

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL**



**Reconocimiento de las comunidades de macroinvertebrados acuáticos como alternativa para determinar la calidad del agua del Río Sensunapán, Departamento de Sonsonate, El Salvador, C.A.**

**POR:**

**JOHANNA MARÍA CHÁVEZ SIFONTES**  
**ERICK EDUARDO ORANTES GUERRERO**

**REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE:**  
**INGENIERO AGRÓNOMO**

**SAN SALVADOR, JUNIO DE 2010**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**



**RECTOR:**

**ING.AGR. Y MSc. RUFINO ANTONIO QUEZADA SÁNCHEZ**

**SECRETARIO GENERAL:**

**LIC. DOUGLAS VLADIMIR ALFARO CHÁVEZ**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**

**DECANO:**

**DR. E ING. AGR. REYNALDO ADALBERTO LÓPEZ LANDAVERDE**

**SECRETARIO:**

**ING. AGR. MSc. LUÍS FERNANDO CASTANEDA ROMERO**

**JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL:**

---

**Ing. Agr. MSc. Rafael Antonio Menjívar Rosa**

**DOCENTES DIRECTORES:**

---

**Ing. Agr. MSc. José Miguel Sermeño Chicas**

---

**Lic. Ada Yanira Arias de Linares**

---

**Lic. MSc. Coralia de Los Ángeles González**

**COORDINADOR DE PROCESOS DE GRADUACIÓN:**

---

**Ing. Agr. MSc. Rafael Antonio Menjívar Rosa**

## RESUMEN

El presente estudio realizado de septiembre de 2009 a marzo de 2010 tuvo como objetivo comparar la calidad del agua del Río Sensunapán de Sonsonate, determinada a través del Índice de Calidad del Agua (ICA) basado en los análisis físico-químicos y microbiológicos utilizando la metodología ICA que emplea el Servicio Nacional de Estudios Territoriales (SNET 2004) con dos novedosos métodos basados en insectos acuáticos, el Índice Biótico por Familias modificado para El Salvador (IBF-SV-2010) y el Biological Monitoring Working Party (BMWP-CR).

Las muestras fueron traídas en dos momentos, en Septiembre y Noviembre correspondiente a las épocas lluviosa (A) y transición lluviosa-seca (B) en seis diferentes puntos a lo largo de 20 km del río (D 36.1, D37.2; D38.3; D39.4, D40.5 and D41.6). Dos muestras de 1 Lt de agua y 3 muestras de arena conteniendo insectos fueron tomadas (con una red D) en cada punto de muestreo y llevadas al laboratorio bajo las condiciones adecuadas para su análisis. Los parámetros como temperatura, conductividad, Sólidos Disueltos Totales y Oxígeno Disuelto fueron tomados en campo con una sonda Multiparámetros marca HACH.

Las muestras de agua fueron analizadas para pH, Oxígeno Disuelto, Sólidos Disueltos Totales, Nitratos y Fosfatos, Turbidez, Disponibilidad Bioquímica de Oxígeno a los 5 días y Coliformes totales y fecales. Los insectos, anélidos y gastrópodos fueron contados e identificados por familias.

Se comparó el ICA, contra el IBF-SV-2010 y BMWP-CR para cada punto de muestreo únicamente para la época de transición debido a que solo pudieron tomarse 7 de los 9 parámetros porque no se contaba con el equipo para determinar la DBO<sub>5</sub> ni Turbidez. Los resultados demostraron que el índice biológico que mejor se adaptó a las condiciones de El Salvador fue el IBF-SV-2010, ya que la calificación de la calidad de las aguas del Río Sensunapán fue muy apegada a la calificación asignada por el ICA con los parámetros físico-químicos y microbiológicos, obteniendo para la época de transición lluviosa-seca con el IBF-SV-2010 las calidades de agua para el punto D36.1B pobre; D37.2B pobre; D38.3B regular-pobre; D39.4 B pobre; D40.5B muy pobre; y D41.6B muy pobre. Mientras que con el ICA la calificación de calidad de agua para todos los puntos de muestreo durante la misma época fue mala. En cuanto a los organismos encontrados se registró una riqueza total de 53 familias (taxa) repartidas en 14 Ordenes: Diptera, Plecoptera, Ephemeroptera, Trichoptera, Coleoptera, Megaloptera, Odonata, Hemiptera, Lepidoptera, Collembola, Anelida, Gastropoda, Isopoda, y Acarina. El total de macroinvertebrados fue de 11876 individuos recolectados en ambas épocas. Las familias con mayores abundancias correspondieron a Chironomidae-Diptera (52.68%), Baetidae-Ephemeroptera (15.52%), Simuliidae-Diptera (14.21%), Leptohyphida-Ephemeroptera e (5.39%). Las restantes taxa presentaron bajas abundancias relativas en ambas épocas.

El índice biológico que mejor describe las condiciones de calidad de agua del Río Sensunapán con base en los análisis físico-químicos y microbiológicos es el Índice Biótico de Familias (IBF-SV-2010-SV-2010), puesto que como ya se dijo el BMWP-CR parece no ser apto para ser utilizado en los ríos de nuestro país debido a que sobreestima la calidad de las aguas.

### **AGRADECIMIENTOS**

A Dios Todopoderoso, por permitirnos culminar una meta más de nuestras vidas.

A nuestras familias por el apoyo y comprensión incondicional, que nos permitieron finalizar exitosamente este proyecto.

Al FEMCIDI de la Organización de los Estados Americanos (OEA), por haber financiado 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, dentro del cual se desarrollo este trabajo.

Al equipo multidisciplinario de la Universidad de El Salvador responsable de la ejecución de dicho proyecto.

A nuestros docentes directores: Ing. Agr. José Miguel Sermeño Chicas, Lic. Ada Yanira Arias de Linares y Lic. Coralia de Los Ángeles González, por su incansable trabajo y dedicación a este proyecto.

A los docentes del Departamento de Química Agrícola: Lic. Freddy Alexander Carranza Estrada, Lic. Blanca Lorena Bonilla de Torres, Ing. Agr. Juan Milton Flores Tensos, por su ayuda en la determinación de los parámetros físico-químicos en el laboratorio, el cálculo del Índice de Calidad de Agua (ICA) y la estimación de la calidad del agua de los puntos de muestreo estudiados.

A los docentes del Departamento de Protección vegetal: Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, Ing. Agr. Andrés Rivas e Ing. Agr. Ricardo Ernesto González Orellana, por su ayuda constante durante estos 10 meses de trabajo.

Al Ing. Agr. Miguel Ángel Hernández (Laboratorio de Sistemas de Información Geográfica, Unidad de Posgrado), por su apoyo incondicional a nuestro trabajo y por la elaboración de los mapas.

Al Ing. Agr. Dagoberto Pérez del Departamento de Agronomía, Facultad Multidisciplinaria Paracentral, UES. Por acompañarnos durante los muestreos de campo. Y a su esposa Yolanda por acogernos durante los días de muestreo.

A los docentes de la UCR (Universidad de Costa Rica): Dra. Monika Springer, Lic. Pablo Gutiérrez y Lic. Danny Vásquez. Por el apoyo en capacitaciones practicas e identificación de las familias de insectos encontradas en el Río Sensunapán

A las egresadas Jesús Altagracia Zepeda Aguilar y Ana Karla Castillo Ayala, por su ayuda en la identificación de las familias de insectos encontrados en el Río Sensunapán.

A Geovanni Ulises Cuadra y María René Canizales, por acompañarnos en los muestreos de campo.

**Johanna María Chávez Sifontes.**

**Erick Eduardo Orantes Guerrero.**

### **DEDICATORIA**

**A Dios Todopoderoso:** Por la gracia de la vida, por mi familia y amigos y por permitirme alcanzar mis sueños, no lo habría logrado sin ti.

**A mis Padres:** Manuel Enrique Chávez, Haydee Leticia Sifontes de Chávez y a mi tía que es mi segunda madre Cecilia del Carmen Sifontes Hernández; por el apoyo y el sacrificio que hicieron para permitirme alcanzar esta meta, este logro es de ustedes.

**A mis Hermanos:** Manuel Enrique, Leticia del Socorro y Gerardo José Berrios; Por haberme acompañado en mis esfuerzos.

**A mi Sobrinita:** Fátima María, mi rayito de sol, que me impulsa a ser mejor y a dar lo mejor de mí.

**A mis Amigos:** Glenda Karina Meléndez y Yeni Marcela Ramos; por su amistad, paciencia y por haber estado conmigo durante toda la carrera. A Marcela Salinas por su amistad, por compartir conmigo su trabajo de graduación y por apoyarme en el mío. A Jaime Enrique Calderón, Jaime Hernández y Andrea María Chinchilla, por su amistad sincera y por estar siempre disponibles para mí. A Andrés Viana, Gracia Guillén, Abihail Fuentes y Luis Crux, por todo su apoyo y su amistad.

**A mi amigo:** Joaquín Miguel Castro Montoya, por su amistad, su apoyo y por creer que soy capaz de llegar tan lejos como mis ideas.

**A mis Profesores:** Ing. Agr. Ludwing Leyton, Ing. Agr. Enrique Alas e Ing. Agr. Edgardo Corea; Por enseñarme a ser mejor persona, por compartir sus conocimientos, por acompañarme y animarme durante el desarrollo de mi trabajo de graduación.

Gracias por marcar mi vida, y hacerme mejor persona, los quiero mucho y siempre los llevaré conmigo. Esto es para ustedes.

**Johanna María Chávez Sifontes**

## **DEDICATORIA**

**A Dios Todopoderoso:** Por darme la oportunidad de seguir adelante en mi vida y permitirme culminar una meta más trazada en mi vida.

**A mi hija:** Karen Isabel Orantes Ramos; Por ser lo más valioso que tengo en la vida y la razón de luchar día a día para ser una mejor persona y poder ser un buen ejemplo para su vida.



**A mis Padres:** Carlos Eduviges Orantes Cuadra y Hada Miriam Guerrero de Orantes; Por todo esfuerzo y sacrificio que realizaron para permitirme culminar mis estudios y por todo los consejos y apoyo incondicional para llegar a este momento. Gracias por darme la mejor herencia que es mi carrera.

**A mis Hermanos:** Carlos Billibaldo Orantes Guerrero y Ada Marissela Orantes Guerrero; Por haberme apoyado y darme fuerzas para seguir adelante.

**A mis Sobrinitos:** Carlos Guillermo Saldaña Orantes y Daniela Fernanda Marroquín Orantes, por ser la razón de ser una mejor persona para poder ser un buen ejemplo para ellos y darme momentos de felicidad.

**A mi Abuelo:** Eulalio Orantes, Por ser una persona tan especial con migo y estar siempre pendiente de mi vida. Gracias porque a sus 101 años aun sigue pendiente de mi.

**A mis Amigos:** Por todos los consejos, los buenos y malos momentos que hemos pasado juntos, los cuales nos han servido para ser unas mejores personas y mejores amigos. Porque lo importante no es saber que te hace feliz, sino que tener cerca a las personas que te hacen feliz.

Esto es para ustedes.

**Erick Eduardo Orantes Guerrero**

**ÍNDICE GENERAL**

## **ÍNDICE DE CUADROS**

## ÍNDICE DE FIGURAS

## **ÍNDICE DE ANEXOS**

## 1.1. Introducción

Las metodologías de estudio y seguimiento de la calidad de las aguas, están basadas casi exclusivamente en análisis físico-químicos y microbiológicos. El gran incremento de nuevos productos contaminantes, así como el hecho de que los vertidos son, generalmente, puntuales en el tiempo, necesita de nuevas metodologías. Las técnicas que utilizan a los macroinvertebrados acuáticos como indicadores de la calidad del agua han demostrado su total eficacia en la detección de puntos de alteración y en el cartografiado de la calidad de las aguas (Alba-Tercedor 1996).

El deterioro obvio de los ambientes acuáticos, tanto dulces (ríos, lagos y embalses) como costeros (lagunas, estuarios, bahías y marismas), es el resultado de los cambios provocados por diversas actividades antropogénicas, teniendo como consecuencia que la calidad del agua que sostiene una gran variedad de organismos se haya visto alterada en diversos grados (De la Lanza *et al.* 2000).

Los recursos hídricos de El Salvador están severamente contaminados a causa, en parte, de la total ausencia de tratamiento municipal de las aguas residuales. Además, el país sufre escasez de agua durante la época transición lluviosa-seca y conflictos entre los usuarios. Se estima que el 90 por ciento de los cuerpos superficiales de agua del país están contaminados. Casi toda el agua residual municipal (98 por ciento) y el 90 por ciento del agua residual industrial se descargan en los ríos y riachuelos sin ningún tratamiento. Se estima que los mayores esfuerzos de mitigación de la contaminación deberían realizarse en las cuencas del Río Acelhuate y del Río Sucio, una zona que produce un tercio del agua que abastece al Área Metropolitana de San Salvador. Durante los últimos 20 años, el rendimiento de una muestra de vertientes declinó en un 30 por ciento debido a la deforestación. Esto ha reducido la disponibilidad de agua para la población rural, obligándola, a depender de pozos más costosos que bombean agua de acuíferos cuyo nivel freático ha declinado un metro por año en algunas localidades (Banco Mundial 2006 y OMS 2000).

Además los costos que se generan al estado salvadoreño por gastos de salud de forma inmediata y a largo plazo, a causa de los niveles de contaminación de los ríos contaminados, hace valorar la importancia de encaminar actividades de descontaminación de los recursos hídricos en torno a los compuestos biodegradables como primer paso o etapa de trabajo. A la vez es de suma importancia establecer un plan de evaluación y manejo del riesgo ante la contaminación por sustancias químicas en los ríos (SNET 2004).

Bajo este panorama, algunos organismos acuáticos pueden resistir adaptándose a condiciones de impacto; de esta manera surge la necesidad de proponer aquellos organismos que caractericen

condiciones particulares, para ser usados como indicadores de la calidad del agua, como una herramienta incluso para generalizarse en el monitoreo del preciado líquido (De la Lanza 2000). Su uso ha sido ratificado por las Naciones Unidas y la Comisión económica para Europa, quienes en el documento resultado de la Convención para la Protección y el Uso del Agua y Lagos, realizada en HELSINKI en 1992, reafirmaron a los macroinvertebrados acuáticos como una útil y práctica herramienta para el monitoreo rutinario de la calidad de los ríos (Sánchez 2008). También, el índice BMWP fue establecido en Inglaterra en 1970, como un método simple y rápido para evaluar la calidad del agua usando macroinvertebrados como indicadores (Roldan citado por Sánchez 2008); mientras que el IBF es una medida de la contaminación orgánica y debida a nutrientes, la cual causa menores niveles de OD. Estos niveles a su vez afectan la capacidad de cada especie de artrópodo para sobrevivir en un río en particular (Hilsenhoff 1987).

Este estudio permitió al comparar la calidad del agua a través de métodos físico-químicos y microbiológicos determinar el método de biomonitoreo que mejor se adecua a las condiciones ecológicas y de calidad de las aguas del Río Sensunapán o Grande de Sonsonate utilizando como alternativa a los macroinvertebrados acuáticos que en el habitan, permitiendo monitorear la calidad del agua de manera práctica y a un menor costo económico, facilitando la toma de decisiones a partir de la información generada.

## **1.2. Revisión Bibliográfica**

### **1.3. Parámetros físico-químicos y microbiológicos como indicadores de la calidad de las aguas superficiales**

#### **1.1.1. Calidad del agua**

El Agua constituye el recurso vital para el sostenimiento de la vida en la Tierra y es definitiva para el desarrollo económico y social de los pueblos y sus habitantes. La calidad del agua se refiere a las características físicas, químicas y biológicas de los cuerpos de agua superficiales y subterráneos. Estas características afectan la capacidad del agua para sustentar tanto a las comunidades humanas como la vida vegetal y animal. Las características biológicas, químicas y físicas del agua afectan su capacidad

para sustentar la vida y su idoneidad para consumo y uso humano. Varios problemas de calidad del agua, incluidas la sedimentación, la eutrofización y la contaminación por bacterias y sustancias tóxicas, han persistido durante décadas. Los productos residuales de las actividades humanas, aguas residuales, escorrentías, emisiones industriales, urbanas y contaminación atmosférica, afectan la calidad del agua. De igual modo, las modificaciones al paisaje pueden socavar los procesos naturales de purificación del vital líquido a través de humedales e infiltración a los mantos freáticos. Aunque en muchas partes de América del Norte la calidad del agua dulce es adecuada, un porcentaje importante de las aguas superficiales del subcontinente están degradadas. No es posible hacer una evaluación similar de la calidad de las aguas subterráneas, aunque se sabe que en ciertas zonas están degradadas por la presencia de nitratos, plaguicidas y salinidad (CEC s.f.).

Al evaluar la calidad del agua mediante el estudio de la composición y la estructura de comunidades de organismos surge el término de calidad biológica. Se considera que un medio acuático presenta una buena calidad biológica cuando tiene unas características naturales que permiten que en su seno se desarrollen las comunidades de organismos que les son propias (Alba-Tercedor 1996).

### **1.1.2. Índice de Calidad del Agua (ICA)**

Este índice es ampliamente utilizado entre todos los índices de calidad de agua existentes, siendo diseñado en 1970, y puede ser utilizado para medir los cambios en la calidad del agua en tramos particulares de los ríos a través del tiempo, comparando la calidad del agua de diferentes tramos del mismo río, además de compararlo con la calidad de agua de diferentes ríos alrededor del mundo. Los resultados pueden ser utilizados para determinar si un tramo particular de dicho río es saludable o no (SNET s.f.).

Para la determinación del “ICA” interviene 9 parámetros, los cuales son:

Coliformes Fecales (en NMP/100 ml)

Potencial de Hidrógeno (en unidades de pH)

Demanda Bioquímica de Oxígeno en 5 días (DBO5 en mg/ l)

Nitratos (NO<sub>3</sub> en mg/l)

Fosfatos (PO<sub>4</sub> en mg/l)

Cambio de la Temperatura (en °C)

Turbidez (en FAU)

Sólidos disueltos totales (en mg/l)

Oxígeno disuelto (OD en % saturación) (SNET s.f.).

### **La calidad del agua y su relación con las Normativas Nacionales**

La calidad del agua constituye uno de los principales desafíos socio-ambientales en El Salvador. La contaminación del agua se profundizó durante las últimas décadas y pasó a constituir un problema generalizado para la población y los ecosistemas. Simultáneamente se debilitó la capacidad institucional para conocer y monitorear la calidad de los recursos hídricos. Sin embargo los esfuerzos recientes por actualizar el marco legal y normativo han derivado en instrumentos importantes para la gestión de la contaminación, entre ellos:

La Ley del Medio Ambiente, el Reglamento Especial de Aguas Residuales, el Reglamento Especial Sobre el Manejo Integral de los Desechos Sólidos, y el Reglamento Especial de Normas Técnicas de Calidad Ambiental, que en conjunto constituyen un marco regulatorio en materia de contaminación y calidad de las aguas superficiales (Cuellar 2001).

Según la Ley del Medio Ambiente, en el Art. 70, en cuanto a la gestión y uso de las aguas y ecosistemas acuáticos:

4. **Su manejo se realizara en condición que prioricen el consumo humano, guardando un equilibrio con los demás recursos.**
5. **Los ecosistemas acuáticos deben ser manejados tomando en cuenta las interrelaciones de sus elementos y el equilibrio con otros.**
6. **Se promoverán acciones para asegurar que el equilibrio del ciclo hidrológico no sufra alteraciones negativas para la productividad, el equilibrio de los ecosistemas, la conservación del medio ambiente, la calidad de vida y para mantener el régimen climático.**
7. **Asegurar la cantidad y Calidad del agua, mediante un sistema que regule sus diferentes usos.**
8. **Se establecerán las medidas para la protección del recurso hídrico de los efectos de la contaminación.**
9. **Todo concesionario de un recurso hídrico para su explotación será responsable de su preservación (MARN 2005).**

El agua para consumo humano no debe ser un vehículo de transmisión de enfermedades, por lo que es importante establecer parámetros y sus límites máximos permisibles para garantizar que sea sanitariamente segura, para ello la Norma salvadoreña Obligatoria NSO13.07.01.04 Agua. Agua Potable establece los requisitos físico-químicos y microbiológicos que debe cumplir para proteger la salud pública (MSPAS 2006).



Mientras que en la Norma Salvadoreña de Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor (NSO 13.49.01:09) se establecen las características y valores físico-químicos, microbiológicos y radiactivos permisibles que debe presentar el agua residual para proteger y rescatar los cuerpos receptores (MSPAS 1996).

#### **1.1.1.1. Los Coliformes Fecales (NMP/100ml)**

Indicador biológico de la descarga de materia orgánica. Su presencia es evidencia de contaminación fecal, los cuales tienen su origen en las excretas de animales de sangre caliente. La mayoría de estos organismos son anaeróbicos y facultativos, pero otros dependen del oxígeno disuelto para realizar procesos de metabolización. Aunque no es posible distinguir entre coliformes de origen humano o animal, existen ensayos para diferenciar entre coliformes totales, que incluyen los de animales y suelo y coliformes fecales, que incluyen únicamente los humanos (Bartram y Ballance 1996).

Químicamente es un bacilo gramnegativo no esporulado, que puede desarrollarse en presencia de sales biliares u otros agentes tensoactivos con similares propiedades de inhibición de crecimiento, no tienen citocromo oxidasa y fermentan la lactosa con producción de ácido, gas y aldehído a temperaturas de 44 o 44,5 °C, en un período de 24 a 48 horas. También se les designa como Coliformes termo-resistentes o termotolerantes (MINAE 2003).

#### **Factores que permiten el cambio de las concentraciones de coliformes fecales en los ecosistemas acuáticos**

Las razones para ello incluyen la carencia de una apropiada disposición de excretas y factores como la defecación a campo abierto, las letrinas mal diseñadas y la presencia de animales domésticos y silvestres que actúan como reservorios de agentes patógenos. En las áreas rurales se presenta una serie de factores que dificultan su ejecución. Estos factores están relacionados con aspectos políticos, económicos, sociales y culturales. Entre ellos están la ubicación geográfica; las dificultades en las vías de comunicación; una limitada inversión en infraestructura sanitaria y programas de desinfección, en personal de operación y mantenimiento de los sistemas de servicios de agua; los problemas de logística; un marco institucional no definido y la falta de líderes en las comunidades (Arauzo 2004).

La contaminación orgánica relacionada a la presencia de coliformes (totales y fecales) es un pilar fundamental para el desarrollo de la pesca, la acuicultura y para la prevención y mejoramiento de la salud humana. El inadecuado manejo de las excretas de los animales y la poca cobertura en algunas zonas del alcantarillado sanitario, son responsables de la presencia de coliformes fecales en los cuerpos de agua (Brenes 2006).

Según Liebes (1992) los valores de CF están asociados con la gran cantidad de materia orgánica generada por el aporte constante de desechos domésticos, se conoce además que los aportes de agua dulce permiten que algunas poblaciones microbianas que soportan cambios drásticos de temperatura y salinidad se acumulen por más tiempo en el material sedimentario.

Durante la estación transición lluviosa-seca la evaporación alta, debido a la elevada temperatura provoca que las coliformes fecales no puedan permanecer por mucho tiempo. Las bacterias coliformes fecales vuelven a presentarse, conforme las descargas fluviales van aumentando, las concentraciones de CF se incrementan, corroborando la relación estacional que prevalece en el sistema, ya que la influencia climática entre lluvias y sequías es una de las principales condiciones en el comportamiento hidrológico del sistema. De este modo se reflejan los efectos de dilución, factores que influyen en la disminución de la temperatura y la salinidad y favorecen el establecimiento de estas bacterias (Botello *et al.* 1995; Contreras 1993).

Por comparación de la evolución de células de *E. coli* en sistemas iluminados y no iluminados, Barcina *et al.* (1989) dedujeron, que la luz visible tiene un efecto negativo en las células de *E. coli* en aguas superficiales. Esto es revelado por el descenso en el número de UFC de *E. coli* y células metabólicamente activas en sistemas iluminados. Tomando en cuenta que el número de células de *E. coli* determinadas durante el experimento de sobrevivencia permanecieron constantes en ambos sistemas, iluminados y no iluminados, pudieron afirmar que la luz visible no produjo un aumento en la lisis celular, por lo menos no durante el tiempo estudiado. De acuerdo con lo anterior, uno de los efectos de radiación visible en células de *E. coli* en aguas superficiales es la pérdida progresiva de su capacidad para multiplicarse en la media bacteriológica estándar; sin embargo, ellas permanecen morfológicamente intactas en el medio acuático natural.

#### **1.1.1.2. El Potencial de Hidrógeno (Unidades de pH)**

El pH es una medida utilizada para evaluar la acidez o la alcalinidad de una solución. Ácido es toda sustancia que en solución acuosa libera protones. Las sustancias alcalinas aportan el ión hidroxilo (OH) al medio. Por tanto, el pH es una medida de la acidez de una solución que depende de la concentración de H<sup>+</sup> (Basáez 2009).

El pH óptimo de las aguas para consumo humano debe estar entre 6,5 y 8,5, es decir, entre neutra y ligeramente alcalina, el máximo aceptado es 9. Las aguas de pH menor de 6,5, son corrosivas, por el anhídrido carbónico, ácidos o sales ácidas que tienen en disolución. La mayoría de los organismos acuáticos se desarrollan en un pH de 5,6 a 8,5; rango que también es el requerido para el agua de consumo humano (MINAE 2003).

### **Factores que permiten el cambio de pH en los ecosistemas acuáticos**

La acidificación de ríos y lagos en Escandinavia y el norte de Europa, y el noreste y algunas áreas del oeste estadounidense ha sido más evidente desde los años sesentas debido a la entrada acelerada de contaminantes a la atmósfera por la combustión de combustibles fósiles. La deposición de sulfuro ha declinado en respuesta a cambios regulatorios desde ya hace varias décadas no así la deposición de nitrógeno (Allan y Castillo 2007).

### **Efecto del cambio de pH en los ecosistemas acuáticos**

La acidificación de los ríos afecta primero a las especies ácido sensitivas, pero cuando el pH cae por debajo de 5 más especies son afectadas. La alcalinidad de los ríos contrarresta la acidificación se ha conocido con limitado éxito, las especies ácido sensitivas son observadas de vez en cuando pero sin persistir (Allan y Castillo 2007).

La biota de un cuerpo de agua puede ser influenciada directamente por cortos o sostenidos periodos de acidificación, o indirectamente por alteraciones en las proporciones de organismos ácido-sensitivos y ácido-tolerantes en diferentes niveles tróficos (Corbet 1999).

#### **1.1.1.3. Demanda Bioquímica de Oxígeno en 5 días (DBO<sub>5</sub> en mg/L)**

Esta medida determina la cantidad de materia orgánica bioquímicamente degradable presente en una muestra de agua, la cual mide la cantidad de oxígeno requerido por los microorganismos para estabilizar la materia orgánica en condiciones aeróbicas. Su valor sube a más de 10 mg/l, cuando hay una descarga alta de materia orgánica que disminuye la capacidad de producción de oxígeno y provoca una anaerobiosis de los sedimentos, que liberan amoníaco, fosfatos y metales, produciendo malos olores (Tetzaguic, citado por Auquilla 2005).

La cantidad de DBO<sub>5</sub> está en relación inversa con la cantidad de Oxígeno disuelto, ya que si aumenta la producción de oxígeno disminuirá la DBO<sub>5</sub> por la acción de las bacterias aeróbicas que tienen capacidad para degradar la materia orgánica. Debe medirse a los 5 días y a 20° C. Se recomiendan valores inferiores a 10mg/l para agua de consumo humano (MINAE 2003).

#### **1.1.1.4. Los Nitratos (NO<sub>3</sub> en mg/l)**

El nitrato es un compuesto inorgánico formado por un átomo de nitrógeno (N) y tres átomos de oxígeno (O); el símbolo químico del nitrato es NO<sub>3</sub>. La existencia de éstos en aguas superficiales no

contaminadas y sin aporte de aguas industriales y comunales, se debe a la descomposición de materia orgánica (tanto vegetal como animal) y al aporte de agua de lluvia (0,4 y 8 ppm). Los fertilizantes nitrogenados no absorbidos por las plantas, volatilizados, o arrastrados por la escorrentía superficial acaban en las aguas en forma de nitratos. Esto hace que el nitrógeno no esté disponible para las plantas, y puede también elevar la concentración en aguas por encima de los niveles admisibles de calidad del agua potable. El nitrógeno procedente del estiércol o de los abonos puede perderse de manera similar de los prados, corrales, o lugares de almacenamiento (LENNTECH 2009).

Los principales problemas medioambientales asociados a la contaminación por nitrógeno inorgánico en los ecosistemas acuáticos son:

12. **Acidificación de ríos y lagos con baja o reducida alcalinidad.**
13. **Eutrofización de las aguas dulces y marinas (con el problema adicional de las algas tóxicas).**
14. **Toxicidad directa de los compuestos nitrogenados para los animales acuáticos. Además, la contaminación por nitrógeno inorgánico podría inducir efectos perjudiciales sobre la salud humana (Camargo y Alonso 2007).**

La acción tóxica de  $\text{NO}_3^-$  es debida básicamente a la conversión de los pigmentos respiratorios en formas que son incapaces de transportar y liberar oxígeno. Para ello, el nitrato ha de convertirse previamente en nitrito bajo las condiciones internas del animal. Sin embargo, el nitrato presenta una menor toxicidad que el nitrito y el amoníaco como resultado de su baja permeabilidad branquial, lo cual hace que su absorción a través de las branquias sea más limitada (Camargo y Alonso 2007).

En general, los animales marinos son más tolerantes que los animales de agua dulce a la toxicidad del nitrato. Ciertos crustáceos (anfípodos), insectos (trichoptera) y peces (salmónidos) destacan como los más sensibles. También algunos anfibios, sobre todo en el estadio larvario, pueden mostrarse sensibles a concentraciones relativamente bajas de nitrato en el medio acuático (Sparling *et al.* y Camargo *et al.*, citados por Camargo y Alonso 2007). Es más, diversos estudios de campo y laboratorio indican que el uso generalizado de fertilizantes nitrogenados ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ,  $\text{KNO}_3$ ,  $\text{NaNO}_3$ ) podría estar contribuyendo de manera significativa a la disminución de las poblaciones de anfibios en muchas áreas del mundo (Sparling *et al.* y Camargo *et al.*, citados por Camargo y Alonso 2007).

#### **1.1.1.5. Los Fosfatos ( $\text{PO}_4$ en mg/l)**

Los fosfatos son las sales o los esteres del ácido fosfórico. Tienen en común un átomo de fósforo rodeado por cuatro átomos de oxígeno en forma tetraédrica. Los fosfatos secundarios y terciarios son insolubles en agua, a excepción de los de sodio, potasio y amonio. Los fosfatos existen en forma disuelta, coloidal o sólida (Pütz 2009).

El fósforo se encuentra presente de manera natural en el agua como fosfatos, ortofosfatos, polifosfatos, y fosfatos orgánicamente ligados. Las pruebas simples de fosfatos, miden el fósforo reactivo (principalmente ortofosfatos), que es la forma del fosfato contenido en fertilizantes que se aplican en áreas cultivadas o residenciales. Los fosfatos orgánicamente ligados en el agua provienen de plantas y animales y desechos. Los fosfatos orgánicamente ligados y polifosfatos, no pueden medirse directamente. Primero, deben ser separados o “digeridos” agregando un ácido y un oxidante y poniendo a hervir la muestra. Después de que la muestra digerida se enfría, una prueba de ortofosfatos puede medir el fósforo total. Los resultados se expresan como fosfato ( $\text{PO}_4$ ) (DNR 2004).

### **Factores que permiten el cambio en los niveles de fosfato ( $\text{PO}_4$ ) en los ecosistemas acuáticos**

Los compuestos de fosfato que se encuentran en las aguas residuales o se vierten directamente a las aguas superficiales provienen de:

15. **Fertilizantes eliminados del suelo por el agua o el viento.**
16. **Excreciones humanas y animales.**
17. **Detergentes y productos de limpieza.**

La carga de fosfato total se compone de ortofosfato + polifosfato + compuestos de fósforo orgánico, siendo normalmente la proporción de ortofosfato la más elevada (Pütz 2009).

### **Efecto del fosfato ( $\text{PO}_4$ ) en los ecosistemas acuáticos**

Los compuestos del fósforo son nutrientes de las plantas y conducen al crecimiento de algas en las aguas superficiales. Dependiendo de la concentración de fosfato existente en el agua, puede producirse la eutrofización. Tan sólo 1 g de fosfato-fósforo ( $\text{PO}_4\text{-P}$ ) provoca el crecimiento de hasta 100 g de algas. Cuando estas algas mueren, los procesos de descomposición dan como resultado una demanda de oxígeno de alrededor de 150 g. Las concentraciones críticas para una eutrofización incipiente se encuentran entre 0,1-0,2 mg/l  $\text{PO}_4\text{-P}$  en el agua corriente y entre 0,005-0,01 mg/  $\text{PO}_4\text{-P}$  en aguas tranquilas (Pütz 2009).

#### **1.1.1.6. La Temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ) del agua**

Las propiedades lumínicas y calóricas de un cuerpo de agua están influidas por el clima y la topografía tanto como por las características del propio cuerpo de agua: su composición química, suspensión de sedimentos y su productividad de algas. La temperatura del agua regula en forma directa la concentración de oxígeno, la tasa metabólica de los organismos acuáticos y los procesos vitales

asociados como el crecimiento, la maduración y la reproducción. El ciclo de temperatura influye marcadamente en el *fitness* de plantas y animales y, por extensión, determina el lugar donde se distribuyen las especies en el sistema y cómo varía la comunidad biótica del cuerpo de agua de estación en estación (Jill *et al.* 2003).

Los patrones de circulación y los gradientes de temperatura a su vez influyen sobre los ciclos de nutrientes, sobre la distribución del oxígeno disuelto, por ejemplo el agua fría puede contener más oxígeno disuelto que el agua caliente (Moun y Moulton 1991) y sobre la distribución y el comportamiento de los organismos.

En el Río Green de Utah, las temperaturas medias mensuales del agua, antes del cierre del dique Flaming Gorge en 1962, variaban entre 2° C en invierno y 18° C en verano. Una vez cerrado, el rango anual de temperaturas mensuales del agua río abajo del dique fue mucho más acotado, entre 4° C y 9° C. Como resultado, la riqueza de especies disminuyó y 18 géneros (es decir, grupos de especies relacionadas) de insectos se perdieron; otras especies, principalmente el camarón de agua dulce comenzaron a dominar entre los invertebrados. Los insectos acuáticos no se recuperaron a pesar de los 20 años de restauración parcial de la temperatura lograda mediante la liberación de agua de reservorios más cálidos (Jill *et al.* 2003).

#### **1.1.1.7. Turbidez (en FAU)**

La turbidez es la expresión de la propiedad óptica de la muestra que causa que los rayos de luz sean dispersados y absorbidos en lugar de ser transmitidos en línea recta a través de la muestra. La turbiedad en el agua puede ser causada por la presencia de partículas suspendidas y disueltas de gases, líquidos y sólidos tanto orgánicos como inorgánicos, con un ámbito de tamaños desde el coloidal hasta partículas macroscópicas, dependiendo del grado de turbulencia. En lagos la turbiedad es debida a dispersiones extremadamente finas y coloidales, en los ríos, es debido a dispersiones normales (APHA *et al.* 1999).

#### **Factores que permiten el cambio de turbidez en los ecosistemas acuáticos**

La turbidez se refiere a lo clara o turbia que pueda estar el agua. El agua clara tiene un nivel de turbidez bajo y el agua turbia o lodosa tiene un nivel alto de turbidez. Los niveles altos de turbidez pueden ser causados por partículas suspendidas en el agua tales como tierra, sedimentos, aguas residuales y plancton. La tierra puede llegar al agua por la erosión o el escurrimiento de tierras cercanas. Los sedimentos pueden ser revueltos por demasiada actividad en el agua, ya sea por parte de los peces o los humanos. Las aguas residuales son el resultado de las descargas de agua y los altos niveles de plancton pueden deberse a nutrientes excesivos en el agua (REITEC 2010).

#### **Efecto de la turbidez en los ecosistemas acuáticos**

Si la turbidez del agua es alta, habrán muchas partículas suspendidas en ella. Estas partículas sólidas bloquearán la luz solar y evitarán que las plantas acuáticas obtengan la luz solar que necesitan para la fotosíntesis. Las plantas producirán menos oxígeno y con ello bajarán los niveles de Oxígeno Disuelto (OD). Las plantas morirán más fácilmente y serán descompuestas por las bacterias en el agua, lo que reducirá los niveles de OD aún más.

Las partículas suspendidas en el agua también absorberán calor adicional de la luz solar lo cual ocasionará que el agua sea más caliente. El agua caliente no es capaz de guardar tanto oxígeno como el agua fría, así que los niveles de OD bajarán, especialmente cerca de la superficie (REITEC 2010).

Las partículas suspendidas también son destructivas para muchos organismos acuáticos tales como los macroinvertebrados que se encuentran en el agua. Pueden obstruir las branquias de los peces e interferir con su habilidad para encontrar alimento. También pueden enterrar las criaturas que viven en el fondo y los huevos. Las partículas suspendidas pueden transportar contaminantes en el agua (REITEC 2010).

#### **1.1.1.8. Sólidos Disueltos Totales (en mg/L)**

El término TDS (Total Dissolved Solids) describe la cantidad total de sólidos disueltos en el agua. La TDS y la conductividad eléctrica están estrechamente relacionadas. Cuanto mayor sea la cantidad de sales disueltas en el agua, mayor será el valor de la conductividad eléctrica. La mayoría de los sólidos que permanecen en el agua tras una filtración de arena, son iones disueltos. El cloruro de sodio por ejemplo se encuentra en el agua como  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ . El agua de alta pureza que en el caso ideal contiene solo  $\text{H}_2\text{O}$  sin sales o minerales tiene una conductividad eléctrica muy baja. La temperatura del agua afecta a la conductividad eléctrica de forma que su valor aumenta de un 2 a un 3% por grado Celsius (LENNTECH 2009).

#### **1.1.1.9. Oxígeno Disuelto (OD en % saturación)**

El oxígeno disuelto es un parámetro crítico para caracterizar la salud de un sistema acuático. Esta es una medida del oxígeno disuelto en el agua el cual es aprovechable para los peces y otros organismos acuáticos. El contenido de OD resulta de las actividades fotosintéticas y respiratorias de la flora y fauna en el sistema, y la mezcla de oxígeno atmosférico con aguas a través del viento y la acción de la corriente del arroyo (Moun y Moulton 1991).

**Factores que permiten el cambio del Oxígeno Disuelto (OD en % de saturación) en los ecosistemas acuáticos**

La cantidad de oxígeno presente en el agua es afectada por la temperatura, la salinidad y la presión atmosférica. La concentración de oxígeno en agua es inversamente proporcional con la temperatura. Si elevamos la temperatura del agua a su punto de ebullición generamos una solución libre de oxígeno. Podemos generalizar que a cualquier presión atmosférica, aguas frías saturadas con oxígeno contienen una mayor cantidad de oxígeno disuelto que aguas tibias o calientes. No obstante, la relación inversa entre temperatura y la concentración de oxígeno disuelto puede verse alterada en ambientes naturales por efecto de los procesos de fotosíntesis y respiración (APHA citado por UPRM 2010).

La presencia de algunos minerales en una solución reduce la solubilidad de los gases. Las sales disueltas en agua reducen los espacios intermoleculares disponibles para la disolución del oxígeno. El efecto de la exclusión de oxígeno en función de la concentración de sales disueltas es mínimo excepto en ambientes hiper salinos, tales como los salitrales (APHA citado por UPRM 2010). La solubilidad de un gas está determinada por su presión parcial ( $p$ ) [Ley de Henry]. A su vez, la presión parcial de un gas es afectada por cambios en altitud (cambios en presión atmosférica). Observamos que en cuerpos de agua no contaminados la concentración de oxígeno disminuye con la altitud. Es conveniente aclarar que dicha relación puede ser alterada por los procesos de fotosíntesis y respiración. La relación entre los niveles medidos de oxígeno disuelto, el por ciento de saturación de oxígeno en agua, la temperatura del agua y la altitud se interpretan tradicionalmente utilizando un nomograma (UPRM 2010).

#### **1.4. Estimación del Índice de Calidad de Agua general “ICA”**

##### **Asignación de los Pesos Relativos o peso de importancia del Parámetro ( $W_i$ )**

Estos pesos correspondientes a los factores de contaminación en aguas. En esta fase se corre el riesgo de introducir cierto grado de subjetividad en la evaluación, pero por otro lado sugiere que es importante una asignación racional y unificada de dichos pesos de acuerdo al uso del agua y de importancia de los parámetros en relación al riesgo que implique el aumento o disminución de su concentración. En el caso de asignaciones de Pesos Relativos se identifican cuatro fases:

1- El panel de expertos procede a la generación de las ideas que determinan los Pesos Relativos, escribiéndolas en un papel.

18. **2- Recolección de las ideas generales por los participantes en un grafico, mediante una discusión en serio.**

19. **3- Discusión de cada idea recogida por el grupo con el fin de proceder a su clarificación y evaluación.**



20. 4- **Votación independiente sobre la prioridad de las ideas, es decir los Pesos Relativos (cuadro 1), la decisión del grupo se determina mediante orientación matemática. Para esto se pueden establecer varias metodologías de índices como lo son las curvas funcionales.**

Cuadro Pesos relativos para cada parámetro del “ICA”.

<b>i</b>	<b>Sub<sub>i</sub></b>	<b>W<sub>i</sub></b>
1	Coliformes fecales	0.15
2	pH	0.12
3	DBO5	0.10
4	Nitratos	0.10
5	Fosfatos	0.10
6	Temperatura	0.10
7	Turbidez	0.08
8	Sólidos Disueltos Totales	0.08
9	Oxígeno Disuelto	0.17

Estos datos se promediaron dando origen a curvas que reflejan el criterio profesional de respuestas en una escala (Sub<sub>i</sub>) de 0 – 100

La agregación de la información, mediante formulas que incluyen adiciones simples o multiplicativas.

Para determinar el valor del “ICA” en un punto deseado es necesario que se tengan las mediciones de los 9 parámetros implicados en el cálculo del Índice.

La evaluación numérica del “ICA” con técnicas multiplicativas y ponderadas con la asignación de pesos específicos se debe a Brown. Para calcular el índice de Brown se puede utilizar una suma lineal ponderada de los subíndices (ICAs) o una función ponderada multiplicativa (ICAm). En este estudio se utilizo la función ponderada multiplicativa la cual se expresa matemáticamente como sigue:

$$ICAm = \sum_{i=1}^n W_i (Sub_i)^{w-1}$$

Donde:

$W_i$ : Pesos relativos asignados a cada parámetro ( $Sub_i$ ), y ponderados entre 0 y 1, de tal forma que se cumpla que la sumatoria sea igual a uno.

$Sub_i$ : Subíndice del parámetro  $i$ .

El “ICA” adopta para condiciones óptimas un valor máximo determinado de 100, que va disminuyendo con el aumento de la contaminación del curso de agua en estudio. Posteriormente al cálculo el índice de calidad de agua de tipo “General” se clasifica la calidad del agua con base al siguiente cuadro (SNET s.f.):

**Cuadro .** Clasificación del “ICA” propuesto por Brown

CALIDAD	COLOR	VALOR	USOS
Excelente	AZUL	91 a 100	Contacto humano, vida acuática
Buena	VERDE	71 a 90	Contacto humano, vida acuática
Regular	AMARILLO	51 a 70	Restricciones para contacto humano, Limitada vida acuática
Mala	NARANJA	26 a 50	Restricciones para contacto humano, Limitada vida acuática
Pésima	GRIS	0 a 25	Restricciones para contacto humano, Limitada vida acuática

Fuente: PAES 2002 citado por SNET s.f.

### 1.5. Daños antropogénicos en los ecosistemas acuáticos

Los ecosistemas fluviales han sido empleados desde épocas antiguas por el hombre como fuente de recursos y como vía para la eliminación de residuos, lo cual ha producido una degradación histórica de estos ecosistemas. Tras la Revolución Industrial, este proceso se vio agravado por una mayor producción de materiales residuales, por la introducción de nuevos contaminantes y por la concentración de la población en ciudades, que generan cada vez más residuos. En la actualidad hay numerosas causas de degradación de la calidad del agua y de las comunidades biológicas que habitan en ella, tales como la contaminación por materia orgánica y el enriquecimiento en nutrientes, la eliminación o degradación del bosque de ribera, la rectificación y canalización de ríos, la regulación de cauces, la presencia de contaminantes inorgánicos y orgánicos persistentes, o las actividades mineras (Prat y Ward 1994; Allan 1995; Angelier 2002; Suárez *et al*, 2001; Toro *et al*. 2002)

La alteración y destrucción del hábitat, los efectos en la salud humana, la eutroficación, la disminución de las poblaciones de peces y otros recursos vivos, cambios en el flujo de sedimentos, son aspectos vinculados a las fuentes fijas y difusas de la contaminación producida por actividades que tienen lugar en tierra y que por el efecto de captación de agua que tienen las cuencas hidrográficas, generan efectos concentrados en las desembocaduras de los ríos en el mar y las zonas costeras aledañas (Escobar 2002).

Las fuentes puntuales de contaminación en tierra representan aquellas actividades cuyos desechos son vertidos directamente a los cuerpos de agua receptores y el sitio de vertimiento es fácilmente distinguible. Las fuentes no puntuales de contaminación terrestre son conocidas como “fuentes difusas”, se generan por una gama amplia de actividades humanas en la que los contaminantes producidos por ellas, y contenidos en sus descargas, no tienen un punto obvio de entrada a los cuerpos de agua receptoras (Dourojeanni y Jouravlev 2002).

De acuerdo con GESAMP (2001), las principales fuentes fijas de contaminación corresponden a las plantas industriales, desechos municipales y sitios de extracción, explotación y construcción como excavaciones (explotación agrícola, aprovechamiento forestal, minería, etc.). Los contaminantes presentes en las fuentes industriales son por lo general nutrientes, metales pesados, compuestos orgánicos específicos, radionúclidos y propiedades físico-químicas específicas como pH, salinidad, demanda de oxígeno, dureza, etc. Los componentes de los desechos son microorganismos patógenos, nutrientes y carbono orgánico y se encuentran combinados con aceites, grasas y productos químicos derivados de las industrias, los que entran en las corrientes de desechos domésticos a través de los sistemas de alcantarillado y la escorrentía pluvial. Los desechos industriales contienen además cantidades altas de materia orgánica provenientes de las plantas procesadoras de alimentos y bebidas y de la industria del cuero y de la madera. Otras actividades aumentan la descarga de sedimentos como los relaves mineros. Las fuentes difusas más evidentes corresponden a la agricultura, por el uso de plaguicidas, así como el aporte de residuos de insumos agrícolas y restos de vegetales y animales. Muchas veces se produce la contaminación de acuíferos. La actividad forestal intensiva, sobre todo de plantaciones, también es una fuente difusa de contaminantes y produce, al igual que la actividad agrícola, cargas de nutrientes, plaguicidas y sedimentos. El principal efecto de estas actividades es el incremento en la movilización de sedimentos, nutrientes y material particulado. Los principales contaminantes y procesos que afectan negativamente la calidad del agua se muestran en el cuadro 3 (Escobar 2002).

**Cuadro .** Contaminantes, procesos y fuentes que afectan la calidad del agua.

Contaminantes y Procesos	Descripción	Fuentes
--------------------------	-------------	---------

<b>Contaminantes orgánicos</b>	Se descomponen en el agua y disminuyen el oxígeno disuelto, induciendo la eutrofización.	Industriales, domésticas, asentamientos humanos.
<b>Nutrientes</b>	Incluyen principalmente fosfatos y nitratos, su incremento en el agua induce a una eutrofización. Se originan de desechos humanos y animales, detergentes y escorrentía de fertilizantes agrícolas.	Domésticas, industriales, escorrentía agrícola.
<b>Metales pesados</b>	Se originan principalmente alrededor de centros industriales y mineros. También pueden provenir de actividades militares o a través de lixiviados.	Industriales, mineras, asentamientos humanos, actividades militares.
<b>Contaminación Microbiológica</b>	Desechos domésticos no tratados, criaderos de animales (E. coli, protistos, amebas, etc.).	Municipales
<b>Compuestos tóxicos orgánicos</b>	Químicos industriales, dioxinas, plásticos, plaguicidas agrícolas, hidrocarburos de petróleo, hidrocarburos policíclicos generados de la combustión del petróleo. Compuestos orgánicos persistentes (POP) como químicos disruptores endocrinos, cianotoxinas, compuestos órgano estánicos de pinturas antinsecurantes.	Industriales, asentamientos humanos, escorrentía agrícola
<b>Químicos traza y compuestos Farmacéuticos</b>	Desechos hospitalarios, son sustancias peligrosas no removidos necesariamente por los tratamientos convencionales y han sido reconocidos con disruptores endocrinos y carcinogénicos.	Industria química y farmacia.
<b>Partículas Suspendidas</b>	Pueden ser orgánicas o inorgánicas y se originan principalmente de prácticas agrícolas y del cambio en el uso de la tierra, como deforestación, conversión de pendientes en pastizales originando erosión.	Industria, asentamientos humanos, escorrentía agrícola y cambios en el uso de la tierra.
<b>Desechos nucleares</b>	Incluye una gama amplia de radio núcleos utilizados en fines pacíficos.	Plantas nucleares, fallout radioactivo, ensayos nucleares, desechos hospitalarios, desechos Industriales
<b>Salinización</b>	Se produce por la presencia de sales en los suelos y drenajes inadecuados. También ocurre por afloramiento de agua proveniente de zonas altas, donde se riega (lavado de sales).	Presencia de sales en los suelos, la que aflora por carecerse de un buen drenaje, irrigación con agua salobre, agua de yacimientos secundarios de petróleo.
<b>Acidificación</b>	Está relacionada con un pH bajo del agua dado por la deposición sulfúrica producida por la actividad industrial y por las emisiones urbanas.	Industriales y municipales.

Fuente: Kraemer, Choudhury y Kampa Citados por Escobar 2002

En los ríos que desembocan en el mar se origina cerca del 80% de los contaminantes que afectan las franjas costeras. Los ríos tienen la particularidad de concentrar los contaminantes que captan en las cuencas algunos puntos clave en la costa marina, donde precisamente existen ecosistemas altamente sensibles para la reproducción de especies tanto de agua dulce como salada, como son los estuarios (Kramer, Choudhury y Kampa, citados por Escobar 2002).

Básicamente se produce alteración de las funciones ecológicas, reducción de la diversidad biológica, daño a los hábitats acuáticos y contaminación de los cauces bajos y en los ecosistemas marinos y efectos en la salud humana. La pérdida de especies (por estos efectos) es muy marcada. A nivel global,

un número muy importante de especies de flora y fauna están amenazadas especialmente a causa de la contaminación y por la pérdida del hábitat en zonas costeras. Se reporta que el 37%, de las especies de peces de agua dulce están en riesgo, al igual que el 67% de las especies de moluscos, así como el 52% de las especies de crustáceos y el 40% de los anfibios, y un número importante de especies de aves y vegetales (IUCN, 2000).

El ingreso de nutrientes contenidos en las descargas municipales y los provenientes por la escorrentía agrícola han producido un incremento en la eutroficación de las aguas costeras y en algunos cuerpos de aguas dulces. El flujo a través de los ríos de los tres elementos esenciales de la producción biológica (carbono, nitrógeno y fósforo), muestra una concentración en las costas dos veces mayor que los valores en condiciones prístinas, lo que ha afectado el ciclo natural de estos elementos (Mckensy y Lea Mat. Citados por Escobar 2002).

La salud humana ha sido afectada fuertemente por la contaminación de franjas costeras. El consumo de organismos costeros y de agua dulce proveniente de áreas contaminadas han producido, a nivel global, cerca de 2.5 millones de casos de hepatitis infecciosa, que resultan en 25,000 casos fatales y en un número similar de incapacidades por daño al hígado, con un impacto económico cercano a 10 billones de dólares anuales, sin mencionar epidemias de cólera (UNEP 2001). Otros usos como, la pesca, el turismo, la recreación resultan especialmente vulnerables.

El panorama de la contaminación hídrica en América Latina y el Caribe está dominado por las descargas municipales de origen doméstico e industrial, seguido de las mineras. Ellas constituyen una mezcla muy variada de sustancias y compuestos que representan entre el 90%– 95% de la contaminación que llega indirectamente a las áreas costeras y se estima que apenas el 2% de las descargas reciben tratamiento (PNUMA 1999).

En El Salvador, los vertimientos de aguas residuales no tratadas han degradado más del 90% de los ríos. Esta situación se acentúa en los ríos Acelhuate, Suquiapa, Sucio y Quezalapa. El estero de Jaltepeque y la bahía de Jiquilisco reciben las aguas de varios ríos contaminados como: Lempa, Grande de San Miguel, Sapuyo, Jalponga, Huiscoyolapa y Amayo, Requinte y El Molino (Escobar 2002).

### **1.1.3. Fuentes agrícolas de contaminación y su impacto en los ecosistemas acuáticos**

La actividad agrícola utiliza un promedio cercano al 70% de todas las fuentes de suministro de agua y ha sido reconocida como una de las principales fuentes difusas de contaminación de las aguas dulces, estuarinas y costeras. Existen formas variadas de contaminación por esta fuente difusa que finalmente concentra sus efectos nocivos en las desembocaduras de los ríos en el mar. Todas las fuentes causan contaminación por la descarga de contaminantes agrícolas y sedimentos a las aguas superficiales y subterráneas por efecto de la escorrentía que erosiona y causa pérdidas netas de suelo. También la contaminación se origina por el uso de aguas servidas en el riego. Ello transmite enfermedades a los

consumidores de productos agrícolas, irrigados con estas aguas. La industria agro–procesadora de productos agrícolas es también una fuente importante de contaminación orgánica. La actividad agropecuaria es una fuente de contaminación en crecimiento. Es responsable de la introducción de fertilizantes (nutrientes), plaguicidas y sedimentos a las aguas costeras a través de los ríos. Las alteraciones de la cubierta vegetal y la corteza terrestre es la principal fuente de introducción de sedimentos a los ríos por acción humana. Se estima que cerca del 80% de los sedimentos finos que llegan a las aguas superficiales, son movilizados por prácticas agrícolas y cambios en la cobertura vegetal (Escobar 2002).

#### **1.1.4. Fuentes industriales y municipales de contaminación del agua**

Aunque la agricultura sigue siendo la fuente más grande de contaminación del agua, los desechos de las industrias y municipalidades han aumentado enormemente en los últimos decenios. Se estima que entre 200 y 400 productos químicos importantes contaminan los ríos del mundo (Rodda 1996). Los contaminantes industriales, como los desechos de las fábricas de productos químicos, suelen arrojarse directamente a las vías fluviales. El agua arrastra también sales y aceites de las calles de las ciudades. En los vertederos industriales y municipales se produce la lixiviación de metales pesados y cloros orgánicos (ECONOMIST 1998).

Además, contaminantes como el dióxido sulfuroso y los óxidos de nitrógeno, que se combinan en la atmósfera para formar lluvia ácida, han tenido amplios efectos en los ecosistemas terrestres y de agua dulce. La lluvia ácida hace bajar el pH de los ríos y corrientes de agua. A menos que el calcio (contenido en la piedra caliza) las amortigüe, las aguas acidificadas matan a muchos peces sensibles a la acidez, inclusive el salmón y la trucha. En el suelo, los ácidos pueden liberar metales pesados, como plomo, mercurio y cadmio, que luego se cuelan en las vías de agua (Hinrichsen 1988).

Algunos de los peores contaminantes son las sustancias químicas sintéticas. En el mundo se usan comúnmente unas 70.000 sustancias químicas diferentes (Pullen y Hurst 1993). Se estima que todos los años se introducen 1.000 compuestos nuevos. Muchos de ellos llegan a los ríos, lagos y acuíferos subterráneos. En los Estados Unidos solamente, se han detectado más de 700 sustancias químicas en el agua para beber, 129 de las cuales se consideran sumamente tóxicas (Maywald, *et al.* 1988).

Varias sustancias químicas sintéticas, especialmente el grupo conocido como contaminantes orgánicos persistentes (COP), en los que están incluidos los hidrocarburos halogenados, las dioxinas y los cloros orgánicos como el DDT y los PCB (difenilos policlorinados) tienen larga vida y son sumamente tóxicos en el ambiente (WB 1993). No se descomponen fácilmente en los procesos naturales y tienden, por tanto, a acumularse en la cadena alimentaria biológica hasta que llegan a presentar riesgos a la salud humana.

#### **1.6. Los macroinvertebrados acuáticos**

Entendemos por invertebrados acuáticos aquellos que habitan en el lecho fluvial (entre las piedras, plantas acuáticas sumergidas, etc.) ya sea durante todo su ciclo vital (como los moluscos) o parte de él (como muchos insectos, en los que la fase adulta es terrestre y la fase larvaria es acuática). Se denominan “macroinvertebrados” a los que alcanzan a lo largo de su ciclo de vida un tamaño superior a 0,200 mm, lo que les puede hacer visibles a simple vista (Rosenberg y Resh citados por Alonso y Camargo 2005). Esta comunidad se caracteriza por una elevada diversidad taxonómica, en el cuadro 4 se muestran algunos ejemplos de los principales grupos de macroinvertebrados que pueden encontrarse en ríos españoles. Esta comunidad también posee una alta variedad de adaptaciones morfológicas y de comportamiento para poder aprovechar los diferentes recursos tróficos que ofrece un ecosistema fluvial (Alonso y Camargo 2005).

**Cuadro .** Grupos de macroinvertebrados que pueden encontrarse en ríos. La letra A muestra un ciclo de vida que se desarrolla en su integridad en el agua, mientras que la L indica que en el río se desarrolla parte de su ciclo vital (larva y/o pupa) (Alonso y Camargo 2005).

PHYLUM	ORDEN-CLASE	FAMILIA	GÉNERO-ESPECIE	CICLO
<b>Platyhelminthes</b>	Cl. Turbellaria	Planariidae	<i>Polycelis felina</i>	A
		Dugesiiidae	<i>Dugesia tigrina</i>	
<b>Annelida</b>	Cl. Oligochaeta	Tubificidae	<i>Tubifex tubifex</i>	A
		Lumbriculidae	<i>Lumbriculus variegatus</i>	
	Cl. Hirudinea	Glossiphoniidae	<i>Glossiphonia complanata</i>	A
		Erpobdellidae	<i>Erpobdella monostrata</i>	
<b>Mollusca</b>	Cl. Gastropoda	Hydrobiidae	<i>Potamopyrgus antipodarum</i>	A
		Ancylidae	<i>Ancylus fluviatilis</i>	
		Lymnaeidae	<i>Lymnaea stagnalis</i>	
	Cl. Bivalvia	Sphaeriidae	<i>Pisidium casertanum</i>	A
		Unionidae	<i>Anodonta cygnea</i>	
<b>Artrópoda (Cl. Crustácea)</b>	Ord. Amphipoda	Gammaridae	<i>Eulimnogammarus toletanus</i>	A
			<i>Eulimnogammarus macrocarpus</i>	
			<i>Echinogammarus echinosetosus</i>	
			<i>Gammarus pulex</i>	
	Ord. Decapoda	Astacidae	<i>Austropotamobius pallipes</i>	A
			Cambaridae	
<b>Artrópoda (Cl. Insecta)</b>	Ord. Ephemeroptera	Baetidae	<i>Baetis rhodani</i>	L
		Caenidae	<i>Caenis luctuosa</i>	
		Ephemerellidae	<i>Ephemerella ignita</i>	
			<i>Serratella hispanica</i>	
Ord. Plecoptera	Nemouridae		<i>Amphinemoura sulcicollis</i>	L
		Perlidae	<i>Perla marginata</i>	
		Leuctridae	<i>Leuctra geniculata</i>	
Ord. Trichoptera	Hydropsychidae		<i>Hydropsyche exocellata</i>	L
		Rhyacophilidae	<i>Rhyacophila meridionalis</i>	
		Glossosomatidae	<i>Agapetus fuscipes</i>	
		Limnephilidae	<i>Limnephilus guadarramicus</i>	
Ord. Odonata		Cordulegasteridae	<i>Cordulegaster boltoni</i>	L
Ord. Coleoptera		Elmidae	<i>Elmis aenea</i>	A

		Gyrinidae Hydraenidae	<i>Esolus</i> <i>Limnius</i> <i>Gyrinus</i> <i>Hydraena flavipes</i>	<i>angustatus</i> <i>volckmari</i> <i>urinator</i>	
	Ord. Diptera	Chironomidae Simuliidae Athericidae	<i>Chironomus</i> <i>Simulium</i> <i>Atherix ibis</i>	<i>plumosus</i> <i>ornatum</i>	L

### 1.1.5. Tipos de hábitats acuáticos

#### Ecosistemas lóticos

Las Corrientes de agua o ambientes lóticos, fueron un sendero principal para el movimiento evolutivo de animales desde el mar a lagos y a la tierra. Incluso hoy, muchas taxa de invertebrados acuáticos están limitadas a arroyos y ríos por ser un ambiente con características únicas. Comparados con las aguas que no fluyen, o ecosistemas lenticos, los arroyos son generalmente más turbulentos que los lagos, y, por tanto, la estratificación de la cantidad de agua con termoclima es rara. Las altas turbulencias generalmente mantienen altas concentraciones de oxígeno, se reducen las diferencias de temperaturas dentro del arroyo, y distribuye el plancton y los nutrientes suspendidos o disueltos más regularmente. Las temperaturas en los arroyos fluctúan sobre un pequeño rango que son típicas de las zonas litorales poco profundas de los ecosistemas lenticos. Los hábitats de agua en movimiento poseen frecuentemente más heterogeneidad de hábitats, y la red trófica en cuencas forestadas de drenaje es más dependiente en la producción de allochthonous (materia de la planta producida externamente), incluso aunque la producción en arroyos puede ser importante (Thorp and Delong. Citados por Thorp y Covich 2001). Los ecosistemas loticos son también más permanentes en ambos marcos de tiempo ecológico y evolutivo que la mayoría de hábitats lenticos. Ambas heterogeneidad y permanencia son ideales para incrementar la diversidad dentro de estos ecosistemas (Thorp y Covich 2001).

#### Ecosistemas lénticos

Se refiere al agua que permanece o esta quieta. Se deriva del latín “*lentus*”, lo que significa lento. Los ecosistemas lénticos se pueden comparar con los ecosistemas lóticos, que incluyen las aguas terrestres que fluyen, tales como ríos y arroyos. Juntos, estos dos campos forman parte en el estudio general de agua dulce o la ecología acuática (Brown 1987; Brönmark y Hansson 2005).

### 1.1.6. Modos de vida de los macroinvertebrados acuáticos

#### Neuston

El término neuston se refiere al ensamble de organismos asociados con la película superficial de lagos, océanos y porciones de arroyos con movimiento lento. Estos incluyen generalmente especies que viven solo debajo de la superficie del agua (hiponeuston), los individuos que están sobre pero inmersos en el



agua (epineuston), y taxa que viaja sobre la superficie en estructuras hidrofóbicas (superneuston o, más adecuadamente, una forma de epineuston). Este nombre es similar, o substituye al nombre anterior, pleuston (a veces neuston es usado en referencia a los componentes microscopicos pleuston). La densidad de los organismos neustónicos disminuye cuando se incrementa la turbulencia (Thorp y Covich 2001).

### **Necton**

El necton (organismos que son capaces de moverse en el agua por ellos mismos) limnético consta casi exclusivamente de peces. La mayoría de estos, son los mismos que se encuentran en la zona litoral. Dentro del Necton destacan los Peces, que son el último eslabón de las cadenas tróficas de ríos y lagos (CONAMA s.f.).

### **Bentos**

Organismos que viven en el fondo, ya sean móviles o séciles (inmóviles) (Thorp y Covich 2001). Según Roldán (2003) todos aquellos organismos que viven en el fondo de ríos o lagos, adheridos a piedras, rocas, troncos, restos de vegetación y sustratos similares. Los principales ordenes representativos son: Ephemeroptera, Plecoptera, Thricoptera, Megaloptera y Diptera. También pueden encontrarse algunos enterrados en el fondo a varios centímetros de profundidad, como la familia Eutyplociidae (Ephemeroptera). Otros, como la familia Blephacerae (Diptera), se adhieren fuertemente a rocas mediante un sistema de ventosas en el abdomen. Ciertas especies pertenecientes al orden Odonata se encuentran adheridas a vegetación acuática sumergida o emergente.

Más bentos de agua dulce alcanzan sus máximas densidades y diversidad en aguas poco profundas y declinan perceptiblemente con el incremento de la profundidad en zonas profundas. Pocos macroinvertebrados toleran condiciones en zonas profundas debajo del termoclima estacional, pero la micro y mesofauna puede ser abundante en aguas profundas. Este modelo probablemente refleja gradientes de la disponibilidad de oxígeno, heterogeneidad de hábitat y todos los recursos alimenticios los cuales son mayores en la zona litoral. Los estudios de regiones vegetadas y no vegetadas del litoral demuestran el gran valor de macrofitos en la reducción de los porcentajes de predación en macrofauna béntica (Hershey. Citado por Thorp y Covich 2001). Este refugio es especialmente crucial porque los animales bénticos son por lo general nadadores pobres y tienen dificultad para escapar de sus predadores altamente ágiles. Una variedad de hábitats distintivos está disponible para invertebrados bénticos. Los macroinvertebrados, tales como mejillones de agua dulce, oligochaetas, y algunos cangrejos, regularmente están el sustrato. Muchas especies móviles y sedentarias viven en la superficie del barro, rocas o residuos de plantas sumergidas (Thorp y Covich 2001).

#### **1.1.7. Adaptaciones y comportamiento de los macroinvertebrados a la vida acuática**

Los insectos acuáticos han tratado con el problema de respiración en varias formas diferentes. Hablando en términos generales, ellos pueden dividirse en dos categorías: aeropnéustica e hidronéupstica. Los insectos pertenecientes al primer grupo principalmente usan el oxígeno de la atmósfera, mientras que los pertenecientes al segundo grupo extraen el oxígeno disuelto del agua (Williams y Felmate 1992).

Puesto que la mayoría de los macroinvertebrados acuáticos deben tomar el oxígeno disuelto en el agua es fundamental que estos organismos presenten adaptaciones estructurales y fisiológicas que les permitan llevar a cabo este proceso. Por tanto, los problemas de contaminación que disminuyan los niveles de oxígeno en el agua, son letales para la mayoría de los organismos que allí habitan (Roldán 2003).

### **Respiración hidropnéustica en los macroinvertebrados acuáticos**

Consiste en tomar el oxígeno disuelto en el agua a través de la piel o de agallas filamentosas. Este es el tipo de respiración que realizan la mayoría de los macroinvertebrados acuáticos. Se han observado cómo algunos organismos que viven en aguas con déficit de oxígeno, por ejemplo las ninfas de *Euthyplocia* y *Campylocia* (Figura 1) poseen agallas enormemente desarrolladas, como una compensación para una mayor área de exposición y captación del poco oxígeno disponible. Las pupas de *Simulium* cuentan con espiráculos funcionales con prolongaciones torácicas ramificadas llamadas agallas espiraculares que les sirven para realizar la respiración aeropnéustica en caso de que el medio comience a transición lluviosa-secararse (Roldán 2003).

The screenshot shows a Google Books interface. The main content area displays a diagram titled 'Figura 2.6 Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la respiración hidropnéustica'. The diagram depicts a pond with a cross-section showing various aquatic macroinvertebrates and their respiratory adaptations. Below the pond, four specific adaptations are labeled: 'Terpides' (with 'Agallas respiratorias' shown as small structures on its body), 'Campyloia', 'Euthyplocia', and 'Pupa Simulium'. The page is from a book titled 'Bioindicación de la calidad del agua en Colombia: propuesta para el uso del ...' by Gabriel Roldán Pérez, page 14. The browser window shows the URL 'http://books.google.com/books?id=ZEjgIKZTF2JC&pg=PA14&pg=PA14&dq=tipos+de+respiracion+en+in' and the search term 'respiracion hidropneustica'.

**Figura .** Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la respiración hidropnéustica (Roldán 2003).

Básicamente todos los insectos respiran cutáneamente, pero pueden ser divididos en grupos basados en varios tipos de órganos cuticulares accesorios (por ejemplo agallas) para mejorar el proceso. Muchos no tienen espiráculos funcionales. Los insectos hidropnéusticos tienden a ser más comunes en corrientes de agua o con buena aireación aguas lénticas donde sus distribuciones pueden estar cercanamente vinculadas a la disponibilidad de oxígeno (Williams y Felmate 1992).

En larvas y pupas de pequeños insectos hidropnéusticos, como chironomidae, simuliidae y chaoboridae (además de collembola), el intercambio gaseoso ocurre por difusión general de la pared corporal. El aire en sus traqueas contiene tanto oxígeno como nitrógeno y, como el oxígeno es consumido en sus tejidos, es sustituido por la difusión de oxígeno en el agua. Estos restauran la relación oxígeno-nitrógeno del aire traqueal. La respiración cuticular simple de este tipo es suficiente para abastecer solamente las pequeñas necesidades de oxígeno, relativamente inactiva, en insectos. Es posible que el sistema pueda estar hecho más eficientemente por:

- Usar un portador de oxígeno más efectivo en la hemolinfa (por ejemplo algunos Chironomidae poseen hemoglobina) pero estos no han sido bien estudiados.
- Expandiendo la red traqueal periférica solo bajo la cutícula (Williams y Felmate 1992).

Los insectos más grandes y más activos han desarrollado excrescencias membranosas en la pared del cuerpo para incrementar la superficie efectiva para el intercambio gaseoso. En muchas larvas, estas agallas ahora sirven como sitios primarios de respiración. Las agallas son de dos tipos básicos:

- Estructuras como lámina delgada plana comúnmente ricos en la tráquea.
- Estructuras filamentosas que son más carnosas, las cuales pueden ser ramificadas y no necesariamente como consecuencia directa del sistema traqueal (Williams y Felmate 1992).

### **Respiración aeropnéutica en los macroinvertebrados acuáticos**

Estos insectos pueden dividirse en tres subgrupos según Williams y Felmate (1992):

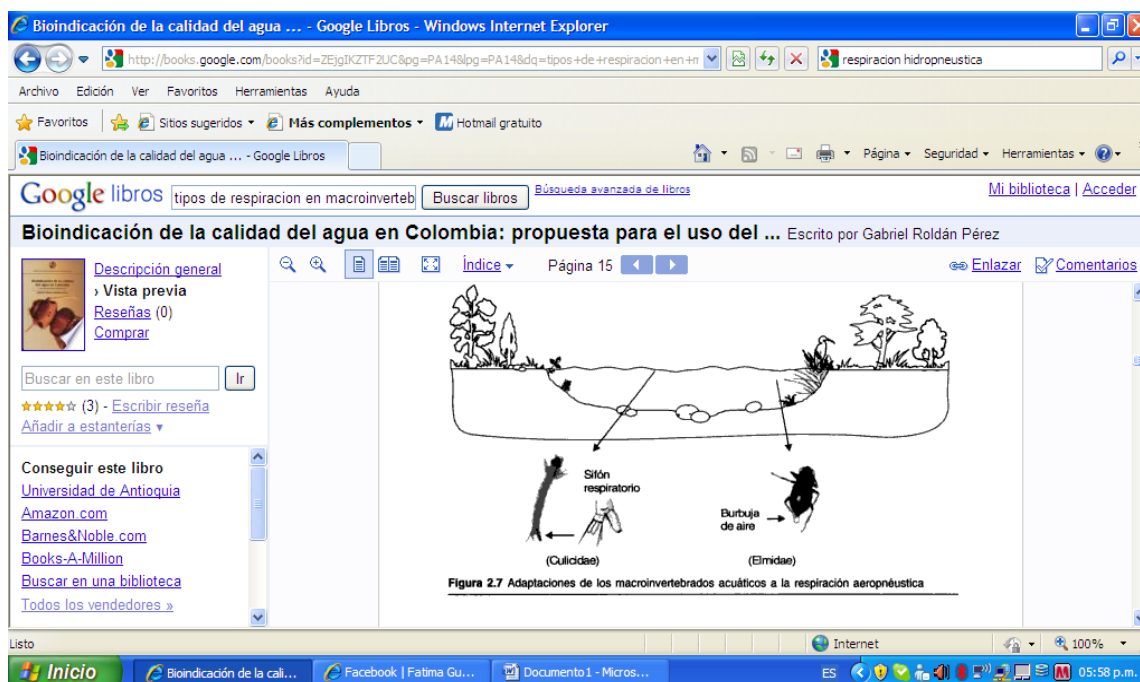
- 21. Respiradores de superficie que pueden permanecer en contacto con la atmósfera.**
- 22. Respiradores de superficie que periódicamente contactan la atmósfera.**
- 23. Insectos que obtienen su oxígeno de los vapores de plantas vasculares acuáticas.**

Las larvas de Syrphidae (Diptera) son buenos ejemplos de insectos que permanecen más o menos permanentemente en contacto con el aire. Lo hacen vía un par de espiráculos localizados en el fondo de un tubo de respiración telescópica. Cabellos hidrofóbicos al final del tubo mantienen los espiráculos abiertos y previenen que el agua entre (Williams y Felmate 1992). Es el tipo de respiración que realizan algunos organismos acuáticos, pero que toman el oxígeno directamente del aire, por ejemplo, Culicidae y Syrphidae que tienen unos sifones respiratorios que les permiten estar por periodos prolongados en contacto con la superficie del agua. Organismos como estos no servirán como indicadores de aguas desoxigenadas (Roldán 2003).

Los insectos que vienen periódicamente a la superficie para respirar incluidos larva y pupa de mosquito, larvas y adultos de escarabajos, y estadíos maduros e inmaduros de muchas hemípteras. Las larvas del mosquito culicidae tienen un par de espiráculos en la punta de un sifón esclerotizado, así como mosquitos anopheles no tienen tales extensiones y espiráculos como lo demuestra en la parte dorsal del octavo segmento abdominal (Williams y Felmate 1992).

Otros organismos como los de las familias Dytiscidae y Elmidae (Coleoptera), nadan hasta la superficie donde toman burbujas de aire que conservan debajo de los élitros y les sirve de reserva de oxígeno durante varias horas. Ciertos coleópteros y lepidópteros poseen espiráculos ensanchados que les sirven para almacenar aire y así resistir periodos prolongados debajo del agua (Figura 2). Ciertos hemípteros y

coleópteros tienen sus cuerpos cubiertos por escamas y pelos microscópicos que no se humedecen, lo que les permite mantener secos los espiráculos y así tener siempre una reserva de aire. Esta adaptación consiste de una estructura llamada “*Plastron*”. Otros organismos como la familia Polymitarcidae perforan tallos esponjosos donde se alojan por periodos prolongados y donde toman el oxígeno del aire allí acumulado (Roldán 2003).



**Figura .** Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la respiración aeroprénstica (Roldán 2003).

### 1.1.8. Categorías de adaptaciones de los macroinvertebrados a los hábitats acuáticos

Un gran número de insectos viven una parte o su vida entera bajo el agua. En la mayoría de los Ordenes de insectos más primitivos, los estados inmaduros pasan sus vidas en ambientes acuáticos, mientras que los adultos son aéreos o terrestres. Algunos grupos de insectos, como determinados escarabajos de agua, también viven como adultos acuáticos. (Cummins *et al.* 2008).

El hábitat (modo de locomoción, adherencia o encubrimiento; Cuadro 5) de un taxón dado ejerce una fuerte influencia o la inclinación y frecuencia de movimiento dentro de cualquier hábitat acuático dado, especialmente a la deriva. Los insectos de arroyos están claramente adaptados para responder a la corriente, por ejemplo a través de formas hidrodinámicas que facilitan nadar en el flujo de agua, conducta sésil, o evitando el empuje principal de la corriente por una forma del cuerpo aplanado dorso ventralmente (Statzner *et al.* Citados por Cummins *et al.* 2008). La inclinación a la deriva está

relacionada al hábitat, lo cual es reflejado por la forma del cuerpo (expresado como la relación de altura a anchura) y también varios grupos funcionales de alimentación (Cummins *et al.* 2008).

**Cuadro** Categorización de hábitats de insectos acuáticos (modo de existencia). Tomado de Cummins *et al.* 2008.

<b>CATEGORÍA</b>	<b>DESCRIPCIÓN</b>
<b>Patinadores</b>	Adaptados para “patinar” en la superficie donde ellos se alimentan como carroñeros en organismos atrapados en la película superficial del agua (por ejemplo: Guerridae).
<b>Plantónicos</b>	Habitán las zonas limneticas de aguas abierta (lagos, estanques y pantanos). Estas especies representantes pueden flotar y nadar en aguas abiertas, pero usualmente exhiben un patrón de migración vertical (ejemplo Diptera: Cahoboridae-mosquitos fantasma) o flotan en la superficie para obtener oxígeno y comida, y bucean cuando se alarman (ejemplo: Culicidae-mosquitos).
<b>Buceadores</b>	Adaptados para nadar por “remos” con las patas traseras en hábitats lenticos o loticos. Estas especies vienen a la superficie para obtener oxígeno, bucean y nadan cuando se alimentan y se alarman; pueden aferrarse o gatear en objetos sumergidos tales como plantas (ejemplos: hemíptera; coxididae-barqueros de agua; Coleoptera: adulto de Dytiscidae escarabajos buceadores depredadores).
<b>Nadadores</b>	Adaptados para nadar como “peces” en hábitats loticos y lenticos. Los individuos usualmente se aferran a objetos sumergidos, tales como rocas (rifles loticos) o plantas vasculares (lenticas) entre ráfagas cortas de natación (ejemplos Ephemeroptera: Siphonuridae, Leptophlebiae).
<b>Aferradores</b>	Los representantes tienen adaptaciones de conductuales (construcción de refugio fijo) y morfológicas (largas, garras tarsales curvadas, aplanamiento dorso-ventral, agallas ventrales organizadas como una ventosa) las adaptaciones para adherirse a superficies en arroyos y barrido de las olas en las zonas de litoral de lagos (ejemplos: Ephemeroptera: Heptageniidae; Trichoptera: Hydropsychidae; Diptera: Blephariceridae).
<b>Derribadores</b>	Habitán la superficie de hojas flotantes de hidrofitas vasculares o sedimentos finos, usualmente con modificaciones para mantenerse en la cima del sustrato y mantener la superficie de respiración libre de limo (ejemplos: Ephemeroptera: Caenidae; Odonata: Libellulidae).
<b>Escaladores</b>	Adaptados para vivir en hidrofitas vasculares o restos de detrito (por ejemplo: por encima de ramas, raíces y vegetación a lo largo de arroyos, y matorrales sumergidos en lagos) con modificaciones para moverse verticalmente en superficies tipo tallo (por ejemplo: Odonata; Aeshnidae).
<b>Excavadores</b>	Habitán los sedimentos finos de arroyos y lagos. Algunos excavadores construyen separados los cuales pueden tener tubos con granos de arena extendiéndose por encima de la superficie del sustrato o los individuos pueden ingerir a su manera a través de sedimentos (ejemplos: Ephemeroptera; Ephemeridae moscas de mayo excavadoras; Diptera: Chironomidae, mosquitos de “gusanos de sangre”) algunas madrigueras en tallos de plantas, hojas o raíces (minadores).

Muchas de estas especies tienen adaptaciones que les ayudan a la locomoción en el agua. Los escarabajos y chinches de agua (figuras 3 y 4) tienen patas adaptadas en estructuras parecidas a remos. Las náyades de libélulas (figura 5) usan propulsión a chorro, expulsando con fuerza el agua fuera de la cámara rectal (Mill y Pickard 1975). Algunas especies como los zapateros de agua son capaces de

caminar en la superficie del agua (figura 6). Pueden hacer esto porque sus garras no están en las puntas de sus patas como en la mayoría de los insectos, pero están empotradas en una ranura especial más arriba de la pata; lo que impide que las garras rompan la película de la superficie del agua (Cummins *et al.* 2008). Otros insectos tales como los Staphilinidae (Rove beetle *Stenus*) son conocidos por emitir secreciones salivales que reducen la tensión superficial haciendo posible su movimiento en la superficie del agua por propulsión Marangoni (también conocida por el término alemán *Entspannungsschwimmen* cuyo significado es relajación de la natación) (Bush y Hu. 2006 y Linsenmair y Jander 1976).



**Figura .** *Notonecta glauca*, un chinche depredador, se mantiene justo por debajo de la línea de superficie gracias a la retención de burbujas de aire (Foto tomada de García 2009).



**Figura .** *Dytiscus marginatus*, un gran depredador con un potente sistema natatorio (Foto tomada de García 2009).



**Figura .** Ninfa de Gomphidae (Foto tomada de UWEX 2007).



**Figura .** *Hydrometra stagnorum* es un chinche supra-acuático que camina sobre el agua (Foto tomada de García 2009).

### **1.1.9. Relaciones tróficas en los macroinvertebrados acuáticos**

Estudios llevados a cabo sobre dinámica trófica, hábitos alimentarios, variación estacional en la dieta de los macroinvertebrados acuáticos, han demostrado que la mayoría de estos organismos ingieren partículas de origen terrestre y que estos organismos no consumen en la mayoría de los casos las hojas recién caídas sino que se requieren días o semanas (dependiendo principalmente de la temperatura y del tipo de hoja) para hacer a estas hojas palatables para su consumo. Durante este periodo se está llevando a cabo un proceso de condicionamiento de las hojas por parte de los microorganismos tales como bacterias y hongos que aumentan el contenido proteico de este material (Merritt *et al.* 1984).

Actualmente se considera que los ríos dependen para su mantenimiento de la entrada de material alóctono, constituido principalmente por vegetación de origen terrestre (Minshall 1978; Cummins y Klug 1979; Anderson y Sedell 1979; Merritt y Lawson 1979). Se ha encontrado que en ríos de Norteamérica el 66% del alimento de los consumidores primarios es de origen alóctono siendo la



entrada de este material lo que afecta la abundancia y distribución de los macroinvertebrados bentónicos (Nelson y Escott, 1962).

Debido a la gran heterogeneidad física de los ambientes acuáticos (y en particular los cuerpos de aguas corrientes), las fuentes de alimento disponibles para los insectos acuáticos y demás invertebrados que allí habitan, son también muy diversas. Además de la contribución relativa de las fuentes autóctonas (es decir, de la materia orgánica sintetizada o elaborada por los productores primarios), también está la materia orgánica de origen alóctono, que es la principal fuente de energía en aguas corrientes. De manera general, en el flujo de energía y estructura trófica de cualquier ecosistema, bien sea terrestre o acuático, se pueden reconocer varios niveles de alimentación o niveles tróficos:

Productores, consumidores primarios o herbívoros y los consumidores secundarios (carnívoros y detritívoros). Algunos grupos de insectos acuáticos actúan como consumidores primarios y secundarios en la cadena trófica y por tanto contribuyen en la transferencia de energía en los ecosistemas acuáticos, a través de su participación como herbívoros, carnívoros o detritívoros. Estas categorías tróficas generales, están basadas solamente en el tipo de materia orgánica consumida y no toman en cuenta los procesos involucrados en el consumo y adquisición de tales recursos, su uso es muy restringido para describir el papel que dichos organismos desempeñan en estos ambientes, puesto que ellos han desarrollado diversas relaciones tróficas, en respuesta a la gran heterogeneidad física que allí se presenta, y que en consecuencia ha determinado una gran diversidad en sus fuentes de alimento (Rivera 2004).

Estas relaciones tróficas, de las cuales dependerá en gran parte, la estructura y funcionamiento de los ecosistemas acuáticos (Merrit y Cummins, 1996), incluyen, no solo los procesos involucrados directamente en la alimentación (ingestión, masticación, digestión y defecación), a través de las cuales afectan la naturaleza de sus fuentes de alimento, sino también los diferentes mecanismos conductuales y morfológicos que han desarrollado para explotar este medio ambiente (Wallace y Webster, 1996), llegando así a mantener y modificar el funcionamiento del ecosistema en varias maneras y no solamente por el simple consumo del alimento (Wallace y Webster, 1996).

Cummins y Klug (1979), simplificaron esta heterogeneidad en cuatro categorías alimenticias básicas, cuyos criterios de agrupamiento, están relacionados con los mecanismos de adquisición de alimentos, tales como:

- a. El tamaño del material (grueso o fino).
- b. La localización (unido al sustrato, suspendido o depositado en el fondo).
- c. Presencia de clorofila.
- d. El contenido proteínico.

La principal fuente de material alóctono para los ambientes lóticos es la productividad primaria terrestre en forma de, hojas ramas, troncos, flores y frutos, y en menor proporción restos animales. El material autóctono es producido dentro del cuerpo de agua, como diatomeas u otras algas, macrofitas, fitoplancton, y en menor proporción, restos de insectos acuáticos y peces. De acuerdo con el tamaño, esta categoría se puede dividir en, *materia orgánica particulada gruesa* (MOPG), que agrupa al detritus con un tamaño de partículas mayores a 1mm. y la *materia orgánica particulada fina* (MOPF), comprende todo el detritus que se encuentra en un rango de tamaño de 0,5m $\mu$  – 1mm. Esta relación entre las categorías de fuentes alimenticias (Detritus, Perifiton, Macrofitas, y Presas), con los mecanismos morfoconductuales que han desarrollado los insectos acuáticos para adquirir su alimento, llevó a Cummins (1973) a establecer un esquema de clasificación que organiza a los insectos acuáticos en grupos funcionales de alimentación, destacando así sus diversas relaciones tróficas. De acuerdo con este esquema de clasificación, las relaciones tróficas de los insectos acuáticos se definen en las siguientes categorías de grupos funcionales:

### **Desmenuzadores**

Son los insectos acuáticos y otros invertebrados de hábitos masticadores, que se alimentan tanto de los tejidos de plantas vivas (macrofitas), como de la materia orgánica particulada gruesa (MOPG) microbially procesada, es decir, toda la materia orgánica mayor a 1mm.

En cuanto a los mecanismos de alimentación que utilizan, este grupo incluye: masticadores, minadores, y barrenadores o taladradores, siendo por tanto su función principal, la de fragmentar la materia orgánica gruesa en partículas más finas, facilitando así su disponibilidad para otros invertebrados (Cummins 1973).

### **Colectores ó filtradores**

Son los que se alimentan de la materia orgánica particulada fina (MOPF), es decir, el detritus con un tamaño de partículas menor a 1mm, y en menor proporción (en el caso de los ambientes lénticos) organismos del plancton (fitoplancton y zooplancton). Este grupo, a su vez comprende dos tipos de organismos funcionales, los filtradores, aquellos que se alimentan del material orgánico en suspensión (usando para ello el mecanismo de la filtración), especialmente comunes en aguas corrientes; y los recolectores, los que se alimentan de las partículas orgánicas presentes en el sedimento y que son comúnmente encontrados en el fondo de agua lénticas o de corrientes muy suaves. Como grupo funcional, estos insectos, participan en el procesamiento de la materia orgánica fina, facilitando así su incorporación en forma de materia orgánica disuelta, a otros organismos de la cadena trófica (Cummins 1973).

### **Raspadores ó raedores**

Son los insectos que se alimentan del material vegetal adherido a un sustrato, particularmente el perifiton, cuyo tamaño es menor a 1mm, para lo cual presentan adaptaciones morfo-conductuales que

les permite raspar la superficie de dicho sustrato tales como: mandíbulas en forma de paleta con bordes cortantes, mandíbulas con superficies internas dentadas, mandíbulas robustas con fuertes dientes y cepillos en los palpos labiales y maxilares (Cummins y Klug 1979). Además de estas adaptaciones, dichos organismos han desarrollado importantes adaptaciones estructurales, para mantener su posición en superficies expuestas a la corriente y así poder explotar su alimento (cuerpo aplanado dorsoventralmente, y ventosas) (Cummins 1973).

### **Perforadores de macrofitas**

Viven de células y fluidos tisulares de hidrófitas vasculares o filamentos (macroscópicos) de fluidos celulares de algas. Son herbívoros perforadores de tejidos o células y succionan fluidos, entre las ordenes dominantes representativas de este grupo funcional se encuentran: Trichoptera (Cummins *et al.* 2008).

### **Depredadores**

Dentro de esta categoría se incluyen todos los insectos acuáticos carnívoros que están adaptados especialmente para la captura de presas vivas, cuyo tamaño es mayor a 1mm. Este comportamiento también puede presentarse en miembros de los grupos funcionales anteriores, en la medida que alcanzan mayor desarrollo. Es probable que este hecho se deba a que en ciertas etapas de su ciclo de vida, los insectos necesitan un alto contenido de proteínas en su dieta, para facilitar su crecimiento (Cummins y Klug, 1979). Los principales mecanismos que utiliza este grupo para adquirir su alimento, son la ingestión completa de la presa, y la succión de fluidos, mediante la perforación de los tejidos celulares de la presa (Cummins 1973).

### **Parásitos**

Viven de tejido animal. Son parásitos internos de huevos, larvas y pupas. Parásitos externos de larvas, prepupas y pupas en cocones, capullos de pupas. También parásitos internos de arañas adultas. Los ordenes dominantes representativos para este grupo funcional son: Hymenoptera y Diptera (Cummins *et al.* 2008).

### **Parasitoides**

Los huevos puestos endofíticamente son susceptibles a parasitoides de huevos, los cuales pueden alcanzar altos niveles de incidencia. Los parasitoides de huevos son idiobiontes (Askew y Shaw, citados por Corbet 2004) que consume al hospedero en el estado en el cual es atacado, y así previene el subsecuente desarrollo embrionario. Los casos reportados en los cuales el embrión hospedero sobrevive al ataque a llegado a sufrir malformaciones y enanismo (Ando, citado por Corbet 2004) son probablemente anómalos y requieren investigación adicional. Los parasitoides de huevos, a diferencia

de los parasitoides de larvas no se alimentan o viven de tejidos, y lo que hay no es una integración entre hospedero y parasitoide (Corbet 2004).

En cada grupo funcional, pueden existir miembros de distintos niveles tróficos de acuerdo con la naturaleza de la materia orgánica consumida, lo cual indica que el mismo mecanismo de adquisición de alimento, les permitirá ingerir un amplio rango de recursos. Estos organismos han desarrollado diferentes maneras de explotar sus fuentes de energía, lo cual les permite adaptarse exitosamente a varios tipos de hábitats acuáticos. En un intento por demostrar que los ríos no son ecosistemas aislados sino que mantienen una interacción constante con los ecosistemas ribereños Vannotte *et al* en 1980 introducen el concepto del continuo del río, en el cual proponen que el sistema río–bosque tiene una estructura longitudinal como resultado de un gradiente de fuerzas físicas que cambian predeciblemente a lo largo y ancho del río. Desde la cabecera de los ríos hasta sus desembocaduras, las variables físicas presentan un gradiente continuo de condiciones. Este gradiente puede producir una serie de respuestas dentro de los componentes de las poblaciones de los macroinvertebrados bentónicos resultando un continuo ajuste biótico, que consisten en un modelo de carga, transporte y almacenamiento de materia orgánica a lo largo y ancho del río. Desde el punto de vista trófico esta teoría propone que los ríos son un continuo de hábitats y por tanto las fuentes de alimento cambian desde las cabeceras hasta su desembocadura. En la cabecera del río donde existe abundante vegetación terrestre, la principal fuente de energía la constituye la materia orgánica particulada gruesa, la cual está conformada por hojas, semillas, tallos herbáceos y leñosos, etc. Este es el recurso alimenticio más importante para un grupo particular de macroinvertebrados denominados fragmentadores. A medida que aumente el tamaño del río la densidad de la vegetación ribereña se reduce; la contribución relativa de la materia orgánica alóctona disminuye en relación con la autóctona. Además, al estar el lecho del río desprovisto de la cobertura vegetal ribereña, la penetración de la luz da como resultado un mayor desarrollo del perifiton y las algas, que constituyen las fuentes de alimentación más importante para otro tipo de organismos bentónicos denominados raspadores. En esta zona del río, la materia orgánica particulada se ha convertido a través de una serie de procesos fisicoquímicos en materia orgánica particulada, la cual es la principal fuente de alimento para los macroinvertebrados bentónicos denominados filtradores y colectores (figura 7) (Rivera 2004).

Este concepto propone que los ríos pueden clasificarse en diferentes categorías basándose en el tamaño, funcionamiento y la estructura, agrupándolos de la siguiente manera: Cabeceras (orden 1–3), parte media (orden 4–6) y zonas del orden 6 en adelante (Rivera 2004).

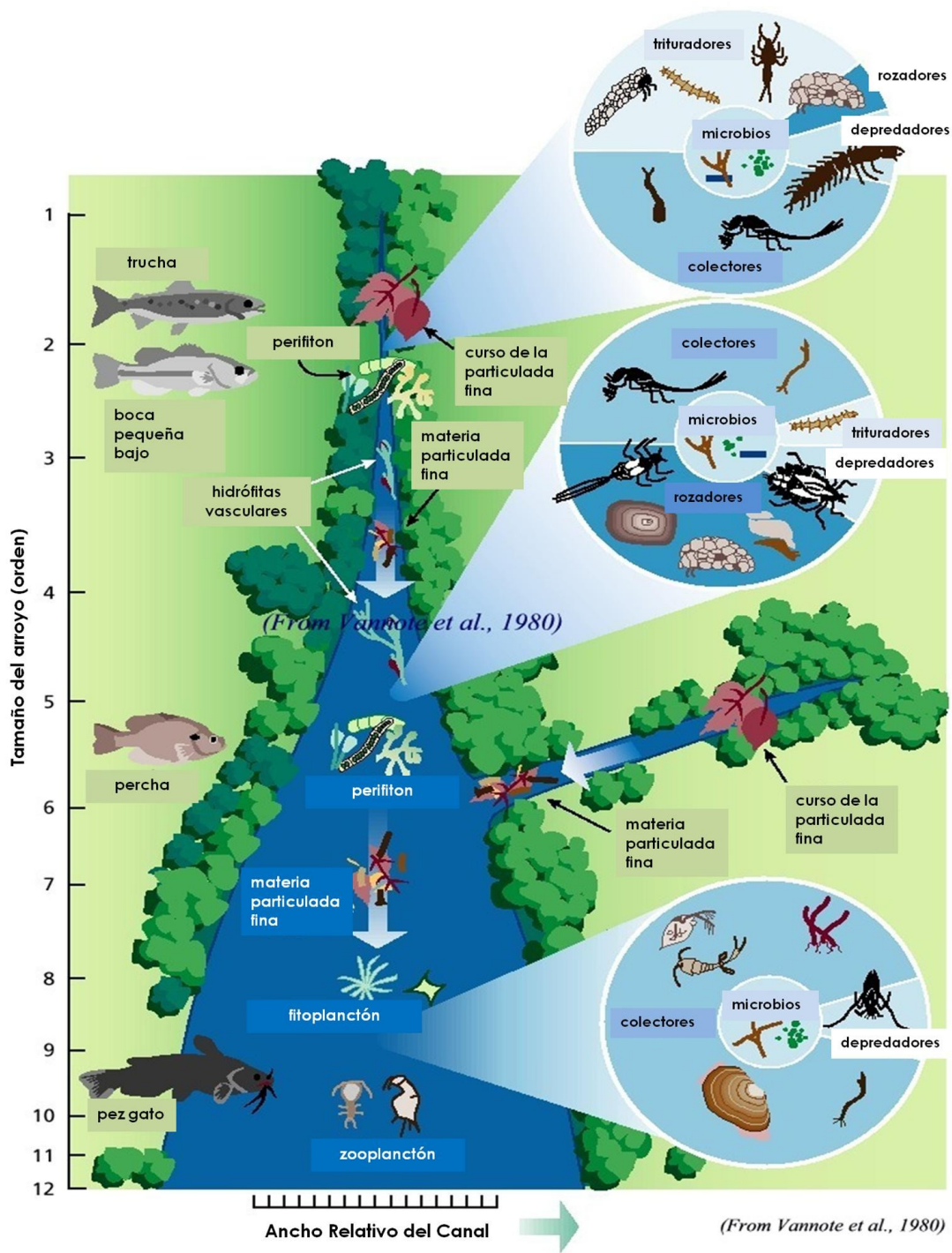


Figura . Esquema representativo de la hipótesis del continuo de un río (Rivera 2004).

### 1.1.10. Ovoposición y estrategias de los macroinvertebrados acuáticos.

La ovoposición para los insectos acuáticos representa una crítica, interface de conducta entre los hábitats terrestres y acuáticos. Sin embargo, lo conocido es relativamente poco acerca de sus huevos y su conducta de ovoposición comparados con otros estadios de la historia de vida. No obstante, unas pocas generalizaciones pueden ser hechas. La morfología de los huevos y las masas de huevos, y la conducta de ovoposición de los insectos acuáticos son diversas (Huryn *et al.* 2008).

### **Ubicación de los huevos de los macroinvertebrados acuáticos**

#### **Agua**

En el caso más simple, las hembras (por ejemplo, muchas Ephemeroptera y Plecoptera) las emisiones de huevos en la superficies de arroyos y lagos, los cuales eventualmente depositan en los sedimentos. Las conductas más complejas incluyen huevos adjuntos a piedras o vegetación y desechos orgánicos colgantes en lagos y arroyos, o colocando sus huevos directamente por debajo de la línea de flotación por inmersión del abdomen debajo de la superficie del agua (por ejemplo muchas Odonata, Trichoptera y Diptera). En algunos casos las hembras rastrean dentro del agua y ponen sus huevos debajo de piedras y rocas sumergidas (por ejemplo, Ephemeroptera, Odonata y Trichoptera) (Huryn *et al.* 2008).

#### **Plantas**

En el caso de las especies endofíticas y epifíticas, se puede esperar que las plantas actúen como liberadores, probablemente a través de su aspecto, morfología y (a veces) textura. Entre las asociaciones que han sido registradas probablemente hay un gradiente entre especies altamente estenotípicas que pueden ovipositar en una o muy pocas especies de plantas eutópicas, aunque pueden exhibir distintas preferencias, ovipositan en una amplia variedad de plantas (Corbet 2004).

#### **1.1.11. Adaptaciones alimenticias de los macroinvertebrados acuáticos**

Al igual que en los ecosistemas terrestres, los ecosistemas acuáticos funcionan con base en el principio comer y ser comido. Los herbívoros o consumidores de primer orden son aquellos que se alimentan de vegetales; en este caso la fuente de alimentación son las algas y las plantas acuáticas. Los carnívoros o consumidores de segundo, tercero o de Ordenes superiores, se alimentan de otros animales. La trama alimenticia en el agua es especialmente débil, pues los organismos más sensibles a las perturbaciones antrópicas son los primeros en desaparecer, lo cual causa un desequilibrio en las cadenas alimenticias.

Así, algunos organismos podrían desaparecer al ser eliminados aquellos que son su fuente inmediata de alimento (Roldán 2003).

## **1.7. Biomonitoreo**

El monitoreo biológico incluye la identificación y conteo de macroinvertebrados. El propósito del monitoreo biológico es valorar rápidamente tanto la calidad del agua como el hábitat. La abundancia de diversidad de los macroinvertebrados encontrados, es una indicación de la calidad general del arroyo. Los macroinvertebrados, incluyen insectos acuáticos, cangrejos y caracoles que viven en varios hábitats del arroyo y que obtienen su oxígeno del agua. Estos insectos y crustáceos son afectados por todo el estrés que ocurre en el arroyo, provocado tanto por el hombre como por causas naturales (GEPD 2004).

### **1.1.12. Historia del biomonitoreo utilizando macroinvertebrados acuáticos**

El uso de macroinvertebrados para evaluar la calidad del agua empezó en Alemania en la primera parte del siglo XX (Rosenberg *et al.* 2008). La historia del biomonitoreo de ríos es un bien de cien años, fue exactamente en 1902 con el desarrollo de un sistema saprofito introducido por Kolkwitz y Marsson (De Pauw *et al.* 2006), su sistema trataba el grado de polución en ríos como una medida de la extensión de la contaminación por aguas residuales, la cual resulta en una disminución del oxígeno disuelto, y el efecto de esta disminución en el oxígeno disuelto en la vida en los ríos (Cairns y Pratt, citados por Rosenberg *et al.* 2008). Observaciones sobre la presencia restringida de determinadas taxa en respuesta a condiciones ambientales dirigidas al desarrollo de listados de *organismos indicadores*. Por ejemplo los gusanos Branchiura fueron considerados ser tolerantes a la contaminación, mientras los Trichoptera fueron considerados intolerantes a la contaminación. Muchas características de estas ideas todavía constituyen la base filosófica del Monitoreo Biológico los enfoques usados en Europa y Norte América, aunque el concepto ha sido ampliado para incluir *Comunidades indicadoras*. Hoy, más profesionales reconocen que el enfoque original de organismo indicador es demasiado simplista. No obstante, este concepto sigue siendo la base de los índices bióticos y otros varios enfoques de biomonitoreo (Rosenberg *et al.* 2008).

El uso de macroinvertebrados en programas de biomonitoreo en Norte América seguido de la tradición europea de evaluación cualitativa muy cerca de los años setenta; en este momento, el énfasis en Norte América cambio de enfoque envolviendo muestreos y análisis cuantitativos (Rosenberg *et al.* 2008).

En los Estados Unidos en 1913 con el desarrollo de un sistema de clasificación de la calidad del agua por Forbes y Richardson. Aunque el foco principal en el inicio fueron los microorganismos (plancton, entre otros), los macroinvertebrados ganaron importancia rápidamente como bioindicadores (De Pauw *et al* 2006).

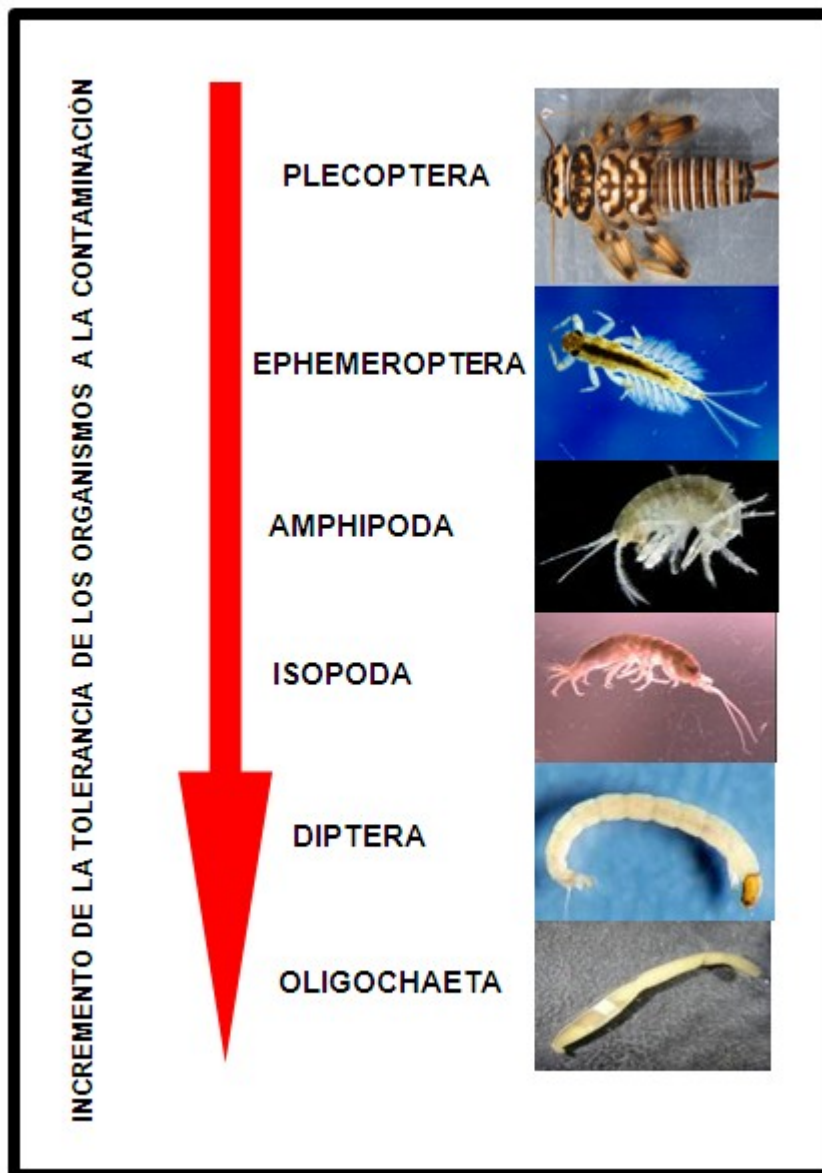
En Gran Bretaña los índices bióticos y los sistemas de clasificación que han sido usados más frecuentemente para evaluar la calidad del agua incluyen el Índice Biótico de Trent, La Puntuación Biótica de Chandler, Índices de diversidad y clasificación del departamento del medio ambiente (Armitage *et al.* 1983).

Entre los índices de diversidad más utilizados cabe citar el de Shannon-Weaver (1963), el de Margalef (1951), el de Menhinick (1964) y el de Simpson (1949). Todos estos índices biológicos citados han sido objeto de numerosos estudios descriptivos y críticos, al aplicarse simultáneamente algunos de ellos a una misma zona de estudio. Su utilidad para estimar la calidad de las aguas ha sido puesta de manifiesto en numerosas ocasiones comprobando, a su vez, el interés de considerar en los mismos tanto el aspecto autoecológico de la comunidad que se pretende valorar a través del índice, como su aspecto sinecológico, relacionado con la abundancia de cada especie en la misma (González y García 1984).

#### **1.1.13. Uso de los macroinvertebrados acuáticos como indicadores de la calidad del agua**

Los macroinvertebrados acuáticos son considerados indicadores de calidad debido a que algunos organismos pueden sobrevivir en un rango variante de condiciones ambientales (Figura 8) y son más “tolerantes” a la contaminación; otros más sensibles al cambio e “intolerantes” a la contaminación (Murphy y Giller, citados por Auquilla 2005).





**Figura .** Tolerancia relativa a contaminación orgánica de algunos grupos clave de Macroinvertebrados acuáticos (Elaboración propia adaptado de Auquilla 2005).

Los macroinvertebrados acuáticos representan un grupo muy diverso de organismos acuáticos, y la gran cantidad de especies poseen una amplia gama de respuestas a estrés, tales como contaminantes orgánicos, los sedimentos y sustancias tóxicas (DNR s. f.).

Laidlaw citado por Auquilla (2005) considera a los macroinvertebrados como indicadores debido a que su período de vida es lo suficientemente largo para mostrar como son afectados por la presencia de agentes contaminantes, además de que pueden orientar sobre las causas de contaminación de la zona de muestreo.

Según el DNR (2004) los macroinvertebrados acuáticos son buenos indicadores de la calidad de un arroyo, porque:

24. **Se ven afectados por los factores físicos, químicos y biológicos de un arroyo.**
25. **No pueden escapar a la contaminación y muestran efectos por eventos contaminantes a corto y largo plazo.**
26. **Viven relativamente bastante tiempo – los ciclos de vida varían entre uno hasta varios años.**
27. **Son una parte importante de la cadena alimenticia, representando un amplio rango de niveles tróficos.**
28. **Son abundantes en la mayoría de los arroyos. En algunos arroyos de primer y segundo orden puede no haber peces, pero generalmente tienen macroinvertebrados.**
29. **Son una fuente de alimento para muchas especies de peces recreacionales y comercialmente importantes.**
30. **Son relativamente fáciles de coleccionar e identificar con materiales de bajo costo.**

La información biológica no reemplaza los registros físico-químicos para definir la calidad del agua, especialmente asociada al crecimiento poblacional y su industrialización, que han llevado a una crisis en la calidad del recurso. Algunos autores consideran que el método biológico juega un papel importante en la interpretación y manejo del recurso hídrico por ciertas ventajas, dentro de las cuales está su nivel integrativo y su bajo costo (Espino *et al.* 2004).

En investigaciones realizadas en Portugal se concluyó que al estudiar algunas características de los macroinvertebrados y la comparación con los resultados de los parámetros físico-químicos analizados han mostrado que cuanto más perturbados son los sistemas, menor es la concentración de oxígeno disuelto y más independientes de su concentración son los organismos presentes. El objetivo de este trabajo fue definir grupos de organismos, atendiendo a algunas de sus características relacionadas con la obtención de oxígeno. Al final de este estudio fue posible decir que los resultados obtenidos con los grupos de organismos pueden ser más informativos que los obtenidos con el análisis de los parámetros físico y químicos o con otros parámetros biológicos (Jesús 2008).

### **1.8. Uso del índice BMWP-CR**

El BMWP-CR (Biological Monitoring Working Party modificado para Costa Rica) es un índice que se calcula sumando las puntuaciones asignadas a las distintas familias encontradas en las muestras de macroinvertebrados. La puntuación se asigna en función del grado de sensibilidad a la contaminación. La clasificación de las aguas según este índice adquiere valores comprendidos entre 0 y un máximo indeterminado que, en la práctica, no suele superar 200 (Cuadro 6). Seis clases de calidad para el agua

(las dos primeras clases pertenecen al grupo de aguas no contaminadas) (República de Costa Rica 2007. La Gazeta N° 178, Decreto N° 33903 MINA-ES).

**Cuadro .** Clasificación de la calidad ambiental de las aguas de ríos y arroyos según el índice de BMWP. Los Puntajes para las familias identificadas puede observarse en Anexo 2.

NIVEL DE CALIDAD	BMWP'-CR	Color Representativo
Aguas de calidad excelente.	>120	Azul
Aguas de calidad buena, no contaminadas; no alteradas de manera sensible.	101-120	Azul
Aguas de calidad regular, eutrófia, contaminación moderada.	61-100	Verde
Aguas de calidad mala, contaminadas.	36-60	Amarillo
Aguas de calidad mala, muy contaminadas.	16-35	Naranja
Aguas de calidad muy mala extremadamente contaminadas.	<15	Rojo

Fuente: Roldán 2003.

### 1.9. Uso del Índice Biótico de Familias (IBF)

Un simposio especial en biomonitorio rápido en 1986 reunión de la Asociación Bentológica Norteamericana enfatizo la necesidad de enfoques de biomonitorio rápido en campo. Fue reconocido que con objeto de ahorrar tiempo, un grado de precisión puede ser sacrificado. Consecuentemente, Hilsenhoff adapto el Índice Biótico (IB) de contaminación orgánica (Hilsenhoff 1988). En El Salvador fue adaptado este índice biológico por tanto el cuadro 7 muestra los grados de sensibilidad a la contaminación y fue nombrado localmente IBF-SV-2010.

El IBF es un promedio de los valores de tolerancia de todas las familias de artrópodos en una muestra. Esto no intenta ser un reemplazo para el Índice Biótico (IB) y puede ser efectivamente usado en el campo solamente por biólogos quienes están suficiente familiarizados con artrópodos para poder identificar familias sin usar claves (Hilsenhoff 1988).

**Cuadro** Asignación de puntajes o grados de sensibilidad a la contaminación de los diferentes invertebrados acuáticos presentes en las aguas de los principales ríos de El Salvador.

Puntaje o grados de sensibilidad a la contaminación de las aguas	Invertebrado acuático en los ríos de El Salvador	
	ORDEN	FAMILIA
0	Diptera	Blephariceridae
1	Odonata	Corduliidae
	Trichoptera	Platystictidae
	Odonata	Glossosomatidae
	Plecoptera	Cordulegasteridae

2	Trichoptera	Perlidae
		Calomaceratidae
		Lepidostomatidae
		Odontoceridae
		Xiphocentronidae
3	Blattodea	
	Coleoptera	Gyrinidae
		Lampyridae
		Ptilodactylidae
	Ephemeroptera	Heptageniidae
Trichoptera	Polycentropodidae	
4	Bivalva	
	Gastropoda	Hydrobiidae
	Coleoptera	Dryopidae
		Elmidae
		Hydroscaphidae
		Noteridae
	Hemiptera	Pleidae
	Odonata	Aeshinidae
	Trichoptera	Hydrobiosidae
		Hydroptilidae
		Leptoceridae
5	Acarina	
	Nematoda	
	Planaria	
	Amphipoda	
	Coleoptera	Hydraenidae
		Limnichidae
		Lutrochidae
	Collembola	
	Diptera	Dixididae
		Tipulidae
	Ephemeroptera	Leptophlebiae
	Hemiptera	Corixidae
		Gelastocoridae
		Mesoveliidae
		Nepidae
		Notonectidae
		Saldidae
Veliidae		
Lepidoptera	Crambidae	
Trichoptera	Helicopsychidae	
	Hydropsychidae	

		Philopotamidae
6	Decapoda	
	Coleoptera	Curculionidae
		Scirtidae
		Staphylinidae
	Diptera	Dolichopodidae
		Emidiidae
		Simuliidae
		Stratiomyidae
		Tabanidae
	Ephemeroptera	Baetidae
		Leptohyphidae
	Hemiptera	Gerridae
		Hebridae
Naucoridae		
Odonata	Lestidae	
7	Hirudinea	
	Gastropoda	Planorbidae
	Coleoptera	Dytiscidae
		Hydrophilidae
	Diptera	Psychodidae
	Ephemeroptera	Caenidae
	Hemiptera	Belostomatidae
		Ochteridae
	Megaloptera	Corydalidae
	Odonata	Calopterygidae
Gomphidae		
Libellulidae		
8	Diptera	Ceratopogonidae
		Chironomidae
9	Gastropoda	Physidae
	Diptera	Ephydriidae
		Muscidae
	Odonata	Coenagrionidae
10	Oligochaeta	
	Diptera	Culicidae
Syrphidae		

Tomado de Sermeño *et al* 2010

#### 1.1.14. Procedimiento para calcular el Índice Biótico de Familias (IBF)

El IBF es calculado por la multiplicación del número de artrópodos en cada familia por el valor de tolerancia de esa familia, sumando los productos, y dividiendo por total de artrópodos en la muestra según la siguiente ecuación:

$$IBF = 1/N \sum ni ti.$$

Donde:

N = número total de individuos en la muestra (Estación).

ni = número de individuos en una Familia (taxón i).

ti = puntaje de tolerancia de cada Familia (taxón i).

El resultado luego es comparado con el cuadro 8 y así se obtiene la calidad del agua y el grado de contaminación orgánica (Hilsenhoff 1988).

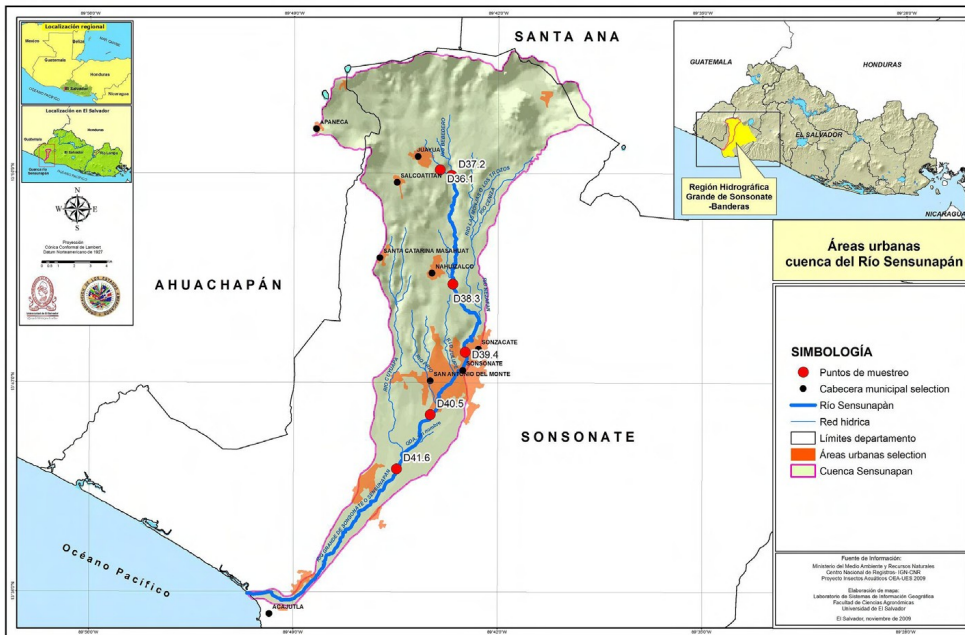
**Cuadro .** Evaluación de la calidad del agua usando el IBF (Hilsenhoff 1988).

CLASE	IBF	CALIFICACION	GRADO DE CONTAMINACIÓN ORGÁNICA
1	0.00-3.75	Excelente	Contaminación orgánica improbable
2	3.76-4.25	Muy Buena	Posible contaminación orgánica ligera
3	4.26-5.00	Buena	Alguna contaminación orgánica probable
4	5.01-5.75	Regular	Probable contaminación regular considerable
5	5.76-6.50	Regular-Pobre	Probable contaminación considerable
6	6.51-7.25	Pobre	Probable contaminación muy considerable
7	7.26-10.00	Muy Pobre	Probable contaminación orgánica severa

## 1.10. Materiales y Métodos

### 1.11. Ubicación de la zona de estudio

La investigación se realizó de septiembre de 2009 a marzo de 2010 en la Cuenca del Río Grande o Sensunapán de Sonsonate (figura 9) la cual, tiene una extensión de 159,8 Km<sup>2</sup>, con una elevación máxima de 2000 metros. La elevación media de la cuenca es de 860 msnm, con una pendiente del 8%. El drenaje superficial es de N a S mediante el Río Sensunapán. En la cuenca la precipitación media anual es aproximadamente de 2200 mm/año (355 m<sup>3</sup>/año) (Geólogos del mundo 2005).



**Figura .** Ubicación de los puntos de muestreo en la Cuenca del Río Sensunapán.

Este río fue seleccionado, por la ubicación estratégica de su cauce que recorre sitios con diferentes presiones de contaminación real y potencial.

#### Determinación de los puntos de muestreo.

La localización de los puntos de muestreo se hizo bajo los criterios:

- Se seleccionaron seis puntos de muestreo que están sujetos a diferentes grados de presión a contaminación.
- Se realizaron dos muestreos uno en la época lluviosa (en septiembre, identificada con la letra A) y uno en la época de transición lluviosa-seca (en noviembre, identificada con la letra B).
- Se tomaron tres sub muestras por punto una en cada época, haciendo un total 36 sub muestras.
- Se tienen dos tipos de muestras: la primera los macroinvertebrados acuáticos recolectados con la red “D” en cada punto de muestreo, la otra los frascos para cada parámetro físico-químico y microbiológico que fueron determinados a nivel de campo y de laboratorio.

e. Las muestras para todos los análisis se tomaron en el mismo momento.

**Puntos de Muestreo:**

Los puntos de muestreo se codificaron con la letra D que corresponde al Complejo Hidrográfico de Sonsonate, el correlativo del lugar de muestreo y la letra que indica la época de muestreo A: época lluviosa y B: época Transición lluviosa-seca (cuadro 9).

Cuadro . **Puntos de muestreo río Sensunapán, Sonsonate.**



PUNTO	CO
-------	----

**Río Sensunapán, punto D36.1:** El punto está ubicado aproximadamente a 1.4 Km al sur este de la población más cercana Juayúa, dentro de una cuenca profunda y al pie de un salto de agua conocido como Los Chorros de La Calera (figura 10), Municipio de Juayúa, Departamento de Sonsonate. La elevación es 1002 msnm y el sitio está provisto de vegetación abundante, especialmente cultivos de cafeto. Los drenajes de la población cercana caen al río, entre 50 a 100 m aguas abajo del punto de muestreo. El lugar tiene afluencia notable de turistas, atraídos por la belleza escénica del agua que nace en paredones de piedra; lo cual genera abundante basura, especialmente plásticos en los alrededores, y además el sitio está siendo modificado continuamente para recibir mayores cantidades de turistas. El lecho del río es un sustrato rocoso, y la velocidad del agua es moderada, el ancho es de 5 m.





Figura . Punto D 36.1 Los Chorros de la Calera Juayúa, Sonsonate.

**Río Sensunapán, punto D37.2:** El punto está ubicado en la convergencia de dos cursos de agua: Río de Los Chorros de la Calera, y Río El Bebedero, correspondientes al Municipio de Juayúa, Departamento de Sonsonate (Figura 11). Se encuentra a una altura de 834 msnm y la distancia del punto D36.1 es 0.8 km. El sitio está presenta una abundante vegetación, especialmente cultivos de café. En esta parte de la cuenca no existen poblaciones cercanas, sin embargo este punto tiene influencia de vertidos de aguas servidas, aproximadamente a 0.70 Km. El ancho del río es de 9 m con sustrato rocoso.



Figura . Punto D 37.2 Los Chorros de la Calera y El Bebedero Juayúa, Sonsonate

**Río Sensunapán, punto D38.3:** ubicado en el cantón Pushtán (figura 12), Municipio de Nahuizalco, Departamento de Sonsonate a una elevación de 463 msnm, se ubica aproximadamente a 1.70 km al sureste de la ciudad de Nahuizalco, y a 6.6 km del punto anterior (D37.2) dentro de una cuenca rodeada por un área de cultivos limpios; a 3.0 Km, arriba del punto ocurre la convergencia del afluente más próximo. El sitio se ubica aproximadamente a unos 30 m aguas arriba de un embalse de una

planta hidroeléctrica pequeña lo cual lo excluye de un posible impacto de esta infraestructura. La velocidad del agua es moderada y el ancho del río es 7 m.



Figura . **Punto D 38.3 Cantón Pushtan, Nahuizalco, Sonsonate.**

**Río Sensunapán, punto D39.4:** Ubicado en la parte divisoria precisamente en la salida sur oeste del Municipio de Sonzacate, Departamento de Sonsonate (figura 13). El punto esta a una elevación de 261 msnm y a 4.2 km del punto anterior (D38.3); el afluente más próximo se encuentra a una distancia de 2.20 km. La cuenca está rodeada de áreas urbanizadas correspondientes a las ciudades ya mencionadas, cuyos desechos municipales son vertidos a este río, sin embargo los lugareños aprovechan el agua para el lavado de ropa. El sitio está afectado permanentemente por una extracción de arena del sustrato procedente de arrastre aguas arriba. El lecho del río es un sustrato arenoso con algunas rocas inmersas en el cauce y la velocidad del agua es moderada y el ancho del río es 21 m.

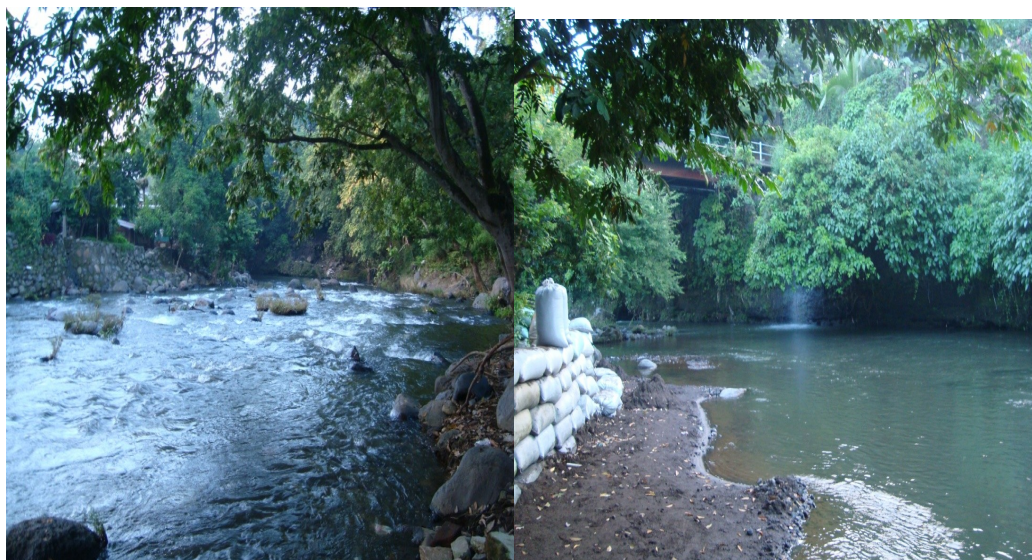


Figura . **Punto D 39.4 Sonzacate, Sonsonate.**

**Rio Sensunapán, punto D40.5:** El punto está localizado en colonia Las Delicias, Cantón Santa Cecilia, del Municipio y Departamento de Sonsonate (figura 14), a una elevación de 186 msnm y se ubica aproximadamente a 1.10 km al sur de la ciudad e Sonsonate y a 4,50 km del punto anterior (D39.4), y recibe su primer afluente a los 4.4 km aguas arriba. El área es completamente sub urbana, rodeada de cañales, pastizales, árboles frutales dispersos y urbanizaciones. En este punto, el río tiene una carga notable de desechos principalmente del Municipio de Sonsonate, a pesar de ello el agua es aprovechada para riego de cañales, extracción de arena y baño de las personas del lugar. El lecho del río es un sustrato de arena gruesa y piedras con crecimiento de perifiton, y la velocidad del agua es de moderada a fuerte y el cauce mide 14.5 m de ancho.



Figura . **Punto D 40.5 Colonia Las Delicias, Cantón Santa Cecilia, Sonsonate.**

**Rio Sensunapán, punto D41.6:** Localizado en el punto divisorio entre los Cantones Santa Emilia y Santa Clara del Municipio y Departamento de Sonsonate (Figura 15), a una elevación de 130 msnm y se ubica aproximadamente a 4.8 km al sur de la ciudad de Sonsonate y a 3.90 km del punto anterior (D40.5), dentro de una cuenca rodeada de cultivos limpios, pastizales, cañales y urbanizaciones y próximo a la cuenca se encuentran árboles frutales dispersos. El lecho del río es un sustrato rocoso que pueden ser piedras limpias o estar cubiertas de musgo, y está afectado por una permanente extracción de arena y piedra, los lugareños aprovechan el sitio para pesca artesanal, abrevadero de ganado, recreación familiar de lugareños. La velocidad del agua es de moderada a fuerte. En las riberas y dentro del cauce se observa poca vegetación herbácea asociada; el ancho del cauce del río es de 27 m.



Figura . Punto D41.6 Puente divisorio Santa Emilia-Santa Clara, Sonsonate.

### 1.12. Metodología para monitorear macroinvertebrados acuáticos

La metodología aquí descrita fue la obtenida a través del Proyecto “Formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, utilizando insectos acuáticos (Sermeño *et al.* 2010).

#### **Metodología de muestreo multihábitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la Red “D”**

Previo a la salida al campo a realizar los muestreos fue necesario efectuar los preparativos tales como:

Preparar materiales y equipo necesario que se utilizará durante el muestreo tales como red D, goteros, pinzas flexibles (figura 16), pinceles, hielera, gafas, cinta métrica (figura 17), trajes de vadeo, etanol 90%, pizeta, lazo, guantes, bomba de mochila (figura 18), frascos plásticos de aproximadamente 50-100 cc de capacidad

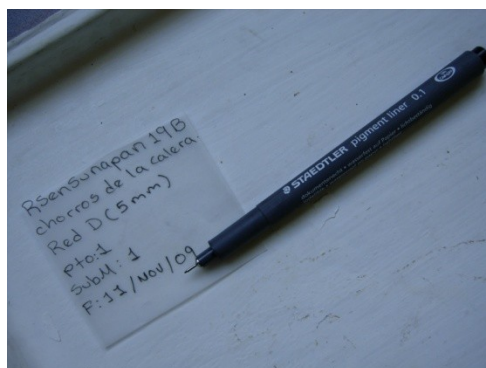
**Figura .** a) red D, b) goteros, c) pinza, d) pinzas flexibles.

**Figura .** a) Pinceles, b) hielera, c) gafas, d) cinta métrica.

**Figura .** a) etanol 90°, b) pizeta plástica, c) guantes, d) bomba de mochila, e) lazo, f) bolsa plástica con cierre hermético, g) traje de vadeo.

Elaborar en la oficina, previo a la salida al campo; viñetas en papel vegetal de aproximadamente 5 X 2.5 cm., en la cual se anotaron los datos siguientes (escritos con tinta indeleble): fecha de muestreo

(día, mes y año), nombre del río, punto o código del sitio a muestrear del río, tipo de muestreo (red “D”), número de sub muestra (figura 19).



**Figura .** Viñeta elaborada en papel vegetal

Las viñetas de identificación fueron elaboradas en duplicado.

Se prepararon bolsas plásticas una dentro de otra (figura 20), para mayor seguridad en las cuales se colocaron las diferentes sub muestras que se obtuvieron con la red “D”. En total fueron tres por sitio de muestreo.



**Figura .** Preparación de bolsas en duplicado

Se introdujeron las viñetas dentro de las bolsas preparadas en el paso anterior (Figura 21), una de ellas quedó en contacto directo con la muestra y la otra entre las dos bolsas para facilitar su lectura sin necesidad de abrirlas.



**Figura** Introducción de viñetas en la bolsa.

Se dispuso de medio litro de etanol al 90% por cada sub muestra.

Procedimiento de muestreo:

1. Se selecciono un tramo de río no superior a 50 m. de largo (figura 22).



**Figura .** Selección del tramo del río.

El tramo que se selecciono fue el más representativo posible de la generalidad del río, sin indicios de haber sufrido alguna perturbación natural o inducida reciente, que pudiera haber alterado sus características físico-químicas normales; además 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, contenidos de lodos y/o arenas, con evidencias de algas (perifiton), zooplancton y otras condiciones que tiendan a favorecer la biodiversidad de organismos presentes en el tramo seleccionado.

Cuando el ancho y la profundidad fueron grandes y las corrientes del río demasiado fuertes, se muestreo cerca de la orilla (hasta donde la fuerza de la corriente lo permitió) siempre se procuro tomar en cuenta la mayor cantidad de hábitats, considerando que las profundidades muestreadas oscilen entre 20 y 80 cm. (figuras 23 a y b).



**Figura .** a) Muestreando a la orilla, b) muestreo en el centro del río.

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

Se tomaron en cuenta diferentes medidas de seguridad como:

Ponerse y ajustarse un traje de vadeo (figuras 24 a y b).



**Figura .** a) Colocación del traje de vadeo, b) traje de vadeo, guantes y gafas colocados.

Luego de definir los sitios de muestreo se procedió a medir el ancho del río en el tramo a muestrear (figura 25).



**Figura .** Medición del ancho del río en el tramo a muestrear.

Se dividieron los diferentes microhábitats identificados en tres partes lo mas adyacente posible y en cada una de estas partes se muestreo intensivamente durante un período de 5 minutos (por sub muestra) para un total de 15 minutos (figura 20).



**Figura .** Muestreo de 15 minutos en un microhábitat.

Las muestras colectadas se depositaron en bolsas con cierre hermético, en las que previamente se agrego etanol 90% (figuras 27 y 28). Al final del muestreo el etanol quedo a una concentración aproximada del 70% para evitar daño en los organismos capturados.



**Figura .** Llenado de bolsas con alcohol 90°





**Figura .** Colocación de la muestra en la bolsa con alcohol.

Se inspecciono detenidamente la red “D” (figuras 29 a y b) para atrapar con la pinza flexible o con el pincel, los insectos o artrópodos que quedaron adheridos a la red y se colocaron en su respectiva bolsa.



**Figura .** Inspección de la red D, después de colocar el material colectado en la bolsa.  
En seguida se aseguro que el material colocado en la bolsa no se derramara (figura 30).



**Figura** Ubicación de la bolsa conteniendo la muestra en la hielera.

Se enjuago adecuadamente la red “D” con agua limpia, antes de continuar con la toma de la segunda submuestra, con el objetivo de evitar traslape de organismos entre submuestras.

Se continuo con el muestreo hasta completar las tres submuestras de cinco minutos cada una, siguiendo el mismo proceso señalado para la submuestra uno.

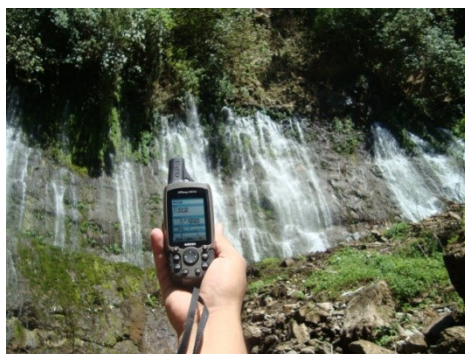
Al finalizar la colecta de las tres submuestras, se lavo la red con suficiente agua limpia para evitar el traslape de organismos de un punto con otro.

Por último se lavo el traje de vadeo con agua limpia y un bactericida (figura 31).



**Figura .** Desinfección del traje de vadeo.

Se marcaron los recipientes con la fecha, hora de muestreo, coordenadas geográficas (figura 32), el nombre del punto de muestreo, el nombre de la persona que desarrolló el muestreo y el microhábitat. Se llevo al laboratorio para su posterior identificación (Utilizando claves taxonómicas de Merrit 1978.; University of California 1956; Pennak 1978, entre otras). Se dejaron los insectos en líquido mientras se les identifico para observar todas sus partes. El trabajo de diagnóstico se realizo a nivel de orden y familia.



**Figura .** Toma de dato de geoposicionamiento del sitio a muestrear.

Se lleno la hoja de campo con la información pertinente al muestreo con red D (Anexo 1).

## **Procesamiento de muestras en laboratorio e identificación de individuos.**

1. Se colocaron las muestras en un espacio seguro donde no pudieran ser derramadas.
2. El material recolectado en bolsas plásticas fue examinado exhaustivamente con la ayuda de un estereoscopio para la búsqueda de cualquier tipo de organismo que haya sido atrapado; para lo cual se procedió de la siguiente manera:

Con la ayuda de una cuchara, se tomo parte del material contenido en la bolsa y se coloco en un recipiente de fondo blanco que permito observar satisfactoriamente.

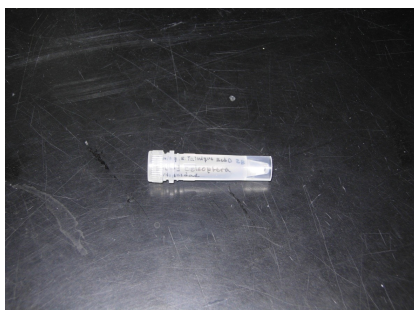
Se coloco el recipiente con el material colectado, al estereoscopio, para ser observado, y se inicio el proceso de búsqueda de organismos.

Los organismos encontrados fueron colocados en otro recipiente conteniendo una pequeña porción de agua.

Al terminar de observar todo el material colocado en el recipiente con agua, éste se elimino y se procedió a colocar más material; continuando de esta forma hasta finalizar todo el material contenido en la bolsa plástica (figura 33).

### **Figura . Limpieza e identificación del material biológico.**

Dicho bote fue 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 escribió con un plumón permanente para evitar que se borrarse. De igual forma la identificación se hizo en una viñeta escrita con tinta indeleble, en papel vegetal, la cual se introdujo en el frasco de plástico de 2.5 ml (figura 34). Para mayor seguridad y evitar pérdida de información.



**Figura . Frasco conteniendo familias de macroinvertebrados acuáticos debidamente identificados.**

Luego la muestra obtenida (bote plástico) se coloco ordenadamente en un estante (figura 35) protegido de la intemperie, los organismos recolectados en todos los puntos durante ambas épocas de muestreo

forman parte de la Colección Nacional de Referencia de Macroinvertebrados Acuáticos, ubicada en la planta baja de la Biblioteca de las Ingenierías de la Universidad de El Salvador.



Figura . Colección Nacional de Referencia de Macroinvertebrados Acuáticos UES.

### **Identificación taxonómica de macroinvertebrados acuáticos**

#### Asignación de puntajes para calcular el Índice de BMWP-CR

El BMWP-CR (Biological Monitoring Working Party modificado para Costa Rica por Astorga, Martínez, Springer y Flowers) es un índice que se calculo sumando las puntuaciones asignadas a las distintas familias encontradas en las muestras de macroinvertebrados y que se citan en el anexo 2. La puntuación se asigno en función del grado de sensibilidad a la contaminación, el 9 se asigna a las familias más sensibles a contaminación, y el 1 a las menos sensibles. No importa la cantidad de individuos por familia, el puntaje es asignado a la familia y no a la frecuencia de individuos (República de Costa Rica 2007).

#### Asignación de puntajes para calcular el Índice IBF-SV-2010

El IBF-SV-2010 Asigna puntuaciones de tolerancia a la contaminación a las familias de macroinvertebrados acuáticos, esta puntuación fue multiplicada por la abundancia de individuos de dicha familia y posteriormente se dividió entre el número total de individuos recolectados en ese punto de muestreo, para finalmente sumar todos los valores obtenidos para cada familia, mientras más alto el resultado, peor fue la calificación.

### **1.13. Metodología físico-química y microbiológica**

Antes de la toma de muestra se midió la profundidad y el ancho del río.

En cada punto de muestreo se tomó una muestra de agua a 10 cm. de profundidad del espejo de agua ubicada en la parte media del ancho del río

1. Las Muestras fueron recolectadas en botellas plásticas de 1 litro, cada muestra consistió en 1 litro de agua sin preservante.
2. Cada muestra se rotulo con el código correspondiente al sitio de muestreo, época de muestreo, nombre de la persona que tomo la muestra, hora de toma de muestra, T°, conductividad eléctrica en  $\mu\text{S}/\text{cm}$ . (Anexo 3).
3. Después de recolectadas las muestras fueron trasladadas al laboratorio mismo día del muestreo, en depósitos herméticos (hieleras) a una temperatura de 4 – 10 °C. En el laboratorio la muestra se mantuvo en refrigeración preservando la misma temperatura durante el tiempo que se realizaron los análisis.

El punto de muestreo fue georeferenciado y marcado para ambas tomas de muestra. Los datos fueron recopilados en la hoja de campo (Anexos 3 y 4) para su posterior análisis y elaboración de mapa.

### **Evaluación Físico-química.**

#### Análisis en campo.

Al momento del muestreo se realizaron pruebas de parámetros fisico-químicos: turbidez (FAU) la cual se midió con un turbidímetro portátil marca HACH modelo 2100P, Temperatura (°C), pH, (TSD) Sólidos disueltos totales (mg/L), (OD) Oxígeno Disuelto (% de saturación); los cuales se realizaron con la ayuda de una sonda YSI\*Model 556. Estos datos fueron recolectados en hoja de campo (Anexo 3) para cada punto de muestreo.

1. Se vertió en un recipiente plástico de 1 L, de boca ancha, una porción de la muestra (entre 200 y 500 ml de muestra).
  2. Se sumergió la sonda limpia en esta porción y se agito suavemente para purgarla.  
Se desecho esta porción de muestra.
  3. Se lleno nuevamente el recipiente y se sumergió la sonda purgada para medir los parámetros.
- Los análisis de temperatura, pH, sólidos disueltos y oxígeno disuelto se efectuaron en el transcurso de los siguientes 10 minutos después de obtenida cada muestra puntual (CVS s.f.).

#### Análisis en laboratorio.

Los análisis físico-químicos que se realizaron en el Laboratorio de Química Agrícola de La Facultad de Ciencias Agronómica son la determinación de fosfatos (mg/L) y nitratos (mg/L) con un fotómetro NOVA 60,115V (MERK), Demanda Bioquímica de Oxígeno en 5 días DBO5 (mg/L) se hizo por el método respirométrico (cuadros 9 y). Las muestras de aguas se analizaron bajo los Parámetros de calidad que usa el SNET (Servicio Nacional de Estudios Territoriales s.f.).

**Cuadro .** Requisitos para la toma de muestras de agua para análisis químicos y microbiológicos (CEPIS-OPS 2000).

Parámetro	Tipo de frasco	Cantidad mínima de muestra	Preservación	Tiempo máximo de almacenaje
Turbidez (FAU)	P	100 mL	refrigerar a 0 °C	48 horas
Nitratos mg/L	V	100 mL	refrigerar a 4 °C	28 días
Fósforo total	P o V	100 mL	refrigerar a 4 °C	24 horas
DBO5	P o V	1000 mL	refrigerar a 4 °C	24 horas
Coliformes totales (NMP)	V/P	200 mL	refrigerar a 4 °C	24 horas
Oxígeno disuelto	V	300 mL	inmediatamente	30 min.
Sólidos	P o V	1.000 mL	refrigerar a 4 °C	2-7 días
Conductividad	P o V	500 mL	refrigerar a 4 °C	28 días

**Cuadro** Resumen de la metodología físico-Química

Parámetro	Metodología	Referencia
<b>Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO<sub>5</sub>) mg/L</b>	Método potenciométrico. Método 5210-B Pág. 5-4 a 5-12	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> <li>HACH. 2001. Manual de calibración de equipo portable de multi-parámetros.</li> </ul>
<b>Oxígeno disuelto (OD) mg/L</b>	Método potenciométrico. Método 4500-B Pág. 4-169 a 4-172.	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> <li>HACH. 2001. Manual de calibración de equipo portable de multi-parámetros.</li> </ul>
<b>Concentración de iones hidrógeno (pH)</b>	Método potenciométrico. Método 4500-H A y B Pág. 4-106 a 4-115	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> <li>HACH. 2001. Manual de calibración de equipo portable de multi-parámetros.</li> <li>HACH. 2005. Manual de calibración de equipo.</li> <li>EUTECH. 2006. Manual de calibración de pH-metro de campo.</li> </ul>
<b>Coliformes totales y fecales</b>	Número Más Probable (NPM) Tubos Múltiples Fluorocult- LMX	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> </ul>
<b>Temperatura</b>	Método directo con termómetro de mercurio. Método 2550-B Pág. 2-89	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> </ul>
<b>Sólidos totales disueltos</b>	Método potenciométrico. Método 2510 A Pág. 2-63 a 2-167	<ul style="list-style-type: none"> <li>WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Madrid España.</li> <li>HACH. 2001. Manual de calibración de</li> </ul>

		equipo portable de multi-parámetros
<b>Nitratos</b>	Método: 09713	<ul style="list-style-type: none"> <li>Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. S.f.</li> </ul>
<b>Fosfatos</b>	Método: 14848	<ul style="list-style-type: none"> <li>Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. S.f.</li> </ul>
<b>Turbidez (FAU)</b>	Método: (077) análogamente a EN ISO 7027	<ul style="list-style-type: none"> <li>Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. S.f.</li> </ul>

#### 1.14. Determinación de coliformes fecales y *Escherichia coli*

Los análisis microbiológicos se realizaron en los laboratorios de microbiología del Centro de Investigación y desarrollo en Salud (CENSALUD) de la Universidad de El Salvador.

##### Fundamento del método

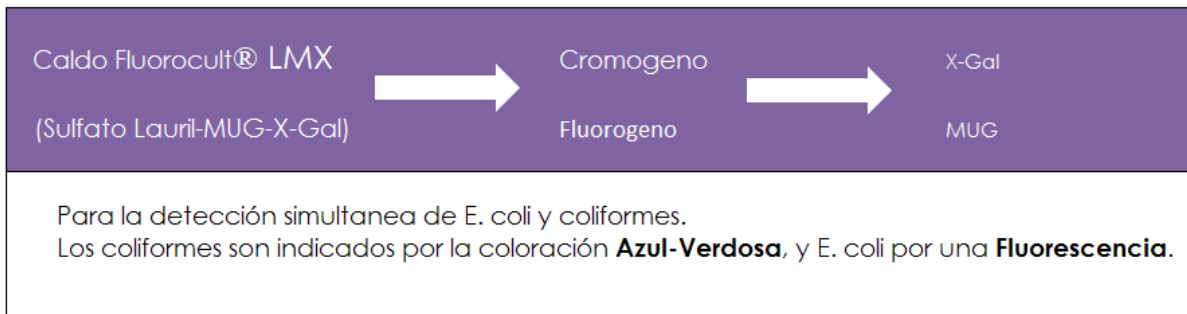
El método consta de una sola etapa, que consiste en colocar volúmenes determinados de muestras de agua en una serie de tubos conteniendo medio de cultivo Fluorocult® caldo LMX (Lauril sulfato-MUG-X-GAL, VWR International Francia) y luego son incubados a  $35 \pm 0.5$  °C durante 24 horas. El caldo Fluorocult® contiene un cromógeno, 5-bromo-4 cloro- 3 indol-  $\beta$ -D\_ galactopiranosido (X-Gal), el cual es hidrolizado por la enzima  $\beta$ -D\_ glucuronidasa que es producida por las bacterias coliformes totales, ocasionando un cambio de color en el caldo, de amarillo claro a azul-verde que indica y confirma una prueba positiva para coniformes totales dentro de 24-48 horas (Feldsine, citado por Cabrera *et al.* 2008).

Así mismo, el caldo contiene un fluorogéno, 4-metilumberiferil-  $\beta$ -glucoronido (MUG), el cual es hidrolizado por la enzima  $\beta$ -D\_ glucuronidasa que es producida por la bacteria *Escherichia coli*, ocasionando una fluorescencia en el caldo bajo la luz ultravioleta de onda larga (336 nm) que indica la presencia de esta bacteria (Feldsine, citado por Cabrera *et al.* 2008).

Para confirmar la presencia de *E. coli* debe comprobarse la producción de indol en los tubos que presentan fluorescencia, utilizando reactivo de Kovacs indol (solución de p-dimetilaminobenzaldehído en alcohol amílico); por medio del desarrollo de un anillo color rosado que indica una reacción positiva (Cabrera *et al.* 2008).

Este medio de cultivo sirve para la detección simultánea de coliformes totales y *E. coli* en el agua y los alimentos. Es un método más eficaz, ya que permite la detección simultánea de coliformes totales y *E. coli* en un solo tubo (VWR 2009).

Los coliformes se indican con color azul-verde, *E. coli* por fluorescencia azul (Figura 36).



**Figura .** Esquema reacción con caldo fluorocult® LMX (VWR International 2009).

### **Metodología de Muestreo**

#### Antes de la toma de muestra:

Se dispuso de 12 envases con una capacidad de 250 ml, dos por cada punto, uno para cada época de muestreo.

Se utilizaron frascos plásticos estériles.

Se utilizó un marcador indeleble para rotular las etiquetas de los envases.

Se midió la temperatura del agua y aire circundante utilizando un termómetro de mercurio (Hernández 2003).

#### Recolección de muestras:

- Se dejó un espacio vacío en el frasco (al menos 2 cm.) para facilitar la homogenización por agitación antes de proceder al análisis.
- Se tomó la temperatura del agua y la del aire circundante. Se tomaron fotografías de la fuente de agua.
- Se anotó la localización de los puntos en coordenadas por medio de un GPS.
- Los frascos permanecieron a una temperatura de 4 a 10°C, por ello, se transportaron en hieleras (Hernández 2003).

#### Manejo y preservación:

El tiempo desde la recolección de la muestra hasta el inicio del análisis no excedió de 24 horas (durante este período las muestras permanecieron en refrigeración).

Las muestras se mantuvieron por debajo de los 10° C durante el transporte, aún después de su llegada al laboratorio y se comenzó el análisis de inmediato, como máximo a las dos horas siguientes de su llegada (Hernández 2003).

#### Metodología de laboratorio:

La técnica utilizada fue la del Número Más Probable (NMP) en medio Fluorocult MXL.



Se homogenizaron las muestras (Figura 37) agitando un número no menor de 25 veces, inclinando el frasco formando un ángulo de 45° entre el brazo y el antebrazo (Figura 38).



**Figura .** Frascos con muestras de agua Río Sensunapán



**Figura .** Forma de agitar frasco para Homogenizar muestra

Se hicieron dos diluciones de la muestra  $10^{-1}$  y  $10^{-2}$  (Figura 39).



**Figura .** Preparación de las diluciones a partir de las muestras

Se rotularon los tubos de ensayo. Por cada punto de muestreo se analizaron tres series de cinco tubos de ensayo (Figuras 40 y 41).

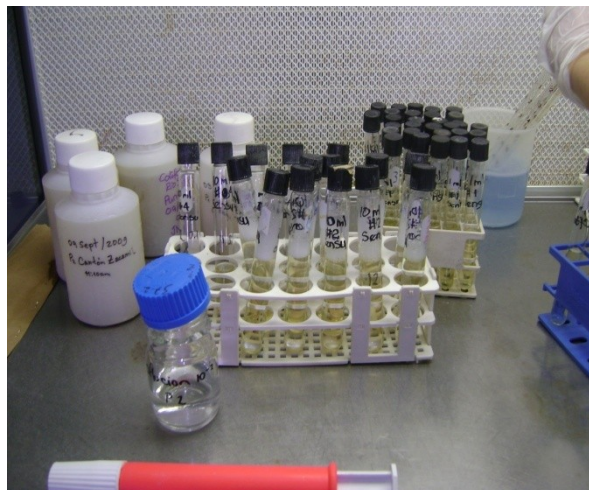
5 tubos con 10 ml de muestra (Doble concentración).

5 tubos con 1 ml de muestra (Concentración simple).

5 tubos con 0.1 ml de muestra (Concentración simple).



**Figura .** Rotulado de los tubos.



**Figura .** Series de tubos rotulados.

Con una pipeta estéril se sembraron 10 ml de la muestra diluida  $10^{-2}$  en cada uno de los cinco tubos conteniendo cultivo Fluorocult<sup>®</sup> caldo LMX, previamente identificados, tapan (Figura 42).



**Figura .** Siembra de 10ml de muestra diluida  $10^{-2}$  en cultivo Fluorocult<sup>®</sup> caldo LMX

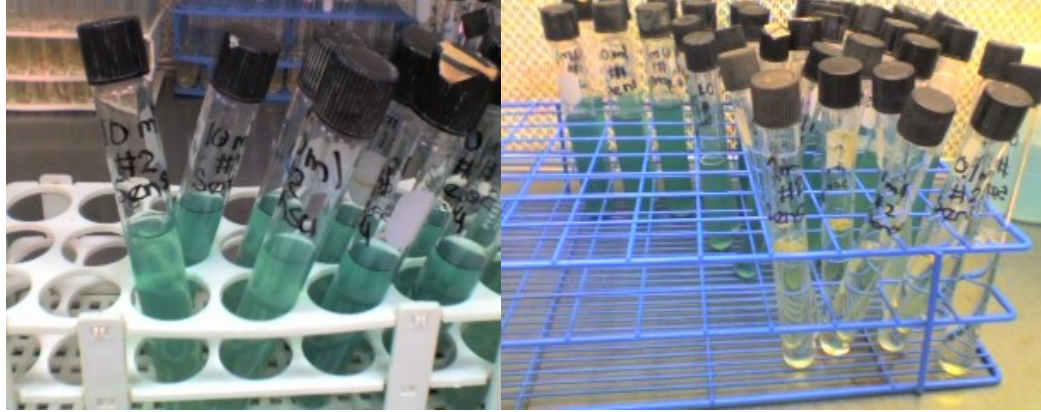
Con una pipeta estéril se sembraron 1 ml de la muestra diluida  $10^{-2}$  en cada uno de los cinco tubos conteniendo cultivo Fluorocult<sup>®</sup> caldo LMX, previamente identificados, tapan.

Con una pipeta estéril se sembraron 0.1 ml de la muestra diluida  $10^{-2}$  en cada uno de los cinco tubos conteniendo cultivo Fluorocult<sup>®</sup> caldo LMX, previamente identificados, tapan.

Se incubaron las tres series de cinco tubos, por cada punto de muestreo a  $36.4^{\circ}$  C en una incubadora de (Figuras 43 a, b y c) durante 24 horas.

**Figura . a) Incubadora b) Vista interna de incubadora c) Panel de control**

Después de la incubación (24 horas), los tubos se extrajeron de la incubadora y se realizó la primera lectura correspondiente a coliformes totales NMP/100 ml. (Figuras 44 y 45).



**Figura . Tubos positivos para coliformes Totales**

**Figura . Tubos negativos (primer plano) positivos (segundo plano)**

Los tubos positivos para coliformes fecales presentaron un cambio de color en el caldo pasando de amarillo a azul verdoso, para confirmar mejor dicho cambio se utilizó luz ultravioleta (Figuras 46 y 47)



**Figura . Tubos fluorescentes expuestos a luz ultravioleta**



**Figura . Tubo positivo expuesto a luz UV**

Los datos obtenidos se registraron en una hoja (Anexo 4)

La prueba confirmativa para coliformes termotolerantes se realizó sembrando los tubos positivos de la prueba presuntiva en tubos con caldo EC con tubos Durham, previamente identificados.

Se incubaron todos los tubos de caldo EC inoculados en baño de María a 44.5° C, durante 24 horas (Figura 48).



**Figura .** Tubos con caldo EC inoculados incubados en baño de María

Se procedió a la lectura considerando como resultado positivo todos los tubos que presentaron formación de gas en el tubo Durham.

Con los datos obtenidos en la prueba confirmativa se calculo el NMP de coliformes totales y termotolerante utilizando tabla NMP (Anexo 5).

En este caso las aguas presentaron alta contaminación biológica, por lo que fue necesario efectuar un mayor número de diluciones (dos en este caso) y el Número Más Probable se obtiene mediante una fórmula. Cuando se inoculan tres series de cinco tubos en volúmenes de muestra diferentes de los indicados en la tabla, el código se formará con el número de tubos con resultado positivo seleccionado en tres series consecutivas inoculadas y se verificará el valor de Número Más Probable correspondiente a ellos. El índice de Número Más Probable final será dado a través de la siguiente fórmula:

**NMP100ml=NMP correspondiente al NMP de la tabla X100mayor volumen de muestra**

**inoculado(Referido a la dilución inicial seleccionada para el NMP)**

## **1.15. Resultados y Discusión**

### **1.16. Metodología Físico-Química y Microbiológica**

Para este análisis se consideraron parámetros físico-químicos y microbiológicos de calidad del agua tomados en las dos épocas (lluviosa y transición lluviosa-seca), se tomaron siete parámetros en la época lluviosa, debido a que no se contaba con el equipo ni los reactivos necesarios para realizar los requeridos para estimar el ICA y 11 en época transición lluviosa-seca.

El cuadro 12 presenta el resumen de los valores registrados en época lluviosa y el cuadro 13 los valores obtenidos en época de transición lluviosa-seca. La concentración de coliformes fecales se mantuvo (160000 NMP/100ml) en todos los puntos de muestreo excepto en el punto D 37.2, durante la época lluviosa, mientras que en la época transición lluviosa-seca, se obtuvieron diversos valores siendo el valor más bajo en el punto D 36.1 (600 NMP/100 ml); seguido por los puntos D 38.3 (8000 NMP/100ml), D 37.2 (90000 NMP/100 ml) D 39.4 (24000 NMP/ml). Por otro lado la concentración más alta de coliformes fecales fue en los puntos D 40.5 y D 41.6 (160000 NMP/100ml) en ninguno de los puntos el agua es apta para consumo humano (bebida).

La concentración de oxígeno disuelto en época lluviosa en el punto D 38.3 fue de 5.76 mg/L; mientras que para la época de transición lluviosa-seca los valores de OD obtenidos presentaron valores entre 4.19 hasta 5.22 mg/L siendo menores al mínimo requerido para el desarrollo de las comunidades acuáticas (6.5 mg/L) (Auquilla 2005).

La DBO<sub>5</sub> tomada únicamente durante la época transición lluviosa-seca presento valores debajo del nivel crítico del agua para consumo humano (<5 mg/L) excepto en el punto D39.4B (9.3 mg/L). Cuando hay una descarga alta de materia orgánica su valor sube a más de 10 mg/L, lo que disminuye la capacidad de producción de oxígeno y provoca anaerobiosis de los sedimentos que liberan amoníaco, fosfatos y metales, produciendo malos olores.

Los valores del Potencial de Hidrógeno obtenidos en ambas épocas de muestreo, presentaron un rango que va desde 7.68 hasta 8.3 unidades de pH, dichos valores se encuentran dentro de los límites admisibles tanto para vida acuática, agua potable, recreación y riego (6.0-9.0 unidades de pH según CONACYT,EPA, EEC, FAO).

Los nitratos muestran valores que van desde 15.7 hasta 44.3 mg/L; las aguas no contaminadas generalmente tienen un nivel de nitrato-nitrógeno debajo de 1ppm. Los niveles de nitrato-nitrógeno por arriba de 10 ppm se consideran no potables. Los niveles de nitrato-nitrógeno por arriba de 1 ppm pueden indicar el desborde de un drenaje. Altos niveles también pueden indicar la presencia de fertilizantes y desechos animales. Altos niveles de amoníaco-nitrógeno generalmente indican una fuente más inmediata de contaminantes.

En cuanto a los fosfatos encontrados en ambas épocas de muestreo se puede observar que los valores varían desde 0.7 hasta 2.6 mg/L. Los niveles por arriba de 0.1ppm indican una fuente de contaminación humana potencial, tal como industria, jabón, desagües, fertilizantes, perturbación del suelo, desechos animales o aguas residuales industriales.

En cuanto a la conductividad de los ríos, estudios de aguas dulces indican que los arroyos que sostienen una buena actividad pesquera, oscilan entre 50 y 500 µS/cm., como se puede ver reflejado en los datos obtenidos durante la época transición lluviosa-seca la conductividad se mantuvo entre 341 y 496 µS/cm.. Cuando la conductividad se encuentra fuera de este rango puede indicar que el agua no tiene condiciones adecuadas para algunas especies de peces y macroinvertebrados.

En ambas épocas de muestreo los Sólidos disueltos Totales (SDT) permanecieron por debajo del límite establecido por la Norma salvadoreña NSO 130701 (600 mg/L) presentando valores en un rango de 126.8-240 mg/L.

**Cuadro .** Resultados parámetros Físico-Químicos y microbiológicos, muestreo realizado en septiembre de 2009 (época lluviosa).

PARAMETROS	PUNTOS DE MUESTREO						UNIDADES
	D 36.1	D 37.2	D 38.3	D 39.4	D 40.5	D 41.6	
<b>Coliformes Fecales</b>	160000	17000	160000	160000	160000	160000	NMP/100 ml
<b>pH</b>	8.3	8.2	8.1	8.1	8.0	8.1	Unidades de pH
<b>DBO<sub>5</sub></b>							DBO <sub>5</sub> mg/L
<b>Nitratos</b>	34.9	23.9	17.8	15.7	20.3	18.3	NO <sub>3</sub> mg/L
<b>Fosfatos</b>	0.7	0.8	0.8	1.2	0.9	1.4	PO <sub>4</sub> mg/L

<b>Cambio de T°</b>	0	0	0	0	0	0	°C
<b>Turbidez</b>							FAU
<b>SDT</b>	186	167.3	126.8	101.8	166.5	164.2	mg/L
<b>Oxígeno Disuelto</b>	6.88	7.92	5.76	7.04	7.20	7.28	mg/L

CM.C (EPA): Criteria Maximum Concentration, United States Environmental Protection Agency

EEC: European Economic Community

CONACYT: Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, Norma Salvadoreña

FAO: Food American Organization

**Cuadro .** Resultado de parámetros Físico-Químicos y microbiológico, muestreo realizado en Noviembre de 2009 (época transición lluviosa-seca).

PARAMETROS	PUNTOS DE MUESTREO						UNIDADES
	D 36.1	D 37.2	D 38.3	D 39.4	D 40.5	D 41.6	
<b>Coliformes Fecales</b>	600	90000	8000	24000	160000	160000	NMP/100 ml
<b>pH</b>	8.02	7.68	8.19	8.00	8.1	8.1	Unidades de pH
<b>DBO<sub>5</sub></b>	3.48	1.92	1.35	9.3	4.86	4.62	DBO <sub>5</sub> mg/L
<b>Nitratos</b>	44.3	21.4	17	20.5	18.6	18.3	NO <sub>3</sub> mg/L
<b>Fosfatos</b>	1.3	2.6	2.2	1.5	1.6	1.7	PO <sub>4</sub> mg/L
<b>Cambio de T°</b>	1	0	0	0	0	0	°C
<b>Turbidez</b>	2.0	1.0	2.0	6.0	17	11	FAU
<b>SDT</b>	240	205	209	189.8	210	208	mg/L
<b>OD</b>	54.7	56.3	56.1	68.1	64.4	55.8	OD % saturación
	4.60	4.68	4.60	5.22	4.96	4.19	OD mg/L
<b>Conductividad</b>	496	424	433	391	434	429	µS/cm.
<b>Salinidad</b>	0.2	0.2	0.2	0.2	0.20	0.2	%

#### 1.1.15. Clasificación de la calidad del agua según la Metodología “ICA”

Los datos obtenidos para cada parámetro según el ICA asigna calificaciones de mala calidad para todos los puntos que se analizaron (cuadro 14). Muestran que dicho recurso hídrico puede solamente apoyar una diversidad baja de la vida acuática y está experimentando evidentes problemas con la contaminación.

**Cuadro .** Clasificación de la calidad del agua del Río Sensunapán según la Metodología “ICA”

PARAMETROS	PESO	PUNTOS DE MUESTREO					
		D 36.1	D 37.2	D 38.3	D 39.4	D 40.5	D 41.6
Coliformes Fecales	0.15	29	2.9	11	8	3	3
pH	0.12	83	91	77	84	80	80
DBO <sub>5</sub>	0.1	64	82	86	37	57	58
Nitratos	0.1	14	36	40	37	38	39
Fosfatos	0.1	34	24	26	31	30	29
Cambio de Temperatura	0.1	77	55	66	77	77	55
Turbidez	0.08	2	1	2	6	17	11

SDT	0.08	67	72	71	74	71	71
Oxígeno Disuelto	0.17	54.7	56.30	56.10	68.10	64.40	55.80
	<b>ICA</b>	<b>47.76</b>	<b>36.51</b>	<b>45.39</b>	<b>43.25</b>	<b>37.26</b>	<b>35.08</b>
	<b>CALIDA D</b>	<b>MALA</b>	<b>MALA</b>	<b>MALA</b>	<b>MALA</b>	<b>MALA</b>	<b>MALA</b>

2.

### 2.1. Biomonitoreo

El estudio de macroinvertebrados se realizó simultáneamente con el análisis físico-químico y microbiológico. Se consideraron los seis puntos de muestreo descritos anteriormente para el monitoreo. Se recolectaron organismos bentónicos en dichos sitios. Se tomaron un total de 36 submuestras, 18 época lluviosa y 18 en época de transición lluviosa-seca.

Durante el estudio se recolectaron 3113 individuos durante la época lluviosa, agrupados en 13 Ordenes, 39 familias de macroinvertebrados acuáticos (Anexo 6 A); mientras que durante la colecta en época transición lluviosa-seca se obtuvieron 8763 individuos, agrupados en 13 Ordenes, 48 familias de macroinvertebrados acuáticos (Anexo 6 B).

Las Figuras 49 y 50 muestra el porcentaje de organismos agrupados por Ordenes, encontrados durante la épocas lluviosa y transición lluviosa-seca en el estudio, con predominio de Dipteras (64% época lluviosa y 72.16% época transición lluviosa-seca), adaptados a hábitat variados con aguas muy limpias hasta contaminadas. Otro grupo representativo fue Ephemeroptera (26% época lluviosa y 20.35% época transición lluviosa-seca), cuyas familias se encuentran en aguas medianamente limpias y oxigenadas, pero algunas especies resisten cierto grado de contaminación y son capaces de nadar libremente en el agua, por lo cual pueden movilizarse a otros hábitats y colonizarlos.

**Figura . Porcentaje por Orden de macroinvertebrados encontrados durante la época lluviosa (septiembre 2009).**

**Figura . Porcentaje por Orden de macroinvertebrados encontrados durante la época transición lluviosa-seca.**

La Figura 51 presenta la variación en cuanto al número de individuos y familias (taxa) registradas en cada punto monitoreado durante la época lluviosa. En el punto D36.1 se registró un número bajo de individuos (187), sin embargo presento el mayor número de taxa (21) siendo las más abundantes Diptera y Trichoptera, esto es debido probablemente a que está ubicado dentro de una cuenca profunda y al pie de un salto de agua conocido como Los Chorros de La Calera.



En el punto D40.5 se ubico en un área es completamente sub urbana, rodeada de cañales, pastizales, árboles frutales dispersos y urbanizaciones. En este punto, el río tiene una carga notable de desechos municipales principalmente del Municipio de Sonsonate, donde se registró el mayor número de individuos (1665), aunque el número de familias no fue el más alto (14), predominando Diptera y Ephemeroptera.

**Figura .** Variación en cuanto al número de individuos y familias (taxa) de macroinvertebrados acuáticos en época lluviosa.

Mientras que la figura 52 presenta la variación en cuanto al número de individuos y familias (taxa) registradas en cada punto monitoreado durante la época transición lluviosa-seca. En el punto D36.1 se registró un número bajo de individuos (758), sin embargo presento el mayor número de taxa (29) siendo las más abundantes Diptera y Trichoptera, esto es debido probablemente a que está ubicado dentro de una cuenca profunda y al pie de un salto de agua conocido como Los Chorros de La Calera.

En el punto D38.3 se registró el mayor número de individuos (3,172), aunque el número de familias no fue el más alto (23), predominando Diptera y Ephemeroptera.

En el punto D40.5 se ubico en un área completamente sub urbana, rodeada de cañales, pastizales, árboles frutales dispersos y urbanizaciones. En este punto, el río tiene una carga notable de desechos municipales principalmente del Municipio de Sonsonate, donde se registraron 2392 individuos, pero con una riqueza de taxa menor (17) lo que indica que es un punto perturbado y carece de suficientes hábitat para el desarrollo de insectos, aunque también este valor bajo de familias de macroinvertebrados se registraron tanto en época lluviosa (14 familias) época transición lluviosa-seca (17 familias).

**Figura .** Variación en cuanto al número de individuos y familias (taxa) de macroinvertebrados acuáticos en época transición lluviosa-seca.

### **Abundancias Relativas de taxa de macroinvertebrados acuáticos encontrados en los puntos de muestreo del Río Sensunapán**

Para las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca se registró una riqueza total de 53 taxa repartidas en 14 Ordenes: Diptera, Ephemeroptera, Trichoptera, Coleoptera, Plecoptera, Megaloptera, Odonata, Hemiptera, Lepidoptera, Collembola, Annelida, Gastropoda, Isopoda y Acarina. El total de macroinvertebrados corresponde a 11876 individuos recolectados en ambas épocas. Las familias con mayores abundancias corresponden a Chironomidae (52.68%), Baetidae (15.52%), Simuliidae

(14.21%), Leptohiphidae (5.39%). Las restantes taxa presentan una baja representación en abundancias relativas (Figura 53).

**Figura .** Abundancia relativa de taxa de macroinvertebrados acuáticos encontrados en las épocas lluviosa y transición-lluviosa en el Río Sensunapán.

**Punto D 36.1** En este punto durante la época lluviosa se encontró un número de individuos de 187 y una riqueza de 21 taxa repartidas en 11 Ordenes de las cuales las más abundantes fueron: Ceratopogonidae (25.67%), Baetidae (13.9%), Hydroptilidae (11.76%), Hydropsychidae (11.23%), Elmidae (8.56%) y Gomphidae (6.95%).

Durante la época transición lluviosa-seca se encontraron 758 individuos y riqueza de taxa de 29 familias repartidas en 11 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Chironomidae (58.58%), Hydroptilidae (8.05%), Staphilinidae (6.47%), Psychodidae (5.28%), Hydropsychidae y Baetidae (3.43%) (Anexo 7).

**Punto D 37.2** En este punto durante la época lluviosa se registró un número de individuos de 280 y una riqueza de taxa de 14 repartidas en 7 Ordenes de las cuales las más abundantes fueron: Ceratopogonidae (40%), Leptohiphidae (13.21%), Hydroptilidae (11.79%), Baetidae (11.43%) y Hydropsychidae con el 10.71%.

Durante la época transición lluviosa-seca se registraron 724 individuos y riqueza de taxa de 26 repartidas en 11 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Chironomidae (45.44%), Baetidae (22.65%), Leptohiphidae (8.43%), Hydropsychidae (5.52%), Corydalidae (4.70%) y Libellulidae (2.90%) (Anexo 8).

**Punto D 38.3** En este punto durante la época lluviosa se registraron 545 individuos y una riqueza de taxa de 18, repartidas en 10 Ordenes. De las cuales las más abundantes fueron: Baetidae (61.83%), Simuliidae (10.28%), Leptohiphidae (8.07%), Ceratopogonidae (4.77%) y Psychodidae (2.57%).

Durante la época transición lluviosa-seca se registraron 3172 individuos y de riqueza de taxa de 3172 individuos repartidas en 9 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Simulidae (49.18%), Baetidae (24.31%), Chironomidae (17.72%), Leptohiphidae (3.81%), Hidropsychidae (1.83%) y Elmidae (1.10%) (Anexo 9).

**Punto D 39.4** En este punto durante la época lluviosa se registraron 195 individuos y una riqueza de taxa de 19, repartidas en 8 Ordenes. De las cuales las más abundantes fueron: Leptohiphidae (47.69%), Baetidae (13.85%), Chironomidae (10.26%), Elmidae (6.67%) y Hydropsychidae (5.64%).

Durante la época transición lluviosa-seca se registraron 482 individuos y una riqueza de taxa de 19 repartidas en 9 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Chironomidae (38.38%), Baetidae (29.67%), Leptohiphidae (15.15%), Hidropsychidae (4.77%) y Elmidae (3.32%) (Anexo 10).

**Punto D 40.5** En este punto durante la época lluviosa se registraron 1665 individuos y una riqueza de taxa de 14, repartidas en 7 Ordenes. De las cuales las más abundantes fueron: Chironomidae (90.39%), Baetidae (5.23%), Leptohiphidae (1.14%) y Pseudohelphusidae (1.08%).

Durante la época transición lluviosa-seca se registró una cantidad de 2399 individuos y una riqueza de taxa de 17 repartidas en 9 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Chironomidae (90.09%), Baetidae (6.86%), Psychodidae (0.75%) y Leptohiphidae (0.50%) (Anexo 11).

**Punto D 41.6** En este punto durante la época lluviosa se registraron 241 individuos y una riqueza de taxa de 20, repartidas en 6 Ordenes. De las cuales las más abundantes fueron: Chironomidae (55.19%), Leptohiphidae (23.65%), Leptophlebiidae (3.73%) y Gomphidae (2.90%).

Durante la época transición lluviosa-seca se registró una cantidad de 1235 individuos y una riqueza de taxa de 20 repartidas en 8 Ordenes. Las familias más abundantes correspondieron a: Chironomidae (74.74%), Leptohiphidae (9.55%), Baetidae (4.86%), Leptophlebiidae (4.53%) y Elmidae (1.62%) (Anexo 12).

### **Dominancia de Macroinvertebrados acuáticos de la cuenca del Río Sensunapán**

La taxa dominantes corresponden a Chironomidae y Simuliidae (Orden Diptera), Baetidae (Orden Ephemeroptera), Hydropsychidae (Orden Thricoptera) y Elmidae (Orden Coleoptera).







Estas familias, son las que predominan en cada una de las estaciones y en ambas épocas de muestreo.

#### **1.1.16. Resultados Índice Biológico por Familias (IBF) épocas lluviosa y transición lluviosa-seca**


Con respecto al Índice Biológico por Familias (IBF-SV 2010) se encontraron durante los muestreos en época lluviosa valores de 6.00, 6.40, 5.971, 5.974, 7.72, 6.970; mientras que durante los muestreos realizados en la época transición lluviosa-seca los valores fueron de 6.95, 6.81, 6.32, 6.70, 7.80 y 7.44 para los puntos vistos desde el ubicado en la parte más alta de la cuenca hacia abajo respectivamente; esto permite asignar las categorías durante la época lluviosa de: regular pobre (D36.1 A, D37.2A, D38.3A, Y D39.4 A), muy pobre (D40.1 A) y pobre (D41.6 A). Y durante la época transición lluviosa-seca de: pobre para los puntos D36.1B, D37.2B, D39.4B; regular pobre para el punto D38.3B y muy pobre para los puntos D40.5B. Como puede comprobarse en los índices planteados anteriormente el punto intermedio D38.3 presentó la mejor evaluación ambiental con respecto a los otros cinco puntos






de este río, durante ambas épocas de muestreo; posiblemente debido a la distancia existente con el punto anterior generándose un proceso de recuperación en su trayecto, además, tres kilómetros arriba ocurre la convergencia del afluente más próximo, generando posiblemente cierta dilución. Los puntos D36.1B , D37.2B y D39.4B clasifican como pobres durante la época transición lluviosa-seca, debido en parte, posiblemente a que la cuenca circunvecina está revestida por cultivo intensivo de café con sus tecnología convencional de empleo de agroquímicos, y también debido en parte a la proximidad de la afluencia de líquidos contaminados provenientes de aguas de desecho de la Ciudad de Juayúa, por otro lado estos puntos se encuentran ubicados en un ambiente con fuerte belleza escénica, lo cual genera mucho turismo y contaminación por desechos sólidos, especialmente plásticos en toda esta zona. Por el contrario los puntos ubicados en el extremo inferior de la cuenca: D40.5A y B y D41.6A clasifican de muy pobres, lo cual indica que son lugares con aguas extremadamente contaminadas debido a que el primero de dichos puntos es fuertemente impactado por las aguas residuales de las urbanizaciones del Municipio de Sonsonate y a partir de éste es poblado en sus alrededores generando una permanente presión de desechos contaminantes; lo cual , sin embargo no impide que dichas aguas sean utilizadas por los pobladores con fines de abrevadero de ganado, riego, pesca y turismo local. No debe omitirse que el último punto en realidad reúne toda la carga de contaminantes ya citados para los puntos anteriores y más altos en la cuenca, además de los efluentes de origen agropecuario que se originan de áreas de cañaverales que rodean este punto.

**Cuadro . Calificación de la calidad del agua del Río Sensunapán durante la época lluviosa, utilizando el Índice Biótico de Familias de macroinvertebrados acuáticos en El Salvador IBF-SV-2010.**

PUNTO	VALOR IBF-SV-2010	CALIDAD	CATEGORIA
D36.1	6.000	REGULAR-POBRE	 5
D37.2	6.404	REGULAR-POBRE	 5
D38.3	5.971	REGULAR-POBRE	 5
D39.4	5.974	REGULAR-POBRE	 5
D40.5	7.723	MUY POBRE	 7
D41.6	6.970	POBRE	 6

**Cuadro . Calificación de la calidad del agua del Río Sensunapán durante la época transición lluviosa-seca, utilizando el Índice Biótico de Familias de macroinvertebrados acuáticos en El Salvador IBF-SV-2010.**







PUNTO	VALOR IBF-SV-2010	CALIDAD	CATEGORIA
D36.1	6.951	POBRE	 6

D37.2	6.811	POBRE	 6
D38.3	6.319	REGULAR-POBRE	 5
D39.4	6.685	POBRE	 6
D40.5	7.801	MUY POBRE	 7
D41.6	7.436	MUY POBRE	 7

**1.1.17. Análisis de los macroinvertebrados aplicando el Índice Biológico de Calidad BMWP-CR, por sus siglas en inglés (Biological Monitoring Working Party modificado para Costa Rica) encontrados en el Río Sensunapán**

Al evaluar la calidad del agua de los diferentes puntos de muestreo del río, durante la época lluviosa, se determino que la calidad de las aguas del río en el punto D36.1 fue buena, mientras que los 5 puntos aguas abajo resultaron de calidad regular (cuadro 17).







Cuadro . **Resultado de la calidad de las aguas del Río Sensunapán por punto de muestreo, utilizando el Índice BMWP-CR durante la época lluviosa.**

PUNTO	VALOR BMWP-CR	CALIDAD	CATEGORIA
D36.1	101	BUENA	 1
D37.2	75	REGULAR	 3
D38.3	81	REGULAR	 3
D39.4	86	REGULAR	 3
D40.5	67	REGULAR	 3
D41.6	89	REGULAR	 3

Al calcular la calidad del agua de los mismos puntos pero durante la época transición lluviosa-seca encontramos que al aplicar el índice BMWP-CR la calidad del agua para los puntos D36.1 y D41.6 fue buena, mientras que para los puntos D37.2, D38.3, D39.4 y D40.5 fue de regular calidad (cuadro 18).

Cuadro . **Resultado de la calidad de las aguas del Río Sensunapán por punto de muestreo, utilizando el Índice BMWP-CR durante la época transición lluviosa-seca.**

PUNTO	VALOR BMWP-CR	CALIDAD	CATEGORIA
-------	---------------	---------	-----------

D36.1	107	BUENA	 1
D37.2	94	REGULAR	 3
D38.3	96	REGULAR	 3
D39.4	74	REGULAR	 3
D40.5	73	REGULAR	 3
D41.6	108	BUENA	 1

Se puede afirmar con base a estos datos que las aguas de buena calidad, son aquellas que no están contaminadas, o no están alteradas de manera sensible, mientras que las aguas de regular calidad presentan calidad eutrófica moderada. Sin embargo estos resultados no están del todo apegados a la realidad; ya que los resultados de los análisis físico-químicos y microbiológicos demuestran un escenario diferente, del cual se habla en el apartado en el cual se comparan los tres índices de calidad del agua evaluados.

## **2.2.Comparación de calificación de la calidad del agua por los tres métodos (ICA, BMWP-CR e IBF-SV-2010) muestreos realizados durante la época transición lluviosa-seca (Noviembre de 2009)**

La utilización de índices bióticos, es uno de los métodos más efectivos para obtener información sobre la situación de calidad del agua durante la época transición lluviosa-seca, y al ser aplicados al Río Sensunapán, se obtuvo que para los índices IBF-SV-2010 (figura 54) y BMWP-CR, las calidades ecológicas presentaron diferencias muy marcadas, las cuales pueden observarse en el cuadro 19, esto probablemente se debe a que el índice Biological Monitoring Working Party modificado para Costa Rica (BMWP-CR) es un método simple de puntaje de tolerancia para algunas familias de macroinvertebrados bentónicos, requiriendo sólo datos cualitativos (presencia/ausencia), mientras que el IBF-SV-2010, considera la riqueza específica y la abundancia, presentando por ende una mayor sensibilidad para el análisis de la calidad del agua.

En cuanto a la clasificación de la calidad del agua obtenida mediante el Índice de Calidad de Agua (ICA) podemos observar que los resultados son más parecidos a los obtenidos por el IBF-SV-2010, mientras que al comparar la calidad obtenida por el ICA con el BMWP-CR, se observan calificaciones de calidad extremadamente diferentes, lo que da lugar a dudas; sin embargo se logró determinar que el BMWP-CR no es apropiado para monitorear los ríos en El Salvador, puesto que, se encontraron familias de macroinvertebrados que en Costa Rica únicamente se presentan en aguas de buena a excelente calidad, y aparentemente en nuestro país estas familias se han adaptado a aguas con calidad inferior, dando como resultado un incremento en la puntuación (sobrestimación de la calidad del agua).

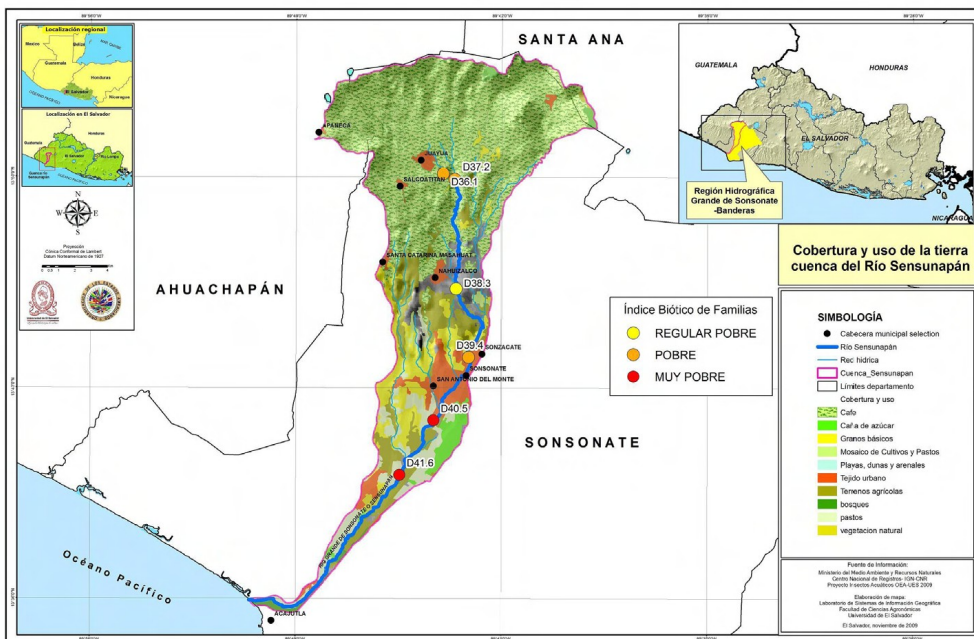
Comparación económica por los tres métodos (ICA, BMWP-CR e IBF-SV-2010)

Los costos económicos al realizar la determinación de la calidad de las aguas a través del IBF-SV-2010 es más barato (\$30.15/punto de muestreo) que al determinarla por medio de análisis físico-químicos y microbiológicos (\$76.42/punto de muestreo), además el tiempo necesario para obtener los resultados finales es menor usando el IBF-SV-2010 (se necesitan 3 días por punto de muestreo, mientras que para los análisis físico-químicos y microbiológicos se necesitan 6. Ver Anexo 13.

Cuadro. Calificación de la calidad del agua del Río Sensunapán con las diferentes metodologías (ICA, BMWPR-CR e IBF-SV-2010) durante la época transición lluviosa-seca.

PUNTOS	ICA	CALIDAD ICA	BMWP-CR	CALIDAD BMWP-CR	IBF	CALIDAD IBF
D 36.1	47.76	MALA	107	BUENA	6.951	POBRE
D 37.2	36.51	MALA	94	REGULAR	6.811	POBRE
D 38.3	45.39	MALA	94	REGULAR	6.319	REGULAR-POBRE
D 39.4	43.25	MALA	94	REGULAR	6.685	POBRE
D 40.5	37.26	MALA	94	REGULAR	7.801	MUY POBRE
D 41.6	35.08	MALA	108	BUENA	7.436	MUY POBRE

3.



**Figura . Mapa de calidad del agua por punto de muestreo obtenida mediante el índice  
IBF-SV-201**



### **3.1. Conclusiones**

El índice biológico que mejor describe las condiciones de calidad de agua del Río Sensunapán con base en los análisis físico-químicos y microbiológicos es el Índice Biótico de Familias (IBF-SV-2010), puesto que como ya se dijo el BMWP-CR no es apto para ser utilizado en los ríos de nuestro país debido a que sobreestima la calidad de las aguas.

Los costos económicos al realizar la determinación de la calidad de las aguas a través del IBF-SV-2010 es más barato que al determinarla por medio de análisis físico-químicos y microbiológicos, además el tiempo necesario para obtener los resultados finales es menor usando el IBF-SV-2010.

Los resultados tanto los obtenidos por los análisis físico-químicos y microbiológicos, como los del biomonitoreo sugieren que en el Río Sensunapán existe contaminación orgánica, la cual queda evidenciada por las altas concentraciones de fosfatos y nitratos, coliformes fecales y la presencia de larvas de las familias Chironomidae y Simuliidae, las cuales confirman este tipo de contaminación, debido a que se alimentan de los sedimentos o la suspensión.

La cantidad de individuos colectados durante la época transición lluviosa-seca fue mucho mayor (8763 especímenes) con respecto a los encontrados en la época lluviosa (3113 especímenes), con un total de 48 y 39 familias de invertebrados acuáticos, respectivamente.

### **3.2. Recomendaciones**

Capacitar a técnicos del MARN y demás instituciones relacionadas con el tema de la conservación de los recursos naturales y el agua, para implementar el biomonitoreo como una alternativa para conocer el estado actual y continuo del recurso agua en El Salvador.

El uso de bioindicadores no pretende sustituir el método físico-químico y microbiológico, ya que ambos son herramientas complementarias, y en especial no debe ser utilizado en el análisis de agua potable como único criterio.

Dar a conocer la información obtenida a partir de este estudio a las autoridades de los municipios de Sonsonate, para que pueda tomarse como base para la implementación de campañas de monitoreo y actividades para la conservación de los recursos naturales en zonas que están siendo amenazadas por la deforestación y el crecimiento de la frontera agrícola y urbana.

La participación de la comunidad en las acciones para la conservación de los recursos naturales es muy importante para el éxito de esta actividad, puesto que son ellos los pobladores de la cuenca, quienes deben conocer el impacto que sus acciones tienen sobre la calidad de los recursos y tomar medidas para disminuir los efectos negativos.

Que se dé cumplimiento con los artículos 41, 42, 43 y 44, de la Ley del Medio ambiente sobre, concientización ambiental. Así como los artículos 45, 46, 48 y 49 sobre Prevención y control de la contaminación, Protección del recurso hídrico y los criterios de supervisión; los cuales establecen la responsabilidad del MARN de supervisar la disponibilidad y calidad del agua.

### **3.3. Bibliografía**

Alba-Tercedor, J. 1996. Macroinvertebrados acuáticos y la calidad del agua en los ríos. IV Simposio del Agua en Andalucía (SIAGA), Almería España. II: 203-213 (en línea). España. Consultado 25 mar. 2009. Disponible en [http://www.famu.org/mayfly/pubs/pub\\_a/pubalbaj1996p203.pdf](http://www.famu.org/mayfly/pubs/pub_a/pubalbaj1996p203.pdf)

Allan, JD.; Castillo, M. 2007. Stream ecology: structure and function of running waters. Second Edition. Springer. p 75-105, 200.

Allan, JD. 1995. Stream ecology: structure and function of running waters. Chapman y Hall, Great Britain, Londres. 388 p

Alonso, A; Camargo, JA. 2005. **Estado actual y perspectivas en el empleo de la comunidad de macroinvertebrados bentónicos como indicadora del estado ecológico de los ecosistemas fluviales españoles (en línea). España. Consultado 24 mar. 2009. Disponible en <http://www.revistaecosistemas.net/articulo.asp?Id=133>**

Anderson, NH. ; Sedell, JR. 1979. Detritus processing by macroinvertebrates in stream ecosystems. Ann. Rev. Entomol. 24:351- 377.

Angelier, E. 2002. Ecología de las aguas corrientes. Editorial Acribia S. A., Zaragoza, España. 217p.

APHA; AWWA; WEF (American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, US). 1999. Standard methods for the examination of water and waste water. Method 2130 A-B/1995

Arauzo, M. 2004. Manual para análisis básicos de calidad del agua de bebida. CEPIS /OPS-OMS. Lima, Perú. 147 p.

Armitage, PD.; Moss, D.; Writh, JF.; Furse, MT. 1983. The performance of a new water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range unpolluted running-water sites. Water Res. 17(3): 333-347.

Auquilla, RC. 2005. Uso del suelo y calidad del agua en quebradas de fincas con sistemas silvopastoriles en la Subcuenca del Río Jabonal, Turrialba, Costa Rica 33 p.

**Banco Mundial. 2006. Recent Economic Developments in Infrastructure, Water Sanitation Chapter. 172 p.** (En línea). Consultado 25 mar. 2009. Disponible en [http://www.wds.worldbank.org/external/default/main?pagePK=64193027&piPK=64187937&theSitePK=523679&menuPK=64187510&searchMenuPK=64187283&theSitePK=523679&entityID=000090341\\_20061101101521&searchMenuPK=64187283&theSitePK=523679](http://www.wds.worldbank.org/external/default/main?pagePK=64193027&piPK=64187937&theSitePK=523679&menuPK=64187510&searchMenuPK=64187283&theSitePK=523679&entityID=000090341_20061101101521&searchMenuPK=64187283&theSitePK=523679)

Barcina, I.; González, JM.; Iriberry, J.; Egea, L. 1989 Effect of Visible Light on Progressive Dormancy of *Escherichia coli* Cells during the Survival Process in Natural Fresh Water. Applied and Environmental Microbiology. American Society for Microbiology. 55(1):246-251.

Bartram, J; Ballance, R. 1996. Water quality monitoring. A practical guide to the design and implementation of freshwater quality studies and monitoring programmes. UNEP/WHO. GB. 383 p.

**Basález, L. 2009. ¿Qué es el pH? Formas de medirlo. Ciencia...Ahora.12 (23):59-60.**

Brenes, C. 2006. Informe Final de Consultoría. PREPAC-OIRSA. 14 p.

Brown, AL. 1987. Freshwater Ecology. Heinemann Educational Books, London. p.163.

Brönmark, C.; Hansson, LA. 2005. The Biology of Lakes and Ponds. Oxford University Press, Oxford. p. 285.

Botello, AV.; Villanueva, F.; Ponce, G.; Rueda, L.; Wong, I; Barrera, G. 1995. La Contaminación en las zonas costeras de México. En: Agua, Salud y Derechos Humanos. Comisión Nacional de Derechos Humanos. México. p 53-122.

Bush, JWM.; Hu, DL. 2006. "Walking on Water: Biocomotion at the Interface"(en línea). The Annual Review of Fluid Mech. 38: 339–369. Consultado 17 feb de 2010. Disponible en <http://www.fluid.annualreviews.org>.

**Cabrera JR.; Hernández, MG. 2008. Validación de la prueba de coniformes totales y fecales por la técnica de tubos múltiples utilizando un medio fluorogénico. Facultad de Química y Farmacia. Universidad de El Salvador. P 37.**

Camargo JA.; Alonso, A. 2007. Contaminación por nitrógeno inorgánico en los ecosistemas acuáticos: Problemas medioambientales, criterios de calidad del agua, e implicaciones del cambio climático. Ecosistemas. Revista Científica y Técnica de Ecología y Medio Ambiente. Asociación Española de Ecología Terrestre. España 16(2).

CEC (Commission for Environmental Cooperation of North America). S.f. El mosaico de América del Norte: panorama de los problemas ambientales más relevantes (en línea). Consultado 25 mar. 2009. Disponible en [http://www.cec.org/soe/files/es/SOE\\_WaterQuality\\_es.pdf](http://www.cec.org/soe/files/es/SOE_WaterQuality_es.pdf)

**CEPIS-OPS (Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente-Organización Panamericana de la Salud). 2000. Requisitos para la toma de muestras de agua para análisis químicos y microbiológicos (en línea). Consultado 11 ago. 2009. Disponible en <http://www.cepis.ops-pms.org>**

CONAMA. S.f. Principales Ecosistemas Naturales de la VIII Región • Octava Región del Bío-Bío (en línea). Consultado 02 feb 2010. Disponible en

[http://www.conama.cl/educacionambiental/1142/articles-29100\\_recurso\\_3.pdf](http://www.conama.cl/educacionambiental/1142/articles-29100_recurso_3.pdf)

Corbet, PS. 2004. DRAGONFLIS BEHAVIOR and ECOLOGY of ODONATA. University of Edinburgh Scotland, UK. Cornell University Press. p 16-19.

**Corbet, PS. 1999. Dragonflies behavior and ecology of odonata. University of Edinburgh. Scotland, UK. 828 p.**

Contreras, EF. 1993. Ecosistemas costeros mexicanos. Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 415p.

**Cuellar, N. 2001. La contaminación del agua en El Salvador: Desafíos y respuestas institucionales. Revista PRISMA (43):1-16 p.**

Cummins, KW.; Merritt, RW.; Berg, MB. 2008. *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. RW. Merritt; KW.Cummins; MB.Berg (Eds). Kendall Hunt Publishers. 4 ed. P. 105-122.

Cummins, KW. ; Klug, JM. 1979. Feeding ecology of streams invertebrates. *Ann. Rev. Ecol. Syst* 10:147-172.

Cummins, K.W. 1973. Trophic relation of aquatic insects. *Ann. Rev. of Stream Ecosystems*. *BioScience* 24 (11): 631-641.

CVS (Corporación Autónoma Regional de los Valles del Sinú y del San Jorge). s.f. Procedimientos para la toma y preservación de muestras de agua (en línea). Consultado 11 ago. 2009. Disponible en <http://www.cvs.gov.co/Descargas/Toma%20de%20Muestras.doc>

De la Lanza, G; Hernández S.; Carbajal, JL. 2000. Organismos indicadores de la calidad del agua y contaminación (Bioindicadores). Editorial Plaza Valdés. México. P 17-39, 405-547.

De Paw, N.; Gabriels, W.; Goethals, PLM. 2006. Biological Monitoring of Rivers. Applications and perspectives. *River Monitoring and Assesment Methods Based on Macroinvertebrates*. Eds. G. Ziglio; M Siligardi; G. Flaim. Inglaterra. WILEY. P 118-128.

DNR (Deparment of Natural Resources, US). s. f. Maryland freshwater Benthic Macroinvertebrates (en línea). Consultado 25 mar. 2009. Disponible en [http://www.dnr.state.md.us/streams/pubs/benthic\\_macroinvertebrates.pdf](http://www.dnr.state.md.us/streams/pubs/benthic_macroinvertebrates.pdf)

\_\_\_\_\_; 2004. Manual monitoreo biológico y químico arroyos, Trad. RL Vizcaíno. Georgia US. 14 p.

Dourojeanni, A.; Jouravlev. A. 2002. Borrador del documento sobre el Manejo Integral del Agua, Unidad de Recursos Naturales e Infraestructura, Comisión Económica para América Latina y el Caribe CEPAL, Santiago Chile.

ECONOMIST. 1998. Dirt poor: A survey of development and the environment. Economist, Mar. 21, 1998. p. 3-16.

**Escobar, J. 2002. La contaminación de los ríos y sus efectos en las áreas costeras y el mar. Serie Recursos naturales e infraestructura. División de Recursos Naturales e Infraestructura. ONU-CEPAL. Santiago de Chile, Chile. 68 p.**

**Espino, G; Hernández, S; Carbajal, JL. 2004. Organismos Indicadores de la calidad del agua y de la contaminación (Bioindicadores).**

García, I. 2009. Locomoción y Localización de insectos acuáticos (en línea). Consultado 29 ene 2010. Disponible en <http://www.aquavida.com>

Geólogos del mundo. 2005. Caracterización Hidrogeológica de Nacimiento de Agua para el Abastecimiento de San Antonio del Monte. ACASTAM (Asociación Comunal Administradora del Sistema de Abastecimiento de Agua Alcantarillado y Saneamiento Ambiental de las Comunidades del Municipio de San Antonio del Monte. Ayuntamiento de Asturias, España. 19 p.

GEPD (Georgia Environmental Protection Division, US). 2004. Manual de monitoreo en ríos. Georgia. US. P. 14 – 16

GESAMP (IMO/FAO/UNESCO–IOC/WMO/WHO/AIEA/UN/UNEP- Joint Group of Experts on the Scientific Aspects on Marine Environmental Protection), 2001. Protecting the Oceans from Land-based Activities GESAMP Reports and Studies (71): p.162

González, M.; García, D. 1984. Desarrollo de un índice biológico para estimar la calidad de las aguas de la Cuenca del Duero. Asociación Española de Limnología. 1: p 263-272.

HACH. 2005. Manual de calibración de equipo. Cat. N° 51935-88. Gel-filled pH Electrode. Segunda edición. China.

\_\_\_\_\_.2001. Manual de calibración de equipo portable de multiparámetros. Cat. N° 54650-18. Segunda edición. Estados Unidos.

Hernández, RE. 2003. Propuesta para la Elaboración del Manual de Procedimientos Normalizados de Análisis Microbiológico en Aguas para el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Química y Farmacia de la Universidad de El Salvador. **Facultad de Química y Farmacia. Universidad de El Salvador. P34-35.**

Hilsenhoff, WL. 1988. Rapid field assessment of organic pollution with a family-level biotic index. Department of Entomology, University of Wisconsin, Madison, Wisconsin USA. J.N. Am. Benthol. Soc. 7(1): p 65-68.

Hinrichsen, D. 1988. Acid rain and forest decline. In: Goldsmith, E. and Hildyard, N., (eds). The earth report: Monitoring the battle for our environment. London, Mitchell Beazley. p.66-78

Hurny, AD.; Wallace, JB.; Anderson, NH. 2008. *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. RW. Merritt; KW.Cummins; MB.Berg (Eds). Kendall Hunt Publishers. 4 ed. P. 55-104.

IUCN (International Union for the Conservation of Nature). 2000. Vision for Water and Nature: A World Strategy for Conservation and Sustainable Management of Water Resources in the 21th Century. IUCN, Gland Switzerland.

Jesús, T. 2008. Ecological, anatomical and physiological traits of benthic macroinvertebrates: Their use on the health characterization of freshwater ecosystems (en línea). Madrid, Sp. Consultado 25 mar. 2009. Disponible en [http://www.limnetica.com/Limnetica/limne27a/L27a079\\_Macroinvertebrates\\_health\\_freshwater\\_ecosystem.pdf](http://www.limnetica.com/Limnetica/limne27a/L27a079_Macroinvertebrates_health_freshwater_ecosystem.pdf)

Jill, S; Baron, N; LeRoy Poff, PL; Angermeier CN; Dahm, PH; Gleick, NG; Hairston, RB; Jackson, CA. Johnston, BD; Steinman, R; Steinman, AD. 2003. Sustaining Healthy Freshwater Ecosystems. Issues in Ecology. Ecological Society of America. Washington DC. US. no 18:1-18

Lenntech. 2009. Agua residual & purificación del aire Holding B.V. TDS y conductividad eléctrica (en línea). Madrid, Sp. Consultado 02 dic.2009. disponible en <http://www.lenntech.es>

- Liebes, SM. 1992. Marine Biogeochemistry. The fate of pollutants in the coastal oceanology. WILEY. US.
- Linsenmair, K.; Jander, R. 1976. Das entspannungsschwimmen von *Velia* and *Stenus*. *Naturwissenschaften*. 50: 231p.
- MARN (Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales, SV) 2005. Ley del Medio Ambiente. Ed. R Mendoza. 7 ed. San Salvador, SV. Editorial Jurídica Salvadoreña.
- Maywald, A.; Zeschmar-Lahl, B.; Lahl, U. 1988. Water fit to drink? In: Goldsmith, E. and Hildyard, N. eds. *The earth report: Monitoring the battle for our environment*. London, Mitchell Beazley, p. 79-88.
- Merritt RW. ; Cummins KW. 1996. An introduction to the Aquatic insect of North America. Kendall-Hunt Publishing Company. Ohio, USA. 3 ed.
- Merritt, RW.; Cummins, KW.; Burton, TM. 1984. The role of aquatic insect in the processing and cycling of nutrients. *The ecology of aquatic insects*. Preager publishing, 625 pp.
- Merritt, RW. ; Lawson, DL. 1979. Leaf lifter processing in floodplain and stream communities, pp. 93 – 105. En: Resh, V. H. Y M. D. Rosenberg (Eds). *The Ecology of Aquatic Insect* Preager Publishing. New York. 625pp.
- Mill, PJ.; Pickard, RS. 1975. "Jet-propulsion in anisopteran dragonfly larvae". *Journal of Comparative Physiology A: Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology* 97 (4): 329–338.
- MINAE (Ministerio de Ambiente y Energía, CR) 2003. Propuesta de Reglamento para la evaluación y clasificación de la calidad de cuerpos de agua superficiales de Costa Rica. San José, CR. 22 p.
- Minshall, GW. ; Minshall, JN. 1978. Further evidence on the rol of chemical factors in determining the distribution of benthic invertebrates in the River Duddon. *Arch. Hydrobiol.* 83: 324-355.
- Moun, C; Moulton, P. 1991.** Monitoring Guidelines to Evaluate Effects of Forestry Activities on Streams in Pacific Northwest and Alaska. EPA (en línea). Consultado 10 dic. 2009. Disponible en <http://www.co.pierce.wa.us/.../Optimal%20Water%20Quality%20Standard%20for%20Aquatic%20Ecosyst...>
- MSPAS (Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social). 2006. Norma Salvadoreña Obligatoria NSO 13.07.01.04 Agua. Agua Potable. San Salvador, SV.



\_\_\_\_\_ ; 1996. Norma de Aguas Residuales Descargadas a un Cuerpo Receptor. Ed. Consejo Salvadoreño de Ciencia y Tecnología. San Salvador, SV.

Nelson, D. J. and D. C. Scott. 1962. Role of detritus in the productivity of a rock utcrop community in a piedemont stream. *Limnol. Oceanorg.* 7:396-413.

NOVA. s.f. a. Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. Determinación de Fosfatos. Método: 14848 (Test con reactivos)

\_\_\_\_\_ ; s.f. b. Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. Determinación de Nitratos. Método: 09713 (Test con reactivos)

\_\_\_\_\_ ; s.f. c. Manual de Procedimientos de equipo fotométrico NOVA 60. Determinación de Turbidez. Método: (077) análogamente a EN ISO 7027.

OMS (Organización Mundial de Salud). 2000. Evaluación de los Servicios de Agua Potable y Saneamiento en las Américas. (En línea). Consultada 24 mar. 2009. Disponible en <http://www.cepis.ops-oms.org/eswww/eva2000/salvador/informe.html>

PNUMA (Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente).1999. Panorama General 2000, en: Perspectivas del Medio Ambiente Mundial PMAM. - División de Información y Evaluación Ambientales y Alertas Tempranas (DIEA y AT), PNUMA, Nairobi, Kenya. Disponible en <http://www.unep.org>

Prat, N.; Ward, JV. 1994. The tamed river. *Limnology now: a paradigm of planetary problems.* ed Margalef, R. Elsevier Science. p. 219-236.

Pullen, S.; Hurst, P. 1993. Marine pollution prevention. WWF background report. Gland, Switzerland, World Wide Fund for Nature. p. 3-7.

Pütz, P. 2009. Informe práctico. Analítica de laboratorio y sistema de control de proceso. Nutrientes fosfato .Eliminación y Determinación de Fosfatos. HACH-LANGE. Vizcaya, España. 4 p.

REITEC (Servicios de Ingeniería). 2010. Turbidez, Aspectos teóricos (en línea). Consultado 02 feb. 2010. España. Disponible en <http://www.reitec.es/web/descargas/agua05.pdf>

República de Costa Rica. 2007. Reglamento para la Evaluación y Clasificación de la Calidad de Cuerpos de Agua Superficiales. La Gaceta Digital Diario Oficial. La Uruca, San José, CR, Set. 17:7 no. 178

Rivera, RA. 2004. Estructura y Composición de la comunidad de macroinvertebrados bentónicos en ríos de Páramo y zonas boscosas, en Los Andes venezolanos. Universidad de Los Andes. Mérida, Venezuela. p 5-14

Rodda, J. 1996. The depths of our knowledge. UNESCO Sources, No. 84, p. 9.

Roldán, GA. 2003. Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del Método BMWP/Col. Universidad de Antioquia. Colombia 130 p.

Rosenberg, DM.; Resh, VH.; King, RS. 2008. *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. RW. Merritt; KW.Cummins; MB.Berg (Eds). Kendall Hunt Publishers. 4 ed. P. 123-138.

Sánchez, RI. 2008. Diversidad y estructura de la comunidad de insectos acuáticos en el Río Capira, Panamá. Universidad de Panamá, Vicerrectoría de Investigación y Posgrado. Tesis de Maestría en Entomología. 104 p.

Sermeño, J. M.; Serrano, L.; Springer, M. 2010. Determinación de la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, utilizando invertebrados acuáticos: índice biológico a nivel de familias de invertebrados acuáticos en El Salvador (IBF-SV-2010). *En*: Formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, utilizando insectos acuáticos. Proyecto Universidad de El Salvador (UES) - Organización de los Estados Americanos (OEA). Editorial Universitaria UES, San Salvador, El Salvador.

SNET (Servicio Nacional de Estudios Territoriales, SV). s.f. Cálculo del Índice de la Calidad de Agua en El Salvador. (en línea). El Salvador. Consultada 21 may. 2009. Disponible en [www.snet.gob.sv/Hidrologia/Documentos/calculoICA.pdf](http://www.snet.gob.sv/Hidrologia/Documentos/calculoICA.pdf)

\_\_\_\_\_; 2004. Evaluación de la contaminación del Río Acelhuate a través de la aplicación de un índice de calidad general durante el año 2003. SNET, San Salvador. sv. 8 p.

Suárez, ML.; Vidal-Abarca, MR.; Sánchez-Montoya, MM.; Alba-Tercedor, J.; Álvarez, M.; Avilés, J.; Bonada, N.; Casas, J.; Jáimez-Cuéllar, P.; Munné, A.; Pardo, I.; Prat, N.; Thorp, JH.; Covich, AP.

2001. Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. 2 ed. Academic Press. Orlando, Florida. US. 19-30 p.

Toro, M.; Robles, S.; Avilés, J.; Nuño, C.; Vivas, S.; Bonada, N.; Prat, N.; Alba-Tercedor, J.; Casas, J.; Guerrero, C.; Jáimez-Cuéllar, P.; Moreno, JL.; Moyá, G.; Ramon, G.; Suárez, ML.; Vidal-Abarca, MR.; Álvarez, M.; Pardo, I. 2002. Calidad de las aguas de los ríos mediterráneos del proyecto GUADALMED. Características físico-químicas. Limnetica 21: 63-75.

Thorp, JH. ; Covich, AP. 2001. Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. 2 ed. Academic Press. Orlando, Florida. US. 19-30 p.

UNEP (United Nations Environmental Programme). 2001 Urgent Action Need to Protect the Marine Environment, UNEP (en línea) Consultado 01 feb. 2010. Disponible en <http://www.gpa.unep.org>

UPRM (Universidad de Puerto Rico Maygüez). 2010. Manual de ecología microbiana oxígeno disuelto (en línea). consultado 02 feb 2010. Disponible en <http://www.uprm.edu/biology/profs/massol/manual/p3-oxigeno.pdf>

UWEX (University of Wisconsin Extension Programs). 2007. Water Monitoring (en línea). Consultado 29 feb. Disponible en <http://watermonitoring.uwex.edu/wav/monitoring/coordinator/ecology/odonata.html>

Vannote, RL. ; Minshall, GW. ; Cummins, KW. ; Sedell, JR. ; Cushing, CE. 1980. The river continuum concept. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 37:130-137.

VWR International. 2009. A new culture medium for the simultaneous detection of total coliforms and E. coli in water and food (en línea). Francia. Consultada 24 mar. 2009. Disponible en [http://fr.vwr.com/fr\\_FR/content/thematics/microbiology/pdf/w124101.pdf](http://fr.vwr.com/fr_FR/content/thematics/microbiology/pdf/w124101.pdf)

Wallace, JB. ; Wedster, JR. 1996. The role of Macroinvertebrates in Stream Ecosystem Function. Ann. Rev. Entomol. 41: 115-139.

WB (World Bank). 1993. Water resources management: A World Bank policy paper. Washington, D.C., WB. 140 p.

Williams, DD. ; Felmate, BW. 1992. Aquatic Insects. Division of Life Sciences. Scarborough Campus. University of Toronto. Canada. Redwood Press Ltd., Melksham. UK. 336 p.

WPCF; APHA; AWWA. 1992. Métodos Normalizados Para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. 17 Edición. Ediciones Díaz de Santos S.A. Juan Bravo, 3 – A.28006. Comité editorial conjunto. Madrid España. P 4-179 a 4-182, 5-4, 5-5, 5-6.

### 3.4. ANEXOS

Anexo . **Hoja de campo biomonitorio**

Núm. Registro: \_\_\_\_\_

Datos Generales

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

Localización (Provincia, Cantón, Distrito, Lugar) \_\_\_\_\_.

Uso del Curso de Agua \_\_\_\_\_.

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

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

Recolectores: \_\_\_\_\_  
Acompañante en el Sitio: \_\_\_\_\_  
Etapa 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: \_\_\_\_\_.

#### Detalle Sitio

Num. \_\_\_\_ Nombre del Sitio: \_\_\_\_\_.

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

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

Fotografías del Sitio: \_\_\_\_\_.

Temperatura del Agua: \_\_\_\_\_ ° C.      pH: \_\_\_\_\_. Conductividad: \_\_\_\_\_  $\mu$ S/cm..  
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: \_\_\_\_\_

Anexo . **Asignación de Puntajes a familias identificadas en Costa Rica (BMWP-CR)**

9	O	Polythoridae
	D	Blephariceridae; Athericidae
	E	Heptageniidae
	P	Perlidae
	T	Lepidostomatidae; Odontoceridae; Hydrobiosidae; Ecnomidae
8	E	Leptophlebiidae
	O	Cordulegastridae; Corduliidae; Aeshnidae; Perilestidae
	T	Limnephilidae; Calamoceratidae; Leptoceridae; Glossosomatidae
	B	Blaberidae
7	C	Ptilodactylidae; Psephenidae; Lutrochidae
	O	Gomphidae; Lestidae; Megapodagrionidae; Protoneuridae;
	T	Platystictidae
	Cr	Philopotamidae Talitridae; Gammaridae
6	O	Libellulidae
	M	Corydalidae
	T	Hydroptilidae; Polycentropodidae; Xiphocentronidae
	E	Euthyplociidae; Isonychidae
5	L	Pyalidae
	T	Hydropsychidae; Helicopsychidae
	C	Dryopidae; Hydraenidae; Elmidae; Limnichidae

	E	Leptohyphidae; Oligoneuriidae; Polymitarcyidae; Baetidae
	Cr	Crustacea
	Tr	Turbellaria
4	C	Chrysomelidae; Curculionidae; Haliplidae; Lampyridae; Staphylinidae; Dytiscidae; Gyrinidae; Scirtidae; Noteridae
	D	Dixidae; Simulidae; Tipulidae; Dolichopodidae; Empididae; Muscidae; Sciomyzidae; Ceratopogonidae; Stratiomyidae; Tabanidae
	H	Belostomatidae; Corixidae; Naucoridae; Pleidae; Nepidae;
	O	Notonectidae
	E	Calopterygidae; Coenagrionidae
	Hi	Caenidae Hidracarina
3	C	Hydrophilidae
	D	Psychodidae
	Mo	Valvatidae; Hydrobiidae; Lymnaeidae; Physidae; Planorbidae; Bithyniidae;
	A	Bythinellidae; Sphaeridae
	Cr	Hirudinea: Glossiphonidae; Hirudidae; Erpobdellidae Asellidae
2	D	Chironomidae; Culicidae; Ephydriidae
1	D	Syrphidae
	A	Oligochatea (todas las clases)

Nota: D: Diptera; E: Ephemeroptera; P: Plecoptera; T: Trichoptera; O: Odonata; C: Coleoptera; M: Megaloptera; H: Hemiptera; L: Lepidoptera; B: Blattodea; Tr: Tricladida; Cr: Crustacea; A: Annelida; Mo: Molusco.



Anexo . Hoja de Recolección de datos, Metodología Físico-química

<b>UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR</b> <b>FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS</b> <b>DEPARTAMENTO DE QUÍMICA AGRÍCOLA</b>			
<b>PROYECTO: Formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El salvador utilizando insectos acuáticos.</b>			
<b>RÍO SENSUNAPAN, SONSONATE</b>			
<b>HOJA DE RECOLECCIÓN DE MUESTRAS</b>			
Identificación de muestra			
Fecha de muestreo			
Hora inicio			
Hora fin			
Punto de muestreo			
Ubicación			
Profundidad (m)		Ancho (m)	
<b>DATOS DE CAMPO</b>			
<b>ANÁLISIS</b>		<b>RESULTADO</b>	<b>UNIDADES</b>
pH			Unidades pH
Temperatura	Puntual		°C
	Antes		°C
	Ambiente		°C
Oxígeno Disuelto			% saturación
Sólidos totales disueltos			mg/L
<b>DATOS DE LABORATORIO ( ___/___/___ )</b>			
<b>ANÁLISIS</b>		<b>RESULTADO</b>	<b>UNIDADES</b>
DBO5			mg/L
Fosfatos			PO <sub>4</sub> mg/L
Nitratos			NO <sub>3</sub> mg/L
Turbidez			FAU

Muestreo realizado por:

---

Observaciones:

---



---



---

Anexo . Hoja de registro para coliformes totales y fecales

<b>COLIFORMES TOTALES</b>																									
MUESTRA N°	FECHA Y HORA TOMA DE MUESTRA	FECHA Y HORA ANALISIS	PUNTO DE MUESTREO	TEMPERATURA		DILUCIONES EN ml										NMP coliformes totales /100 ml									
				AGUA °C	AIRE °C	10 ml	10 ml	10 ml	10 ml	10 ml	1 ml	1 ml	1 ml	1 ml	1 ml		1 ml	10 <sup>-1</sup> ml	10 <sup>-1</sup> ml	10 <sup>-1</sup> ml					
1																									
2																									
3																									
<b>COLIFORMES FECALES</b>																									
MUESTRA N°	FECHA Y HORA TOMA DE MUESTRA	FECHA Y HORA ANALISIS	PUNTO DE MUESTREO	TEMPERATURA		DILUCIONES EN ml										NMP coliformes fecales /100 ml									
				AGUA °C	AIRE °C	10 ml	10 ml	10 ml	10 ml	10 ml	1 ml	1 ml	1 ml	1 ml	1 ml		1 ml	10 <sup>-1</sup> ml	10 <sup>-1</sup> ml	10 <sup>-1</sup> ml					
1																									
2																									
3																									

Anexo . Índice de NMP y límites de aceptación de 95 por 100 para distintas combinaciones de resultados positivos (APHA 1992)

Combinación de positivos	Índice NMP/100 mL	Límite de Confianza 95%	
		Superior	Inferior
0-0-0	<2	-----	-----
0-0-1	2	1.0	10
0-1-0	2	1.0	10
0-2-0	4	1.0	13
1-0-0	2	1.0	11
1-0-1	4	1.0	15
1-1-0	4	1.0	15
1-1-1	6	2.0	18
1-2-0	6	2.0	18
2-0-0	4	1.0	17
2-0-1	7	2.0	20
2-1-0	7	2.0	21
2-1-1	9	3.0	24
2-2-0	9	3.0	25
2-3-0	12	5.0	29
3-0-0	8	3.0	24
3-0-1	11	4.0	29
3-1-0	11	4.0	29
3-1-1	14	6.0	35
3-2-0	14	6.0	35
3-2-1	17	7.0	40
4-0-0	13	5.0	38
4-0-1	17	7.0	45
4-1-0	17	7.0	46
4-1-1	21	9.0	55
4-1-2	26	7.0	46
4-2-0	22	9.0	56
4-2-1	26	12	65
4-3-0	27	12	67
4-3-1	33	15	77
4-4-0	34	16	80
5-0-0	23	9.0	86
5-0-1	30	10	110
5-0-2	40	20	140
5-1-0	30	10	120
5-1-1	50	20	150
5-1-2	60	30	180
5-2-0	50	20	170
5-2-1	70	30	210
5-2-2	90	40	250
5-3-0	80	30	250
5-3-1	110	40	300
5-3-2	140	60	360
5-3-3	170	80	410
5-4-0	130	50	390
5-4-1	170	70	480
5-4-2	220	100	580
5-4-3	280	120	690
5-4-4	350	160	820
5-5-0	240	100	940
5-5-1	300	100	1300
5-5-2	500	200	2000
5-5-3	900	300	2900
5-5-4	1600	600	5300

5-5-5	≥1600	-----	-----
-------	-------	-------	-------

**Anexo . Cuantificación de individuos encontrados por familias de macroinvertebrados encontrados en los puntos de muestreo Río Sensunapán.**

**Anexo 6 A** Época lluviosa (Septiembre de 2009).

ORDEN	FAMILIA	D36.1A	D37.2 <sup>a</sup>	D38.3A	D39.4A	D40.5A	D41.6A	TOTAL
COLEOPTERA	Dryopidae	0	0	2	0	0	0	2
	Elmidae	16	7	11	13	6	5	58
	Hydrophilidae	0	0	0	0	0	2	2
	Lampyridae	0	0	0	0	0	1	1
	Psephenidae	0	0	0	1	0	1	2
	Ptilodactylidae	1	0	0	0	0	0	1
	Staphilinidae	1	0	7	2	1	1	12
COLLEMBOLA	Collembola	6	0	3	0	0	0	9
DIPTERA	Ceratopogonidae	48	112	26	0	0	0	186
	Dolichopodidae	0	0	0	0	0	1	1
	Psychodidae	8	6	14	4	4	0	36
	Stratiomyidae	1	0	0	0	0	0	1
	Tipulidae	0	0	0	2	0	1	3
	Simuliidae	7	6	56	0	1	0	70

	Chironomidae	0	0	0	20	1505	133	1658
EPHEMEROPTERA	Baetidae	26	32	337	27	87	6	515
	Caenidae	0	0	0	0	0	2	2
	Heptageniidae	0	0	0	0	0	1	1
	Leptophlebiidae	3	2	0	2	4	9	20
	Leptohyphidae	5	37	44	93	19	57	255
HEMIPTERA	Gelastocoridae	1	0	0	0	0	0	1
	Veliidae	0	0	0	3	0	0	3
LEPIDOPTERA	Crambidae	0	1	1	0	0	0	2
MEGALOPTERA	Corydalidae	3	7	4	0	1	0	15
PLECOPTERA	Perlidae	1	0	0	0	0	0	1
ODONATA	Calopterygidae	0	2	0	1	0	0	3
	Coenagrionidae	0	0	0	1	1	1	3
	Gomphidae	13	2	1	7	1	7	31
	Libellulidae	0	0	2	3	0	1	6
TRICHOPTERA	Calomaceratidae	0	0	0	2	0	0	2
	Glossosomatidae	1	3	1	0	0	0	5
	Hydropsychidae	21	30	5	11	7	4	78
	Hydroptilidae	22	33	14	1	10	1	81
	Philopotamidae	0	0	0	0	0	1	1
	Xiphocentronidae	1	0	0	0	0	0	1
ANNELIDAE	Oligochaeta	1	0	0	0	0	0	1
GASTROPODA	Hydrobiidae	0	0	4	0	0	0	4
	Pseudothelphusidae	0	0	0	1	18	6	25
ACARINA	Acarina	1	0	13	1	0	0	15
	<b>TOTAL/PUNTO</b>	187	280	545	195	1665	241	<b>3113</b>

### Anexo 6 B Época Transición lluviosa-seca (Noviembre 2009)

ORDEN	FAMILIA	D36.1B	D37.2B	D38.3B	D39.4B	D40.5B	D41.6B	TOTAL
COLEOPTERA	Elmidae	17	15	35	16	5	20	108
	Hydrophilidae	5	0	2	0	2	0	9
	Lampyridae	0	0	0	1	0	0	1
	Limnichidae	1	0	0	0	0	0	1
	Lutrochidae	0	2	0	0	0	0	2
	Psephenidae	0	0	0	0	0	1	1
	Ptilodactylidae	0	0	1	0	0	0	1
	Staphilinidae	49	0	11	2	3	0	65
COLLEMBOLA	Collembola	16	0	0	0	1	0	17
DIPTERA	Ceratopogonidae	4	1	0	0	0	0	5
	Dolichopodidae	1	0	0	0	0	0	1
	Ephidridae	0	1	1	0	0	0	2

	Empididae	2	4	1	0	0	1	8
	Muscidae	0	0	0	2	0	0	2
	Psychodidae	40	3	4	3	18	5	73
	Stratiomyidae	3	0	0	0	0	0	3
	Tabanidae	3	0	0	0	0	0	3
	Tipulidae	2	8	0	0	0	1	11
	Simuliidae	25	13	1560	8	10	1	1617
	Chironomidae	444	329	562	185	2155	923	4598
EPHEMEROPTERA	Baetidae	26	164	771	143	164	60	1328
	Leptophlebiidae	0	0	4	0	10	56	70
	Leptohyphidae	0	61	121	73	12	118	385
HEMIPTERA	Gelastocoridae	8	0	0	0	0	0	8
	Naucoridae	1	1	0	0	0	0	2
	saldidae	1	0	0	1	0	0	2
	Rhagovelia	0	1	0	0	0	0	1
	Veliidae	5	0	0	0	1	0	6
LEPIDOPTERA	Crambidae	1	0	1	0	0	0	2
MEGALOPTERA	Corydalidae	6	34	6	1	0	2	49
ODONATA	Calopterygidae	0	2	4	2	0	1	9
	Coenagrionidae	2	0	2	4	0	3	11
	Gomphidae	0	0	2	2	3	13	20
	Libellulidae	3	21	17	8	2	11	62
TRICHOPTERA	Glossosomatidae	0	8	0	0	0	0	8
	Eutrochidae	0	1	0	0	0	0	1
	Hydropsychidae	26	40	58	23	2	9	158
	Hydroptilidae	61	3	5	0	1	2	72
	Philopotamidae	1	0	0	0	0	1	2
	Xiphocentronidae	1	1	0	0	0	0	2
ANNELIDAE	Oligochaeta	0	5	0	0	0	0	5
	Hirudinea	0	0	0	0	1	6	7
GASTROPODA	Hydrobiidae	0	0	1	2	0	0	3
	Physidae	0	1	0	0	0	0	1
	Thiaridae	0	0	0	1	0	1	2
	Pseudothelphusidae	2	3	1	0	0	0	6
ISOPODA	Isopoda	0	1	0	0	0	0	1
ACARINA	Acarina	2	1	2	5	2	0	12
	<b>TOTAL/PUNTO</b>	<b>758</b>	<b>724</b>	<b>3172</b>	<b>482</b>	<b>2392</b>	<b>1235</b>	<b>8763</b>

**Anexo Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 36.1 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

**Anexo Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 37.2 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

**Anexo Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 38.3 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

Anexo **Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 39.4 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

Anexo **Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 40.5 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

Anexo **Familias de macroinvertebrados acuáticos encontradas en el punto D 41.6 en las épocas lluviosa y transición lluviosa-seca.**

Anexo . **Costos económicos para determinar la calidad del agua del río por punto de muestreo utilizando parámetros físico-químicos y microbiológicos y el biomonitoreo.**

Costos por punto de muestreo de la determinación de parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua

<b>Análisis</b>	<b>Precio en \$</b>
DBO5	20.00
Nitratos	9.14
Fosfatos	18.00
Turbidez	2.00
Sólidos Disueltos Totales	4.14
Oxígeno Disuelto	9.14
Cambio de Temperatura	2.00
pH	2.00
Coliformes Fecales	10.00
<b>TOTAL</b>	<b>76.42</b>



Estos precios son los establecidos en la tarifa del Laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la UES.

Costos por punto de muestreo para el biomonitoreo utilizando macroinvertebrados acuáticos

<b>Detalle</b>	<b>Precio en \$</b>
Depreciación del equipo	5.15
Trabajo del técnico	25
<b>TOTAL</b>	<b>30.15</b>

Dentro de la depreciación del equipo va la de la red D, estereoscopio y otros. El trabajo del técnico está basado en un salario de \$300 mensuales, es decir, \$12.5 por día durante dos días de muestreo para un punto.