



TÍTULO: MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS, DETERMINACIÓN
TAXONOMICA - CONTEO

CÓDIGO: TP0413

VERSIÓN: 01

FECHA ÚLTIMA REVISIÓN:

COPIA N°: _____

ELABORADO POR: _____
DORIS SANABRIA SUAREZ
BIOLOGA

REVISADO POR: _____
LUZ CONSUELO ORJUELA
QUÍMICA FARMACEUTICA

APROBADO POR: _____
MARTA ELENA DUQUE SOLANO
COORDINADORA PFQA

Este documento debe ser revisado y validado cada 2 años

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	ersión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS , DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO

1. SUMARIO Y APLICACIONES

Los macroinvertebrados bénticos son animales que habitan en el sustrato de lagos, cursos de agua, estuarios y aguas marinas. Pueden construir cámaras, tubos o redes fijas, viviendo dentro o sobre ellos, o vagar libremente sobre las rocas, residuos orgánicos y otros sustratos durante todo o parte de su ciclo vital. Aunque los macroinvertebrados por definición se consideran visibles a simple vista, y quedan retenidos en un tamiz del número 30 U. S. Standard (abertura de 0.595mm). (APHA, 1995)

Las respuestas de la comunidad macroinvertebrada a las perturbaciones ambientales son útiles para evaluar el impacto de los residuos municipales, agrícolas, de la industria petrolífera y los impactos de otros usos del suelo sobre los cursos de agua superficiales.

Existe documentación acerca de tres situaciones en las que cambia el tipo estructural de la comunidad macroinvertebrada, y son la carga orgánica, alteración del sustrato y contaminación química tóxica.

La contaminación orgánica tóxica suele restringir la variedad de macroinvertebrados, quedando los más resistentes, y da lugar al correspondiente aumento de densidad de los que toleran las condiciones contaminadas, normalmente una baja concentración de oxígeno disuelto.

Por otra parte, el cieno y la contaminación química tóxica pueden no sólo reducir, sino incluso eliminar la comunidad macroinvertebrada completa de una zona afectada.

2. LIMITACIONES E INTERFERENCIAS

Limitaciones en la separación: dado el gran volumen de muestra y para economizar tiempo en una labor tan dispendiosa algunos investigadores recomiendan no observar toda la muestra, sino la separación y observación de submuestras de la muestra integrada. Sin embargo, otros científicos desaprobaban esta práctica.

Debido a que el nivel de conocimiento en Colombia de la flora y fauna acuática de agua dulce es aún escaso e incompleto, se propone utilizar un método intermedio

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	ersión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

(determinación taxonómica a nivel de familia) basado en el grupo de organismos mejor conocido, como es el de los macroinvertebrados acuáticos y restringido sólo a los ríos y quebradas de montaña, donde se tiene un mejor conocimiento actualmente (Roldán, 1999).

Limitación por el nivel de determinación: debe tenerse en cuenta que dentro de los métodos existentes los hay desde los más simples, en los cuales bastaría utilizar sólo grupos mayores de organismos (por ejemplo, al nivel de ordenes y familias), hasta los más complejos como el sistema saprobio alemán, el cual exige llegar hasta el nivel de especie.

3. TOMA Y PRESERVACION DE MUESTRAS

La toma de muestras se realiza dependiendo de los objetivos del estudio y características del sustrato a evaluar así:

3.1 Estudios semicuantitativos en Hábitats Únicos

Si el estudio es semicuantitativo y se realiza en sustratos de guijarros y pedregosos y con profundidades por debajo de los 30 cms, la muestra se toma con red de Surber, que evalúa un área de 0.09 m².

Si el estudio es semicuantitativo y se realiza en sustrato arenoso y con profundidades por debajo de los 30 cms, se colecta la muestra con la red de Surber, en un área de 0.09 m². Si la profundidad es hasta de 1 metro en corriente lenta se puede tomar con la draga Ekman que recoge un volumen de muestra de m³.

Si el estudio es semicuantitativo y se realiza en sustrato arenoso y con profundidades por encima de 1 metro en corriente lenta o rápida se pueden tomar con draga Peterson, que recoge un volumen de muestra de m³.

En la toma de muestra con red Surber se colectan 10 submuestras a lo ancho del cauce y se integran en una sola muestra, para un total de área muestreada de 0.9 m² en cada estación.

En las estaciones donde el sustrato es arenoso colectar con la draga Ekman, Peterson una área equivalente al del sustrato de guijarros, es decir 0.9 m², e integrar en una sola muestra.

La preservación de las muestras se realiza con abundante alcohol al 95% procurando que la muestra quede empapada, o con solución de formol al 40%.

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	Versión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

4. Equipos y Elementos

4.1 Equipos

4.1.1 Dispositivo de pie cuadrado o Surber

Consta de dos marcos de latón cuadrado de 30.5 cm unidos por visagras en uno de los lados. Cuando se usa, los dos marcos están abiertos en ángulo recto, uno de ellos marca el área de sustrato donde se toman las muestras y el otro soporta una red para colocar los organismos procedentes de la zona de toma de muestras.

La red suele tener 69 cm de largo con unos cuantos centímetros y las aletas de material más fuerte (lona, tafetán) para aumentar su duración. La malla es de tamaño estándar de 9 hilos/cm. Aunque una malla menor podría conseguir más cantidad de invertebrados pequeños y componentes jóvenes, también se obturaría más fácilmente y ejercería una mayor resistencia a la corriente que la malla más grande, lo que podría dar lugar a la pérdida de organismos debido a un lavado hacia atrás desde la red de muestra. Este aparato es específico para macrobentos; muchos componentes del microbentos no se recogen.

Utilice este tomamuestras en agua corriente poco profunda (30 cm o menos): Cuando se usa en agua más profunda, algunos organismos pueden ser arrastrados por encima del aparato. Para grava más gruesa y rocas: Añádanse unas extensiones dentadas al borde trasero del marco para fijarlo y reducir el paso de agua bajo él. Este método es útil en sustratos de grava dura y rocas, donde es imposible hundir el marco completo.

Un problema frecuente con el dispositivo de Surber es que algunos organismos son arrastrados bajo el borde inferior del aparato, introdúzcalo en el fondo para minimizar este inconveniente.

4.1.2 Draga Ekman

La draga Ekman: es útil para tomar muestras de cieno, lodo, fango arenosos con poca corriente. La pala está construida con latón o acero inoxidable de calibre 12 a 20, y pesa aproximadamente 3.2 Kg. La parte en forma de caja que retiene la muestra tiene mandíbulas que funcionan por muelles, en la base, y deben levantarse manualmente (ha de tenerse cuidado al elevar y manipular la pala por las posibles lesiones en caso de que se suelten las mandíbulas accidentalmente).

En la parte superior de la pala hay dos tapas superpuestas por bisagras, que se mantienen parcialmente abiertas durante el descenso gracias al agua que atraviesa el compartimento de la muestra. Estas tapas se mantienen cerradas por

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	Versión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

la presión del agua al recuperar el tomamuestras. Las palas se fabrican en tres medidas: 15 x 15 cm, 23 x 23 cm y 30 x 30 cm, pero el tamaño menor suele ser adecuado y es el mejor para toma de muestras repetidas. Un modelo más alto de este aparato, de 23 o 30.5 cm de alto, es mejor que la versión de 15 cm.

Para evitar que la muestra rebose y se pierda, póngase un tamiz U.S. standard del número 30 en la parte superior, para sedimentos profundos.

4.1.3 Draga Peterson

La pala de Peterson se utiliza ampliamente para tomar muestras de fondos duros, como arena gravilla, margas y arcillas en corrientes rápidas y aguas profundas. Es una pala de hierro con forma de valva, fabricada en varios tamaños, que puede tomar muestras en un área de 0.06 a 0.09 m². Pesa aproximadamente 13.7 kg, pero puede llegar a 31.8 kg cuando se le atornillan pesos auxiliares en los lados. La ventaja principal de los pesos extra es que estabilizan la pala en corrientes rápidas y le dan una fuerza constante adicional en los materiales fibrosos o duros del fondo.

Modifíquese el tomamuestras, poniéndole placas en los extremos cortando tiras anchas en las partes superiores de ambos lados y acoplándose el tamiz de malla de 30 con bisagras, como en la pala Ponar. Para utilizar la pala de Peterson, acóplense las mandíbulas aladas y hágase descender hacia el fondo lentamente para evitar que se alteren los materiales de ésta. Aflojese la tensión de la cuerda para liberar el cierre. Al elevar la pala, el sistema de palanca cierra las mandíbulas.

4.1.4 Estereomicroscopio Nikon modelo SMZ 1500, para observación de macroorganismos en tres dimensiones.

4.1.5 Microscopio compuesto Nikon, modelo Eclipse TS100 con fase de contraste para la determinación de organismos montados (por ej. Exhubias de Dípteros).

4.1.6 Cámara fotográfica digital Coolpix

4.1.7 Geoposicionador GPS.



4.2 Elementos

4.2.1 Formato para captura de datos de campo macroinvertebrados bénticos TF0168.

4.2.2 Pincel pelo de marta de números 0 y 1.

4.2.3 Bolsas plásticas de 35 x 50 cm, calibre 2.

4.2.4 Guantes de caucho extralargos (arriba del codo).

4.2.5 Lupa

4.2.6 Pinzas de disección de punta fina.

4.2.7 Cinta de enmascarar para marcaje

4.2.8 Pantalón pescador con botas de caucho.

4.2.9 Tabla sujetapapeles.

4.2.10 Marcador indeleble.

4.2.11 Tamices de 500 μ m de apertura de malla.

4.2.12 Cubeta cuadrada plástica blanca.

4.2.13 Bandeja plástica o esmaltada de color blanco(15 cm x 23 cm) para separación.

4.2.14 Viales de plástico transparente, tapa rosca de 20 ml para depositar los especímenes.

4.2.15 Agujas de disección y minutillos.

4.2.16 Tubos cónicos color natural de microcentrifuga en polipropileno, tapa rosca fijada al tubo con argolla, de 2.0 ml. Merck 20170-700.

4.2.17 Láminas porta y cubreobjetos

4.2.18 Cartulina libre de ácido para imprimir etiquetas en impresora láser

4.2.19 Rapidografo calibre 0.2 o 0.3

4.2.20 Formato lavado y separación de muestras de macroinvertebrados bénticos TF0169.

4.2.21 Claves taxonómicas específicas.

4.2.22 Bibliografía referente al tema

4.2.23 Kid de primeros auxilios.

5. Reactivos

5.1 Etanol al 95%.

5.2 Bálsamo de Canadá o Euparal.

5.3 Etanol al 70% para almacenamiento de especímenes.



6. PROCEDIMIENTO

6.1 Muestreo de campo con la red Surber

6.1.1 Seleccione un tramo de 100 m que sea representativo de la corriente. Cuando sea posible, el área debe estar al menos 100 m aguas arriba de alguna vía o puente que lo cruce y que disminuya su velocidad, profundidad o la calidad de todo el hábitat. No deben descargar tributarios mayores en el área de estudio.

6.1.2 Antes del muestreo se debe completar el formato de campo de los parámetros fisicoquímicos para documentar la descripción del sitio, condiciones del clima y uso del suelo. Después del muestreo, revise la información para completarla y precisarla.

6.1.3 Dibuje un mapa del tramo del muestreo. Este mapa debe incluir los atributos de la corriente (por ej., rápidos, cascadas, árboles caídos, charcas, recodos, etc.) y estructuras importantes, plantas y características de la orilla y de las áreas cercanas a la corriente. Use una flecha para indicar la dirección del flujo. Señale sobre el mapa el área que fue muestreada para macroinvertebrados. Estime la longitud del tramo del muestreo para su uso potencial por parte de la agencia administradora del recurso hídrico. Tome las coordenadas con un Sistema Geoposicionador (GPS) para latitud, longitud y altitud, determínelos tomando el punto más lejano aguas abajo del tramo muestreado.

6.1.4 Ubique en la estación el sustrato más estable del tramo a evaluar. En este caso, se distribuyen las submuestras a lo ancho del río en 4 – 3 – 3 en línea recta. El número de submuestras tomadas debe ser registrado en el formato de campo.

6.1.5 El muestreo debe iniciarse de aguas abajo del área seleccionada hacia aguas arriba. Un total de 10 colectas se realizan en la longitud del tramo a muestrear; tomando 4 submuestras a lo ancho del río, luego avanzar aguas arriba y tomar otras 3 submuestras, continuar aguas arriba y tomar las otras 3.

6.1.6 Para la toma de la muestra, coloque el surber bien asegurado sobre el fondo del curso de agua, paralelo a la corriente, con la parte de la red corriente abajo. Hay que tener cuidado de no agitar el sustrato corriente arriba del aparato. Tenga cuidado de no dejar huecos bajo los bordes del marco que permitan el paso de agua debajo de la red. Llene la bolsa tomamuestra, moviendo las piedras y grava a lo largo del borde externo. Una vez colocado en su sitio (puede ser necesario sujetarlo con una mano en las corrientes fuertes), vuélvase con cuidado y frote ligeramente todas las rocas y piedras grandes con las manos o un cepillo suave



para desalojar a los organismos adheridos a ellas, antes de desecharlas. Raspe las algas, fundas de insecto, etc., de las piedras hacia la red del aparato. Remueva la grava y arena restantes con las manos o una palita plástica, hasta una profundidad de 5 o 10 cm, dependiendo del sustrato, para desalojar a los organismos que viven en el fondo y que sean arrastrados y capturados en la red.

6.1.7 Si algunas conchas y caracoles no son arrastrados hacia la red por la corriente, puede ser necesario colectarlas con la mano.

6.1.8 Transfiera la muestra de la red al recipiente invirtiendo la red dentro del recipiente y presérvela con suficiente etanol al 95% para cubrir la muestra ó con solución de formol al 40%.

6.1.9 Coloque una etiqueta indicando el código de identificación de la muestra o número de lote, fecha, nombre de la corriente, ubicación del muestreo y nombre del colector en el recipiente de la muestra. La parte externa del recipiente debe incluir la misma información y las palabras “preservado con: etanol al 95%”. Si se necesita más de un recipiente para una muestra, cada recipiente debe tener toda la información de la muestra y debe ser numerada (por ej., 1 de 2, 2 de 2, etc.). Esta información debe ser registrada en el formato de captura de datos respectivo.

6.1.10 Examine cuidadosamente la red por si quedaran organismos adheridos a ella. Quítelos, preferiblemente con pinzas, para evitar dañarlos, y añádalos a la muestra.

6.1.11 Lave el aparato después de cada uso.

6.1.12 Todas las submuestras se componen para obtener una muestra única homogénea.

6.1.13 Cada colecta o más frecuente si es necesario, se lave el material colectado a través de la red con agua corriente limpia, 2 o 3 veces. Si se colmata la red descargue el material. Remueva todo el detritus después de lavar e inspeccionar si hay organismos. Coloque los organismos encontrados en el vial correspondiente. No gastar tiempo inspeccionando el detritus pequeño en campo.

6.1.14 Llene el formato de captura de datos en campo para la toma de muestras de Macroinvertebrados bénticos, No. FM0168

6.1.15 Registre el porcentaje de cada tipo de hábitat en el tramo muestreado. Anote el equipo muestreador usado, y las condiciones del muestreo, por ej., flujo alto, rocas peligrosas, dificultad de acceso al río, o alguna condición adversa del muestreo.



6.1.16 Documente las observaciones de la flora y fauna acuática. Haga estimativos de la composición y abundancia relativa de macroinvertebrados como una evaluación rápida de la calidad del ecosistema y para chequear la idoneidad del muestreo.

6.1.17 Lleve a cabo la valoración del hábitat después que se haya completado el muestreo; camine el área muestreada para ayudarse. Si es posible realice la valoración del hábitat con otro miembro del grupo..

6.1.18 Transporte las muestras al laboratorio en neveras de icopor refrigeradas.

6.1.19 Almacene las muestras en el laboratorio, en el cuarto frío en la nevera de icopor, hasta que éstas sean procesadas.

6.2 Muestreo de campo con la Draga Ekman

6.2.1 Si el muestreo se realiza en una estación en la que el sustrato es arenoso, lodoso y con profundidades mayores a 50 cm y hasta 2 o 3 metros en corrientes suaves. Utilice la draga Ekman. Abra las dos tapas superiores y asegúrelas, láncela al fondo del río, y en el momento en que ésta toque el fondo, envíe el mensajero (pesa del muestreador) con fuerza para desasegurarla y hale hacia arriba para cerrarla y así tomar la muestra. Saque la muestra de la draga al recipiente para la muestra y preservarla con suficiente etanol al 95% para cubrir la muestra ó con solución de formol al 40%.

6.2.2 Repita los pasos del 6.1.8 al 6.1.19.

6.3 Muestreo de campo con la Draga Peterson

6.3.1 Si el muestreo se realiza en una estación en la que el sustrato es arenoso, lodoso y con profundidades mayores a 3 metros en corrientes lentas o fuertes. Utilice la draga Peterson. Abra las dos tapas superiores y asegúrelas, láncela al fondo del río, y en el momento que ésta toque el fondo, envíe el mensajero (pesa del muestreador) con fuerza para desasegurarla, hale hacia arriba para cerrarla y así tomar la muestra. Saque la muestra de la draga al recipiente para la muestra y presérvela con suficiente etanol al 95% para cubrir la muestra ó con solución de formol al 40%.

6.3.2 Repita los pasos del 6.1.8 al 6.1.19.

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	ersión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

Es de anotar que las muestras de macroinvertebrados colectadas por un método intensivo, es mejor procesarlas en el laboratorio bajo condiciones controladas. Los aspectos del procesamiento en el laboratorio incluyen submuestreo cuando los investigadores deciden hacerlo, selección e identificación de los organismos.

Todas las muestras deben ser registradas, con fecha, en el cuaderno o formato del laboratorio. La información de la etiqueta del recipiente que contiene la muestra debe ser incluida en el cuaderno, si se uso más de un recipiente señale el número de ellos. Todas las muestras deben separarse en el mismo laboratorio para mejorar el control de calidad.

7.0 SEPARACION DE MUESTRAS EN EL LABORATORIO

Debido a que el volumen de las muestras en algunas ocasiones es demasiado grande y especialmente cuando se toman con la draga algunos investigadores recomienda la partición y observación de submuestras de la muestra compuesta pero otros investigadores las desapruaban, en el laboratorio del IDEAM se observa la muestra completa.

7.1 Separación de muestras completas

El trabajo generalizado en la mayoría de los laboratorios es el de observar la muestra completa, para lo que se deben tener en cuenta los siguientes pasos:

7.1 Priorice para procesar alguna muestra por lote (por ej., fecha de colección, cuenca específica o proyecto), complete el formato y verifique que las muestras hayan llegado al laboratorio, en condiciones apropiadas.

7.2 Lave pequeñas porciones de la muestra en un tamiz de 500 μm de malla para remover el preservativo y el sedimento fino. El material orgánico grande (hojas enteras, ramitas, algas o macrófitas, etc.) no se desecha en el campo, sino que debe enjuagarse, inspeccionarse visualmente y descartarse en el laboratorio. Si las muestras se han preservado en alcohol, es necesario remojar la muestra en agua por cerca de 15 minutos para hidratar los organismos bénticos, lo cual evita que floten sobre la superficie del agua durante la separación. Si la muestra fue almacenada en más de un recipiente, el contenido de todos los recipientes para una muestra debe combinarse al mismo tiempo. Mezcle la muestra suavemente con la mano mientras se enjuaga para homogeneizar.

7.3 Después de lavar cada porción de la muestra, extienda equitativamente sobre una bandeja blanca y se adicione una pequeña cantidad de agua para facilitar la separación.



7.4 Deposite los residuos de detritos separados ó revisados en otro recipiente y rotúlelos con una etiqueta, que registre “Residuos separados” adiciónale toda la información primaria de la muestra y presérvela con etanol al 95% ó solución de formol al 40%.

7.5 Coloque los organismos separados en viales y presérvelos en etanol al 70%. Rotule los viales con la identificación de la muestra o número de lote, fecha, nombre de la corriente, localización del muestreo y grupo taxonómico. Si es necesario más de un vial, cada uno deber ser rotulado separadamente y numerado (por ej., 1 de 2, 2 de 2). Por conveniencia en la lectura de las etiquetas dentro de los viales, inserte la etiqueta primero. Si la determinación se lleva a cabo inmediatamente después de la separación, puede usar una caja de petri o un vidrio de reloj en cambio de viales.

7.6 Monte en láminas portaobjetos en un medio apropiado (ej. Euparal, CMC-9 ó bálsamo de Canadá), las cápsulas cefálica de dipteros larvas y pupas de (Chironomidae); marque las láminas con sitio, fecha de colección e iniciales del colector. Al igual que con las larvas de dípteros los gusanos (Oligochaeta) deben también montarse en láminas que deben rotularse apropiadamente.

7.7 Llene los encabezados de los formatos de laboratorio. Si se hizo control de calidad sobre una muestra en particular, la persona que hace el control de calidad debe anotar lo que haya encontrado en la parte posterior del formato de laboratorio y añadir una etiqueta de revisión con apellido, inicial del primer nombre y las siglas det. Al final. Calcule el porcentaje de eficiencia de separación para determinar sí el esfuerzo de separación pasa o no.

7.8 Anote la fecha de separado y montaje de láminas, si es aplicable a los formatos como documentación del avance y estado de terminación de toda la muestra.

8. DETERMINACIÓN TAXONÓMICA DE MACROINVERTEBRADOS

La taxonomía puede llevarse a cabo a cualquier nivel, pero debe hacerse consecuentemente entre muestras. En los RBPs, originales de la EPA sugieren 2 niveles de identificación, Familia (RBP II) y género/especie (RBP III) (Plankin et al.) 1989). El nivel de familia provee un alto grado de precisión entre muestras y taxónomos, requiere menos expertos para realizarlo, y acelera la valoración de los resultados. En Colombia hay varios especialistas taxónomos que facilitan las claves para la identificación a nivel de Familia y algunas a Género.



Actualmente se calcula la calidad del agua a partir de macroinvertebrados acuáticos, utilizando el Índice Biótico desarrollado en la Unión Europea adaptado a Colombia por el especialista Gabriel Roldán, el BMWP/Col (Biological Monitoring Working Party) el cual exige un nivel de determinación a familia.

8.1 Observe los organismos en el estereomicroscopio siga las instrucciones de uso del equipo TI0--- . Es deseable que la mayoría de organismos se determinen al más bajo nivel práctico (generalmente género) por un taxónomo calificado usando una disección al microscopio. Las cápsulas cefálicas de moscas (Díptera: Chironomidae) móntelas sobre laminas en un medio apropiado e y determínelas usando un microscopio compuesto. Cada taxón que encuentre en una muestra regístrelo y enumérelo en el cuaderno del laboratorio y luego transcríbalo al formato de almacenamiento, para el subsecuente reporte. Anote en este formato las dificultades encontradas durante la determinación (por ej., Carencia de agallas). Para organismos que no son determinados (ej. morfoespecie 1, ó 2 ...) se debe tener información ecológica, pero puede manejarse inconsistentemente por los taxónomos, contribuyendo a variabilidad cuando sé este desarrollando la base de datos.

8.2 El taxónomo debe anotar en los viales las etiquetas con nombres del taxa específico (e iniciales del taxónomo) de los especímenes. (Note que especímenes individuales pueden extraerse de la muestra para ser incluidos en una colección de referencia o ser verificados por un segundo taxónomo). Marque las láminas con la identificación taxonómica. A la lámina se le adiciona una etiqueta aparte para incluir el taxón (taxa) nombre (s) para usar en garantía o colección de referencia.

8.3 Registre la identidad y el número de organismos en el formato de laboratorio No TF0169. Cuente uno a uno o el grupo y marque sobre el formato para mantenerse al tanto de seguir el conteo acumulativo. Anote el estado de vida de los organismos, las iniciales del taxónomo y el rango de determinación taxonómica (TCR) como una medida de confiabilidad.

8.4 Use la parte posterior del formato para explicar el rango de certeza del TCR o condiciones de los organismos. Otros comentarios puede incluirlos para proporcionar un conocimiento adicional para la interpretación de los datos. Si se realizo un Control de Calidad de la muestra, regístrelo en la parte posterior del formato.

8.5 Archive las muestras, los especímenes, (agrupados por estación y fecha), colóquelos en frascos herméticamente tapados con una pequeña cantidad de etanol desnaturalizado al 70%. Examine el nivel de etanol de estos frascos periódicamente y llénelos nuevamente cuando sea necesario, antes que ocurra la evaporación del etanol en el vial del espécimen. Colóquele un rotulo sobre la parte

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	ersión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

externa del frasco indicando la identificación de la muestra, fecha y preservación (etanol desnaturalizado al 70%).

9.0 Control de Calidad para la separación de macroinvertebrados bénticos

9.1 Personal de Control de Calidad o un asesor calificado debe examinar el 10% de las muestras separadas en cada lote. (Un lote se define como un estudio especial, estudio base, período entero de indizado o separación individual). El encargado de control de calidad examina los tamices y bandejas usadas en la separación y observa los organismos que se hayan olvidado en la separación. Los organismos encontrados se adicionan a los viales de las muestras. Si el encargado del control de la calidad encuentra menos de 10 organismos en los tamices o bandejas de separación, la muestra pasa; si se encuentran más de 10 organismos, la muestra se rechaza. Si el primer 10% del lote de muestras no pasa, el encargado de control de calidad debe chequear un segundo 10% del lote de muestras. Las personas encargadas de la separación de muestras en formación tienen que chequear el 100% de la muestra, hasta que su instructor decida que su adiestramiento ha sido completado.

9.2 Después que el procesamiento se haya completado en el laboratorio para una muestra, todos los tamices, bandejas, baldes, etc. que hayan estado en contacto con la muestra, enjuáguelos minuciosamente, examinándolos cuidadosamente para dejarlos libre de organismos y/o detritus; los organismos encontrados se adicionan a la muestra residuo.

10.0 Control de Calidad para la Taxonomía

10.1 Mantenga una colección de referencia de todas las muestras y submuestras. Etiquete estos especímenes apropiadamente, presérvelos y almacénelos en el laboratorio para futuras referencias. Un segundo taxónomo (el revisor) no responsable de la determinación original debe chequear las muestras correspondientes a la determinación plasmada en los formatos de laboratorio.

10.2 Un segundo taxónomo verifica en la colección de referencia cada taxón identificado debe adicionarse a la etiqueta del vial la palabra “val” y las iniciales de la persona que valida la identificación. Si envía especímenes fuera del laboratorio para la valoración taxonómica regístrelos en el “Cuaderno de validación taxonómica” anote la información de la etiqueta y la fecha de envío de la muestra. Cuando los especímenes sean devueltos, anote en el cuaderno la fecha de recibido y el dictamen con el nombre de la persona que realizó la validación.

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	Versión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

10.3 La información completa de la muestra se regístrelo (a través del proceso de determinación) en el cuaderno para conocer el estado de progreso de cada muestra dentro del lote. Actualice el seguimiento de cada muestra, cuando cada paso se complete. (por ej. submuestreo y separación, montaje de láminas de Dípteros, Oligoquetos, taxonomía).

10.4 Mantenga una literatura básica de taxonomía esencial para la identificación de los especímenes (y actualícela cuando sea necesario) en el laboratorio. Realice una lista de los libros con los que cuenta). Los taxónomos deben participar periódicamente en la formación de grupos taxonómicos específicos para asegurar determinaciones exactas.

11. CÁLCULOS

La riqueza, la composición de especies y las densidades de estas comunidades, son referenciados por la literatura como buenos indicadores de la calidad ambiental de las aguas en especial en lo atinente a contaminación de tipo orgánico. Vale aclarar que en una comunidad dada, no todas las especies o taxa ofrecen igual importancia en tal sentido, pues cada una expone grados de tolerancia particular; así mismo, las especies raras aportan información que debe ser mirada con cautela.

Viña et.al 1998 presentan las formulaciones y fundamentaciones para el empleo de 4 Índices de Contaminación (ICO), los cuales son complementarios en sentido ecológico, y por tanto, permiten precisar problemas ambientales, y con ello, profundizar en la identificación de taxones con potencial indicador.

Se aplica el Índice biótico BMWP/Col que propone Roldán (2003), basado en la clasificación de los macroinvertebrados acuáticos.

12. ASEGURAMIENTO DE LA CALIDAD

12.1 Realice el mismo esfuerzo durante la toma de cada una de las submuestras.

12.2 Permanezca exactamente el mismo tiempo de toma de la muestra en cada uno de los sitios de muestreo para no sesgar la información por sobremuestreo de un determinado sitio.

	Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial – República de Colombia		
	SUBDIRECCIÓN DE HIDROLOGÍA - GRUPO LABORATORIO DE CALIDAD AMBIENTAL		
	Código: TP0413	Fecha: 14/08/2006	Versión: 01
MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS – DETERMINACIÓN TAXONÓMICA - CONTEO			

13. REFERENCIAS

APHA, AWWA, WEF. Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Pollution Control Federation. 20ed., New York, 1995

EPA. Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Wadeable Rivers: Peryphyton, Benthic Macroinvertebrates, and fish, Segunda edición. Capítulo 7.

GONZALEZ, A.; VIÑA, G. Limnología Colombiana. 1ª. Ed. Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Bogotá, 1998.

OSPINA, R., RISS, W., RUIZ, J., Guía para la identificación genérica de larvas de quironomidos (Díptera: Chironomidae) de la Sabana de Bogotá. Caldasia 22 (1) 2000: 34 - 60.

OSPINA, R., MUÑOZ, D., Guía para la identificación genérica de los Ephemeroptera de la Sabana de Bogotá, ninfas y algunos géneros de adultos. Actualidades Biológicas 21(70) 1999: 47-60.

ROLDAN, G. Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia. FEN, COLCIENCIAS, Universidad de Antioquia, Colombia, 1988.

ROLDAN, G. Los Macroinvertebrados y su valor como Indicadores de la Calidad del Agua. Revista. Academia. Colombiana. De Ciencias 23(88): 375 –387.1999.

ROLDAN, G. Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del método BMWP/Col. Ed. Universidad de Antioquia, Colombia, 2003.

ROLDAN, G., POSADA-GARCÍA, J., Clave ilustrada y diversidad de larvas de trichoptera en el nor-occidente de Colombia. CALDASIA 25(1) 2003: 169 – 192.

VILLARREAL H. Y OTROS. 2004. Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad. Programa de Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. Bogotá, Colombia. 236p.