguas contaminadas, sobre el fondo fangoso y con abundante cantidad de detritos. Pueden vivir en condiciones extremas como a varios metros de profundidad donde el oxígeno escasea y en ríos contaminados con materia orgánica y en aguas negras, constituyéndose por esto en indicadores de contaminación acuática (Clase III). La familia más representativa de este orden es la Tubificidae, con los géneros Tubifex y Limnodrilus. Viven en hábitats con mucha materia orgánica en descomposición. Son detritívoros y juegan un papel importante como mineralizadores de la materia orgánica (Roldán-Pérez, 1988).



Estructura general de un Haplotaxida. Fuente: Ruppert y Barnes, 1994



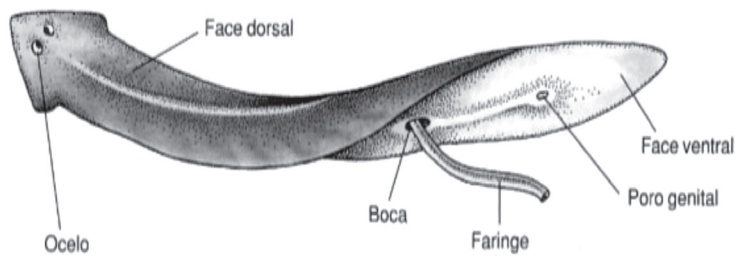
Familia: Tubificidae. Fuente: Propia



Familia: Haplotaxidae. Fuente: Propia

### 5.1.12 Orden Tricladida

A este orden pertenecen las planarias, organismos de cuerpo alargado y plano, viven en su mayoría debajo de las piedras, troncos, ramas, hojas y sustratos similares, en aguas poco profundas, tanto corrientes como estancadas. La mayoría viven en aguas bien oxigenadas, pero algunas especies pueden resistir cierto grado de contaminación; por otra parte son fuente de alimento para ninfas de odonatos y otros insectos acuáticos, nematodos, anélidos, y algunos crustáceos (Roldán-Pérez, 1988).



Vista general de un Tricladida. Fuente: Ruppert y Barnes, 1994



Familia: Planariidae. Fuente: Propia

Con el fin de complementar el marco teórico, el alumno debe discutir los siguientes artículos científicos y desarrollar el taller #1.

### Literatura sugerida

FORERO-CÉSPEDES A. M; REINOSO-FLÓREZ G & GUTIÉRREZ C. 2013. Evaluación de la calidad del agua del río Opía (Tolima-Colombia) mediante macroinvertebrados acuáticos y parámetros fisicoquímicos, *Caldasia* 35(2): 371-387.

ROLDÁN-PÉREZ G. 2016. Los macroinvertebrados como bioindicadores de la calidad del agua: cuatro décadas de desarrollo en Colombia y Latinoamérica. Acad. Colomb. Cienc. Ex. Fis. Nat., 40(155), 254-274.

ALBA TERCEDOR J. 1996. Macroinvertebrados Acuáticos y calidad de las aguas de los ríos IV Simposio del agua en Andalucía (SIAGA), Almería. Vol II: 203-213. ISBN: 84-7840-262-4.

## TALLER # 1.

## CONCEPTOS GENERALES DE MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS

1. ¿Defina y discuta qué es un Macroinvertebrado Acuático (MAIA)?

---



---



---



---



---



---

2. Dibuje 3 MAIA en estado larval de diferente ORDEN, señalando las principales características estructurales, y finalmente, clasifíquelos taxonómicamente hasta especie.

	Dominio:	
	Reino:	
	Phyllum:	
	Clase:	
	Orden:	
	Familia:	
	Género:	
	Especie:	

	Dominio:	
	Reino:	
	Phyllum:	
	Clase:	
	Orden:	
	Familia:	
	Género:	
	Especie:	

	Dominio:	
	Reino:	
	Phyllum:	
	Clase:	
	Orden:	
	Familia:	
	Género:	
	Especie:	

3. Discuta cuáles son las ventajas y desventajas entre un estudio de análisis de calidad de agua usando parámetros físico-químicos y biológicos.

FISICOQUÍMICOS	BIOLÓGICOS
<b>VENTAJAS</b>	
<b>DESVENTAJAS</b>	

4. Nombre y grafique 3 tipos de redes con los que se pueden capturar MAIA. Discuta sus ventajas y especifique en qué casos deben emplearse.

1.	2.	3.
<b>VENTAJAS Y USOS</b>		

5. Describa y discuta la metodología que emplearon para la captura de los MAIA en el art científico 1.

---



---



---



---



---



---



---

6. Desde el artículo científico 1, argumente de qué manera el objetivo de la investigación tiene correlación con la metodología planteada.

---

---

---

---

---

---

7. Con base en el art científico 1, ubique en orden la estructura del artículo científico.

ESTRUCTURA DE UN ARTÍCULO CIENTÍFICO	
1	
2	
3	
4	
5	
6	
7	
8	
9	
10	
11	
12	

8. ¿Cuáles son los supuestos y las ventajas del índice BMWP?

---

---

---

---

---

---

9. ¿Cómo se aplica el índice BMWP a un estudio ecológico?

---

---

---

---

---

---

10. ¿Cuál es el papel ecológico de los MAIA?

---

---

---

---

---

11. ¿Para qué sirve un mapa de calidad de aguas?

---

---

---

---

---

12. ¿Por qué es importante estudiar los ambientes acuáticos como Ingeniero Ambiental?

---

---

---

---

---

## 6 Práctica de campo

Este procedimiento es aplicable a la toma de muestras de comunidades acuáticas de ictiofauna, fitoplancton, zooplancton, perifiton, macroinvertebrados acuáticos y macrófitas en sistemas lénticos y lóticos; tomando como referencia la metodología del Standard Methods de la AWWA/APHA Edición 20 (2005), véase la tabla 1.

**Tabla 1.**

Métodos de referencia para el muestreo de comunidades acuáticas biológicas.

Comunidad	Propuesta standard methods	Método usado
Fitoplancton	10200B	10200B Modificado
Zooplancton	10200B	10200B Modificado
Ictiofauna	10600	10600 Modificado
Perifiton	10300B	10300B Modificado
Macroinvertebrados acuáticos	10500B	10500B Modificado
Macrófitas	10400	10400 Modificado

En lo posible el muestreo de limnología debe iniciarse con el diligenciamiento *in situ* de la ficha de campo (Tabla 2), se debe tener en cuenta las observaciones sobre la recolección de las muestras y toda la información que el personal en campo considere necesaria, ya que incluye datos descriptivos que podrían

olvidarse posteriormente; además esta información debe ir soportada con evidencias fotográficas.

**Tabla 2.**  
Formato de muestreo para campo

<b>MUESTREO LIMNOLOGIA</b>		 CORHUILA CORPORACIÓN UNIVERSITARIA DEL HUILA		<b>Código: 001-FO-LN-V1</b>		
<b>DATOS DEL COLECTOR</b>						
Nombres:		Apellidos:				
Ciudad:		Dirección:				
E-mail:		Telefono:				
<b>OBJETIVO DEL MUESTREO</b>						
ICTIO:	FITOP:	ZOOP:	PERI:	MAIA:	MACROF:	
<b>DATOS DEL MUESTREO</b>						
Lugar:			Estación No:		Hora:	
Latitud:		Longitud:		Altura:		
Fecha	AAAA	MM	DD	ID. Muestreo:	No. Muestras:	
TIPO DE SISTEMA	Río	CONDICIONES CLIMATICAS	Tormenta	CARACT. DEL SISTEMA	Área muestreada	m <sup>2</sup>
	Quebrada		Seco		Ancho:	m
	Embalse		Llovizna		Profundidad:	m
	Lago		Nubosidad (%)		Velocidad:	m/seg
	Laguna		Soleado			
Vertimientos		SI	NO	Color del Agua:		
<b>SUSTRATO INORGÁNICO</b>			<b>SUSTRATO ORGÁNICO</b>			
<b>Tipo</b>	<b>Diámetro</b>	<b>% en el área</b>	<b>Tipo</b>	<b>Característica</b>	<b>% en el área</b>	
Lecho de Roca			Detritos	Palos, hojarasca, restos de material vegetal		
Roca	> 25 cm					
Guajirro	6 - 25 cm					
Grava	0.2 - 6 cm		Estiércol	Negras, partículas orgánicas finas		
Arena	0.05 - 2 mm					
Barro	0.005 - 0.05 mm		Sedimentos de Ca	Grisas, fragmentos de conchas		
Lodo	< 0.005 mm					
<b>DIAGRAMA DEL LUGAR DE MUESTREO</b>						

**Figura 1.** Métodos de muestreo de limnología. Fuente: Elaboración propia

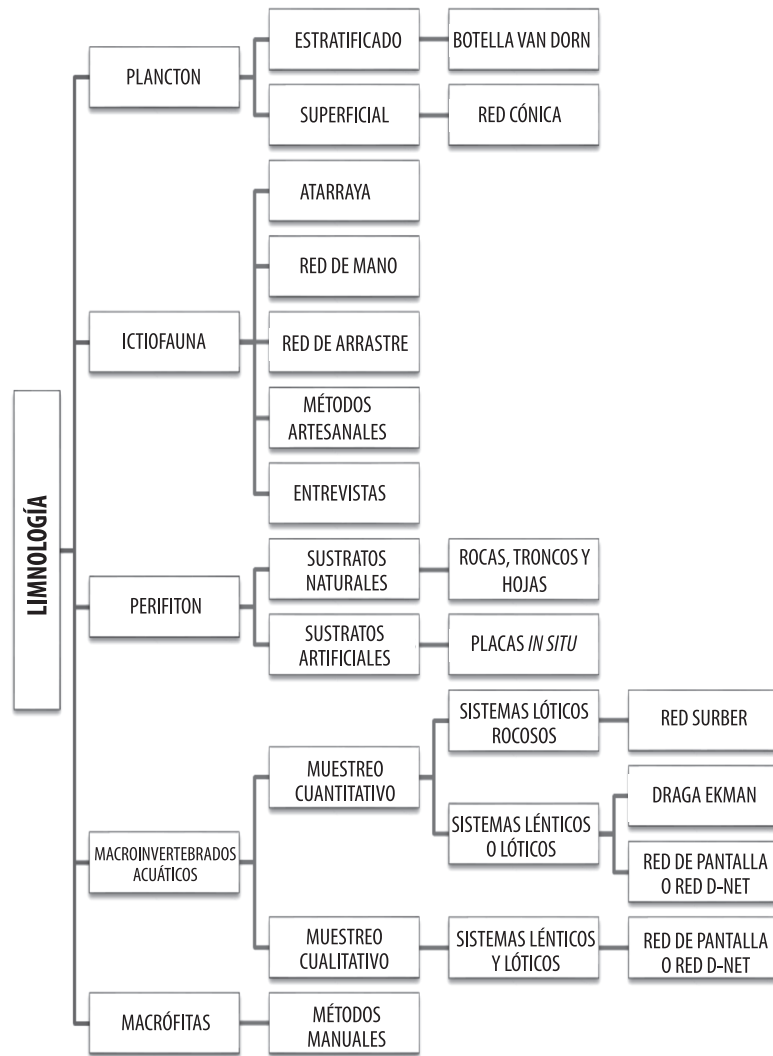


Figura 1. Métodos de muestreo de limnología. Fuente: Elaboración propia

## 6.1 Macroinvertebrados acuáticos

El muestreo de macroinvertebrados se puede hacer de cuatro formas, de acuerdo con el objetivo del estudio, el tipo de sistema acuático y las condiciones de campo, para luego proceder a la selección del método como se muestra en la Fig 1.

En general el estudio cualitativo es caracterizar la biodiversidad de un lugar en particular recolectando la mayor cantidad de taxones a diferencia de los estudios cuantitativos que asocian una unidad de esfuerzo de muestreo a la muestra de macroinvertebrados, en el cual se toman muestras por área o por tiempo de muestreo (Ramírez, 2010a).

1. **Muestreos Cuantitativos:** Con red Surber para sistemas lóticos con lecho rocoso, draga en sistemas lénticos y sistemas lóticos de lecho lodoso y red de pantalla o

red D-NET para cualquier sistema acuático en lugares que no superen el metro de profundidad.

2. **Muestras Cualitativas:** Como el objetivo es registrar la mayor cantidad de taxones, se usa la red D-NET o red de pantalla, abarcando todos los hábitats del sitio de muestreo.

Las muestras recolectadas se pasan por tamiz de 500  $\mu\text{m}$ , se almacenan en recipientes plásticos y se fijan con etanol al 96%.

### 6.1.1 Red Surber

La red Surber consta de un marco metálico de 900  $\text{cm}^2$  al cual está sujeta una red de nylon con un ojo de malla de 200  $\mu\text{m}$ , la metodología de empleo en áreas con flujo de agua, se hace colocando el marco en el fondo contra la corriente y se remueve el sustrato con las manos o con los pies para que las larvas sean arrastradas y atrapadas en el cono de la red (Storey y otros, 1991; Shaw, B. 2016.).

Se toman tres (3) réplicas en cada punto de muestreo (en las dos (2) orillas y en el centro), con el objetivo de tomar una muestra representativa del lugar, las muestras fijadas van en el mismo recipiente, pudiéndose así, calcular el número de organismos por metro cuadrado.

### 6.1.2 Draga Ekman

La draga tipo Ekman se utiliza en sistemas lénticos profundos, pues facilita la toma de muestras de sedimentos a diferentes profundidades. Su empleo se hace en fondos blandos, es una pala de hierro que tiene una cuchara bivalva que se cierran en el fondo, mediante el envío de una plomada a través de una cuerda, estas muestras toman un área de 225  $\text{cm}^2$  cada vez de sedimentos (Roldán-Pérez, 1988).

Esta operación se repite tres veces en cada área de muestreo, el sedimento tomado se deposita luego en un cernidor con ojo de malla de 220  $\mu\text{m}$  donde es lavado, atrapando los organismos recolectados, el material se conserva en su respectivo recipiente.

### 6.1.3 Red D-NET

Esta red consiste de un marco triangular metálico de 30 x 30 x 30 cm de arista, al cual va sujeta una red con ojo de malla de 500  $\mu\text{m}$ . y tiene un mango metálico de 70 cm; con esta red se trabaja de pie principalmente; El marco se coloca sobre el fondo en contracorriente, y se remueve con la mano o con los pies, en las zonas de remansos o de poca corriente se hace un barrido abarcando orillas con vegetación, este muestreo es cualitativo, en el cual se atrapan macroinvertebrados que se encuentran en la columna de agua, como nadadores o que viven adheridos a los tallos y hojas de la vegetación sumergida. Se debe tener en cuenta el desplazamiento que en lo posible sea en ambos costados del sistema y en varios tipos de sustrato, para tener una muestra representativa de la diversidad de organismos de la estación de muestreo.



Para el muestreo cuantitativo, se reemplaza el factor área por tiempo, o por una combinación de ambos, muestreando el cuerpo de agua en particular por un periodo de tiempo preestablecido (Ramírez, 2010a). En este orden de ideas, se efectuará el mismo tipo de barrido durante una hora en sistemas lénticos y para sistemas lóticos, se hará un barrido que cubra 100 m de longitud incluyendo orillas y centro, evitando profundidades no mayores a un metro.

#### 6.1.4 Red de Pantalla

Esta red consta de dos mangos metálicos de 1 m de largo, en la cual va sujetando una red de 70 x 70 cm con un ojo de malla de 500  $\mu\text{m}$ , es ideal para muestreos cualitativos en ecosistemas lóticos poco profundos, para el empleo se necesita trabajar con dos personas, una la sostiene por sus dos mangos fijándola al sustrato en contra la corriente mientras la otra remueve el fondo con el pie o con las manos aguas arriba; las larvas presentes son arrastradas por la corriente y atrapadas en la red.

#### 6.1.5 Método de recolecta

El esfuerzo de muestreo será de 3 horas, donde el docente asignará un tramo de 20 m del sistema acuático, donde cada grupo de trabajo explorará cuidadosamente cada uno de los hábitats posibles como sustrato de fondo, macrófitas acuáticas, raíces sumergidas de árboles y sustratos en cada estación de muestreo con el empleo de la técnica y red seleccionada, ayudada de capturas manuales que consisten en alzar rocas sumergidas y seleccionar con pinzas todos los organismos que se encuentren adheridos a estas, depositándolas en los frascos herméticos con alcohol al 96%. Cada grupo debe hacer 2 tipos de recolección de muestras (limpia y sucia).

**Muestra Limpia:** Consiste en hacer diferentes capturas empleando la red D-NET por toda el área asignada, luego de tener una muestra representativa esta se coloca en la bandeja blanca y se agrega un poco de agua, para que los macroinvertebrados se puedan mover y sean fácilmente vistos para ser capturados, ya que se mimetizan entre el sustrato. Con el empleo de pinzas entomológicas o pincel estas se depositan en un frasco hermético de 500 ml con un cuarto de alcohol al 96%, dicha actividad se realiza por dos horas y media capturando todos los macroinvertebrados posibles, ayudado de capturas manuales.

**Muestra Sucia:** 30 min para terminar las 3 horas de campo, cada grupo hará la misma actividad de captura con la muestra limpia, solo que esta vez no se limpia la muestra en la bandeja blanca, en vez de esto, la muestra obtenida después de hacer los barridos con la red D-NET se deposita directamente con todos los sustratos en el frasco de 500 ml; al tener lleno el frasco con muestra se completa con alcohol al 96% para su preservación, para luego ser analizados en el laboratorio de Limnología de la sede Prado Alto de la Universidad CORHUILA

Es de recordar que todos los procesos de campo deben ser registrados fotográficamente por el grupo de trabajo

## 7

**Aspecto de control, vigilancia y preservación de las muestras**

**E**l proceso de control y vigilancia del muestreo y preservación (*Cadena de Custodia*) son esenciales para asegurar la integridad de la colecta hasta el procesamiento de estas; incluye la actividad de seguir o monitorear las condiciones de toma de muestra, preservación, codificación, transporte y su posterior análisis. Este proceso es básico e importante para demostrar el control y la confiabilidad de los resultados. Se considera que una muestra está bajo la custodia de una persona si está bajo su posesión física individual, a su vista, y en un sitio seguro, por ende, cada grupo de trabajo debe responsabilizarse en todo momento de sus muestras.

Es importante recordar que los organismos capturados deben ser fijados o preservados como se describió anteriormente para cada tipo (sucia o limpia), cerciorándose que en todo momento tengan una concentración de alcohol por encima del 60% al finalizar los muestreos; Una vez se termine la etapa de campo, los recipientes que contienen el material colectado se deben mantener en posición vertical verificando que no se caigan, ni se abran, ni se les desprenda el rótulo, se debe tener cuidado de no agitarla sobre todo la muestra sucia para evitar que los organismos que están en medio del sustrato terminen deteriorándose o dañando sus estructuras, que luego dificulte el proceso de clasificación taxonómica y toma fotográfica.

Durante el tiempo del procesamiento y la clasificación taxonómica los organismos puede pasar mucho tiempo entre clase y

clase, por ende cada grupo debe estar pendiente de la preservación de las muestras, pues deben detallar que los frascos con el contenido de la muestras se encuentren siempre cubiertos con alcohol y que esta concentración no disminuya por debajo del 60%, puesto que podría afectar la correcta preservación de los organismos acuáticos.

### 7.1 Etiquetas

Para prevenir confusiones en la determinación de los ejemplares, se debe rotular el recipiente con la siguiente información (Figura 2).

Punto de Muestreo: _____	
Municipio/Vereda: _____	
Fecha: _____ Hora: _____	
Muestreador por: _____	
Comunidad: _____	
Área de Muestreo: _____	
Tipo de Muestreo: _____	

Figura 2. Etiqueta de muestra

## 8

**Determinación y validación del material biológico**

**P**ara la determinación taxonómica de los especímenes recolectados se utilizarán guías de campo, guías taxonómicas y claves dicotómicas que se muestran a continuación:

- Liévano, A. y Ospina, R. 2007. Guía ilustrada de los macroinvertebrados acuáticos del río Bahamón. Primera edición. Universidad El Bosque e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia. 130p.
- Merritt, R.W. and Cummins, K.W. 1996. An introduction to the aquatic insects of North America. Third Edition. Kendall/Hunt Publishing Company, Iowa, USA. 163 pp.
- Mugnai, Riccardo, Jorge Luiz Nessimian, and Darcilio Fernandes Baptista. 2010. Manual de identificação de macroinvertebrados aquáticos do Estado do Rio de Janeiro: para atividades técnicas, de ensino e treinamento em programas de avaliação da qualidade ecológica dos ecossistemas lóticos. Technical Books Editora,
- Palma A. 2013. Guía para la identificación de invertebrados acuáticos. 1era Edición. 122 pp.
- Roldán-Pérez, G. 1996. Guía para el estudio de los macroinvertebrados, acuáticos del Departamento de Antioquia. FEN Colombia. COLCIENCIAS. Universidad de Antioquia. Bogotá. Colombia. 217p.
- Roldán-Pérez, G. 2003. Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del método BMWP/Col. Editorial Universidad de Antioquia. Antioquia. Colombia. 165p.

## Literatura General

- Eaton, A., Clesceri, L., Rice, E., Greenberg, A. 2005. Standard methods for the examination of water & wastewater. Centennial Edition. EEUU. 2-91p.
- Ramirez-González, A., Viña – Vizcaíno, G. 1998. Limnología Colombiana aportes a su conocimiento y estadísticas de análisis. Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Colombia. 291p.
- Instituto Mi Rio, Universidad de Antioquia. 1997. Aspecto biológico y fisicoquímico del Río Medellín. Colombia. 195p.

La validación de las determinaciones taxonómicas la realiza el docente biólogo, en el cual emplea el mismo método. La información de la determinación taxonómica inicial y de validación se registra en el informe de laboratorio entregado. Así mismo, a cada taxa identificada se lleva un registro fotográfico.

## Referencias bibliográficas

- Abel. P. D. 1989.** Water pollution biology. Ellis Horwood, Chichester, England.
- Aguilar, A. 2005.** Los peces como indicadores de la calidad ecológica del agua. Revista Digital Universitaria. Vol 6 Num 8: 14
- Alba-Tercedor, J. 1996.** Macroinvertebrados Acuáticos y la Calidad de las Aguas de los Ríos. IV Simposio del Agua en Andalucía (SIAGA), Almeria. 2: 84 - 95.
- Alba Tercedor, J. y A. Sánchez-Ortega. 1988.** Un método rápido y simple para evaluar la calidad de las aguas corrientes basado en el de Hellawell (1978). Limnética 4: 51-56
- APHA-AWWA-WPCF. 2005.** Standard methods for the examination of water and wastewater. Washington D.C. 20 Edition.
- Bohn BA, Kershner JL. 2002.** Establishing aquatic restoration priorities using a watershed approach. Journal of Environmental Management. (64):355-363.
- Benke, A.C. & J.B. Wallace. 1980.** Trophic basis of production among net-spinning caddisflies in a southern Appalachian stream. Ecology 6: 108-118.
- Cairns J. y Pratt. R. 1993.** A history of biological monitoring using benthic macroinvertebrates. Pages 10-27. In D. M. Rosenberg & V. H. Resh (Eds) Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. Chapman & Hall New York.
- CDH, Contraloría Departamental del Huila. 2002.** Diagnóstico y Evaluación del estado de los recursos Naturales en el Departamento del Huila. Neiva. p 43, 241.43 p.)
- Chafía, P., & Cerón, P. (2016).** Pago por servicios ambientales en el sector del agua: el Fondo para la Protección de Agua. Tecnología y Ciencias del Agua, 7(6).
- Domínguez, E., M.D. Hubbard & W.L. Peters. 1992.** Clave para ninfas y adultos de las familias y géneros de Ephemeroptera (Insecta) sudamericanos. Biología Acuática No 16, Instituto de Limnología "Dr. Raul A. Ringuelet" (UNLP-CONICET) La Plata, Argentina.

- Ezzine-de-Blas, D., Wunder, S., Ruiz Perez, M., & Moreno, R. (2017).** Los pagos por servicios ambientales entre la acción pública y la privada: un análisis global. In *Los Pagos Por Servicios Ambientales en América Latina: Gobernanza, Impactos y Perspectivas*. Universidad Iberoamericana Ciudad de México, México.
- Fierro, Á. S. 2013.** La hemipterofauna acuática epicontinental (nepomorpha y gerromorpha) de las Islas Canarias (España): faunística, biogeografía y novedades sinecológicas. Tesis Doctoral. Universidad de León.
- Fincke, O.M., S.P. Yanoviak & R.D. Hanschu. 1997.** Predation by odonates depresses mosquito abundance in water-filled tree holes in Panama. *Oecologia* 112: 244-253.
- Gutiérrez-Fonseca, P. E. 2010.** Capítulo 6: Plecoptera. *Revista de Biología Tropical*, 58, 139-148.
- Hanson, P., Springer, M., & Ramirez, A. 2010.** Capítulo 1: Introducción a los grupos de macroinvertebrados acuáticos. *Revista de Biología Tropical*, 58, 3-37.
- Hawkes H. A. 1979.** Invertebrates as indicators of river quality. In: A. James & L. Evison, *Biological indicators of water Quality*. John Wiley & Sons. 2: 1-45.
- Hellawell, J.M. 1978.** Biological surveillance of rivers. Water Research Center, Stevenage, 332 pp.
- Hellawell J.M. 1986.** Biological indicators of freshwater pollution and environmental management, Elsevier, England.
- Hynes, H.B. 1976.** Biology of Plecoptera. *Ann. Rev. Entomol.* 12: 135-153.
- INGEMMET, Instituto Geológico Minero y Metalúrgico. 2017.** Catálogo Paleontológico. Disponible en <http://intranet2.ingemmet.gob.pe:85/fosilcgperu/inicio.aspx>
- Instituto Mi Río. 1997.** Aspecto Biológico y Físicoquímico del río Medellín. Universidad de Antioquia. Tomo 1. Medellín – Colombia.
- León, V. 2014.** Composición y estructura de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos y calidad biológica del agua en la microcuenca de la quebrada Los Micos. Tesis de Maestría (Ecología y Gestión de Ecosistemas Estratégicos), Universidad Surcolombiana, Huila, Neiva.
- Mackay, R.J. & G.B. Wiggins. 1979.** Ecological diversity in Trichoptera. *Ann. Rev. Entomol.* 24: 185-208.
- Merritt, R.W. and Cummins, K.W. 1996.** An introduction to the aquatic insects of North America. Third Edition. Kendall/Hunt Publishing Company, Iowa, USA. 163 pp.
- Navrud S. 2001.** Economic valuation of inland recreational fisheries: empirical studies and their policy use in Norway. *Fisheries Management and Ecology*. (8):369-382.
- Novelo-Gutiérrez, R. & E. González-Soriano. 1991.** Odonata de la reserva de la biosfera la Michilia, Durango, México. Parte II. Náyades. *Folia Entomol. Mex.* 81: 107-164.
- Palma A. 2013.** Guía para la identificación de invertebrados acuáticos. 1era Edición. 122 pp.
- Polhemus, J.T. Y D.A. Polhemus, 2008.** Global diversity of true bugs (Heteroptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 379-391.
- Ramírez, A. 2010a.** Métodos de Recolección. *Rev. biol. Trop.* Vol 58. Cap 2. San José, Costa Rica.



- Ramírez, A. 2010b.** Capítulo 5: Odonata. Revista de Biología Tropical, 58, 97-136.
- Roldán - Pérez G. 1988.** Guía para el Estudio de los Macroinvertebrados Acuáticos del Departamento de Antioquia. Colciencias-Universidad de Antioquia. Bogotá - Colombia., 217p.
- Roldán - Pérez G. 1992.** Fundamentos de Limnología Neotropical. Ed. Universidad de Antioquia. Medellín – Colombia. 529 p.
- Roldán - Pérez, G. 2003.** Bioindicación de la calidad del agua en Colombia, Propuesta para el uso del método BMWP Col. Ed. Universidad de Antioquia, Medellín. 170 p.
- Roldán - Pérez, G. 2016.** Los macroinvertebrados como bioindicadores de la calidad del agua: cuatro décadas de desarrollo en Colombia y Latinoamérica. Acad. Colomb. Cienc. Ex. Fis. Nat., 40(155), 254-274.
- Rosenberg DM & VH Resh. 1993.** Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates. Chapman & Hall, New York, New York, USA. 488 pp.
- Ruppert, E. E., & Barnes, R. D. 1994.** Invertebrate Zoology (No. 592 BAR). Fort Worth: Saunders College Publishing.
- Shaw, B. 2016.** Benthic macroinvertebrate survey of the upper Susquehanna River using two sampling methods. 48th Ann. Rept.(2015). SUNY Oneonta Biol.Fld. Sta., SUNY Oneonta.
- Slack K. V; R. C. Averett; P. E. Greeson y R. G. Lipscomb. 1973.** Methods for collection and analysis of aquatic biological and microbiological samples. U.S. Department of the interior, Geological Survey, Washington, DC. 4(5): 1-165.
- Smith, F. 1996.** Biological diversity, ecosystem stability and economic development, Ecological Economics 16, 191-203 pp.
- Springer, M. (2010).** Capítulo 7: Trichoptera. Revista de Biología Tropical, 58, 151-198.
- Storey, A. W., Edward, D. H. D., & Gazey, P. 1991.** Surber and kick sampling: a comparison for the assessment of macroinvertebrate community structure in streams of south-western Australia. Hydrobiologia, 211(2), 111-121.
- Suess, M. J. 1982.** Examination of water for pollution control. A reference handbook. Pergamon Press 3
- Tamaris Turizo, C.E., R.R. Turizo Correa & M.C. Zuñiga. 2007.** Distribución espacio-temporal y hábitos alimentarios de ninfas de Anacroneuria (Insecta: Plecoptera: Perlidae) en el río Gaira (Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia). Caldasia 29: 375-385
- Wang, L., Lyons, J., Kanehl, P., Bannerman, R., Emmons, E. 2001.** Impacts of urbanization on stream habitat and fish across multiple spatial scales, Environment Management, 28, 255-266 pp.
- Wiederholm T. 1980.** Use of benthos in lake monitoring. Journal of the water pollution control federation. 52: 537-547.
- Zamora-Muñoz C., Sáinz Cantero C.E., Sánchez Ortega A.& ALBA Tercedor J. 1995.** Are Biological Indices BMWP´ and ASPT and their significance regarding water quality seasonally dependent? Factors explaining their variations. Water Research, 29: 285-290.

**LABORATORIO # 1.****RECONOCIMIENTO DEL LABORATORIO Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS ACUÁTICAS****Actividades:**

- ✓ Conocer e identificar los materiales y herramientas que se utilizaran en la fase de laboratorio.
- ✓ Utilizar adecuadamente los materiales y herramientas del laboratorio, teniendo en cuenta sus usos y recomendaciones.
- ✓ Realizar de forma correcta el procesamiento de las muestras acuáticas teniendo en cuenta la metodología de elaboración.
- ✓ Elaborar el taller y el formato pertenecientes al laboratorio número 1

**Materiales y métodos**

A continuación se describen los elementos necesarios para el desarrollo adecuado del laboratorio, hay que tener en cuenta que hay materiales que deben traer por grupo y otros elementos que la Universidad los suministra como se especifica en la tabla 2.

**Tabla 2.**

Materiales necesarios para el laboratorio 1.

Universidad	Grupo de trabajo
2 Cajas Petri	1 Bayetilla
1 Estereomicroscopio	Pinzas y Pinceles
2 Tamices	1 Dispositivo fotográfica
1 Bandeja Blanca	1 Litro de alcohol al 70%
1 Gotero	Muestras de Macroinvertebrados



Fuente: Laboratorio de audiovisuales, CORHUJLA.

**Fig 2. Estereomicroscopio**

Permite observar imágenes tridimensionales o estereoscópicas de la muestra. Tienen un aumento de 0.8x a 5x (la X significa aumento) para utilizar ambos ojos y un lente objetivo de 10x. Teniendo en cuenta que el aumento total de la imagen observada resulta del producto del ocular con el objetivo, la lupa binocular permite aumentos que van de los 8 a los 50 aumentos, siendo muy útil para visualizar los macroinvertebrados y sus partes.



Fuente: Laboratorio de audiovisuales, CORHUILA.

### Fig 3. Caja Petri

Es un instrumento de cristal, que consta de una base circular, y las paredes son de una altura baja aproximadamente de 1 cm; y una cubierta de la misma forma, pero algo más grande de diámetro para que encaje como una tapa. Existen de diferentes diámetros, los más utilizados en el laboratorio son los de 10 cm de diámetro, se emplean para depositar los organismos en un medio acuoso y poder observarlos al estereomicroscopio.

### Fig 4. Tamiz

El tamizado es un método físico para separar mezclas de partículas sólidas. Consiste en hacer pasar una mezcla de partículas sólidas de diferentes tamaños por un tamiz o colador. Las partículas de menor tamaño pasan por los poros del tamiz atravesándolo y las grandes quedan retenidas por el mismo.



Fuente: Laboratorio de audiovisuales, CORHUILA.

El tamiz se emplea para procesar la muestra sucia, en donde el objetivo es separar los sustratos más grandes de la muestra para facilitar y agilizar el proceso de limpieza, obteniendo partículas de tamaño más uniforme que la mezcla original.

## Metodología

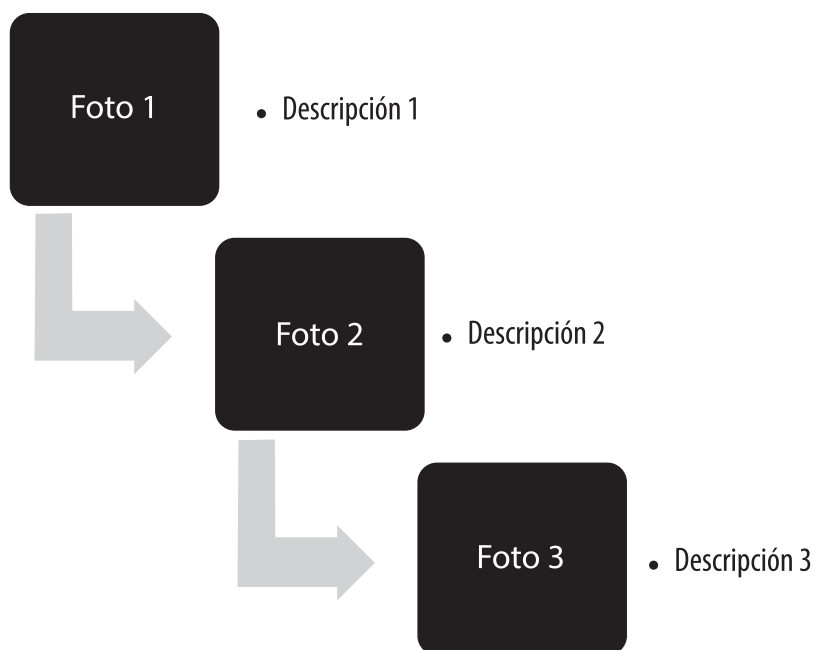
- ✓ Al ingresar por primera vez al laboratorio el docente encargado les da a conocer a los estudiantes los diferentes materiales y herramientas que se van a utilizar en el laboratorio teniendo en cuenta sus funciones y recomendaciones.
- ✓ Con el estereomicroscopio da la explicación de las partes y funciones.
- ✓ Se inicia el proceso de limpiar la muestra sucia, se utiliza el tamiz de 500  $\mu\text{m}$  se adiciona la muestra en ella y se hace el respectivo lavado retirando cada hoja o cada sustrato de tamaño grande que se encuentren en la muestra, luego en una caja Petri se adiciona una pequeña porción de muestra y se le agrega un poco de agua, y se lleva al estereomicroscopio para realizar la búsqueda de los MAIA que se encuentren en esta muestra.
- ✓ Para el proceso de separación se ubican pequeñas porciones de la muestra sucia en cajas Petri, donde se esparcen y se ubican al estereoscopio de tal modo que no queden sitios muy

oscuros de difícil visibilidad que permita que se camuflen organismos de difícil caracterización como tricópteros o algunos dípteros que construyen casas o refugios con los sustratos y se oculten en ellas; con pinzas y pinceles se remueve el material para buscar los diferentes tipos de macroinvertebrados y posteriormente se toman con una pinza de punta fina y se depositan en un frasco hermético con alcohol superior al 70% de concentración.

- ✓ Este proceso es dispendioso y de mucho cuidado, pues se pueden perder muchos organismos por el afán de hacer las cosas y por el desconocimiento de las diversas formas de los organismos, que fácilmente se pueden camuflar entre los sustratos.
- ✓ Tiempo estimado por grupo para la realización de este laboratorio: 6 horas.

### Resultados esperados

Cada grupo de trabajo debe diseñar un diagrama de flujo en computador con fotografías propias describiendo el proceso metodológico empleado para limpiar la muestra sucia y posteriormente debe anexarlo al manual.



**Fig 5.** Ejemplo de un diagrama de flujo

### Recomendaciones generales

- ✓ Antes de empezar a trabajar cerciéndose de que los equipos y materiales que usará y que hace parte de la Universidad están en un buen estado y funcionando correctamente, si llega a observar algún daño debe anunciarlo al docente previamente a iniciar las labores académicas.

- ✓ Utilice siempre bata blanca de laboratorio, pantalón largo y zapato cerrado sin tacón, evitará que en un momento dado ciertas sustancias químicas entren en contacto de su piel.
- ✓ Evitar usar joyas que interfieran con un desempeño cómodo de su trabajo en el laboratorio.
- ✓ Está prohibido comer, beber, fumar o maquillarse en el laboratorio.
- ✓ Mantenga un nivel responsable de trato amable y sobre todo respetuoso a sus compañeros y profesores.
- ✓ Apague los equipos (estereomicroscopio) cuando no se estén utilizando.
- ✓ Cuando se finaliza el trabajo de laboratorio, se deberá guardar los materiales, limpiar el lugar de trabajo y asegurarse la desconexión de aparatos.
- ✓ Antes de salir del laboratorio, debe darle entrega oficial de los materiales y del lugar de trabajo al docente encargado.
- ✓ Todo material o elemento que pertenezca a la Universidad y por mal empleo del estudiante sea dañado, debe ser repuesto por él mismo a la mayor brevedad.

**LABORATORIO # 2.****SEPARACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE MACROINVERTEBRADOS EN MORFOESPECIE****Actividades**

- ✓ Separar a simple vista los MAIA en morfoespecies teniendo en cuenta sus características morfológicas.
- ✓ Determinar los grupos taxonómicos de los MAIA con la ayuda del libro guía de taxonomía.
- ✓ Leer la ecología y biología de cada especie identificada, según la guía de Roldán-Pérez de 1988.

**Materiales****Tabla 3.**

Materiales necesarios para el laboratorio 2.

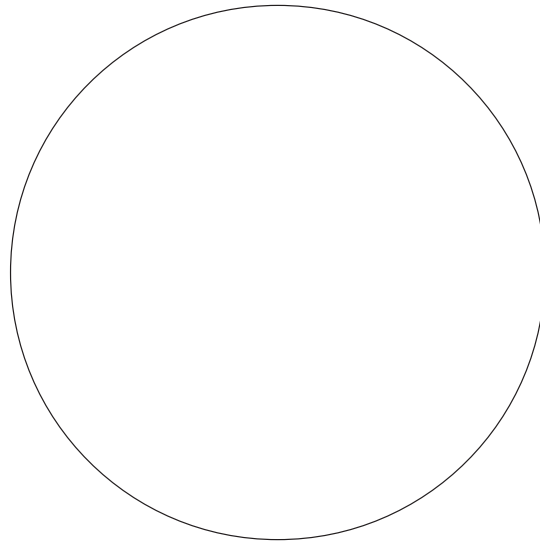
Universidad	Grupo de trabajo
2 Cajas Petri	1 Bayetilla
1 Estereomicroscopio	Pinzas y Jeringas
2 Tamices	Alcohol al 70%
2 Bandejas Blancas	1 Dispositivo fotográfico
1 Paleta plástica Blanca	Etiquetas
	Muestra sucia y limpia
	15 Tubos de ensayo

**Metodología**

- ✓ Se separan los organismos según las características de su morfología, luego con la ayuda de la clave taxonómica de Roldán-Pérez se identifican teniendo en cuenta sus estructuras diferenciales entre órdenes como agalla, palpo labial, filamentos terminales, patas entre otros dependiendo de la particularidad principal de cada organismo, que deben ser observadas y comparadas con la ayuda del estereomicroscopio.
- ✓ Al finalizar cada grupo debe investigar sobre la biología y ecología de las especies que van identificando, analizando y comparándolo con el sitio de muestreo.
- ✓ Tiempo estimado por grupo para la realización de este laboratorio: 4 horas.

### Resultado esperado

Cada grupo debe dibujar 3 macroinvertebrados, donde señale y determine las estructuras más sobresalientes de cada organismo encontrado.

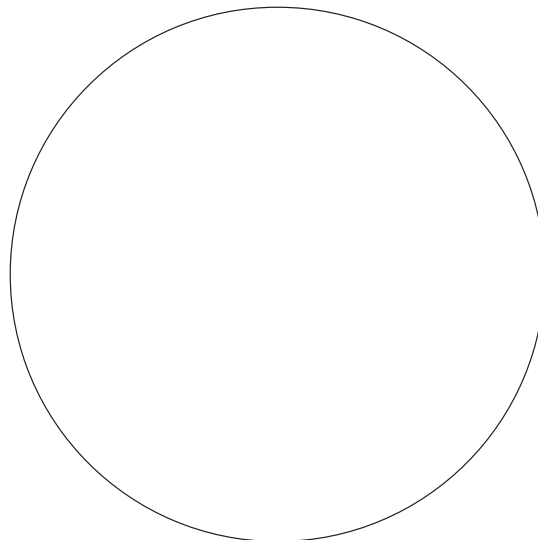


**Figura 1.**

Orden: \_\_\_\_\_

Familia: \_\_\_\_\_

Nombre Científico: \_\_\_\_\_

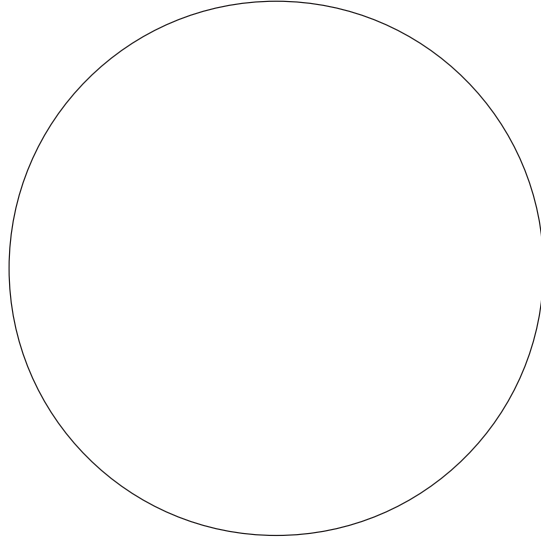


**Figura 2.**

Orden: \_\_\_\_\_

Familia: \_\_\_\_\_

Nombre Científico: \_\_\_\_\_



**Figura 3.**

Orden: \_\_\_\_\_

Familia: \_\_\_\_\_

Nombre Científico: \_\_\_\_\_



**LABORATORIO # 3.** **CLASIFICACIÓN Y PRESERVACIÓN DE LOS MACROINVERTEBRADOS**

### Actividades

- ✓ Clasificar los macroinvertebrados hasta su mayor taxón posible.
- ✓ Conservar y etiquetar los macroinvertebrados en tubos de ensayo.
- ✓ Especificar las diferencias individuales de los macroinvertebrados.

### Metodología

Con las claves taxonómicas propuestas anteriormente se realizará la determinación hasta su mayor taxón posible de los organismos, luego se tomarán evidencias fotográficas a cada uno de ellos y se registrarán en un formato guía contando la cantidad de individuos por población. Véase tabla 4.

Todas las poblaciones de macroinvertebrados deben de estar preservados o fijados adecuadamente y deben etiquetar los tubos de ensayos herméticos como se muestra en la figura 6 usando papel pergamino y un lapicero con tinta indeleble; es importante evitar dejar secar el alcohol que contiene cada tubo, pues esto deteriora los organismos.

Tiempo estimado por grupo para la realización de este laboratorio: 12 horas

FAMILIA	CANTIDAD
<i>Baetidae</i>	15
<i>Moribaetis sp.</i>	
<i>Río Baché</i>	23/02/2018

**6A** **6B**

**Figura 6.** Formato de etiqueta. **6A.** Información que debe contener las etiquetas en cada tubo. **6B.** Ejemplo de una etiqueta.

### Resultados

En la siguiente tabla deben recopilar la clasificación taxonómica de todos los individuos determinados y registrarlos fotográficamente para luego presentar digitalmente el informe al correo institucional del docente: [santiago.gutierrez@corhuila.edu.co](mailto:santiago.gutierrez@corhuila.edu.co)

**Tabla 4.**  
Recopilación taxonómica de los macroinvertebrados

	Clase	Orden	Familia	Nombre científico	Cant	Foto
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						





### **Actividades**

- ✓ Evaluar los conocimientos adquiridos durante el trabajo de campo y de laboratorio realizados en la asignatura de ecología.
- ✓ Entrega del informe de resultado de laboratorio teniendo en cuenta las pautas impartidas por el docente para la elaboración del mismo.

### **Metodología**

- ✓ Cada grupo de estudiantes entregará personalmente el informe de resultados obtenidos y el docente se encargará de cotejar la información con los tubos de ensayos etiquetados.
- ✓ Finalizado el proceso, se evaluará la técnica de clasificación taxonómica de macroinvertebrados, además, los conceptos vistos y aplicados en campo y laboratorio.

### **Productos esperados**

Recepción de los informes finales de laboratorio y entrega de las muestras recolectadas etiquetadas y determinados correctamente por cada grupo.

**LABORATORIO # 5.****ANÁLISIS DE RESULTADOS, CÁLCULO DE DIFERENTES ÍNDICES BIÓTICOS****Objetivos**

- ✓ Determinar el estado ecológico del sistema acuático mediante el cálculo de los índices bióticos propuestos: BMWP/Col, diversidad alpha y dominancia
- ✓ Analizar y discutir los resultados obtenidos

**Metodología**

La aplicación de los índices se realizara en una clase magistral que el docente encargado realizara con el fin de da las pautas para la elaboración de estos, y realizar el análisis de los resultados obtenidos.

***Índices Biológicos***

Son los más utilizados y se basan en la clasificación de los organismos según su tolerancia a la contaminación, asignándoles una puntuación cuyo rango varía según el índice utilizado. El valor de calidad para el ambiente acuático estudiado resulta de la suma total de los valores de cada organismo presente. Los más conocidos son el Trent Biotic Index (TBI), el IB, el Biotic Score, o uno de los índices más utilizados actualmente el Biological Monitoring Working Party – BMWP (Helawell, 1.978) ajustado por Alba-Tercedor & Sánchez Ortega (1988) y modificado para Colombia por Roldán-Pérez (2003) BMWP/Col. Dicho índice fue adoptado en el VI Congreso Español de Limnología llevado a cabo en Granada en 1.991. Para su aplicación a la Península Ibérica, debido a su fiabilidad y fácil utilización.

En la vigilancia y el control de la contaminación basada en organismos “bioindicadores”, se han desarrollado desde los años 70's varias metodologías que utilizan una amplia variedad de organismos: bacterias, protozoos, algas, macrófitos, macroinvertebrados, peces, etc. La mayoría de los índices bióticos se han elaborado para usarlos en un área geográfica concreta, y posteriormente, se han adaptado a otras zonas adecuando las listas de taxones y los valores de sensibilidad.

Desde su introducción han mostrado ser buenos instrumentos de medida para monitorear la calidad de los ambientes acuáticos y han complementado la información dada por los parámetros físico-químicos clásicos, en esta asignatura sólo veremos y aplicaremos los siguientes índices biológicos: el BMWP/Col, diversidad alpha y Dominancia.

A continuación se presenta los índices que se aplicarán:

## Índice BMWP

El índice BMWP se fundamenta en la presencia de familias sensibles o tolerantes a la contaminación del agua, para calcularlo se suman los puntos asignados a cada familia según su tolerancia; las puntuaciones altas significan alta sensibilidad a perturbaciones en la calidad del agua, y bajas, lo contrario. El índice de ASPT (puntuación promedio por taxón) es un índice útil para la evaluación de la calidad del agua, especialmente cuando hay alta diversidad. Se calcula dividiendo la puntuación total BMWP por el número de los taxones calificados en la muestra, lo cual expresa el promedio de indicación de calidad del agua que tienen las familias de macroinvertebrados encontradas en un sitio determinado. Un valor bajo de ASPT asociado a una puntuación baja de BMWP indicará condiciones graves de contaminación. Para Colombia no se han establecido los límites del valor ASPT, y la biodiversidad para las diferentes calidades del agua y el BMWP todavía están en experimentación (Roldán – Pérez, 2003).

Para el cálculo del índice BMWP se hace la suma de las puntuaciones ecológicas de las familias según su grado de tolerancia a la eutrofización (véase tabla 6). El ASPT se calcula dividiendo el BMWP por el número de familias. Los valores ASPT se encuentran en un rango entre 0 y 10 y expresan el promedio de indicación de calidad del agua que tienen las familias de macroinvertebrados encontradas. Los valores del BMWP y el ASPT se correlacionan con cinco grados de contaminación y con cinco colores que los representan en la cartografía de calidad de las aguas.

**Tabla 5.**

Clases de calidad de agua, valores BMWP'/Col., significado y colores para representaciones cartográficas

Clase	Calidad	BMWP/Col	Significado	Color para Gráficas o Mapas
I	Buena	>120	Aguas muy limpias	Azul
		101-120	Aguas no contaminadas o no alteradas de modo sensible	
II	Aceptable	61-100	Son evidentes algunos efectos de contaminación	Verde
III	Dudosa	36-60	Aguas contaminadas	Amarillo
IV	Critica	16-35	Aguas muy contaminadas	Naranja
V	Muy critica	<15	Aguas fuertemente contaminadas	Rojo

Fuente: Roldán-Pérez, 2003.

El índice BMWP (modificado (BMWP')), también conocido como Índice de Alba, establece cinco clases de calidad biológica del agua según el valor total del índice (véase tabla 5),

a cada clase le corresponde un color, el cual determina el mapa de calidad biológica, así: Valores entre 101 y 120 o mayor de 120, color azul; valores entre 61 y 100, color verde; entre 36 y 60, color amarillo, valores; entre 16 y 35, color naranja y valores menores de 15 de color rojo.

**Tabla 6.**

Puntos asignados a las diferentes familias de macroinvertebrados acuáticos para la obtención de BMWP/Col (modificado de Roldan, 2003 por Álvarez, 2006)

Familias				Puntaje
Anomalopsychidae, Antriptectididae, Blephariceridae	Ptilodactylidae, Chordodidae, Gripopterygidae	Lampyridae, Odontoceridae, Perlidae	Polymitarcyidae, Polythoridae, Psephenidae	<b>10</b>
Coryphoridae, Ephemeraeidae, Euthyplociidae	Gomphidae, Hydrobiosidae, Leptophlebiidae	Limnephilidae, Oligoneuriidae, Philopotamidae	Olastystictidae, Polycentropodidae, Xiphocentronidae,	<b>9</b>
Atyidae, Calamoceratidae, Hebridae, Helicopsychidae, Hydraenidae,	Hydroptilidae, Leptoceridae, Limnephilidae, Lymnaeidae, Naucoridae,	Palaemonidae, Planorbidae (cuando es dominante Biomphalaria)	Pseudothelphusidae, Saldidae, Sialidae, Sphaeriidae	<b>8</b>
Ancylidae, Baetidae, Calopterygidae, coenagrionidae	Dicteriadidae, Dixidae, Glossosomatidae, Hyalellidae	Hydrobiidae, Hydropsychidae, Leptohyphidae, Lestidae	Pyralidae, Simuliidae, Veliidae	<b>7</b>
Aeshnidae, Ampullariidae, Caenidae, Corydalidae,	Dryopidae, Dugesidae, Elmidae, Hyriidae	Limnichidae, Lutrochidae, Megapodagrionidae	Mycetopodidae, Pleidae, Staphylinidae	<b>6</b>
Ceratopogonidae, Corixidae, Gelastocoridae,	Glossiphoniidae, Gyrinidae, Lilellulidae	Mesoveliidae, Nepidae, Notonectidae	Tabanidae, Thiaridae	<b>5</b>
Belostomatidae, Chysomelidae, Curculionidae, Ephydriidae	Haliplidae, Hydriidae, Muscidae	Scirtidae, Empididae, Dolichopodidae	Hydrometridae, Noteridae, Sciomyzidae	<b>4</b>
Chaoboridae, Cyclobdellidae	Hydrophilidae (larvas)	Physidae, Stratiomyidae	Tipulidae	<b>3</b>
Chironomidae (cuando no es la familia dominante, si domina es 1)		Culicidae, Psychodidae	Syrphidae	<b>2</b>
		Tubificidae		<b>1</b>



### Índice de Diversidad de Shannon-Weaver (H').

Está basado en los tres componentes de la estructura de la comunidad, a saber: Riqueza, uniformidad y abundancia, y describe la respuesta de la comunidad a la calidad ambiental. La diversidad se toma como una medida de la calidad biológica del sistema acuático. El índice más conocido y usado universalmente es el de Shannon - Weaver que refleja igualdad.

$$H = - \sum (ni/n) \times \ln (ni/n),$$

Dónde: ni = número de individuos de la especie i  
 n = número total de individuos de la muestra  
 ln = logaritmo natural

**Tabla 7.**

Calidad de Agua basado en Índice de Diversidad de Shannon-Weaver según Wihm & Doris, 1968 y Staub et al, 1970.

<i>Wihm &amp; Dorris, 1968</i>		<i>Staub et al, 1970</i>	
H'	Condición	H'	Condición
> 3	Agua limpia	3.0 – 4.5	Contaminación débil
1 – 3	Contaminación moderada	2.0 – 3.0	Contaminación ligera
< 1	Contaminación severa	1.0 – 2.0	Contaminación moderada
		0.0 – 1.0	Contaminación severa

Fuente: Wihm & Doris, 1968 y Staub *et al*, 1970 En: Segnini S., 2003.

### Índice de Dominancia de Simpson (D).

Los valores del índice de Dominancia oscilan entre 0 y 1, siendo mayor cuando la diversidad biológica es menor, por lo tanto en comunidades con altas diversidades la dominancia está distribuida proporcionalmente en todos los taxones, pero cuando ésta es menor por condiciones también naturales o en áreas sometidas al stress, como la contaminación, la dominancia se incrementa.

$$D = \sum (ni (ni - 1)) / (N (N-1))$$

Dónde: ni = número de individuos de la especie i  
 N = número total de individuos de la muestra

### Resultados esperados

- ✓ Cada grupo debe usar estadística descriptiva para mostrar los resultados obtenidos y luego debe analizar y discutir los resultados.

- ✓ Debe desarrollar el siguiente taller con datos reales resultado de una investigación del semillero de investigación MACU y entregarlo en físico en la próxima clase.

## Taller . Análisis de resultados

### Estación 1

	Clase	Orden	Familia	BMWP/Col	Especie	OCT	DIC	ABR	CANT.	% Ab.	Indice de S-W (H')	Indice de Dominancia		
1	<b>Insecta</b>	Coleoptera	Elmidae	6	<i>Cyloepus sp1</i>	4			4	0.62	3.14E-02	2.67E-05		
2		Diptera	Simuliidae	7	<i>Simulium sp</i>	8	18		24	3.71	1.22E-01	1.32E-03		
3		Odonata	Libellulidae	5	<i>Dythemis sp2</i>			4	4					
4					<i>Brechmorhoga sp</i>		2	19	21					
5					<i>Hetaerina sp1</i>		3	6	9					
6		Megaloptera	Coenagrionidae	7	<i>Acanthagrion sp1</i>	2			2					
7			Corydalidae	6	<i>Corydalus sp</i>	2	2	2	6					
8		Lepidoptera	Pyralidae	7	<i>sp</i>		2		2					
9		Tricoptera	Philopotamidae	9	<i>Chimarra sp</i>	2	1	139	142					
10			Hydropsychidae	7	<i>Leptonema sp</i>	5	15	8	28					
11					<i>Smicridea</i>	12	164	94	270					
12			Leptoceridae	8	<i>Neptopsyche</i>		1	3	4					
13		Ephemeroptera	Leptohyphidae	7	<i>Leptohyphes sp</i>		2		2					
14		Hemiptera	Velidae	7	<i>Rhagovelia sp</i>		6		6					
15			Notonectidae	5	<i>Buenoa sp</i>	2			2					
16			Naucoridae	8	<i>Limnocoelis sp</i>		1	1	2					
17		Turbelaria	Tricladida	Planariidae	7	<i>Dugesia sp</i>		9		9				
18	Oligochaeta	Haplotaaxida	Tubificidae	1	<i>sp</i>		6		6					
19			Thiaridae	5	<i>sp</i>	21	18	65	104					
			<b>BMWP/Col</b>		<b>Total de organismos</b>	<b>58</b>	<b>248</b>	<b>341</b>	<b>647</b>					
					<b>Total de generos</b>	<b>19</b>								
					<b>Total Familia</b>	<b>17</b>								

### Estación 2

	Clase	Orden	Familia	Indice BMWP	Genero	Oct	Dic	Abril	CANT.	% Ab.	Indice S-W (H')	Indice de Dominancia	
1	<b>Insecta</b>	Coleoptera	Hydrophilidae	3	<i>Tropisternus sp</i>		3	2	5	0.16	1.05E-02	2.14E-06	
2			Elmidae	6	<i>Macrelmis sp</i>			2	2	0.07	4.79E-03	2.14E-07	
3		Diptera	Chironomidae	1	<i>sp</i>	1270	318	1361	2949				
4			<i>sp</i>			3	3						
5		Odonata	Libellulidae	5	<i>Brechmorhoga sp</i>			14	25				
6			Coenagrionidae	7	<i>Acanthagrion sp1</i>	2			2				
7			Tricoptera	Hydropsychidae	7	<i>Leptonema sp</i>	2		1	3			
8		Hemiptera	Hydrometridae	4	<i>Hydrometra caraiba</i>	1		1	2				
9			Gerridae	8	<i>Brachymetra albivervis</i>	1	2	2	5				
10		Oligochaeta	Haplotaaxida	Tubificidae	1	<i>sp</i>	1	19	1	21			
11		Gasteropodo	Basommatophora	Thiaridae	5	<i>sp</i>	33	5	4	42			
			<b>BMWP/Col</b>		<b>Total de organismos</b>	<b>1321</b>	<b>347</b>	<b>1391</b>	<b>3059</b>	<b>0</b>			
					<b>Total de generos</b>	<b>11</b>							
					<b>Total de familias</b>	<b>10</b>							

1. Hallar la diversidad de Shannon & Weaver (H') y el Índice de Dominancia de Simpson (D)
2. Hallar el Porcentaje de Abundancia de cada organismo y el BMWP/Col
3. Analizar y discutir los resultados de cada índice obtenido entre ambas estaciones.



## ELABORACIÓN DEL ARTÍCULO CIENTÍFICO

### Actividades

- ✓ Elaborar un artículo científico de aula de clase con las pautas asignadas por el docente encargado.
- ✓ Presentar los resultados y análisis de la calidad biológica del ecosistema acuático estudiado.
- ✓ Sustentar los resultados arrojados por el estudio y la aplicación de los índices.

### Metodología

El informe debe estar escrito en formato de artículo científico y debe contener la siguiente información, siguiendo el modelo de presentación de la revista *Caldasia*, el cual podrá descargarlo en la siguiente dirección: [revistas.unal.edu.co/index.php/cal/index](http://revistas.unal.edu.co/index.php/cal/index), en el link Formato para autores.

- I. Título
- II. Resumen
- III. Palabras claves
- IV. Introducción
- V. Justificación
- VI. Materiales
- VII. Metodología
- VIII. Resultados
- IX. Análisis de Resultados
- X. Conclusiones
- XI. Agradecimientos
- XII. Bibliografía

### Productos esperados

Cada grupo debe entregar el artículo científico en físico sobre los resultados obtenidos en campo y además deben enviarlo en forma digital al correo [santiago.gutierrez@corhuila.edu.co](mailto:santiago.gutierrez@corhuila.edu.co).

## Bibliografía recomendada

- ALBA-TERCEDOR, J. y A. SÁNCHEZ-ORTEGA. 1988. Un método rápido y simple para evaluar la calidad biológica de las aguas corrientes, basado en el de Hellawell. *Limnética* 4: 51-56.
- ALVAREZ., A.L; ARANGO, M.C., y G. ROLDÁN. 2006. Diversidad de los macroinvertebrados dulceacuícolas en Colombia. En: Informe Nacional sobre el avance en el conocimiento y la información de la biodiversidad. Tomo II, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. p.261-287.
- BEGON, M., COLIN, R.T y J. HARPER. 2006. *Ecology from individuals to Ecosystems*. Fourth Edition. Blackwell Publishing. 746 p.
- BONADA, N., PRAT, N., RESH, V y B. STATZNER. 2006. Developments in aquatic insect biomonitoring: A comparative analysis of recent approaches. *Annu Rev. Entomol.* 51: 495-523.
- BRUSCA, G & R. BRUSCA, 2005. *Invertebrados*. Madrid. 1005p.
- CVC:(Corporación Autónoma Regional del Valle del Cauca) – UNIVALLE (Universidad del Valle). 2004. Proyecto de modelación del río Cauca, PMC FASE II, Estudio de la calidad del agua del río Cauca y sus principales tributarios mediante la aplicación de índices de calidad y contaminación. Volumen X. Santiago de Cali. 158 p.
- HANSON, P., SPRINGER, M., & RAMIREZ, A. 2010. Capítulo 1: Introducción a los grupos de macroinvertebrados acuáticos. *Revista de Biología Tropical*, 58, 3-37.
- DOMÍNGUEZ, E. & FERNANDEZ, H.R. 2009. *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos, Sistemática y biología*. San Miguel de Tucumán: Fundación Miguel Lillo. 656 p.
- DOMÍNGUEZ, E. & FERNANDEZ, H.R. 2001 (eds). *Guía para la determinación de macroinvertebrados bentónicos sudamericanos*, Investigaciones de la UNT, Ciencias Exactas y Naturales. Tucumán.
- DONATO, J. C. 2008. *Ecología de un río de montaña de los Andes Colombianos (Río Tota, Boyacá)*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias-Colciencias. Primera Edición. Bogotá. 231 p.
- ESTEVEZ, F. 1998. *Fundamentos de Limnología*. 2ª Edición. Rio de Janeiro. Interciencia. 602 p.
- FERNÁNDEZ, H. & E. Domínguez. 2001. *Guía para la determinación de los artrópodos bentónicos suramericanos*. Ed Universidad de Tucumán. Tucumán, Argentina. 282 p.
- FIGUEROA, R., VALDOVINOS, C., ARAYA, E. y PARRA, O. 2003. Macroinvertebrados bentónicos como indicadores de calidad de agua de ríos del sur de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*. 75:275-285.
- GONZÁLEZ, G. S. M. y RAMÍREZ, Y.P. 2011. Diversidad de macroinvertebrados acuáticos y morfometría como potencial herramienta bioindicadora. Trabajo de grado (Biólogo). Manizales: Universidad de Caldas. Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Departamento de Ciencias Biológicas. 70 p.
- Gutiérrez, S.I. 2017. Biodiversidad de familias de macroinvertebrados acuáticos en 8 ambientes lóticos del norte del Huila. (Tesis de maestría). Neiva, Huila. Universidad Surcolombiana. Facultad de Ingeniería.
- KALFF, J. 2003. *Limnology: Inland water ecosystems*. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey. 592 p.
- LARRAHONDO M. 2000. Aprovechamiento acuícola de embalses en Colombia. Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura – INPA. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/field/003/AB488S/AB488S05.htm>.



- LATORRE, B.I., MONTAÑO, F.M., RINCON, H. M. E. 2006. Comunidad de insectos acuáticos del río Dulce (Villeta, Cundinamarca). Rev. U.D.C.A, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales. Año 9 No 1; 151-161.
- LAYTHON, M. 2003. Caracterización de macroinvertebrados acuáticos en los ríos Arzobispo y San Cristobal (Cerros Orientales Bogotá-Colombia), en la misma franja altitudinal y con énfasis en Chironomidae (Díptera). Trabajo de grado (Biólogo), Bogotá, D.C: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología. 125 p.
- NEEDHAM, J. G. & P. NEEDHAM, 1982. Guía para el estudio de los seres vivos de las aguas dulces. Ed. Reverté, Barcelona. 131 p.
- MARGALEF, R. 1980. Ecología. Ed. Omega, Barcelona. 951 p.
- MARGALEF, R. 1983. Limnología. Ed. Omega, Barcelona. 1010 p.
- MERRITT, R.W; CUMMINS, K.W. y M.B. BERG. 2008. An introduction to the aquatic insects of North America, 4a Edn. Kendall Hunt, Dubuque, Iowa, 1218 p.
- NEEDHAN, J. y NEEDHAN, P. 1982. Guía para el estudio de los seres vivos de las aguas dulces. Reverté, Barcelona, España.
- NELSON, S.M y D.M. LIEBERMAN. 2002. The influence of flow and other environmental factor son benthic invertebrates in the Sacramento River, U.S.A. Hydrobiologia 489: 117129
- PEÑA, E., PALACIOS M. & OSPINA ALVAREZ N. 2005. Algas como indicadores de contaminación. Ed. Universidad del Valle, Diciembre de 2005. Cali. 164 p.
- PINILLA, G. 1998. Indicadores biológicos en ecosistemas acuáticos continentales de Colombia, Compilación bibliográfica. Fundación Universidad Jorge Tadeo Lozano. Bogotá. 67 p
- POSADA, J y ROLDAN, G. 2003. Clave ilustrada y diversidad de las larvas de Trichoptera en el Nor-Occidente de Colombia. Caldasia 25 (1): 169-192.
- RAMIREZ GONZÁLES A. & G. VIÑA VIZCAINO. 1998. Limnología Colombiana, Aportes a su conocimiento y estadísticas de análisis. Ed Panamericana, Colombia. 293 p.
- RAMÍREZ, J.J. 2000. Fitoplancton de agua dulce. Ed. Universidad de Antioquia, Medellín.
- ROLDÁN-PÉREZ, G. 1988. Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia. Fondo FEN - COLCIENCIAS -U. de Antioquia, Bogotá.
- ROLDÁN-PÉREZ, G. 2003. Bioindicación de la calidad del agua en Colombia, Propuesta para el uso del método BMWP Col. Ed. Universidad de Antioquia, Medellín. 170 p.
- PRAT, N., RIOS, B., ACOSTA, R. y M. RIEREDEVALL. 2009. Los macroinvertebrados como indicadores de calidad de las aguas. Capítulo 20. En: DOMINGUEZ, E. y FERNANDEZ, H.R. (eds.). Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: Sistemática y biología. Fundación Miguel Lillo. San Miguel de Tucumán (Argentina), p. 631-654.
- PROVENCHER, M., y LAMONTAGNE, J. 1979. A Method for Establishing a Water Quality Index for Different Uses. Gouvernement Du Québec, Ministère Des Richesses Naturelles, Le Service De La Qualité Des Eaux. Bibliothèque Nationale Du Québec.

- RAMIREZ, G. A. 2006. Ecología, Métodos de muestreo y análisis de poblaciones y comunidades. Bogotá: Editorial Pontificia Universidad Javeriana. Colección Biblioteca del Profesional. 271 p. D
- REINOSO, F. G., VILLA N, F.A., ESQUIVEL, H. E., GARCIA M, J.E. y VEJARANO, M.A. 2008a. Biodiversidad Faunística y Florística de la cuenca mayor del río Saldaña (subcuenca Anamichú) - Biodiversidad Regional Fase IV. Grupo de Investigación en Zoología, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia.
- REINOSO-FLOREZ, G., VILLA, F.A., ESQUIVEL, H. E., GARCIA, J.E. y VEJARANO, M.A. 2008b. Biodiversidad Faunística y Florística de la Cuenca del río Lagunillas – Biodiversidad Regional Fase IV. Grupo de Investigación en Zoología, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia.
- VILLA, F., REINOSO G., BERNAL, M. y LOSADA, F. 2004. Biodiversidad Faunística de la cuenca del río Coello, Tolima. CORTOLIMA, U. del Tolima, Ibagué. 1132 p.
- RESH V. y ROSEMBERG, D (Editores) 1984. The Ecology of Aquatic Insects. Praeger. New York, E.U.
- RISS, W.; OSPINA, R. y GUTIERREZ, J.D. 2000. Establecimiento de valores de bioindicación para macroinvertebrados acuáticos de la Sabana de Bogotá. CALDASIA ISSN: 0366-5232. 24(1):135-156.
- ROJAS, J. 2008 Fundamentos de Calidad del agua. LAUS-Universidad Surcolombiana. Neiva, 333 p. STONE, M., M. WHILE., WEBBER, J., WILLARD, K. & J. REEVES, J. 2005. Macroinvertebrate Communities in Agriculturally Impacted Southern Illinois Streams: Patterns with Riparian Vegetation, Water Quality, and In-Stream Habitat Quality. Journal of Environmental Quality 34: 907-917.
- TAOWU, M., QINGHUI, H., HAI, W., ZIJIAN, W., CHUNZIA, W. y H. SHENGBIAO. 2008. Selection of benthic macroinvertebrate-based multimetrics and preliminary establishment of biocriteria for the bioassessment of the water quality of Taihu Lake, China. In: ACTA ECOLOGICA SINICA, 28(3), 1192-1200.



