



**FORMULACIÓN DE UNA GUÍA METODOLÓGICA  
ESTANDARIZADA PARA DETERMINAR LA CALIDAD  
AMBIENTAL DE LAS AGUAS DE LOS RÍOS DE  
EL SALVADOR, UTILIZANDO INSECTOS ACUÁTICOS**



Proyecto financiado por el fondo FEMCIDI de la Organización de los Estados Americanos (OEA), por medio de su Secretaria Ejecutiva para el Desarrollo Integral de la Agencia Interamericana para la Cooperación y el Desarrollo (SEDI/AICD)

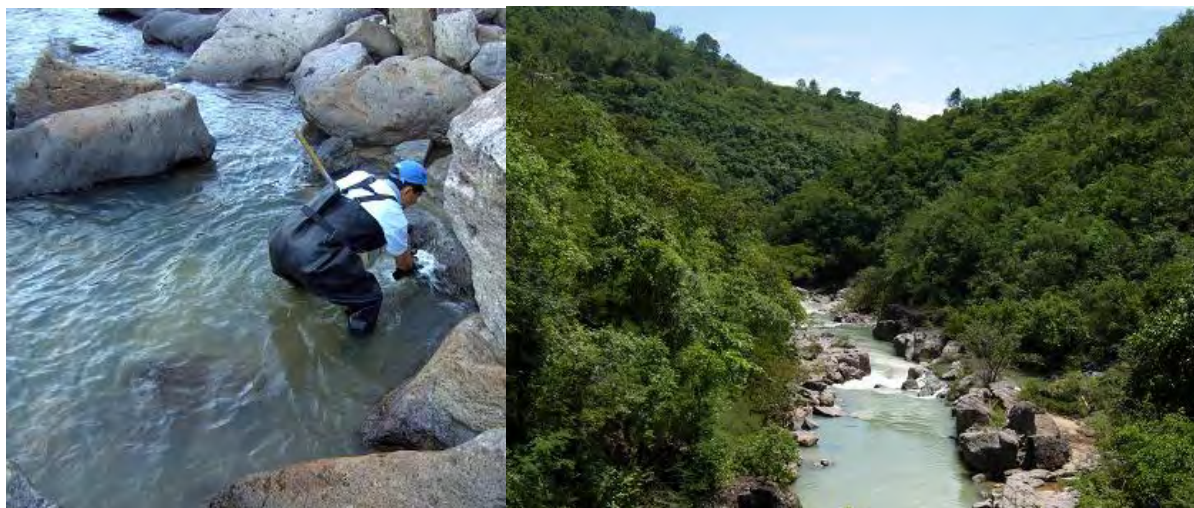
# **Metodología estandarizada de muestreo multi-hábitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la Red “D” en ríos de El Salvador**

## **Autores**

**José Miguel Sermeño Chicas  
Dagoberto Pérez  
Sol María Muños Aguillón  
Leopoldo Serrano Cervantes  
Andrés Wilfredo Rivas Flores  
Ana Jeannette Monterrosa Urias**

## **Editora**

**Monika Springer**



**Ciudad Universitaria, San Salvador, febrero de 2010**



### Como citar este documento:

Sermeño Chicas, J.M., Pérez, D., Muños Aguillón, S.M., Serrano Cervantes, L., Rivas Flores, A. W. & A.J. Monterrosa Urias. 2010. Metodología estandarizada de muestreo multi-hábitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la Red “D” en ríos de El Salvador. Proyecto Universidad de El Salvador (UES)-Organización de los Estados Americanos (OEA). Editorial Universitaria UES, San Salvador, El Salvador. 26 pág.

### Contacto:

Si desea obtener más información sobre el proyecto y sus resultados, puede contactar al Ing. José Miguel Sermeño Chicas de la Universidad de El Salvador: [jmsermeno@yahoo.com](mailto:jmsermeno@yahoo.com)

Primera edición, 2010

<http://www.ues.edu.sv/>

595.072	
M593	Metodología estandarizada de muestreo multi-hábitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la Red "D" en ríos de El Salvador / José Miguel Sermeño Chicas, Dagoberto Pérez, Sol María Muños Aguillón, Leopoldo Serrano Cervantes, Andrés Wilfredo Rivas Flores, Ana Jeannette Monterrosa Urías ; ed. Monika Springer. – 1a. Ed.– San Salvador, El Salv. : Editorial Universitaria (UES), 2010. 26 p. ; il. col. ; 22 cm.
sv	
	ISBN 978-99923-27-50-0
	1. Agua--Aspectos ambientales--El Salvador--Guías. 2. Invertebrados acuáticos--Investigaciones--El Salvador. I. Sermeño Chicas, José Miguel, coaut. II. Título.
BINA	

ISBN 978-99923-27-50-0



## **UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**Rufino Antonio Quezada Sánchez, Ing. Agr. M.Sc.  
Rector**

**Miguel Angel Pérez, Arq.  
Vice-rector Académico**

**Oscar Noe Navarrete, MAE  
Vice-rector Administrativo**

**Reynaldo Adalberto López Landaverde, Dr. Ing. Agr.  
Decano, Facultad de Ciencias Agronómicas**

**Mario Antonio Orellana Núñez, Ing. Agr. M. Sc.  
Vice Decano, Facultad de Ciencias Agronómicas**

**Luis Fernando Castaneda Romero, Ing. Agr. M. Sc.  
Secretario, Facultad de Ciencias Agronómicas**

**José Miguel Sermeño Chicas, Ing. Agr. M. Sc.  
Coordinador General Proyecto OEA-UES Insectos Acuáticos**



## Índice

I. Indicaciones generales para el muestreo de macroinvertebrados acuáticos .....	1
1. Planificación del muestreo .....	1
2. Preparación de materiales y equipo a requerir en el campo .....	2
3. Métodos de recolecta de muestras de insectos acuáticos.....	3
3.1. Muestreo con Red “D” .....	3
3.1.1. Descripción de la Red “D” .....	3
3.1.2. Procedimiento de muestreo.....	4
3.2. Muestreo con colador .....	13
II. Procedimiento para el procesamiento de las muestras en el laboratorio .....	15
III. Agradecimientos.....	18
ANEXO 1. Protocolo de campo .....	21



# Metodología estandarizada de muestreo multi-habitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la red “D” en ríos de El Salvador

José Miguel Sermeño Chicas<sup>1</sup>  
Dagoberto Pérez<sup>2</sup>  
Sol María Muños Aguillón<sup>3</sup>  
Leopoldo Serrano Cervantes<sup>4</sup>  
Andrés Wilfredo Rivas Flores<sup>5</sup>  
Ana Jeannette Monterrosa Urias<sup>6</sup>

## I. Indicaciones generales para el muestreo de macroinvertebrados acuáticos

Previo a la salida al campo es necesario efectuar los preparativos tales como:

### 1. Planificación del muestreo

- Hacer una planificación lógica del recorrido, procurando en lo posible la optimización de los recursos financieros, logísticos y del personal que estará involucrado en el trabajo de campo. Es recomendable que esta actividad pueda realizarse con la debida anticipación según sean los objetivos de la recolecta. Tomar en cuenta las posibilidades de acceso, transporte adecuado, estado del tiempo, etc.
- Estructurar un formulario o protocolo para el registro de las condiciones particulares de cada sitio, garantizando de esta manera obtener la misma información ambiental o geográfica de los sitios sometidos a investigación (Anexo 1).

<sup>1</sup> Profesor de entomología, Departamento de Protección Vegetal, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

<sup>2</sup> Profesor del Departamento de Ciencias Agronómicas, Facultad Multidisciplinaria Paracentral, Universidad de El Salvador

<sup>3</sup> Departamento de Ciencias Agronómicas, Facultad Multidisciplinaria Paracentral, Universidad de El Salvador

<sup>4</sup> Profesor de entomología, Departamento de Protección Vegetal, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

<sup>5</sup> Profesor de fitopatología y microbiología, Departamento de Protección Vegetal, Facultad Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

<sup>6</sup> Dirección General de Patrimonio Natural, Gerencia de Vida Silvestre, Ministerio de Recursos Naturales y Medio Ambiente

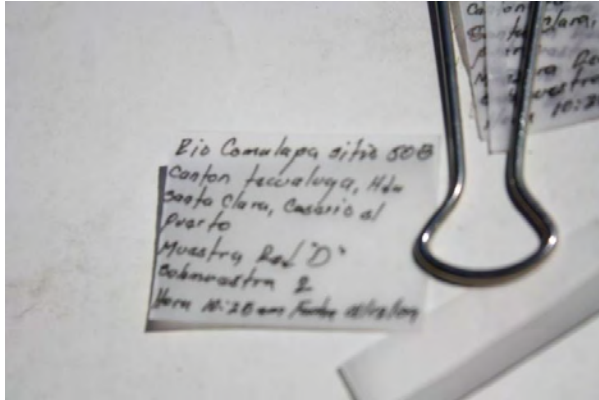


## 2. Preparación de materiales y equipo a requerir en el campo

- Preparar materiales y equipo necesario que se utilizará durante el muestreo, tales como: pinzas flexibles, pinceles, trajes de vadeo, lentes, guantes, frascos plásticos de aproximadamente 50 - 100 cc de capacidad, recipiente para transportar muestras (hielera u otro), etc. (Fig. 1).
- Elaborar en la oficina, previo a la salida al campo; viñetas en papel vegetal (papel pergamino) de aproximadamente 5 X 25 cm, la cual contendrá los datos siguientes (escritos con tinta indeleble): fecha de muestreo (día, mes y año; tomando en cuenta que el mes debe estar escrito en números romanos o bien en letras para evitar confusiones), nombre del río, punto o código del sitio a muestrear del río, tipo de muestreo (red "D"), número de sub- muestra (Fig. 2).
- Las viñetas de identificación deben ser elaboradas en duplicado.
- Preparar bolsas plásticas una dentro de otra (Fig. 3), para mayor seguridad contra un eventual derrame, en las cuales se colocarán las diferentes sub-muestras que se obtendrán en el muestreo con red "D". En total son tres pares por sitio de muestreo.



**Fig. 1.** Diferentes materiales y equipos a preparar previo a la salida al campo para muestrear con red "D": a. Traje de vadeo, b. Lazo plástico, c. Bolsa plástica, d. Pinzas, e. Garrafa con alcohol, f. Guantes de hule, g. Bomba de asperjadora, h. Red "D", i. Formulario para anotar la información, j. Pizeta, k. Goteros, l. GPS, m. Pinceles, n. Bandeja, o. Hielera, p. Lentes, q. Cinta métrica



**Fig. 2.** Viñeta elaborada en papel vegetal en duplicado



**Fig. 3.** preparación de bolsas en duplicado

- Introducir las viñetas dentro de las bolsas preparadas en el paso anterior, una de ellas quedará en contacto directo con la muestra y la otra entre las dos bolsas para facilitar su lectura sin necesidad de abrirlas.
- Disponer de medio litro de alcohol etílico 90% por cada sub-muestra en un recipiente plástico.
- Preparar la cantidad de formularios necesarios, uno por cada sitio de muestreo.

### 3. Métodos de recolecta de muestras de insectos acuáticos

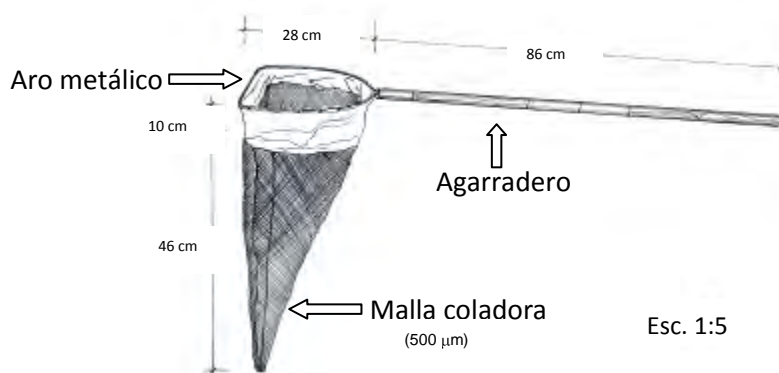
En el desarrollo del trabajo se aplicaron dos métodos de recolecta: Uso de Red “D” y uso del colador plástico. A continuación se resumen los principales aspectos de ambos métodos de trabajo.

#### 3.1. Muestreo con Red “D”

Uno de los instrumentos de gran utilidad para la recolecta de artrópodos es la Red “D”, la cual ha sido un instrumento común en investigaciones de insectos acuáticos realizadas en diferentes lugares a nivel mundial.

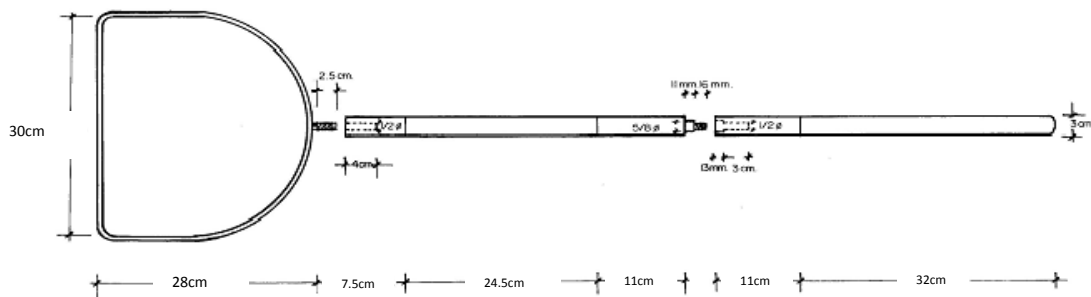
##### 3.1.1. Descripción de la Red “D”

La red “D” está conformada por: Agarradero (mango), aro metálico en forma de letra “D”, malla con un poro de 500  $\mu\text{m}$  flexible que hace las funciones de un colador (Fig. 4)



**Fig. 4.** Imagen de la red “D” mostrando sus partes

Dimensiones de la red “D”: Las dimensiones de cada una de las partes de la red (Fig. 5) son datos estandarizados a nivel internacional.



Esc. 1:5

**Fig. 5.** Imagen de la red “D” con las dimensiones de cada una de sus partes

### 3.1.2. Procedimiento de muestreo

1. Seleccionar un tramo de río no superior a 50 m de largo.

El tramo a seleccionar debe ser lo más representativo posible de la generalidad del río, sin indicios de haber sufrido alguna perturbación natural o inducida reciente, que pueda alterar sus características físico químicas normales; además debe tener de preferencia la mayor diversidad de hábitats posible, como: zonas con corriente suave, corriente fuerte, sustrato duro, sustrato suave, vegetación acuática emergida, tanto dentro del río como en sus orillas, presencia de materia orgánica en descomposición (hojarasca, madera),





contenidos de lodos y/o arenas, evidencia de algas (perifiton) u otras condiciones que tiendan a favorecer la biodiversidad de organismos presentes en el tramo seleccionado.

Cuando el ancho, profundidad y corrientes del río, sean demasiado fuertes, se debe muestrear una orilla (hasta donde la fuerza de la corriente lo permita) siempre procurando tomar en cuenta la mayor cantidad de hábitats, considerando que las profundidades muestreadas oscilen entre 20 y 80 cm.

2. Identificar y observar los diferentes hábitats presentes en el tramo de río seleccionado.

Previo al inicio del muestreo es necesario tener identificados los posibles sitios a muestrear con la Red "D"; cumpliendo con los requisitos deseables descritos en el paso anterior.

Al iniciar el muestreo se hará el recorrido procurando tomar en cuenta los diferentes hábitats identificados, tratando de recolectar la mayor biodiversidad posible.

3. La persona encargada de la recolecta deberá tomar en cuenta diferentes medidas de seguridad como:

3.1 Ponerse y ajustarse un traje de vadeo (Fig. 6 a y b).

3.2 Si se observa que las corrientes del río implican algún peligro posible; deberá sujetarse a una cuerda (lazo de unos 30 m de largo) al nivel de la cintura y el otro extremo de la cuerda, sujeta a algún objeto externo al río que le asegure firmeza, como un árbol o una roca (Fig. 7 a y b).



**Fig. 6.** a. Colocación del traje de vadeo y b. Traje de vadeo ya colocado



**Fig. 7.** a. Cuerda atada a la cintura de de la persona que recolecta la muestra. b. cuerda atada externamente al río; como mecanismo de seguridad durante el muestreo.

- 3.3 Colocarse guantes (Fig. 8) que le protejan de preferencia todo el brazo, para evitar el contacto con las aguas contaminadas y protegerse de algún peligro físico al introducir las manos en el río para lavar piedras o remover material.
- 3.4 De preferencia colocarse anteojos adecuados para evitar que el agua pueda entrar en contacto con los ojos, especialmente cuando se tiene el conocimiento que el río es contaminado (Fig. 9).



**Fig. 8.** Colocación de guantes de hule como mecanismo de protección



**Fig. 9.** Muestreando con red “D” usando lentes como mecanismo de protección

4. Dividir los diferentes microhabitats identificados en tres partes lo mas adyacente posible y en cada una de estas partes se muestreará intensivamente durante un período de 5 minutos (por sub-muestra) para un total de 15 minutos para las tres submuestras, las cuales se mantendrán por separado.
5. Tomar la información necesaria del lugar y registrarla en un formulario previamente estructurado. Será necesaria información como: geo-posicionamiento (Fig. 10), temperatura ambiental (Fig. 11), temperatura del agua, ancho del río en el tramo muestreado (Fig. 12) y profundidad máxima de muestreo, así como cualquier otra que se considere pertinente, incluyendo fotografías relevantes.



**Fig. 10.** Toma del dato de geo-posicionamiento del sitio a muestrear



**Fig. 11.** Toma de temperatura del sitio a muestrear



**Fig. 12.** Medición del ancho del río

6. Antes de ingresar al río para tomar la primera muestra con la red “D” será necesario agregar alcohol 90% (Etanol) a las bolsas (Fig. 13) preparadas e identificadas en pasos previos; al final del muestreo se procurará que el alcohol quede a una concentración del 70-80% para evitar daño en los organismos atrapados.
7. Ingresar al río con la red “D” en mano e iniciar el proceso de muestreo tomando en cuenta los aspectos siguientes:
  - 7.1 Iniciar el proceso de muestreo cronometrando la cuenta regresiva de cinco minutos, colocando la red “D” en posición vertical tomándola por la parte más alta del mango (agarradero) y colocarla a contracorriente en contacto con el fondo de la superficie del río a muestrear, según sea el caso (Fig. 14).
  - 7.2 Muestrear una vez en cada uno de los grupos de microhabitats identificados en el paso cuatro.



**Fig. 13.** Agregando etanol a las bolsas previo al inicio del muestreo



**Fig. 14.** Forma de colocar la red “D” para iniciar el muestreo

7.3 Para los micro-habitats de corriente fuerte o lenta y sustrato duro o blando, limpiar con la mano o restregar con los pies el sustrato (Fig. 15), procurando que el residuo removido quede atrapado dentro de la red “D”. Se debe cambiar de ubicación la red constantemente, colocándola de tal forma que el material removido quede atrapado en ella.



**Fig. 15.** a y b. Removido del sustrato con la mano durante el muestreo con red “D”



7.4 Para los micro-hábitats correspondientes a vegetación acuática emergida de los márgenes del río, y la de macrófitas y macroalgas sumergidas, pasar la red por entre la vegetación, las raíces sumergidas y las macrófitas (Fig 16).



**Fig. 16.** Paso de la red “D” entre micro hábitats con vegetación

7.5 Para los micro hábitats de arena, grava o barro, remover el fondo con los pies y procurar que el material que flote o arrastra la corriente sea atrapado en la red “D”.

7.6 Cuando la red “D” es pasada por lugares con abundante hojarasca, tenderá a acumular gran cantidad de esta, por lo que será necesario introducir la red con la hojarasca en el agua y lavar cuidadosamente el material tratando que los insectos queden dentro y de esta forma poder remover con la mano, la mayor parte de material sin perder los organismos vivos acumulados en ella.

7.7 Al completar los cinco minutos en cada uno de los grupos de micro hábitats identificados, procurar que el material adherido a las paredes de la red “D” se deposite en el fondo de la misma ya sea introduciendo la red “D” en el agua o lanzando agua con la mano a las paredes (Fig. 17).



**Fig. 17.** Enjuagado de la red “D” luego de concluido los cinco minutos



7.8 Colocar el material recolectado en la red “D”, en las bolsas plásticas (doble bolsa) que se prepararon con anticipación (de preferencia el día anterior) (Fig. 18).



**Fig. 18.** a y b. Proceso de colocación en bolsas plásticas del material recolectado en la red “D”

7.9 Inspeccionar detenidamente la red “D” (fig. 19) para atrapar con la pinza flexible o con el pincel, los insectos o artrópodos que han quedado adheridos a la red y colocarlos en su respectiva bolsa.

7.10 Cuando ya se haya colocado en la bolsa todo el material colectado posiblemente sea necesario agregar más alcohol dependiendo de la cantidad de material depositado, procurando siempre que éste quede cubierto.



**Fig. 19.** Inspección de la red “D” luego de colocar el material recolectado

7.11 En seguida, asegurar que el material colocado en la bolsa no se derrame (amarrar las bolsas o utilizar bolsas ziploc).



- 7.12 Enjuagar adecuadamente la red “D” con agua limpia, antes de continuar con la toma de la segunda submuestra, con el objetivo de no llevar ningún invertebrado al tomar la segunda submuestra.
- 7.13 Continuar con el muestreo hasta completar las tres submuestras de cinco minutos cada una, siguiendo el mismo proceso señalado para la submuestra uno.
- 7.14 Al finalizar las tres submuestras deseadas, lavar la red con suficiente agua limpia y revisarla bien para evitar el traslape de organismos de un punto con otro.
- 7.15 Colocar las submuestras en un recipiente estable como una hielera o una cubeta para su traslado al lugar de procesamiento (Fig. 20).



**Fig. 20.** Ubicación de muestras en un recipiente adecuado (hielera) para su traslado al lugar de procesamiento.

- 7.16 Finalmente enjuagar el traje de vadeo y los guantes, con suficiente agua limpia y un biosida en caso de haber trabajado en ríos contaminados (Fig. 21).



**Fig. 21.** Lavado del traje de vadeo con biosida





### 3.2. Muestreo con colador

Este muestreo de recolecta directa se realiza como un complemento al muestreo con red “D” y consiste en realizar un recorrido exhaustivo por los diferentes micro-hábitats posibles con especial énfasis en aquellos que por su naturaleza es difícil o imposible llegar a determinados espacios reducidos con la red “D”; esta actividad se realiza en el tramo de río seleccionado para ser muestreado con la red “D”.

El colador (Fig. 22) a utilizar debe ser lo suficientemente amplio como para capturar sin mayor dificultad los organismos vivos que se encuentren en el río. Las dimensiones suelen ser variables, sin embargo, en el mercado es factible encontrar un colador cuyo diámetro es de 20 cm.

El muestreo con colador se realiza intensivamente durante 30 minutos de la siguiente manera:

1. Cumplir con lo señalado en el punto 3 del procedimiento de muestreo con red “D”
2. Preparan un bote plástico (de 50 cc) debidamente identificado tanto interna como externamente.
3. El bote deberá identificarse previamente tanto externa como internamente con plumón permanente, con una viñeta fabricada en papel vegetal, que contenga la siguiente información (escrita con tinta indeleble): fecha de muestreo (día, mes y año), nombre del río, número del punto muestreado o código, tipo de muestreo (muestreo con colador) y nombre del recolector.
4. Iniciar cronometrando los 30 minutos e Ingresar al río inmediatamente con el colador en mano, realizando una búsqueda estricta por los diferentes micro-hábitats que no fue posible muestrear con la red “D” (Fig. 23), para lo cual será necesario remover material con la mano o los pies, restregar piedras con la mano o hacer cualquier acción tendiente a la captura de organismos vivos con el colador, poniendo atención a los organismos que están fuertemente adheridos a la superficie de rocas y piedras.



**Fig. 22.** Colador plástico a utilizar para el muestreo



**Fig. 23.** Búsqueda de organismos vivos en el río con la ayuda del colador

5. Cuando se acumule algún material biológico, lodos, desechos orgánicos, arena, grava, etc. en el colador, este material deberá depositarse en una bandeja plástica de color blanco (Fig. 24), donde, con la ayuda de una pinza flexible y/o un pincel o un gotero según sea el caso, serán capturados los organismos vivos para ser colocados en un recipiente plástico (bote), conteniendo alcohol etílico al 70% (Fig. 25). Este proceso se repetirá hasta completar la media hora preestablecida.



**Fig. 24.** Colocación de material colectado con colador, en bandeja.



**Fig. 25.** Colocación de organismos en bote plástico.

6. El bote conteniendo los organismos capturados, deberá cerrarse herméticamente y trasladarlo al laboratorio bajo condiciones seguras (en una hielera). Tomar en cuenta



que no es necesario que este material esté refrigerado, ya que está preservada en alcohol etílico.

Nota: Este método tiene la ventaja que los organismos no se dañen (como suele pasar con el método de la red D) por lo que su identificación taxonómica será mucho más sencilla.

## II. Procedimiento para el procesamiento de las muestras en el laboratorio

1. Colocar las muestras en un espacio seguro donde no puedan ser derramadas.
2. El material recolectado en bolsas plásticas será examinado exhaustivamente con la ayuda de un estereoscopio para la búsqueda de cualquier tipo de organismo que haya sido atrapado, para lo cual se procederá de la siguiente manera:
  - 2.1 Con la ayuda de una cuchara, tomar parte del material contenido en la bolsa y colocarlo en alcohol en una caja petri u otro objeto que le permita observar satisfactoriamente; de preferencia el recipiente debe ser de fondo blanco y es recomendable no colocar mucho material para poder visualizar mejor los organismos presentes (Fig. 26).



**Fig. 26.** Uso de una cuchara plástica para colocar material en un recipiente de fondo blanco para ser observado al estereoscopio



2.2 Colocar la caja petri u objeto de fondo blanco, al estereoscopio, con buena iluminación, para ser observada (Fig. 27), e iniciar el proceso de búsqueda exhaustiva de organismos.



**Fig. 27.** Observando el material recolectado en campo para el proceso de búsqueda exhaustiva de organismos

- 2.3 Los organismos encontrados serán colocados en un recipiente (caja petri) conteniendo una pequeña porción de agua.
- 2.4 Al terminar de observar todo el material colocado en la caja petri, éste será eliminado y se procederá a colocar mas material; continuando de esta forma hasta finalizar todo el material contenido en la bolsa plástica.
- 2.5 Los organismos encontrados se colocaran con mucho cuidado, en un recipiente (bote plástico) conteniendo alcohol al 70%.
- 2.6 Dicho bote deberá ser identificado previamente con la información siguiente: fecha de muestreo (día, mes y año), nombre del río, número de punto muestreado o código, tipo de muestreo (red "D"). La identificación se deberá escribir con un plumón permanente para evitar que pueda borrarse. De igual forma la identificación podrá hacerse en una viñeta escrita con tinta indeleble, en papel vegetal, la cual deberá introducirse en el bote. Para mayor seguridad y evitar pérdida de información es mejor colocar ambos tipos de identificación, tanto externa como internamente.
- 2.7 Luego la muestra obtenida (bote plástico) se colocará ordenadamente en un estante que no esté expuesto a la intemperie.



3. Una vez finalizada la separación, se procede con la identificación del material mediante claves taxonómicas adecuadas. Es recomendable realizar primero una separación de los organismos a nivel de orden para así realizar la identificación de cada uno de los órdenes por separado, colocando al ser posible cada taxon identificado (p.ej. familia) en un vial con su debida rotulación. Además del rótulo con la información referente a la recolecta, se deberá incluir otro rótulo indicando el nombre científico del organismo (orden, familia, género) y el nombre de la persona quien lo identificó.
4. Finalmente, es importante depositar el material identificado y rotulado en una colección debidamente organizada y cuidada (Fig. 28), conteniendo la información en una base de datos. Estas colecciones forman la línea base para futuros estudios y además son de suma importancia como referencia y testigo del trabajo realizado.



Fig. 28. Colección Nacional de Referencia de Insectos Acuáticos Indicadores de Calidad Ambiental, ubicada en la Universidad de El Salvador



### III. Agradecimientos

El Proyecto “**Formulación de una Guía Metodológica Estandarizada para determinar la Calidad Ambiental de las Aguas de los ríos de El Salvador utilizando Insectos Acuáticos**”, desarrollado desde Mayo de 2009 hasta Marzo de 2010, con apoyo económico del fondo FEMCIDI de la Organización de Estados Americanos (OEA) y coordinado en la Universidad de El Salvador (UES) a través de la Facultad de Ciencias Agronómicas, y el apoyo participativo de personal de la Facultad Multidisciplinaria Paracentral (Sede San Vicente), Facultad de Química y Farmacia (Sede Central), Facultad Multidisciplinaria de Occidente (sede Santa Ana), Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador (MARN) y Universidad de Costa Rica (UCR); reconocen que el desarrollo del presente proyecto no hubiese sido posible sin la participación y dedicación excepcional de una gran cantidad de personas que desinteresadamente en diferentes instancias y circunstancias brindaron un apoyo clave para la exitosa marcha de las diversas actividades de campo, laboratorio y oficina para generar, procesar y ordenar la información para producir los resultados esperados como principales productos del proyecto.

Por tales razones desea expresar sus más sincero agradecimientos a las personas e instituciones que se mencionan a continuación; no sin antes solicitar las disculpas del caso, si por algún olvido involuntario, se haya omitido algún nombre de personas o instituciones.

A los estudiantes de últimos años y tesistas de la Carreras de Ingeniería Agronómica, UES: Jesús Altagracia Zepeda Aguilar, Johanna María Chávez Sifontes, Pedro Enrique Orellana Hernández, Robin Erick Hernández Rivera y Erick Eduardo Orantes Guerrero; quienes dedicaron muchas horas de esfuerzo continuo en campo y laboratorio, para la recolecta y procesamiento de muestras biológicas.

A los estudiantes de últimos años y tesistas de las carreras de Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, San Salvador, UES: Ana Karla Castillo Ayala y Rubén Ernesto López Sorto; quienes se motivaron por el desarrollo del Proyecto y apoyaron mucho trabajo especialmente de laboratorio. Además, se agradece el apoyo de Luis Enrique Castillo.

A los estudiantes de años intermedios de la Carrera de Ingeniería Agronómica, San Salvador, UES: Juan Antonio Hernández, José Ricardo Farfán Aguilar, Rafael Antonio Muñoz Aguillón, Noé David Linares Brizuela, María Julia Galan Hernández, y Eddie Arturo Vaquerano Madrid; quienes fueron valioso apoyo eventual para acelerar la limpieza y el procesamiento de muestras biológicas, incluso en días de asueto.

A los estudiantes de años intermedios de la Carrera de Licenciatura en Veterinaria y Zootecnia, Facultad de Ciencias Agronómicas, San Salvador, UES: Alejandra Xiomara Perla Ramírez, Javier Alexander Mejía Hernández y Enrique Alfonso Mendoza Vaquerano; quienes brindaron su cooperación con el procesamiento de material biológico en laboratorio.

A los estudiantes de la Facultad Multidisciplinaria Paracentral (San Vicente), UES: Sol María Muñoz Aguillón y Nelson Antonio Ortiz.

A los estudiantes de la Facultad Multidisciplinaria Occidental, Carrera de Licenciatura en Biología (Santa Ana), UES: Adalberto Ernesto Salazar Colocho (Tesista), Cintia Paula García Pineda (Tesista), Patricia Maribel Godínez Guardado (Tesista), Leslie Eunice Quintanilla Carrillo, Rosa María Estrada Hernández, Balmore Mauricio Hidalgo Aguilar y Sergio Salvador Moreno Samayoa; quienes brindaron su cooperación con el procesamiento de material biológico en laboratorio.

A los recién graduados en la Carrera de Ingeniería Agronómica, UES: Ingenieros agrónomos: Ricardo Ernesto Gómez Orellana, Lizzette Hernández Lovato, Dalila Elizabeth Vega Morales, Rosa Margarita Salinas Baquero y Carlos Ernesto Villegas Martínez; cuya cooperación fue siempre espontánea y oportuna, dando su mejor esfuerzo para sumarse a la buena marcha del proyecto desde campo hasta laboratorio.



A los señores motoristas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES: René Herrera, Mauricio Salazar, José Armando Vigil, Felipe Corleto y Marvin Escobar, por tener el esmero y paciencia suficiente, para realizar los viajes de campo desde muy temprano hasta muy tarde del día, hacia diferentes sitios requeridos por el proyecto.

Al personal de mujeres y hombres guarda recursos de las Áreas Naturales Protegidas de los Parques Nacionales de: Montecristo (Metapán, Departamento de Santa Ana), El Imposible (San Francisco Menéndez, Departamento de Ahuachapán), La Joya (San Vicente, Departamento de San Vicente), Río Sapó (Arambala, Departamento de Morazán); quienes siempre brindaron su mejor disposición de acompañamiento y colaboración en la recolecta de material biológico requerido por el Proyecto.

A los docentes de la Facultad de Ciencias Agronómicas (San Salvador), UES: Ing. Agr. Gustavo Henríquez Martínez e Ing. Agr. Dora Antonia Villeda; quienes apoyaron en el procesamiento e identificación de material biológico a nivel de laboratorio. Además, brindaron su apoyo Ing. Agr. M.Sc. Efraín Antonio Rodríguez Urrutia e Ing. Agr. Balmaro Martínez Sierra. A Lic. Macario Pineda y William Alexander Aguilar, quienes cooperaron con alguna necesidad de traducción de inglés al español. A la Licda. Idalia Rosmeri Erroa Ramos, por su apoyo en el trabajo de diatomeas.

A los docentes del Departamento de Ciencias Agronómicas de la Facultad Multidisciplinaria Paracentral (San Vicente), UES: Ing. Agr. Nelsus Armando López Turcios y Wilber Samuel Escoto, por su colaboración en actividades de campo y laboratorio que requirió el proyecto.

A los investigadores entomólogos: Dra. Andrea Joyce (Univ. de Texas A&M) y Dr. Mark Breindenbaugh (Youngstone Air Reserve Station, Department of Defense, U.S.A); quienes visitaron al proyecto, impartiendo charlas e identificación de insectos acuáticos y brindaron ideas para nuevas visiones de posibles trabajos futuros que podrían relacionarse con el avance actual de los estudios del proyecto.

A los siguientes investigadores de la Universidad de Costa Rica: M.Sc. Monika Springer, Lic. Pablo Gutiérrez y Lic. Danny Vásquez; por el apoyo muy valioso e incondicional en capacitaciones teórica-prácticas, identificación y conteo de los individuos de las diferentes familias de organismos acuáticos y asesoría en el ordenamiento de la información. A la M.Sc. Catalina Benavides, quien ayudó con la revisión de los mapas de distribución y el Atlas de organismos acuáticos y a Lic. Fresia Villalobos por su ayuda con la revisión y edición de los documentos. Además, al Biol. Edwin Céspedes por su apoyo en el trabajo de diatomeas.

Al equipo de técnicos responsables de la ejecución de las actividades centrales de campo, laboratorio y oficina del proyecto, dentro del área de acción propia de cada una de sus unidades de trabajo: Licda. Biol. M.Sc. Ana Jeannette Monterrosa Urías (Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador); Ing. Agr. Dagoberto Pérez (Departamento de Agronomía, Facultad Multidisciplinaria Paracentral); Ing. Agr. M.Sc. Miguel Ángel Hernández Martínez (Laboratorio de Sistemas de Información Geográfica, Unidad de Postgrado, Facultad de Ciencias Agronómicas); Licda. Quím., Blanca Lorena Bonilla de Torres, Licda. Quím. Ada Yanira Arias de Linares, Lic. Quím. Freddy Alexander Carranza Estrada, Lic. Quím. Juan Milton Flores Tensos (Laboratorio Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas); Licda. Quím. Coralia de los Ángeles González Velásquez (Laboratorio de Microbiología, Facultad de Química y Farmacia / CENSALUD); Lic. Biol. David Rosales Arévalo (Departamento de Biología, Facultad Multidisciplinaria Occidental); Ing. Agr. M.Sc. Miguel Rafael Paniagua Cienfuegos (colaboración particular); Ing. Agr. MSc Andrés Wilfredo Rivas Flores, Ing. Agr. MSc. Rafael Antonio Menjívar Rosa e Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes (Departamento de Protección Vegetal, Facultad de Ciencias Agronómicas).

Al personal del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de El Salvador (MARN), por su apoyo durante toda la ejecución del proyecto, proporcionando los permisos de recolecta científica e incorporando a técnicos en las actividades. Algunos de ellos se mencionan a continuación: Dr. Jorge Quezada, Dr. Enrique Barraza, Lic. Néstor Herrera, Licda. Zulma de Mendoza, Licda. M.Sc. Ana Jeannette Monterrosa Urías y Lic. Walter Rojas.



Al personal del Servicio Nacional de Estudios Territoriales (SNET-MARN), por su apoyo a través del Laboratorio de Calidad de Agua. Algunos de ellos se mencionan a continuación: Ing. Ana Deisy López Ramos, Ing. Zulma Mena y Licda. Bessy Margarita Soto.

A la Organización de Estados Americanos (OEA), en sus oficinas centrales en Washington, USA. y la representación en El Salvador; por su confianza, apoyo financiero, administrativo y logístico al proyecto. Entre algunas personas se mencionan Licda. Mónica Gómez e Ing. Santiago Noboa (Gerencia General FEMCIDI, Washington, USA), Ing. Rogelio Sotela (Representante oficina de la OEA en El Salvador), Licda. Milagro Martínez de Torres Chico (Oficial Técnico Administrativo), Sr. Jorge Morataya, Sra. Gertrudis Bonilla, Sra. María Santos Enamorado y Srta. Claudia Menjívar (OEA-El Salvador).

A la Junta Directiva y al personal del Decanato y Vice-decanato de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES, por respaldo institucional, apoyo administrativo y logístico para la ejecución de las distintas actividades requeridas por el proyecto.

A la Rectoría, Consejo Superior Universitario y Asamblea General Universitaria de la Universidad de El Salvador, por otorgar respaldo institucional como contraparte del proyecto.

Al personal de Relaciones Internacionales de la Universidad de El Salvador (UES), por su valioso apoyo en la gestión para la aprobación del proyecto. Entre algunas personas se mencionan Licda. Ada Ruth Gonzáles de Nieto, Lic. María Teresa Escalona y Lic. Francisco Gutiérrez.

Al personal del Ministerio de Relaciones Exteriores de El Salvador, por su valioso apoyo en la gestión para la aprobación del proyecto. Entre algunas personas se mencionan Licda. Doribel Quintanilla y Lic. Francisco Rivas.

Al personal del programa Campus de la Universidad de El Salvador (UES), por apoyar en divulgación televisiva y escrita de actividades del proyecto.

Gracias a Dios sobrepasamos las metas propuestas.

Con sincero reconocimiento y a nombre del grupo de docentes investigados principales responsables de la ejecución del proyecto.

Atentamente:

**Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño Chicas**

Coordinador General del Proyecto

E-mail: [jmsermeno@yahoo.com](mailto:jmsermeno@yahoo.com); [jose.sermeno2010@gmail.com](mailto:jose.sermeno2010@gmail.com)





## ANEXO 1. Protocolo de campo

Núm. Registro: \_\_\_\_\_

### Protocolo de Campo

#### Datos Generales

Nombre del Río/Quebrada /Lago: \_\_\_\_\_

Localización (Departamento, Municipio, Cantón, Caserío, Lugar): \_\_\_\_\_

Uso del Curso de Agua: \_\_\_\_\_

Fecha (D/M/A): \_\_\_\_\_

Hora del Muestreo: \_\_\_\_\_

Empresa/Industria/Organización que contrata: \_\_\_\_\_

Objetivo del Muestreo: \_\_\_\_\_

Recolectores: \_\_\_\_\_

Acompañante en el Sitio: \_\_\_\_\_

Etapas del Proyecto: \_\_\_\_ inicio \_\_\_\_ desarrollo \_\_\_\_ cierre.

Duración del Muestreo: \_\_\_\_\_ Número de Sitios Muestreados \_\_\_\_\_.

Técnica de Muestreo: \_\_\_\_ Colador \_\_\_\_ Red D \_\_\_\_ Otros.

Otros muestreos: Ictiológico \_\_\_\_ Si \_\_\_\_ No. Responsable: \_\_\_\_\_ Otro: \_\_\_\_\_

Comentarios u Observaciones: \_\_\_\_\_

Firma: \_\_\_\_\_



Hoja o código: \_\_\_\_\_

## Protocolo de Campo

### Detalle del Sitio o punto de muestreo

Núm. \_\_\_\_\_ Nombre del Sitio: \_\_\_\_\_

Fecha (D/M/A) \_\_\_\_\_ y Hora del Muestreo: \_\_\_\_\_

Coordenadas: \_\_\_\_\_ y \_\_\_\_\_ Altitud \_\_\_\_\_ msnm.

Fotografías del Sitio: \_\_\_\_\_

Temperatura del Ambiente: \_\_\_\_\_ ° C. Temperatura del Agua: Puntual/aguas arriba \_\_\_\_\_ ° C.

pH: \_\_\_\_\_ Humedad Relativa : \_\_\_\_\_ Conductividad: \_\_\_\_\_  $\mu\text{S/cm}$ . TDS: \_\_\_\_\_; Turbidez del agua \_\_\_\_\_

Oxígeno Disuelto: \_\_\_\_\_ mg/l. \_\_\_\_\_ % de saturación.

Condiciones Ambientales: \_\_\_ Soleado \_\_\_ Lluvioso \_\_\_\_\_ Nublado \_\_\_\_\_ Otro.

Otras Medidas: \_\_\_\_\_

Tipo de Curso: \_\_\_ Inicial \_\_\_ Medio \_\_\_ Bajo \_\_\_ Desembocadura \_\_\_ Lago \_\_\_ No identificada.

Ancho aproximado: \_\_\_\_\_ m. Profundidad aproximada \_\_\_\_\_ m.

Velocidad del agua: \_\_\_ rápido \_\_\_ moderado \_\_\_ lento \_\_\_ estancado. Si es medida \_\_\_\_\_ m/s.

Tipo de sustrato: \_\_\_ concreto \_\_\_ piedras-arena gruesa \_\_\_ arena \_\_\_ arcillo-lodoso.

Rocas: \_\_\_ muy grandes \_\_\_ grandes \_\_\_ mediano \_\_\_ pequeñas.

Superficie de las Rocas: \_\_\_ limpia \_\_\_ con crecimiento de Periphyton (algas), \_\_\_ musgo.

En el Sitio hay: \_\_\_ Hojarasca, \_\_\_ troncos y ramas sumergidas, \_\_\_ raíces sumergidas.

Otra fauna: \_\_\_ renacuajos, \_\_\_ peces, \_\_\_\_\_ otro.

Color del Agua: \_\_\_\_\_ Olor del Agua \_\_\_\_\_.

Presencia de: \_\_\_ des. orgánicos \_\_\_ espumas \_\_\_ aceites \_\_\_ org. muertos \_\_\_ des. sólidos.

Otra observación \_\_\_\_\_.



Vegetación de la Orilla: \_\_\_\_\_

Vegetación dentro del Agua: \_\_\_\_\_

Exposición: \_\_\_100% Sombra, \_\_\_Sombra con ventanas \_\_\_Grandes Claros \_\_\_\_100% Expuestos.

Comentarios u Observaciones: \_\_\_\_\_

**ISBN 978-99923-27-50-0**