

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



**RECONOCIMIENTO DE MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS PARA
DETERMINAR LA CALIDAD AMBIENTAL DEL AGUA DEL RÍO
COMALAPA, DEPARTAMENTO LA PAZ, EL SALVADOR**

POR:

**ROBIN ERICK HERNÁNDEZ RIVERA
PEDRO ENRIQUE ORELLANA HERNÁNDEZ**

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

SAN SALVADOR, AGOSTO 2015.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

ING. MARIO ROBERTO NIETO LOVO

SECRETARIA GENERAL:

DRA. ANA LETICIA ZA VALETA DE AMAYA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

ING. AGR. MSc. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA

SECRETARIO:

ING. AGR. MSc. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL:

Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes

DOCENTES DIRECTORES:

Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes

Ing. Agr. MSc. José Miguel Sermeño Chicas

Lic. Qco. Farm. Freddy Alexander Carranza Estrada

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN:

Ing. Agr. Ricardo Ernesto Gómez Orellana.

RESUMEN

El presente estudio realizado en la fase de campo y laboratorio entre la última semana de junio de 2011 a junio de 2013, tiene como objetivo comparar la calidad del agua del río Comalapa del departamento de La Paz, determinada a través del Índice Biótico por Familia para El Salvador (IBF-SV-2010), método basado en Macroinvertebrados Acuáticos y el Índice de Calidad del Agua (ICA) basado en los análisis físico-químicos y microbiológicos.

Los muestreos fueron realizados en la última semana del mes de Septiembre de 2011 correspondiente a la época lluviosa en seis diferentes sitios a lo largo de 32.38 km del río Comalapa (Sitio 1, Sitio 2, Sitio 3, Sitio 4, Sitio 5, Sitio 6).

Los parámetros como temperatura, conductividad, Sólidos Disueltos Totales y Oxígeno Disuelto fueron tomados en campo con una sonda Multiparámetros marca HACH. Las muestras fueron trasladadas al laboratorio para su análisis de los parámetros: pH, Nitrato, Fosfatos, Turbidez, Demanda Bioquímica de Oxígeno a los 5 días, Coliformes fecales y totales, cambio de temperatura. Los Macroinvertebrados Acuáticos fueron identificados a nivel de Orden y Familia, asignándoles los grados de sensibilidad a la contaminación

La calificación de la calidad del agua del río Comalapa con el IBF-SV-2010 para los sitios de muestreo 1, 2, 3 y 5 fue de regular a pobre; para el sitio de muestreo 4 y 6 de regular, mientras que la calificación del ICA para los sitios de muestreo 1, 2 y 3 fueron de regular y para los sitios 4, 5 y 6 de mala calidad.

Los Macroinvertebrados encontrados en los seis (6) sitios de muestreo registró un total de 10 Ordenes (Diptera, Ephemeroptera, Trichoptera, Coleoptera, Megaloptera, Odonata, Hemiptera, Lepidoptera, Decapoda y Gastropoda), representadas en 50 familias.

El total de Macroinvertebrados fue de 14,553 individuos recolectados, Las familias con mayores abundancias correspondieron al Orden Ephemeroptera con 7,604 representando el 52.3% del total de Macroinvertebrados recolectados, predominando la familia Baetidae con 4,245 individuos, seguido de la familia Leptohiphidae con 2,818; el Orden Diptera con 2,112 individuos representando el 14.5%, predominando la familia Chironomidae con 1,386; el Orden Decapoda

2,201 individuos y el Orden Gastropoda con 1,190 individuos, los Órdenes restantes presentaron bajas abundancias. Con base a los Macroinvertebrados recolectados se elaboró una guía ilustrada de bioindicadores acuáticos, para el monitoreo rápido de la calidad ambiental del río Comalapa.

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 Departamento de Protección Vegetal, Departamento de Química Agrícola y Departamento de Fitotecnia, por colaboración de recurso de laboratorio dentro del cual se desarrolló este trabajo.

A los docentes del Departamento de Protección Vegetal y asesores: Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, Ing. Agr. MSc. José Miguel Sermeño Chicas. Por su apoyo constante y orientación durante todo este tiempo.

Al Lic. Qco. Farm Freddy Alexander Carranza Estrada asesor y docentes del Departamento de Química Agrícola. Lic. Qca. Farm. Blanca Lorena Bonilla de Torres, 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 sitios de muestreo estudiados.

Al Ing. Agr. MSc. 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.

A la Lic. Qca. Farm. Coralia de Los Ángeles González, por su colaboración y apoyo en el Laboratorio de CENSALUD.

Al Ing. Agr. MSc. Miguel Rafael Paniagua Cienfuegos. Por su colaboración y aporte en el análisis de resultados de macroinvertebrados acuáticos.

Al Ing. Agr. Balmore Martínez Sierra Jefe del Departamento de Fitotecnia e Ing. Agr. Dora Antonia Villeda por su valiosa colaboración.

A los docentes de la UCR (Universidad de Costa Rica): MSc. Monika Springer, Lic. Biol. Pablo Gutiérrez y Lic. Biol. Danny Vásquez, por el apoyo en capacitaciones prácticas e identificación de las familias de insectos encontradas en el río Comalapa.

Robin Erick Hernández Rivera
Pedro Enrique Orellana Hernández

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: Blanca Aminta Colecta Rivera Vda. de Hernández, Salvador Pantaleón Hernández Rivera (Q.D.D.G.); por el apoyo y el sacrificio que hicieron para permitirme alcanzar esta meta, este logro es de ustedes.

A mis Hermanos: Isela Briseyda, Salvador Euclides, Metzzy Ivis, Isis Aminta, Ana Lisbeth y Heileen de los Ángeles, por haberme acompañado en mis esfuerzos.

A mi Sobrinos: Aminta Sucel, Blanca María, Marcelo, Diego, Daniel, Isaías, Emiliani, Guillermo y Julio; me inspiraron a ser mejor y a dar lo mejor de mí.

A mis Amigos: Mario Avelar, Mauricio Otmar Vásquez, Katia Aguilar, Raúl Marroquín, Jaqueline Sánchez, Francisco Sigüenza, Luis Romero, Tulio Barrera, Henry Yanes, Dina de Amaya, y a todos aquellos que no he podido mencionar y han sido parte de mi aprendizaje en la vida y la Universidad.

A mis Profesores: Al Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, Ing. Agr. MSc. José Miguel Sermeño Chicas Lic. Qco. Farm Freddy Alexander Carranza Estrada asesores de la investigación, Ing. Agr. Carlos Mario Aparicio, Ing. Agr. Gino Castillo, Ing. Agr. Oscar Carrillo, Ing. Agr. Ludwing Leyton, Ing. Agr. MSc. Rafael Menjivar, Ing. Agr. Gustavo Henríquez, Ing. Agr. MSc. Andrés Rivas, Ing. Agr. Galindo Jiménez (Q.D.D.G), Ing. Agr. Edgardo Marroquín Mena, Lic. Qca. Farm. Digna Dalicia de García, por compartir sus conocimientos, por animarme durante el desarrollo de mi formación académica.

Gracias por confiar y hacerme mejor persona, se les aprecia mucho y siempre estarán en mis acciones con responsabilidad profesional. Esto es para ustedes.

Robin Erick Hernández Rivera

DEDICATORIA

A Dios Todopoderoso: Por permitirme alcanzar uno de mis sueños, y un paso más en la vida.

A mis Padres: Teresa de Jesús Hernández de Orellana, Adán Antonio Orellana Benítez; por el apoyo y el sacrificio que hicieron para permitirme alcanzar esta meta, este logro es de ustedes.

A mis Hermanos: Marco Antonio, Ana Maricela de Guardado, Verónica Lizeth.

A mis Sobrinos: Salvador Adán, Fátima Mariela, Blanca Lizeth, Michael Enrique, Jesús Ernesto, Krissia Vanesa, Mónica Yaneth, que me impulsaron a ser mejor y a dar lo mejor de mí cada día.

A mis Amigos: Ing. Agrónoma María Eugenia Núñez, Ricardo Hernández, Katia Aguilar, Julio Moz, Gustavo Guerrero, Francisco Sigüenza, Enrique Crespín, Jacqueline Sánchez, Edgardo Núñez, Rodrigo Núñez, Luis Cruz, Dina Alvarado de Amaya, Rodrigo Alberto, Daniel Ardon, Christian Iraheta, Damaris Mejía, y a muchos que no he podido mencionar gracias por su apoyo, amistad, paciencia y por haber estado conmigo durante toda la carrera.

A mis Profesores y amigos: Al Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, Ing. Agr. MSc. José Miguel Sermeño Chicas Lic. Qco. Farm Freddy Alexander Carranza Estrada asesores de la investigación, Dra. Francisca Cañas de Moreno (Q.D.D.G.), Ing. Agr. Gino Castillo, Ing. Agr. Ludwing Leyton, Ing. Agr. Homero López, Ing. Agr. MSc. Miguel Ángel Hernández Martínez, Ing. Agr. Enrique Alas, Ing. Agr. MSc. Edgardo Coreas, Ing. Agr. Saúl González, Ing. Agr. Milton Flores, Ing. Agr. Oscar Carrillo, por enseñarme a ser mejor persona, por compartir sus conocimientos.

Pedro Enrique Orellana Hernández

ÍNDICE GENERAL.

RESUMEN	iv
AGRADECIMIENTOS	vi
DEDICATORIA.....	vii
DEDICATORIA.....	viii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. Revisión Bibliográfica.....	3
2.1. Parámetros físico-químicos y microbiológicos como indicadores de la calidad de las aguas superficiales.	3
2.1.1. Calidad del agua.....	3
2.1.2. Índice de calidad de agua (ICA)	4
2.1.3. Coliformes Fecales (NMP/100ml).....	6
2.1.3.1. Factores que influyen en las concentraciones de Coliformes fecales en los ecosistemas acuáticos.....	6
2.1.4. Potencial de Hidrógeno (Unidades de pH)	8
2.1.4.1. Factores que permiten el cambio de pH en los ecosistemas acuáticos.....	8
2.1.4.2. Efecto del cambio de pH en los ecosistemas acuáticos.....	8
2.1.5. Demanda Bioquímica de Oxígeno en 5 días (DBO5 en mg/L).....	9
2.1.6. Los Nitratos (NO ₃ ⁻ en mg/l)	9
2.1.7. Los Fosfatos (PO ₄ ⁻³ en mg/l).....	10
2.1.7.1. Factores que permiten el cambio en los niveles de fosfato (PO ₄ ⁻³) en los ecosistemas acuáticos.	11
2.1.7.2. Efecto del fosfato (PO ₄ ⁻³) en los ecosistemas acuáticos	11
2.1.8. La Temperatura (°C) del agua.....	11
2.1.9. La Turbidez del agua en los ecosistemas acuáticos.	12
2.1.9.1. Factores que permiten el cambio de turbidez en los ecosistemas acuáticos.....	13
2.1.9.2. Efecto de la turbidez en los ecosistemas acuáticos.....	13
2.1.10. Sólidos Disueltos Totales (en mg/L).....	14
2.1.11. Oxígeno Disuelto (OD en % saturación)	14
2.1.11.1. Factores que permiten el cambio del Oxígeno Disuelto (OD en % de saturación) en los ecosistemas acuáticos	14
2.1.12. Estimación del Índice de Calidad del Agua “ICA”	15
2.1.13. Daños antropogénicos en los ecosistemas acuáticos.....	17
2.1.14. Fuentes agrícolas de contaminación y su impacto en los ecosistemas acuáticos.....	21
2.1.15. Fuentes industriales y municipales de contaminación del agua.....	22
2.2. Los Macroinvertebrados Acuáticos.....	23
2.3. Tipos de hábitats acuáticos	24
2.4. Modos de vida de los macroinvertebrados acuáticos	25
2.5. Adaptaciones y comportamiento de los macroinvertebrados a la vida acuática.....	27
2.5.1. Respiración hidropnéustica de los macroinvertebrados acuáticos.	27
2.5.2. Respiración Aeropnéustica en los Macroinvertebrados Acuáticos.	29
2.5.3. Categorías de adaptaciones de los Macroinvertebrados a los	

hábitat acuáticos.	31
2.6. Relaciones tróficas en los macroinvertebrados acuáticos.	33
2.6.1. Desmenuzadores.	36
2.6.2. Colectores o filtradores.	36
2.6.3. Raspadores.	36
2.6.4. Perforadores de macrofitas.	37
2.6.5. Depredadores.	37
2.6.6. Parásitos.	37
2.6.7. Parasitoides.	38
2.7. Comportamiento de la comunidad de macroinvertebrados de acuerdo al hábitat acuático de un río.	38
2.7.1. Ovoposición y estrategias de los macroinvertebrados acuáticos.	40
2.7.2. Ubicación de las ovoposiciones de los macroinvertebrados acuáticos.	40
2.8. Adaptaciones alimenticias de los macroinvertebrados acuáticos.	40
2.9. Bio-monitoreo.	41
2.9.1. Historia del Bio-monitoreo utilizando macroinvertebrados acuáticos.	41
2.9.2. Uso de macroinvertebrados acuáticos como bioindicadores de la calidad del agua.	43
2.10. Uso del Índice Biótico de Familias (IBF)	45
2.10.1. Procedimiento para calcular el Índice Biótico de Familias (IBF)	47
3. Materiales y Métodos.	48
3.1. Ubicación de la zona de estudio.	48
3.2. Determinación de los sitios de muestreo.	49
3.3. Descripción de los sitios de Muestreo.	49
3.4. Metodología para el monitoreo de macroinvertebrados acuáticos.	54
3.4.1. Metodología de muestreo multihábitat de macroinvertebrados acuático mediante el uso de la Red "D"	54
3.5. Procesamiento de muestras en laboratorio e identificación de individuos.	60
3.6. Identificación taxonómica de macroinvertebrados acuáticos.	62
3.7. Asignación de puntajes para calcular el Índice IBF-SV-2010.	62
3.8. Guía ilustrada de campo de macroinvertebrados acuáticos del río Comalapa.	62
3.9. Metodología de muestreo de los parámetros físico-químico y microbiológico para determinar la calidad de agua del río Comalapa.	63
3.9.1. Toma de muestras para determinar la Demanda Bioquímica de Oxígeno a cinco días (DBO5).	63
3.10. Procedimiento general para toma de muestras para análisis Físico-Químico.	66
3.10.1. Determinación de pH.	68
3.10.2. Oxígeno Disuelto.	69
3.10.3. Cambio de Temperatura.	70
3.10.4. Conductividad.	71
3.11. Determinación de coliformes fecales y Escherichia coli.	73
4. Resultados y discusión.	79
4.1. Metodología Físico-químico y Microbiológica.	79

4.2. Clasificación de la calidad de agua del río Comalapa según metodología “ICA”	81
4.3. Bio-monitoreo.	82
4.4. Calidad del agua río Comalapa según el Índice Biológico por Familias modificado para El Salvador (IBF- SV- 2010).	93
4.5. Guía ilustrada de macroinvertebrados acuáticos del río comalapa.	95
5. CONCLUSIONES.	102
6. RECOMENDACIONES.	103
7. BIBLIOGRAFÍA	104
8. ANEXOS.	115

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Pesos relativos para cada parámetro del “ICA”	16
Cuadro 2. Clasificación del “ICA” propuesto por brown.....	17
Cuadro 3. Contaminantes, procesos y fuentes que afectan la calidad del agua. ..	19
Cuadro 4. Grupos de macroinvertebrados que pueden encontrarse en ríos.....	23
Cuadro 5. Categorización de hábitats de insectos acuáticos.	31
Cuadro 6. Asignación de puntajes o grados de sensibilidad a la contaminación ..	45
Cuadro 7. Evaluación de la calidad del agua usando el IBF.	48
Cuadro 8. Ubicación de los sitios de muestreo se codificaron con la letra “m”.....	50
Cuadro 9. Requisitos para la toma de muestras de agua para análisis químicos y microbiológicos.	73
Cuadro 10. Resultados de análisis físico-químico y microbiológico para determinar la calidad ambiental del río comalapa.....	81
Cuadro 11. Clasificación de la calidad del agua del río comalapa según la metodología “ICA”.....	82
Cuadro 12. Abundancia de individuos encontrados en el río comalapa.....	83
Cuadro 13. Calificación de la calidad del agua del río comalapa durante la época lluviosa, utilizando el Índice Biótico de Familias de macroinvertebrados acuáticos modificado para El Salvador IBF-SV-2010.	94
Cuadro 14. Cuadro de comparación de la calidad del agua por los dos métodos, ICA é IBF- SV 2010.	95
Cuadro A 1. Hoja de campo Bio monitoreo	115
Cuadro A 2. Hoja de anotaciones analisis microbiologico.....	117
Cuadro A 3. Índice de NMP y límites de aceptación de 95 por 100 para distintas combinaciones de resultados positivos	118

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la superficie del agua.....	26
Figura 2. Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la respiración hidropnéustica..	28
Figura 3. Adaptaciones de los Macroinvertebrados acuáticos a la respiración aeropnéustica..	30
Figura 4. Insectos acuáticos y sus formas de respiración y locomoción..	33
Figura 5. Esquema representativo de la hipótesis del continuo de un río..	39
Figura 6. Tolerancia relativa a contaminación orgánica de algunos grupos clave de Macroinvertebrados acuáticos.....	43
Figura 7. Ubicación de los sitios de muestreo en el Río Comalapa.	49
Figura 8. Sitio de muestreo # 1 (M1).	50
Figura 9. Sitio de muestreo # 2 (M2).	51
Figura 10. Sitio de Muestreo # 3 (M3).	51
Figura 11. Sitio de muestreo # 4 (M4)	52
Figura 12. Sitio de muestreo # 5 (M5)	53
Figura 13. Sitio de muestreo # 6 (M6)	53
Figura 14. Materiales y equipo..	54
Figura 15. Viñeta de papel vegetal en Duplicado para cada sub muestra.	55
Figura 16. Preparación de bolsas en triplicado	55
Figura 17. Etanol al 90%, en cada sub muestra.	56
Figura 18. Introducción de viñetas en la bolsa.	56
Figura 19. Selección del sitio de muestreo.....	56
Figura 20. a) Muestreando a la orilla, b) muestreo en el centro del río.	57
Figura 21. Medición del ancho del río en el tramo a muestrear.....	57
Figura 22. Muestreo de un micro-hábitat.....	58
Figura 23. Llenado de bolsas con etanol 90° %	58
Figura 24. Colocación de la muestra en la bolsa con etanol 90%.	58
Figura 25. Inspección de la red “D” ..	59
Figura 26. Toma de dato de GPS del sitio de muestreo.....	60
Figura 27. Limpieza e identificación del material biológico.....	60
Figura 28. Familias de macroinvertebrados acuáticos debidamente identificados.....	61
Figura 29. Colección Nacional de Referencia de Macroinvertebrados Acuáticos UES.	61
Figura 30. Proceso de ambientación de frascos para toma de muestra.	64
Figura 31. Toma de muestra de agua al centro del río.....	64
Figura 32. Recolección de muestra en dirección a la corriente.	64
Figura 33. Recolección de muestra a Profundidad adecuada.	64
Figura 34. Recolección de Muestra.....	64
Figura 35. Rotulado de Muestras recolectada.....	65
Figura 36. Refrigeración de muestras.	65
Figura 37. Transporte de muestras.	65
Figura 38. Anotaciones relacionadas a los sitios muestreados.	65
Figura 39. Toma de muestra de agua en el río.	66

Figura 40. Proceso de ambientación de frascos para toma de muestras.....	66
Figura 41. Llenado y cerrado de muestra.....	67
Figura 42. Recolección de muestra a profundidad adecuada.	67
Figura 43. Rotulado de muestra recolectada.....	67
Figura 44. Transporte de muestras.	67
Figura 45. Medición de pH del agua del río.....	68
Figura 46. Determinación de pH.....	69
Figura 47. Determinación de Oxígeno Disuelto.....	70
Figura 48. Equipo Multiparametro Sension156.	70
Figura 49. Determinación de Oxígeno. Disuelto.....	70
Figura 50. Determinación de la Temperatura del río.	71
Figura 51. Termómetro de Mercurio.....	71
Figura 52. Equipo multiparametros Sension156.....	72
Figura 53. Medio de cultivo Fluorocult® caldo LMX para la determinación de Coliformes totales.	74
Figura 54. Esquema de reacción con caldo fluorocult® LMX.....	74
Figura 55. Frascos con muestras de agua río Comalapa.....	76
Figura 56. Siembra de 10ml de muestra diluida 10^{-2} en cultivo Fluorocult® caldo LMX.....	76
Figura 57. a) Incubadora Vista interna b) Panel de control	77
Figura 58. Tubos positivos para Coliformes totales.....	77
Figura 59. Tubos con caldo EC inoculados incubados en baño de María.....	78
Figura 60. Densidad poblacional por Orden de macroinvertebrados acuáticos recolectados en el río Comalapa durante la época lluviosa.....	86
Figura 61. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el Sitio M1.	87
Figura 62. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el sitio M2.	88
Figura 63. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el sitio M3.....	89
Figura 64. Distribución relativa de las Órdenes de macroinvertebrados acuáticos recolectados en el sitio M4.	90
Figura 65. Distribución relativa del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos en el sitio de muestreo M5.	92
Figura 66. Distribución relativa del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos en el sitio de muestreo M6.	93
Figura A4. Densidad Poblacional por Familia de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo #1 en la época lluviosa.....	120
Figura A5. Densidad Poblacional por Familia de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo # 2 en las épocas lluviosa.....	121
Figura A6. Densidad Poblacional por Familias de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo # 3 en las épocas lluviosa.....	122
Figura A7. Densidad Poblacional por Familias de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo # 4 en las épocas lluviosa.....	123

Figura A8. Densidad Poblacional por Familias de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo # 5 en las épocas lluviosa.....	124
Figura A9. Densidad Poblacional por Familias de Macroinvertebrados Acuáticos recolectados, sitio de muestreo # 6 en las épocas lluviosa.....	125

1. INTRODUCCIÓN

Desde siempre los ecosistemas fluviales se encuentran sometidos a numerosas perturbaciones causadas por las actividades humanas tales como: la contaminación por materia orgánica, la eutrofización, las actividades agrícolas, la industria, entre otras que producen cambios en la estructura y funcionamiento de las comunidades biológicas que albergan los ríos. Una de las comunidades que responde a estos cambios o perturbaciones son los macroinvertebrados acuáticos. El estudio a esta comunidad permite valorar y evaluar el grado de deterioro o alteración al que está sometido un ecosistema fluvial.

La metodología de estudio y seguimiento de la calidad de las aguas están basadas casi exclusivamente en análisis físico-químico y microbiológicos. El incremento de los contaminantes y tomando en cuenta que estos vertidos son generalmente puntuales en el tiempo, necesitan de nuevas metodologías. La técnica de macroinvertebrados acuáticos como indicadores de calidad de agua ha demostrado una eficacia en la detección de alteración en la calidad de las aguas fluviales.

El deterioro de los ambientes acuáticos, provocado por las diversas actividades antropogénicas han alterado los hábitats teniendo como consecuencia la disminución de la calidad del agua que albergan una gran diversidad de organismos como resultado del deterioro en diversos grados.

El uso de los macroinvertebrados 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 practica herramienta para el monitoreo rutinario de la calidad ambiental de los ríos (Sánchez 2008). Ya que los microorganismos acuáticos pueden ser tolerantes o intolerantes y en algunos casos resistentes a condiciones de impacto, es así que 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 recurso acuático.

Se han establecido diversos índices indicadores de calidad de aguas y el más apegado a las condiciones ambientales de El Salvador es el Índice Biológico de Familia modificado para El Salvador (BF-SV-2010). El IBF es una medida de la contaminación orgánica y debida a nutrientes, la cual causa menores niveles de Oxígeno Disuelto. Estos niveles a su vez afectan la capacidad de cada especie de artrópodos para sobrevivir en un río en particular.

En el presente estudio de la calidad ambiental del río Comalapa a través del índice biológico por familia permitió comparar con el método físico-químico y microbiológico, estimándolo como el que mejor se adecúa a las condiciones ecológicas y de calidad de las aguas del río Comalapa, permitiendo monitorearlas de manera práctica, facilitando la toma de decisiones a partir de la información generada.

2. Revisión Bibliográfica

2.1. Parámetros físico-químicos y microbiológicos como indicadores de la calidad de las aguas superficiales

Para determinar la calidad de las aguas superficiales se requiere de nueve parámetros, estos parámetros deben ser monitoreados en aguas de los ríos de zonas agrícolas y de aguas servidas de áreas urbanas e industriales vertidas a las aguas superficiales de los ríos, la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y los Coliformes totales son parámetros importantes para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos (SNET sf).

2.1.1 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, escurrimientos, 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 tienen características naturales que permiten que en su seno se desarrollen las comunidades de organismos que les son propias (Alba-Tercedor 1996).

2.1.2 Índice de calidad de 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. 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 nueve 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 (NO₃ en mg/l)

Fosfatos (PO₄ 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 Salvadoreñas (MINSAL 2008); constituye uno de los principales desafíos socio-ambientales en El Salvador. La contaminación del agua se profundizó durante las últimas décadas y paso 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, menciona:

- a) Su manejo se realizara en condición que prioricen el consumo humano, guardando un equilibrio con los demás recursos.
- b) Los ecosistemas acuáticos deben ser manejados tomando en cuenta las interrelaciones de sus elementos y el equilibrio con otros.
- c) 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.
- d) Asegurar la cantidad y calidad del agua, mediante un sistema que regule sus diferentes usos.
- e) Se establecerán las medidas para la protección del recurso hídrico de los efectos de la contaminación.
- f) 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 tanto, es importante establecer parámetros y sus límites máximos permisibles para garantizar que sea sanitariamente segura, para ello la Norma Salvadoreña Obligatoria NSO13.07.01.08, establece para el agua potable 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 (NSO13.49.01.09) se mencionan las características y valores físico-químicos, microbiológicos y radiactivos permisibles que debe presentar el agua residual para proteger y rescatar los cuerpos receptores (MINSAL 2009).

2.1.3 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). Los cuales químicamente son bacilos Gram negativos no esporulados 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 44.0 a 44,5°C, en un período de 24 a 48 horas. También se les designa como Coliformes termo-resistentes o termotolerantes (MINAE 2003).

2.1.3.1 Factores que influyen en las concentraciones de Coliformes fecales en los ecosistemas acuáticos

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 actúan como reservorios de agentes patógenos. 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 concentración de Coliformes fecales 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. Las bacterias Coliformes fecales vuelven a presentarse, conforme las descargas fluviales van aumentando, las concentraciones de Coliformes fecales 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 *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 medio bacteriológico estándar; sin embargo, ellas permanecen morfológicamente intactas en el medio acuático natural.

2.1.4 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. El pH es una medida de la acidez de una solución que depende de la concentración de H^+ (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).

2.1.4.1 Factores que permiten el cambio de pH en los ecosistemas acuáticos

La acidificación de ríos y lagos en Escandinavia, norte de Europa, algunas áreas del noreste y oeste de Estados Unidos 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 hace varias décadas no así la deposición de nitrógeno (Allan y Castillo 2007).

2.1.4.2 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 es menor a 5, más especies son afectadas. 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).

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

Esta medida determina la cantidad de materia orgánica bioquímicamente degradable y 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 DBO5 está en relación inversa a la cantidad de Oxígeno disuelto, ya que aumenta la producción de oxígeno disminuirá la DBO5 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).

2.1.6 Los Nitratos (NO_3^- en mg/l)

El nitrato es un compuesto inorgánico formado por un átomo de nitrógeno (N) y tres átomos de oxígeno (O_3). 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 8.0 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:

- Acidificación de ríos y lagos con baja o reducida alcalinidad.
- Eutrofización de las aguas dulces y marinas (con el problema adicional de las algas tóxicas).

- 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 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 amoniaco 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. 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). Diversos estudios de campo y laboratorio indican que el uso generalizado de tres fertilizantes nitrogenados (NH_4NO_3 , KNO_3 , 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).

2.1.7 Los Fosfatos (PO_4^{-3} 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, 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 (PO_4^{-3}) (DNR 2004a).

2.1.7.1 Factores que permiten el cambio en los niveles de fosfato (PO_4^{-3}) 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:

- Fertilizantes eliminados del suelo por el agua o el viento.
- Excretas humanas y animales.
- 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).

2.1.7.2 Efecto del fosfato (PO_4^{-3}) 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 un gramo de fosfato-fósforo (PO_4^{-3}P) provoca el crecimiento de hasta 100 gr de algas. Cuando estas algas mueren, los procesos de descomposición dan como resultado una demanda de oxígeno de alrededor de 150 gr. Las concentraciones críticas para una eutrofización incipiente se encuentran entre 0.1-0.2 mg/l PO_4^{-3}P en el agua corriente y entre 0.005-0.01 mg/ PO_4^{-3}P en aguas tranquilas (Pütz 2009).

2.1.8 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 la buena salud de las 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 y sobre la distribución y el comportamiento de los organismos (Moun y Moulton 1991).

En el río Green de Utah, las temperaturas medias mensuales del agua, antes del cierre del dique variaban entre 2°C en invierno y 18°C en verano (Flaming Gorge en 1962). 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).

2.1.9 La Turbidez del agua en los ecosistemas acuáticos

La turbiedad es originada por las partículas en suspensión o coloides (arcillas, limo, tierra finamente dividida). Además la turbiedad forma los sistemas coloidales; es decir, aquellas que por su tamaño, se encuentran suspendidas y reducen la transparencia del agua en menor o mayor grado. La medición de la turbiedad se realiza mediante un turbidímetro o nefelómetro. Las unidades utilizadas son por lo general, unidades nefelométricas de turbiedad (UNT); entre otras unidades que se pueden mencionar están las unidades de atenuación de formacida (FAU). La turbidez es la expresión de la propiedad óptica 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 turbidez es debida a dispersiones extremadamente finas y coloidales y en los ríos es debido a dispersiones normales (APHA *et al.* 1999).

2.1.9.1 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).

2.1.9.2 Efecto de la turbidez en los ecosistemas acuáticos

Si la turbidez del agua es alta, existirán 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 oxígeno disuelto. 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 oxígeno disuelto bajarán, especialmente cerca de la superficie. 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 (REITEC 2010).

2.1.10 Sólidos Disueltos Totales (en mg/L)

El término Sólidos Disueltos Totales (TDS, por sus siglas en inglés), describe la cantidad total de sólidos disueltos en el agua. Los 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 Na^+ y Cl^- . El agua de alta pureza que en el caso ideal contiene solo H_2O 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).

2.1.11 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).

2.1.11.1 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. 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 híper salinos, tales como los salitrales (APHA citado por UPRM 2010). 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).

2.1.12 Estimación del Índice de Calidad del Agua “ICA”

Asignación de los pesos relativos o peso de importancia del parámetro (W_i)

Estos pesos corresponden 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.
- 2- Recolección de las ideas generales por los participantes en un gráfico, mediante una discusión en serio.
- 3- Discusión de cada idea recogida por el grupo con el fin de proceder a su clarificación y evaluación.
- 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 1. Pesos relativos para cada parámetro del “ICA”

Unidad	Parámetros (Sub _i)	Peso (W _i)
1	Coliformes fecales	0.15
2	pH	0.12
3	DBO5	0.10
4	Nitrato	0.10
5	Fosfato	0.10
6	Temperatura	0.10
7	Turbidez	0.08
8	Sólidos Disueltos Totales	0.08
9	Oxígeno Disuelto	0.17

Fuete: SNET 2009.

La agregación de la información, mediante fórmulas que incluyen adiciones simples o multiplicativas. Para determinar el valor del “ICA” en un sitio 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 utilizó la función ponderada multiplicativa ya que presenta una mayor sensibilidad a los cambios en los parámetros, la cual se expresa matemáticamente como sigue:

$$ICA_m = \pi (Sub_i^{w_i})$$

Dónde:

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 Cuadro 2 (SNET s.f.).

Cuadro 2. Clasificación del “ICA” propuesto por Brown

CÁLIDA	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.

2.1.13 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 eutrofización, 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, bebidas, de la industria del cuero y 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 3. Contaminantes, procesos y fuentes que afectan la calidad del agua

Contaminación y Proceso	Descripción	Fuente
Contaminantes Orgánicos	Se descomponen en el agua y disminuyen el oxígeno disuelto, induciendo la eutrofización.	Industriales, doméstica, Asentamiento humano.
Nutrientes	Incluyen fosfatos y nitratos, su incremento en el agua induce a una eutrofización. Se originan de desechos humanos, animales, detergentes y escorrentía de fertilizantes agrícolas.	Domésticas, industriales, escorrentía, agrícola.
Metales pesados	Se originan alrededor de centros industriales y mineros. También pueden provenir de actividades militares o a través de lixiviados.	Industriales, mineras, asentamientos humanos, actividades militares.
Contaminación Microbiológica	Desechos domésticos no tratados, criaderos de animales (<i>E. coli</i> , protistas, amebas, etc.).	Municipales
Compuestos tóxicos orgánicos	Químicos industriales, dioxinas, plásticos, plaguicidas agrícolas, hidrocarburos de petróleo, hidrocarburos policíclicos por la combustión del petróleo. Compuestos orgánicos persistentes como químicos disruptores endocrinos, cianotoxinas, compuestos órgano estánicos	Industriales, asentamientos humanos, escorrentía agrícola
Químicos traza y compuestos Farmacéuticos	Desechos hospitalarios, sustancias peligrosas no removidas por los tratamientos convencionales y reconocidos con disruptores endocrinos y carcinogénicos.	Industria química y farmacia.
Partículas Suspendidas	Orgánicas o inorgánicas, se originan 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.
Desechos nucleares	Incluye una gama amplia de radio núcleos utilizados en fines pacíficos.	Plantas nucleares y desechos hospitalarios
Salinización	Se produce por la presencia de sales en los suelos y drenajes inadecuados. También ocurre por afloramiento de agua proveniente de	Presencia de sales en los suelos, la que aflora por carecerse de un buen drenaje,

	zonas altas, donde se riega (lavado de sales).	irrigación con agua salobre, agua de yacimientos
Acidificación	Está relacionada con un pH bajo del agua dado por la deposición sulfúrica producida por la actividad industrial y 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 en algunos sitios claves 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, Chouhury 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, 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 (Mc Kensy 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. Otros usos como, la pesca, el turismo, la recreación resultan especialmente vulnerables (UNEP 2001).

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, Amayo, Requite y El Molino (Escobar 2002).

2.1.14 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, estuarinos 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).

2.1.15 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 difenilopoliclorinados (PCB), tienen larga vida y son sumamente tóxicos en el ambiente. 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 (WB 1993).

2.2 Los Macroinvertebrados Acuáticos

Se entiende 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 inmadura 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 los ecosistemas acuáticos. 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 4. Grupos de Macroinvertebrados que pueden encontrarse en ríos

PHYLUM	ORDEN-CLASE	FAMILIA	GÉNERO/ESPECIE	CICLO
Platyhelminthes	Clase Turbellaria	Planariidae	<i>Polycelis felina</i>	A
		Dugesiiidae	<i>Dugesia tigrina</i>	
Annelida	Clase Oligochaeta	Tubificidae	<i>Tubifex tubifex</i>	A
	Clase Hirudinea	Lumbriculidae	<i>Lumbriculus variegatus</i>	A
		Glossiphoniidae	<i>Glossiphonia complanata</i>	
Mollusca	Clase Gastropoda	Erpobdellidae	<i>Erpobdella monostrata</i>	A
		Hydrobiidae	<i>Potamopyrgus antipodarum</i>	
		Ancylidae	<i>Ancylus fluviatilis</i>	
		Lymnaeidae	<i>Lymnaea stagnalis</i>	

	Clase Bivalvia	Sphaeriidae Unionidae	<i>Pisidium casertanum</i> <i>Anodonta cygnea</i>	A
Artrópoda Clase Crustácea	Orden Amphipoda	Gammaridae	<i>Eulimnogammarus toletanus</i> <i>Eulimnogammarus macrocarpus</i> <i>Echinogammarus echinosetosus</i> <i>Gammarus pulex</i>	A
	Orden Decapoda	Astacidae Cambaridae	<i>Austropotamobius pallipes</i> <i>Procambarus clarkii</i>	A
Artrópoda Clase Insecta	Orden Ephemeroptera	Baetidae Caenidae Ephemerellidae	<i>Baetis rhodani</i> <i>Caenis luctuosa</i> <i>Ephemerella ignita</i> <i>Serratella hispanica</i>	L
	Orden Plecoptera	Perlidae	<i>Perla marginata</i>	L
	Orden Trichoptera	Hydropsychidae Rhyacophilidae Glossosomatidae Limnephilidae	<i>Hydropsyche exocellata</i> <i>Rhyacophila meridionalis</i> <i>Agapetus fuscipes</i> <i>Limnephilus guadarramicus</i>	L
	Orden Odonata	Cordulegasteridae	<i>Cordulegaster boltoni</i>	L
	Orden Coleoptera	Gyrinidae Hydraenidae	<i>Gyrinus urinator</i> <i>Hydraena flavipes</i>	A
	Orden Diptera	Chironomidae Simuliidae Athericidae	<i>Chironomus plumosus</i> <i>Simulium ornatum</i> <i>Atherix ibis</i>	L

La letra "A" muestra un ciclo de vida que se desarrolla en su integridad en el agua, mientras que la letra "L" indica que en el río se desarrolla parte de su ciclo de vida (Larva y/o Pupa) (Alonso y Camargo 2005).

2.3 Tipos de hábitats acuáticos

➤ Ecosistema Lótico.

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 lénticos, los arroyos son generalmente más turbulentos que los lagos, y por tanto, la estratificación de la cantidad de agua con termoclina es rara. Las altas turbulencias mantienen altas concentraciones de oxígeno, permitiendo la reducción de 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 lénticos. 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 materia alóctona (material vegetal producido 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 lénticos. Ambas heterogeneidad y permanencia son ideales para incrementar la diversidad dentro de estos ecosistemas (Thorp y Covich 2001).

➤ **Ecosistema Léntico**

Se deriva del latín “lentus”, que significa lento. Los ambientes lénticos son cuerpos de agua cerrados que permanecen en un mismo lugar sin correr ni fluir. Comprenden todas las aguas interiores que no presentan corriente continua; es decir, aguas estancadas sin ningún flujo de corriente, como los lagos, las lagunas, los esteros y los pantanos; Estos ambientes cambian con el tiempo, disminuyendo su profundidad y aumentando su vegetación hasta la desaparición total del cuerpo de agua. Por lo general, tienen poca profundidad y menor variación de la temperatura. Se pueden comparar con los ecosistemas lénticos y lóticos, estos dos campos forman parte en el estudio general de agua dulce o la ecología acuática (Brown 1987; Brönmark y Hansson 2005).

2.4 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 (figura 1), 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 microscópicos pleuston). La densidad

de los organismos neustónicos disminuye cuando se incrementa la turbulencia (Thorp y Covich 2001).

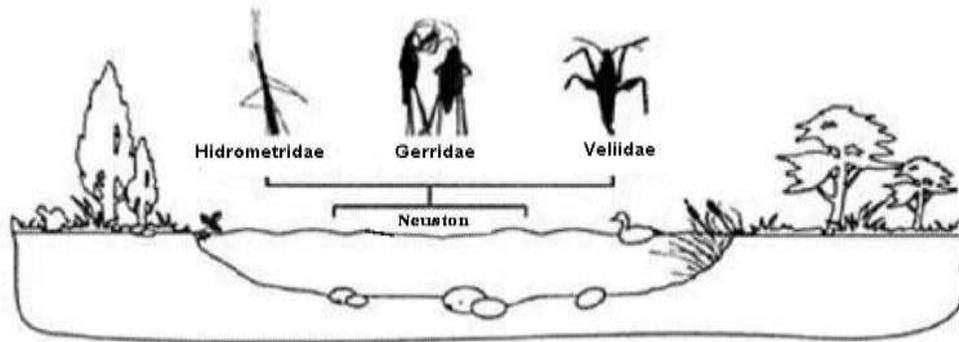


Figura 1. Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la superficie del agua (Roldán 2003).

➤ **Necton**

El Necton (organismos que son capaces de moverse en el agua por ellos mismos) se aplican a todos los organismos que nadan activamente en los sistemas acuáticos, (peces, macroinvertebrados y moluscos); limnético consta casi exclusivamente de 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 sésiles (inmóviles) (Thorp y Covich 2001). Según Roldán Pérez (2003) los organismos bentos son todos aquellos que viven en el fondo de ríos o lagos, adheridos a piedras, rocas, troncos, restos de vegetación y sustratos similares. Los principales ordenes de insectos representativos son: Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Megaloptera y Diptera. También pueden encontrarse algunos enterrados en el fondo a varios centímetros de profundidad, como la familia Euthyplociidae (Ephemeroptera). Otros, como la familia Blephaceridae (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.

Los organismos bentos de agua dulce alcanzan sus máximas densidades y diversidad en aguas poco profundas y declinan perceptiblemente con el incremento de la profundidad del agua. Pocos macroinvertebrados toleran

condiciones en zonas profundas debajo de la termoclina estacional, pero el 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 organismos 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 substrato. Muchas especies móviles y sedentarias viven en la superficie del barro, rocas o residuos de plantas sumergidas (Thorp y Covich 2001).

2.5 Adaptaciones y comportamiento de los macroinvertebrados a la vida acuática

Los insectos acuáticos 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).

Como la mayoría de los macroinvertebrados acuáticos toman 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 Pérez 2003).

2.5.1 Respiración hidropnéustica de 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 (Figura 2). Se han observado cómo algunos organismos que viven en aguas con déficit de oxígeno, por ejemplo las ninfas de

Euthyplocia y *Campylocia*, 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 en caso de que el medio comience la transición lluviosa-seca (Roldán Pérez 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 hidronéuticos 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).

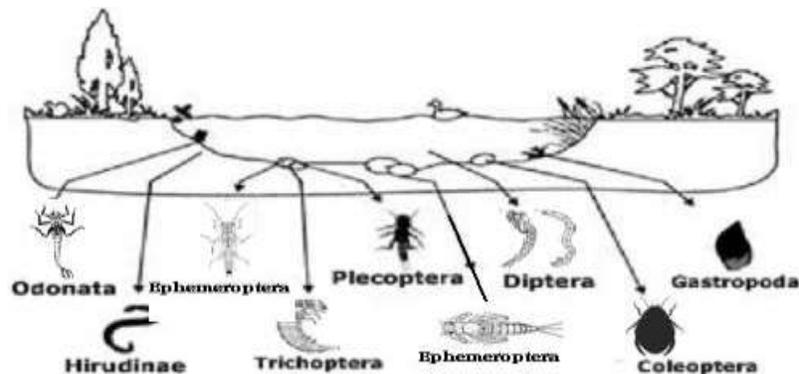


Figura 2. Adaptaciones de los macroinvertebrados acuáticos a la respiración hidropnéutica (Roldán Pérez 2003).

En larvas y pupas de pequeños insectos hidropnéuticos, como Chironomidae, Simuliidae y Chaoboridae (además de Collembola), el intercambio gaseoso ocurre por difusión general de la pared corporal. El aire en sus tráqueas 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 acuáticos. 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 excrecencias membranosas en la pared del cuerpo para incrementar la superficie efectiva para el intercambio gaseoso. En muchas larvas, estas agallas sirven como sitios primarios de respiración. Las agallas son de dos tipos básicos:

- Estructuras como lámina delgada plana comúnmente abundantes 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)

2.5.2 Respiración Aeropnéustica en los Macroinvertebrados Acuáticos

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

- a. Respiradores de superficie que pueden permanecer en contacto con la atmósfera.
- b. Respiradores de superficie que periódicamente contactan la atmósfera.
- c. 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 por medio de 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 Pérez 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 muchos Hemípteros. Las larvas del zancudos 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 debajo del agua por periodos prolongados (Figura 3). 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. 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 Pérez 2003).

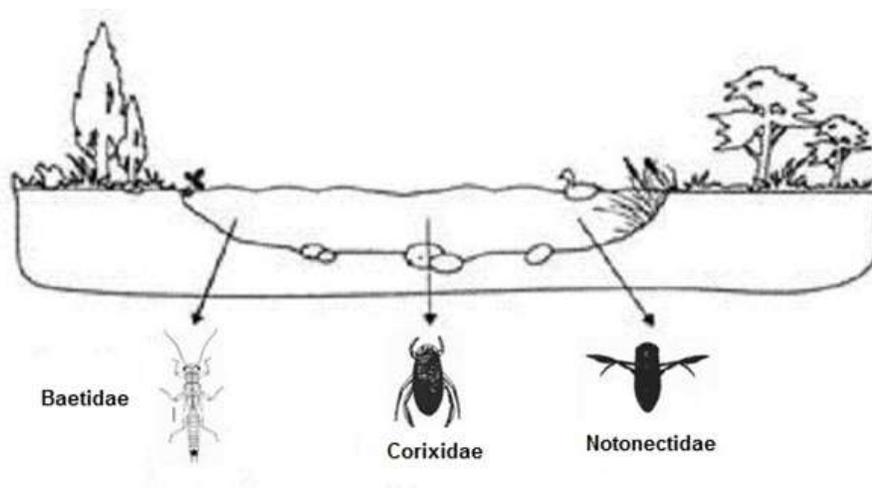


Figura 3. Adaptaciones de los Macroinvertebrados acuáticos a la respiración aeróbica (Roldán 2003).

2.5.3 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, los estados inmaduros pasan su vida en ambientes acuáticos, mientras que los adultos son aéreos o terrestres. Algunos grupos de insectos, también viven como adultos acuáticos. 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. La inclinación a la deriva está relacionada al hábitat, lo cual es reflejado por la forma del cuerpo (expresado como la relación de altura y anchura) y también varios grupos funcionales de alimentación (Cummins *et al.* 2008).

Cuadro 5. Categorización de hábitats de insectos acuáticos (modo de existencia).

Tomado de Cummins et al. 2008

CATEGORÍA	DESCRIPCIÓN
Patinadores	Adaptados para “patinar” en la superficie donde ellos se alimentan como carroñeros en organismos atrapados en la película superficial del agua (por ejemplo: Guerridae).
Plantónicos	Habitantes de las zonas limneticas de aguas abiertas (lagos, estanques y pantanos). Estas especies representativas pueden flotar y nadar en aguas abiertas, pero usualmente exhiben un patrón de migración vertical (ejemplo, Diptera: Chaoboridae-mosquitos fantasma) o flotan en la superficie para obtener oxígeno y comida, y bucean cuando se alarman (ejemplo: Culicidae-zancudos).
Buceadores	Adaptados para nadar por “remos” con las patas traseras en hábitats lénticos o lóticos. 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, Hemiptera: Corixidae-barqueros de

	agua; Coleoptera: adulto de Dytiscidae-escarabajos buceadores depredadores).
Nadadores	Adaptados para nadar como “peces” en hábitats lóticos y lénticos. 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, Leptophlebiidae).
Aferradores	Tienen adaptaciones 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).
Derivadores	Son organismos que presentan una limitada habilidad de natación, Habitan la superficie de hojas flotantes de hidrofitas vasculares o sedimentos finos y son trasladados río abajo por la corriente, esta actividad permite a los organismos escapar de perturbaciones físicas, químicas y biológicas (ejemplos, Ephemeroptera: Caenidae; Odonata: Libellulidae; Trichoptera; Plecoptera).
Escaladores	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).
Excavadores	Habitan los sedimentos finos de arroyos y lagos. Algunos excavadores construyen estructuras de resguardo como tubos u otros, con granos de arena extendiéndose por encima de la superficie del sustrato (ejemplos, Ephemeroptera; Ephemerae 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 4 A y B) tienen patas adaptadas en estructuras parecidas a remos. Las ninfas de Gomphidae (Figura 4 C) 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 4 D). 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 del genero *Stenus*, son conocidos por emitir secreciones salivales que reducen la tensión superficial haciendo posible su movimiento en la superficie del agua por propulsión (Bush y Hu. 2006; Linsenmair y Jander 1976, citado por Chávez Sifontes y Orantes Guerrero 2010).

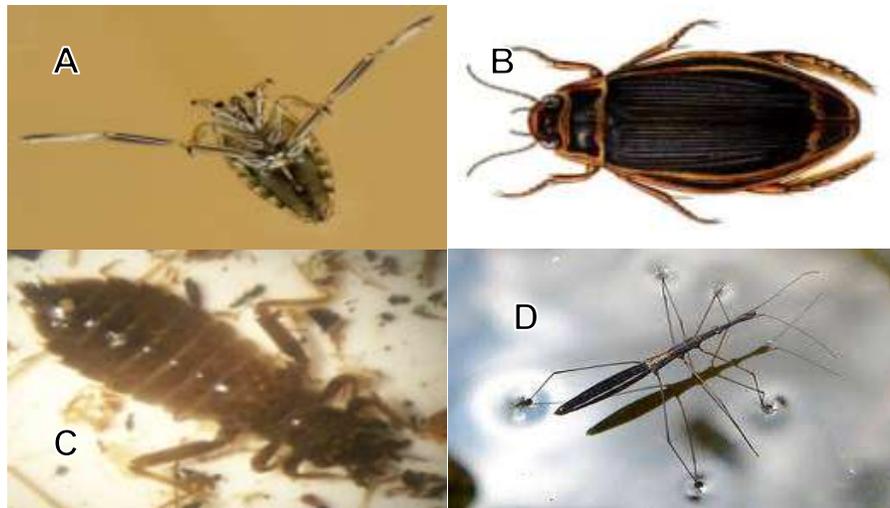


Figura 4. Insectos acuáticos y sus formas de respiración y locomoción A) *Notonecta glauca*, chinche depredador, se mantiene por debajo de la superficie por la retención de burbujas de aire, B) *Dytiscus marginatus*, depredador con un potente sistema natatorio, C) Ninfa de Gomphidae, D) *Hydrometra stagnorum*, chinche acuática se moviliza sobre la superficie del agua.

2.6 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 (Merrit *et al.* 1984).

Actualmente se considera que los ríos dependen para su mantenimiento de la entrada de material alóctono (hace referencia a aquellos nutrientes o materiales que se han incorporado a un ecosistema desde el exterior del mismo, o bien a aquellas especies que han sido introducidas de forma artificial en el ecosistema). Constituido principalmente por vegetación de origen terrestre (Minshall y Minshall 1978; Cummins y Klug 1979; Anderson y Sedell 1979; Merrit 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 Scott, 1962). Debido a la gran heterogeneidad física de los ambientes acuáticos (particularmente 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) (Rivera 2004).

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, 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, 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 de 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 de partícula gruesa (MOPG), que agrupa al detritus con un tamaño de partículas mayores a 1mm. Y la materia orgánica partícula fina (MOPF), comprende todo el detritus que se encuentra en un rango de tamaño de 0.5mm – 1mm. Esta relación entre las categorías de fuentes alimenticias (detritus, perifiton, macrofitas), 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:

2.6.1 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 de partícula gruesa (MOPG), 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).

2.6.2 Colectores o filtradores

Son los que se alimentan de la materia orgánica de partícula fina (MOPF), es decir, el detritus con un tamaño de partícula 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 lénticos o 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).

2.6.3 Raspadores

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).

2.6.4 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 encuentra: el Orden Trichoptera (Cummins *et al.* 2008).

2.6.5 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).

2.6.6 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. Las ordenes dominantes representativos para este grupo funcional son: Hymenoptera y Diptera (Cummins *et al.* 2008).

2.6.7 Parasitoides

Los huevos puestos endofíticamente son susceptibles a parasitoides de huevos, los cuales pueden alcanzar altos niveles de incidencia. Los parasitoides de huevos son idiobionte (cuando paralizan a sus presas, dejando un huevo dentro o cerca de ellas, después que eclosiona el parasitoide consumen un recurso alimentario inmóvil e indefenso). 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).

2.7 Comportamiento de la comunidad de macroinvertebrados de acuerdo al hábitat acuático de un río

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 (Vannote *et al.* 1980), introducen el concepto del continuo del río (Figura 5), el cual propone que el sistema río–bosque tiene una estructura longitudinal como resultado de un gradiente de fuerzas físicas que cambia 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 acuáticos, 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 de partícula 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 físico-químicos, la cual es la principal fuente de alimento para los macroinvertebrados bentónicos denominados filtradores y colectores (Rivera 2004).

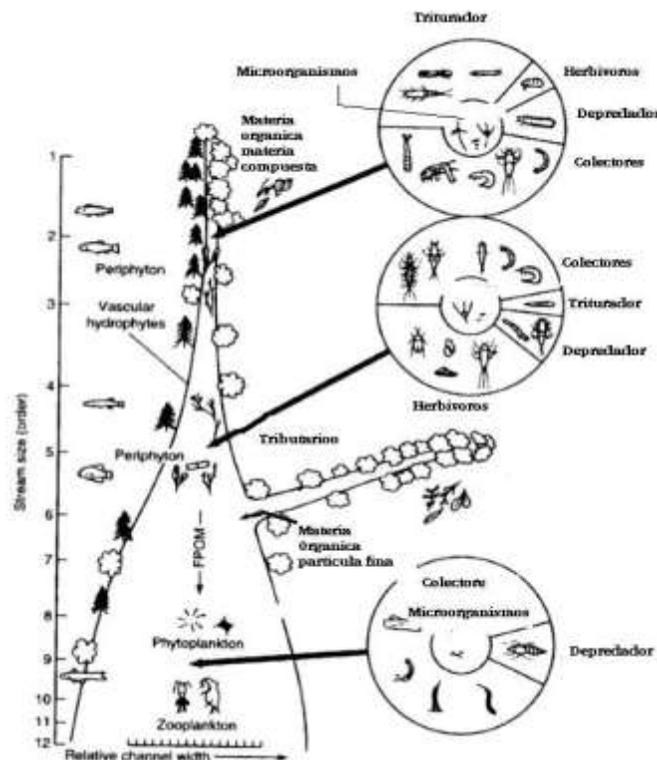


Figura 5. Esquema representativo de la hipótesis del continuo de un río (Rivera 2004).

2.7.1 **Ovoposición y estrategias de los macroinvertebrados acuáticos**

La ovoposición para los insectos acuáticos representa una interface de conducta entre los hábitats terrestres y acuáticos. Sin embargo esta conducta puede estar influenciada por las condiciones de perturbaciones físicas o químicas de los ambientes que habitan, lo conocido es relativamente poco acerca su conducta de ovoposición. No obstante, la morfología de los huevos, las masas de huevos y la conducta de ovoposición de los insectos acuáticos son diversas (Huryn *et al.* 2008).

2.7.2 **Ubicación de las ovoposiciones de los macroinvertebrados acuáticos**

Agua

Las conductas más complejas incluyen huevos adjuntos a piedras o vegetación y desechos orgánicos colgantes en lagos, 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, Tricophthera y Diptera). En algunos casos las hembras excavan 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 liberadoras de energía, 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 estenotopicas, pueden ovipositar en una o muy pocas especies de plantas euritópicas (amplia tolerancia a algunos factores ambientales) (Corbet 2004).

2.8 **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 secundarios y terciarios o de órdenes 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 Pérez 2003).

2.9 Bio-monitoreo

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).

2.9.1 Historia del Bio-monitoreo utilizando macroinvertebrados acuáticos

El uso de macroinvertebrados acuáticos para evaluar la calidad del agua empezó en Alemania en la primera parte del siglo XX (Rosenberg *et al.* 2008). La historia del bio-monitoreo en ríos, con el cual se establece un sistema saprofito introducido por Kolkwitz y Marsson (De Paw *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 es la escasa vida acuática de los ríos (Cairns y Pratt, citados por Rosenberg *et al.* 2008).

Las observaciones sobre la presencia de determinadas taxa en respuesta a condiciones ambientales alteradas; se desarrolló un listado 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 en día 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 enfoques de bio-monitoreo (Rosenberg *et al.* 2008).

En los Estados Unidos en 1913, se inició con el desarrollo de un sistema de clasificación de la calidad del agua. Aunque el enfoque principal desde el inicio fueron los microorganismos (plancton, algas, bacterias y otros), los macroinvertebrados ganaron importancia rápidamente como bioindicadores de calidad ambiental de los ríos (De Paw *et al.* 2006).

El uso de macroinvertebrados en programas de bio-monitoreo 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 cambió de enfoque involucrando muestreos de macroinvertebrados y análisis cuantitativos (Rosenberg *et al.* 2008).

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, el Índice de Puntuación Biótica de Chandler y el Índice 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, relacionado con la abundancia de cada especie (González y García 1984).

2.9.2 Uso de macroinvertebrados acuáticos como bioindicadores de la calidad del agua

Los macroinvertebrados acuáticos son considerados indicadores de calidad de agua debido a que algunos organismos pueden sobrevivir en un rango variante de condiciones ambientales (Figura 6) y son más “tolerantes” a la contaminación; otros más sensibles al cambio e “intolerantes” a la contaminación (Murphy y Giller, citado por Auquilla 2005).

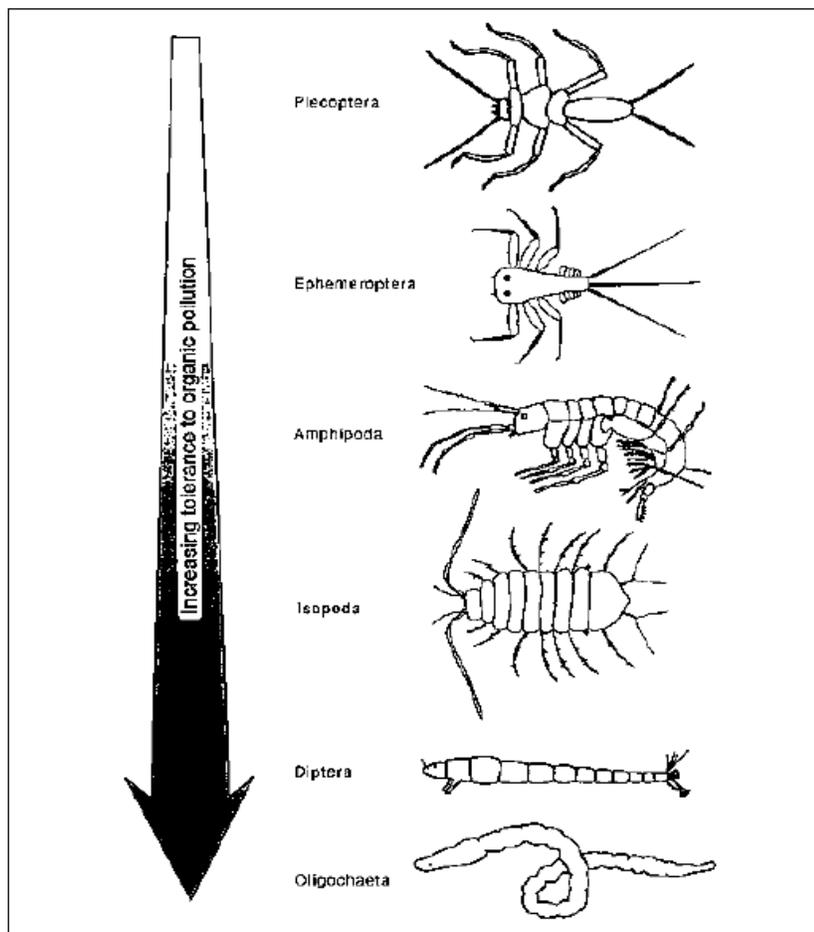


Figura 6. Tolerancia relativa a contaminación orgánica de algunos grupos clave de Macroinvertebrados acuáticos (Adaptado de Auquilla 2005)

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 2004a).

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

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

2.10 Uso del Índice Biótico de Familias (IBF)

Un simposio especial en bio-monitoreo rápido en 1986; reunión en la cual, la Asociación Bentológica Norteamericana enfatizó la necesidad de enfoques de bio-monitoreo rápido en campo. En El Salvador fue adaptado este índice biológico, con sus respectivos grados de sensibilidad a la contaminación y fue nombrado localmente Índice Biológico por Familia modificado para El Salvador IBF-SV-2010. (Cuadro 6) (Sermeño Chicas *et al.* 2010a).

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 6. Asignación del puntaje o grados de sensibilidad a la contaminación de los diferentes invertebrados acuáticos presentes en las aguas de los principales ríos de El Salvador; para el cálculo del IBF- SV- 2010.

Grados de sensibilidad a la contaminación de las aguas	Invertebrados acuáticos en los ríos de El Salvador	
	Orden	Familia
0	Diptera	Blephariceridae
1	Odonata	Corduliidae
		Platystictidae
	Trichoptera	Glossosomatidae
	Odonata	Cordulegasteridae

2	Plecoptera	Perlidae
	Trichoptera	Calamoceratidae
		Lepidostomatidae
		Odontoceridae
Xiphocentronidae		
3	Blattodea	
	Coleoptera	Gyrinidae
		Lampyridae
		Ptilodactylidae
Ephemeroptera	Heptageniidae	
Trichoptera	Polycentropodidae	
4	Bivalvia	
	Gastropoda	Hydrobiidae
	Coleoptera	Dryopidae
		Elmidae
		Hydroscaphidae
		Noteridae
		Psepheridae
	Hemiptera	Pleidae
	Odonata	Aeshinidae
	Trichoptera	Hydrobiosidae
Hydroptilidae		
Leptoceridae		
5	Acarina	
	Nematoda	
	Planaria	
	Amphipoda	
	Coleoptera	Hydraenidae
		Limnichidae
		Lutrochidae
	Collembola	
	Diptera	Dixidae
		Tipulidae
	Ephemeroptera	Leptophlebiidae
	Hemiptera	Corixidae
		Gelastocoridae
		Mesoveliidae
Hemiptera	Nepidae	
	Notonectidae	
	Saldidae	
	Veliidae	
Lepidoptera	Crambidae	
Trichoptera	Helicopsychidae	
	Hydropsychidae	
6	Decapoda	
	Coleoptera	Curculionidae
		Scirtidae
		Staphylinidae
Dolichopodidae		

6	Diptera	Empididae
		Simuliidae
		Stratiomyidae
		Tabanidae
	Ephemeroptera	Baetidae
		Leptohyphidae
	Hemiptera	Gerridae
		Hebridae
		Naucoridae
	Odonata	Lestidae
7	Hirudinea	
	Gastropoda	Planorbiidae
	Coleoptera	Dystiscidae
		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 Chicas *et al.* 2010a.

2.10.1 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 (Hilsenhoff 1988).

$$IBF = \frac{1}{N} \sum ni \cdot ti.$$

Dónde:

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 7 y así se obtiene la calidad del agua y el grado de contaminación orgánica.

Cuadro 7. Evaluación de la calidad del agua usando el IBF (Hilsenhoff 1988)

CLASE	IBF	CALIFICACIÓN	GRADO DE CONTAMINACIÓN ORGÁNICA
1	0.00-3.75	Excelente	Contaminación orgánica improbable
2	3.76-4.25	Muy Bueno	Posible contaminación orgánica ligera
3	4.26-5.00	Bueno	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	7.26-10.0	Muy Pobre	Probable contaminación orgánica severa

Tomado de Hilsenhoff 1988.

3 Materiales y Métodos

3.1 Ubicación de la zona de estudio

La investigación se realizó en la cuenca del río Comalapa, este recorre los departamentos de San Salvador, La Paz y La Libertad (Figura 7), posee una superficie total de 170.10 km², un perímetro de 84,121.4 km, la longitud de la cuenca es de 25.5 Km, la población relacionada a la cuenca ronda los 131,122 habitantes y las áreas urbanas ocupan el 2.88% de la cuenca. El río Comalapa desemboca sus aguas en el océano pacífico; la longitud del río es de 32.38 km, este río ha sido seleccionado, por la ubicación estratégica de su cauce que recorre sitios con diferentes presiones y perturbaciones de contaminación real y potencial (Hernández Martínez *et al.* 2010).

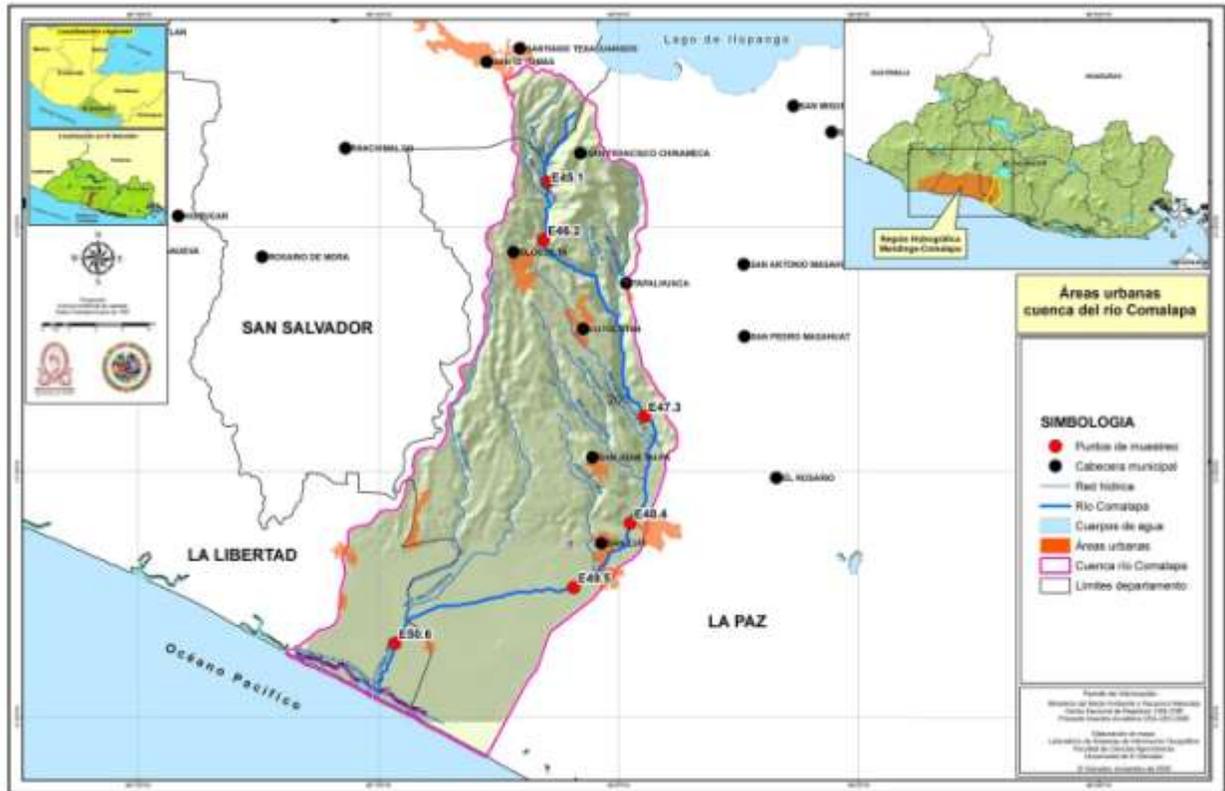


Figura 7. Ubicación de los sitios de muestreo en el río Comalapa.

3.2 Determinación de los sitios de muestreo

La selección de los sitios de muestreo se hizo bajo los criterios siguientes:

- ✓ Se seleccionaron seis sitios de muestreo que están sujetos a diferentes grados de presión a contaminación.
- ✓ Se realizó el muestreo en la época lluviosa que comprenden de mayo a septiembre 2011.
- ✓ De fácil acceso.
- ✓ De baja peligrosidad para seguridad del personal de campo.

3.3 Descripción de los sitios de Muestreo

Se describe el entorno de cada sitio de muestreo, detallando las características más sobresalientes del entorno (usos del agua del río, asentamientos humanos, áreas y explotaciones agrícolas e industriales). Estas características determinan el gradiente de presión al que se encuentra sometido el ambiente acuático. Además

de expresar la información general de cada sitio de muestreo sean estos cantón, caserío, municipio y altitud de cada sitio de muestreo (Cuadro 8).

Cuadro 8. Ubicación de los sitios de muestreo codificados con la letra M

Sitio	NOMBRE	MUNICIPIO	ALTITUD m.s.n.m.
M1	Caserío La Cuchilla	Olocuilta	485
M2	Cantón y calle las Minas	Olocuilta	379
M3	Caserío Tierra Prometida	Tapalhuaca	120
M4	Caserío Los Huesos	San Juan Talpa	46
M5	Caserío El Puerto	San Luis Talpa	23
M6	Hacienda La Pampa	Municipio y Depto. La Libertad	10



Figura 8. Sitio de muestreo 1 (M1).

Sitio de muestreo # 1 (M1):

Ubicado en el río Comalapa, caserío La Cuchilla, Cantón San Mateo, municipio de Olocuilta, Departamento de San Salvador en las coordenadas Geográficas Lat. 13°35.86' y Long. 89°06.49' A una elevación de 485 m.s.n.m. (Figura 8) La cuenca presenta bosque

ripario y vegetación arbustiva a las orillas, sin vegetación dentro del agua. Presenta una topografía accidentada con ventanas de luz y sombra, sus aguas son utilizadas para el consumo y uso doméstico; el lecho del río ésta compuesto por abundante piedra, grandes, medianas, pequeñas y arena; con restos de hojas, troncos y ramas producto de los efectos climáticos, el color del agua es transparente o clara e inodora. Con una velocidad del agua estimada visualmente desde moderada a rápida y una profundidad menor a 0.5 m, con un ancho de 6.5 m. El río se encuentra influenciado por asentamientos humanos en sus

proximidades, el uso del suelo se encuentra predominado por actividades agrícolas tales como cultivo de café, maíz, frijol y frutales.



Figura 9. Sitio de muestreo 2 (M2).

Sitio de muestreo # 2 (M2): Cantón y Calle las Minas, municipio de Olocuilta, Departamento de San Salvador. Localizado en las coordenadas geográficas Lat. 13°34.68' y Long. 89°06.58', a una elevación de 379 m.s.n.m. (Figura 9). La cuenca se encuentra protegida por bosque ripario y

vegetación arbustiva a las orillas. El relieve es accidentado, con pendientes que oscilan entre el 60 a 90%, con presencia de sombra y ventanas de luz, se observa un lecho compuesto de abundantes rocas grandes, medianas, pequeñas y arena, con presencia de hojarasca y troncos; no presenta vegetación dentro del río, el cauce se encuentra influenciado por asentamientos humanos y sus aguas son utilizadas con fines domésticos y recreación. La velocidad del cauce es de moderada a rápida, con una profundidad promedio de 0.40 m. Con abundantes posas, con un ancho promedio de 11.0 m. Color del agua celeste e inodora; el uso del suelo se encuentra predominado por actividades agropecuarias tales como cultivo de café, maíz, frijol, frutales, ganadería y granjas avícolas.



Figura 10. Sitio de Muestreo # 3 (M3).

Sitio de muestreo # 3 (M3): Caserío Tierra Prometida, municipio de Tapalhuaca, Departamento de La Paz. Localizado en las coordenadas geográficas Lat. 13°30.95' y Long. 89°21.11', a una elevación de 120 m.s.n.m. (Figura 10), la cuenca está compuesta por bosque ripario y

vegetación arbustiva a la orilla, con ventanas de luz y grandes claros, el lecho del

río está compuesto de piedras muy grandes, grandes, pequeñas y arena; además hay hojarasca, troncos y ramas sumergidas, el cauce es de 10m de ancho con una profundidad promedio de 0.50 m y una velocidad moderada con presencia de pozas, sus aguas son utilizadas con fines domésticos, lavar ropa, recreación y consumo en nacimientos a la orilla del cauce, presenta una coloración zarca é inodora; el río está influenciado por asentamientos humanos en sus proximidades, el uso del suelo está constituido por actividades agropecuarias, ganadería, cultivo de maíz, maicillo y frijol.



Figura 11. Sitio de muestreo # 4 (M4)

Sitio de muestreo # 4 (M4): Ubicado en el caserío Los Huesos, cantón Comalapa, municipio de San Juan Talpa, Departamento de La Paz. Localizado en las coordenadas geográficas Lat. 13°28.75' y Long. 89°04.80', con una elevación de 6 m.s.n.m. (Figura 11) La cuenca se encuentra protegida por bosque ripario

y vegetación arbustiva totalmente expuesto, el lecho del río está compuesto por piedra mediana, pequeña, arena y sedimento de arcilla limoso, con una profundidad promedio de 0.35 m, un ancho promedio de 11.0 m; la velocidad del cauce es rápida a moderada, en el sitio se encontró hojarasca, troncos y ramas sumergidas, además con presencia de desechos sólidos, la coloración del agua café é inodora, con presencia de vegetación dentro del río. Sus aguas son utilizadas con fines domésticos, pesca artesanal, recreación y abrevadero de ganado é influenciado por asentamientos humanos en sus proximidades. El uso del suelo es utilizado por actividades agropecuarias, zonas de pastoreo y cultivos anuales tales como maíz, sorgo y yuca.



Figura 12. Sitio de muestreo # 5 (M5)

Sitio de muestreo # 5 (M5): Se encuentra ubicado en el caserío El Puerto, cantón Tecualuya, municipio de San Luis Talpa, departamento de La Paz, situado en las coordenadas geográficas Lat. 13°27.59' y Long. 89°05.93', con una elevación de 23 m.s.n.m. (Figura 12), parte del cauce del

río presenta árboles dispersos y vegetación arbustiva. El lecho del río está compuesto por arena y sedimento de arcilla limosa, además con presencia de vegetación dentro del río, totalmente expuesto, su relieve es plano, profundidad promedio de 0.20m y un ancho promedio de 20m. Sus aguas son utilizadas con fines domésticos, pesca artesanal y extracción de arena, además como abrevadero de ganado; la velocidad es del agua es de moderada a lenta e influenciado por asentamientos humanos en el entorno, el uso del suelo se encuentra predominado por actividades agropecuarias, zonas de pastizales, cultivos anuales de maíz, sorgo y cultivo de caña de azúcar.



Figura 13. Sitio de muestreo # 6 (M6)

Sitio de muestreo # 6 (M6): Este sitio se encuentra ubicado en la Hacienda La Pampa, cantón Cangrejera, Municipio La Libertad, Departamento de La Libertad, a una elevación de 10 m.s.n.m. Localizado en las coordenadas geográficas Lat. 13°26.45' y Long. 89°09.66' (Figura 13), parte del cauce

del río presenta árboles dispersos y vegetación arbustiva, con grandes claros y totalmente expuesto, su relieve es plano, el lecho del río está compuesto por arena, piedra pequeña y sedimento de arcilla limoso, sus aguas son utilizadas con fines domésticos, abrevadero de ganado, pesca artesanal y extracción de arena; presenta una profundidad promedio de 0.80 m. Y un ancho promedio de 21.0 m. Además se encuentran troncos, ramas y raíces sumergidas, y presencia de

desechos sólidos con una velocidad rápida, el cauce del río se encuentra influenciado por asentamientos humanos en su entorno. El uso del suelo se encuentra regido por actividades agropecuarias, zonas de pastizales, cultivo de caña de azúcar, maíz y sorgo.

3.4 Metodología para el monitoreo de 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 Chicas *et al.* 2010b).

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

Esta metodología permite hacer una planificación lógica del recorrido permitiendo la optimización de los recursos, logísticos y del personal involucrado en los muestreos de campo.

Previo a la salida al campo fue necesario preparar materiales y equipo que se utilizaron durante el muestreo, tales como red “D”, goteros, pinzas entomológicas, bolsas plásticas con cierre hermético, frascos plásticos de un litro de capacidad, hielera, jeringa, traje de vadeo, etanol 90% (figura 14),

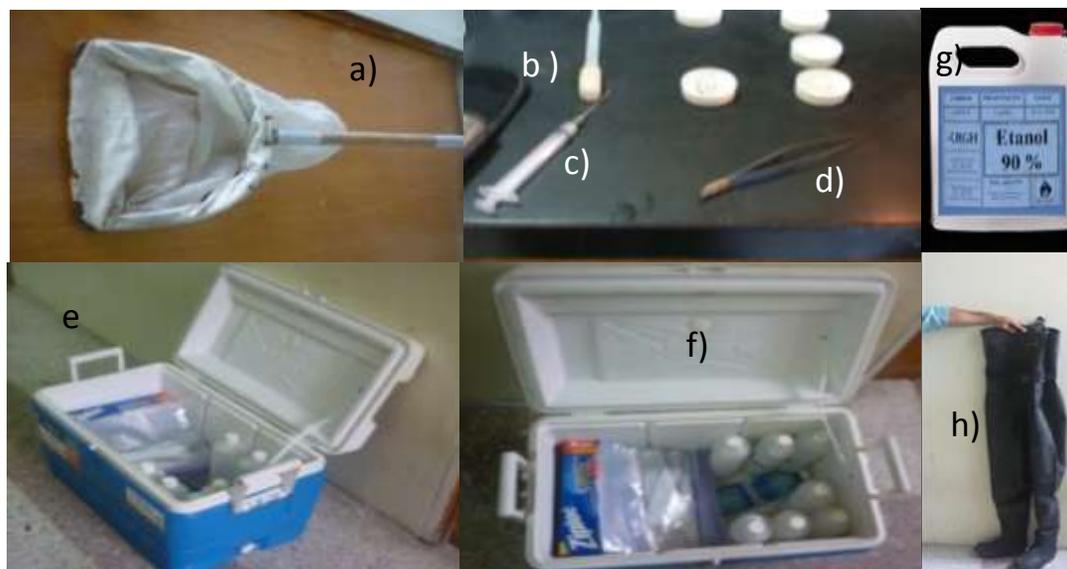


Figura 14. Materiales y equipo: a) Red “D”, b) gotero, c) jeringa, d) pinza entomológica, e) hielera, f) bolsas con cierre y botellas plásticas para muestra g) etanol 90% y h) traje de vadeo.

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 15).



Figura 15. Viñeta de papel vegetal en Duplicado para cada sub muestra.

Se prepararon bolsas plásticas una dentro de otra (figura 16), 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 16. Preparación de bolsas plásticas en triplicado

Se introdujeron las viñetas dentro de las bolsas preparadas en el paso anterior (Figura 17), una de ellas quedo en contacto directo con la muestra y el etanol 90% (Figura18), la otra entre las dos bolsas para facilitar su lectura sin necesidad de

abrir las. El material biológico se preservó desde el campo hasta el Laboratorio en etanol al 70% aproximadamente.



Figura 17. Etanol al 90%, en cada sub muestra.



Figura 18. Introducción de viñetas en la bolsa.

Procedimiento de muestreo:

1- Se seleccionó un tramo de río de longitud aproximada de 50 m de largo (figura 19).



Figura 19. Selección del sitio de muestreo.

2- El tramo seleccionado 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 micro-hábitats, como: zonas con corriente suave, corriente fuerte, pozas, remanses, troncos sumergidos, 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.

3- Cuando el ancho y la profundidad fueron amplias y las corrientes del río fuertes, se muestreo cerca de la orilla (hasta donde la fuerza de la corriente lo permitió) siempre se procuró tomar en cuenta la mayor cantidad de micro-hábitats, considerando que las profundidades muestreadas oscilen entre 50 cm. (Figura 20 a y b).



Figura 20. a) Muestreando a la orilla, b) muestreo en el centro del río.

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

5- Luego de definir los sitios de muestreo se procedió a medir el ancho del río en el tramo a muestrear (Figura 21).



Figura 21. Medición del ancho del río en el tramo a muestrear.

6- Se dividieron los diferentes micro-hábitats identificados en tres partes lo más 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 22).



Figura 22. Muestreo de un micro-hábitat.

7- Las muestras recolectadas se depositaron en bolsas plásticas con cierre hermético, en la que previamente se agregó etanol 90% (Figuras 23). Al final del muestreo el etanol se consideró a una concentración aproximada del 70% para evitar daño en los organismos capturados (Figura 24).



Figura 23. Llenado de bolsas con etanol 90° %



Figura 24. Colocación de la muestra en la bolsa con etanol 90%.

8- Se inspecciono detenidamente la red "D" (Figura 25) para atrapar con la pinza flexible o con el pincel, los macroinvertebrados que quedaron adheridos a la red y se colocaron en su respectiva bolsa.

9- Se enjuago adecuadamente la red "D" con agua superficial del río, antes de continuar con la toma de la segunda muestra. Se continuó con el muestreo hasta completar las tres sub-muestras de cinco minutos cada una, siguiendo el mismo proceso señalado para la sub-muestra uno. Al finalizar la recolecta de las tres sub-muestras, se lavó la red con suficiente agua para evitar el traslape de organismos de un sitio de muestreo con otro sitio.



Figura 25. Inspección de la red "D", después de colocar el material recolectado en la bolsa.

10- Se rotularon las bolsas con datos generales tales como: la fecha, hora de muestreo, el nombre del sitio de muestreo y el nombre de la persona que desarrolló el muestreo. Cada sitio de muestreado fue geo-referenciado con GPS (Figura 26) y los datos fueron plasmados en la hoja de campo con la información pertinente al muestreo con red D (Anexo 1). Las muestras recolectadas se llevaron al Laboratorio N° 3 del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas (UES), para su posterior identificación. Se dejaron los macroinvertebrados en etanol al 70%, mientras se les identifico para observar todas sus partes. El trabajo de diagnóstico se realizó a nivel de Orden y Familia.



Figura 26. Toma de dato de GPS del sitio de muestreo.

3.5 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 fue examinado con la ayuda de un estereoscopio para la búsqueda de cualquier tipo de macroinvertebrados acuáticos que haya sido atrapado; para lo cual se procedió de la siguiente manera:

Con la ayuda de una cuchara, se tomó parte del material contenido en la bolsa y se colocó en un recipiente de fondo blanco que permitió observar mejor al estereoscopio, y facilitar la observación de macroinvertebrados acuáticos. Los organismos encontrados fueron transferidos en otro recipiente conteniendo una pequeña porción de agua. Al terminar de recolectar todos los macroinvertebrados acuáticos del material transferido en el recipiente, éste se eliminó y se continuando de esta forma hasta finalizar todo el material contenido en la bolsa plástica (Figura 27).



Figura 27. Limpieza e identificación del material biológico.

Los macroinvertebrados acuáticos recolectados e identificados por Orden y Familia se transfirieron a frascos plásticos (Figura 28), identificado previamente con la información siguiente: fecha de muestreo (día, mes y año), nombre del río, número de sitio muestreado o código, tipo de muestreo (red "D"). La identificación se escribió con tinta indeleble para evitar que se borre, en papel vegetal, la cual se introdujo en el frasco de plástico de 2.5 ml de capacidad, para mayor seguridad y evitar pérdida de información.



Figura 28. Familias de macroinvertebrados acuáticos debidamente identificados.

Luego las muestras obtenidas se preservaron dentro de frascos plásticos de más de 600ml de capacidad conteniendo etanol al 70%, los cuales se colocaron ordenadamente en un estante protegido de la intemperie, los organismos recolectados en todos los puntos durante la 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 29).



Figura 29. Colección Nacional de Referencia de Macroinvertebrados Acuáticos UES.

3.6 Identificación taxonómica de macroinvertebrados acuáticos

Para este proceso de reconocimiento e identificación de macroinvertebrados acuáticos presentes en las muestras obtenidas de los sitios de muestreo del río Comalapa, se utilizaron claves para la identificación de Orden y Familias de macroinvertebrados acuáticos (Serrano Cervantes, *et al.* 2010 a, b; Gutierrez Fonseca, 2010; Gutierrez Fonseca, *et al.* 2010; Springer, *et al.* 2010; López Sorto, *et al.* 2010; Menjívar Rosa, 2010; Sermeño Chicas, *et al.* 2010c; Pacheco Chaves, 2010; Roldan Pérez, 1988; Domínguez, *et al.* 2006; Coscarón S. & Coscarón Arias C.L. 2007; Moller Andersen, 1982; Merritt, *et al.* 1978).

3.7 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 se multiplica por la abundancia de individuos de dicha familia y posteriormente se divide entre el número total de individuos recolectados en ese sitio de muestreo, para sumar todos los valores obtenidos para cada familia. Este valor se compara con una cuadro de rangos de calidad de aguas (Cuadro 7) (Sermeño Chicas, *et al.* 2010a).

3.8 Guía ilustrada de campo de Macroinvertebrados acuáticos del río Comalapa

Como complemento del presente estudio se ha preparado una guía ilustrada en la cual describe uno de los métodos de monitoreo biológico con macroinvertebrados acuáticos como indicadores de la calidad del agua y la salud ambiental de los ecosistemas acuáticos. Este grupo de macroinvertebrados bio-indicadores sirve para examinar y controlar los efectos de la actividad humana en quebradas y ríos. Este procedimiento se hace con el protocolo IBF-SV-2010 modificado para El Salvador (Sermeño Chicas *et al.* 2010a). La Guía rápida de muestro está ilustrada con los insectos recolectados e identificados en el río Comalapa, La Paz, El Salvador.

3.9 Metodología de muestreo de los parámetros físico-químico y microbiológico para determinar la calidad de agua del río Comalapa

Los análisis físico-químicos y microbiológicos permiten recopilar información sobre características específicas de la calidad del agua. Incluye cambio de Temperatura, Oxígeno disuelto, pH, Sólidos disueltos totales, Fosfatos, Nitratos, Demanda bioquímica de Oxígeno en cinco días, Coliformes fecales y Turbidez (Cuadro 9).

3.9.1 Toma de muestras para determinar la Demanda Bioquímica de Oxígeno a cinco días (DBO₅)

Fundamento.

Las muestras para el análisis de DBO₅ pueden degradarse significativamente mientras están almacenadas, como resultado producir valores de DBO₅ bajos. Para hacer mínima la reducción del DBO₅, analizar las muestras inmediatamente o enfriándolas a una temperatura próxima a la de congelación durante su almacenamiento. Si el análisis no se va a iniciar de inmediato, consérvese la muestra a una temperatura por debajo de los 4°C y protegida de la luz. Realizar el análisis en un plazo de 6 – 8 horas a partir de la toma de la muestra; cuando esto no es posible porque el punto de muestreo está retirado del laboratorio, almacénese por debajo de los 4°C. En ningún caso se debe realizar el análisis de DBO pasadas 24 horas después de recolectada la muestra. Al momento de realizar el análisis la muestra debe llevarse hasta una temperatura de 20°C.

Procedimiento.

1. Destapar un frasco limpio (previamente lavado con detergente y enjuagado perfectamente con agua del grifo y posteriormente con agua destilada).
2. Colocarse de ser posible al centro del río, o lo más cercano posible para realizar la toma de muestra de agua (Figura 30).
3. Ambientar el frasco por lo menos tres veces con el agua del río (Figura 31).



Figura 30. Proceso de ambientación de frascos para toma de muestra de agua.



Figura 31. Toma de muestra de agua al centro del río

4. Introducir el frasco con la boca en dirección de la corriente del río (para evitar recolectar exceso de sólidos en suspensión) y sumergirlo aproximadamente 50cm por debajo de la superficie del agua (Figura 32 y 33), de no ser posible, sumergirlo lo más profundo que se pueda evitando que el frasco toque el fondo del río.



Figura 32. Recolección de muestra de agua.



Figura 33. Recolección de muestra de agua en dirección a la corriente.

5. Llenar completamente el frasco y taponarlo aun cuando el frasco este dentro del agua, para garantizar que no queden burbujas de aire y además evitar el contacto de la muestra de agua con el oxígeno atmosférico (Figura 34).



Figura 34. Recolección de Muestra de agua.

6. Rotular las muestras con los datos necesarios para su identificación, indicando la hora, fecha y lugar de recolección (Figura 35).



Figura 35. Rotulado de Muestras de agua recolectadas.

7. Colocar la muestra en una Hielera y asegurarse de mantener una temperatura por debajo de los 4°C hasta llegar al Laboratorio (Figura 36 y 37).



Figura 36. Refrigeración de muestras de agua.



Figura 37. Transporte de muestras de agua.

8. Anotar observaciones importantes relacionadas con el sitio de muestreo, que puedan provocar alteraciones importantes en la interpretación de los resultados analíticos. (Figura 38).

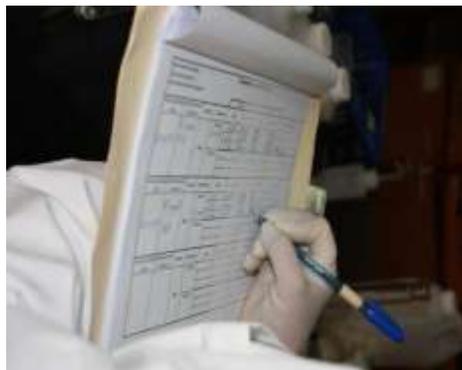


Figura 38. Anotaciones relacionadas a los sitios muestreados.

3.10 Procedimiento general para toma de muestras para análisis Físico-Químico

Fundamento.

Para el caso de los parámetros restantes, el procedimiento de toma de muestra es similar que el de DBO_5 , con la variante que aquí la muestra puede quedar con pequeñas burbujas de aire y esto no afectara los resultados analíticos. La muestra debe preservarse cerca de los 4°C hasta el momento en que se vayan a realizar los diferentes análisis. De preferencia los análisis deben realizar el mismo día en que se tomó la muestra, no exceder las 24 horas desde el momento en que se tomaron las muestras de agua (APHA 1999)

Procedimiento.

1. Destapar un frasco limpio (previamente lavado con agua del grifo y posteriormente con agua destilada)
2. Colocarse de ser posible al centro del río, o lo más cercano posible (Figura 39).
3. Enjuagar el frasco por lo menos tres veces con el agua del río (Figura 40).



Figura 39. Toma de muestra de agua en el río.



Figura 40. Proceso de ambientación de frascos para toma de muestras.

1. Introducir el frasco con la boca en dirección de la corriente del río (para evitar recolectar exceso de sólidos en suspensión) y sumergirlo aproximadamente 50 cm por debajo de la superficie del agua, de no ser posible, sumergirlo lo más profundo que se pueda evitando que el frasco toque el fondo del río (Figura 41).
2. Llenar completamente el frasco y taponarlo (Figura 42).



Figura 41. Llenado y cerrado de muestra.



Figura 42. Recolección de muestra a profundidad adecuada.

3. Rotular las muestras con los datos necesarios para su identificación, indicando la hora, fecha y lugar de recolección (Figura 43).
4. Colocar la muestra en una hielera y asegurarse de mantener una temperatura por debajo de los 4°C hasta llegar al Laboratorio (Figura 44).



Figura 43. Rotulado de muestra recolectada.



Figura 44. Transporte de muestras.

8. Anotar observaciones importantes relacionadas con el sitio de muestreo, que puedan provocar alteraciones importantes en la interpretación de los resultados analíticos.

Nota: para el caso del análisis de Oxígeno Disuelto, Cambio de Temperatura, pH y Sólidos Totales Disueltos, estos se realizaron en el lugar de muestreo con equipo de campo.

3.10.1 Determinación de pH

Método: Potenciométrico

Equipo: pH-metro de Campo pH-Testr 10.

Fundamento:

El pH es la medida de la concentración de iones Hidrogeno (potencial de Hidrogeno), nos da la medida directa del grado de acidez o de alcalinidad de los medios acuosos. El electrodo de vidrio es el electrodo indicador de mayor importancia para la determinación de los iones hidrogeno. Es fácil de usar y está sujeto a pocas interferencias que afectan a otros electrodos para determinar pH. El sistema de electrodos de vidrio/calomelanos es una herramienta muy flexible para determinar pH en condiciones muy distintas. Puede usarse sin interferencias en disoluciones que contengan agentes oxidantes fuertes o reductores fuertes, proteínas y gases, además de permitir medir el pH de líquidos viscosos e incluso en semi-sólidos. Además la reciente proliferación de medidores de pH baratos ha hecho que la medida potenciométrica del pH sea quizás la técnica analítica más utilizada en todas las ciencias (APHA 1999).

Procedimiento.

1. Encienda el pH-metro de campo y deje que estabilice (aproximadamente entre 1 a 2 minutos).
2. Calibrar el equipo de ser necesario, previo a la toma de datos de pH
3. Colocarse de ser posible al centro del río, o lo más cercano posible.
4. Introducir el electrodo directamente en el río asegurándose que quede sumergido completamente (aproximadamente de 2 – 3 cm bajo la superficie del agua) (Figura 45)



Figura 45. Medición de pH del agua del río.

5. Dejar que la lectura se estabilice (entre 1 a 2 minutos) y anotar la lectura en la hoja de campo. (Figura 46).
6. Sacar el electrodo del agua y enjuagar con suficiente agua destilada. Secar con papel toalla suavemente.



Figura 46. Determinación de pH.

3.10.2 Oxígeno Disuelto.

Método: Potenciométrico.

Equipo: Sonda Multi-parametros Sension156.

Fundamento:

El elemento sensor, constituido por una célula cerrada por una membrana selectiva conteniendo un electrolito y dos electrodos metálicos se sumergen en el agua a analizar. La membrana es impermeable al agua y a las materias iónicas disueltas, pero permeable al oxígeno. Debido a la diferencia de potencial entre los electrodos causada por un voltaje externo, el oxígeno que pasa a través de la membrana se reduce en el cátodo produciendo una corriente eléctrica. La corriente así producida es directamente proporcional al índice de transporte de oxígeno a través de la membrana y, por tanto, a la concentración de oxígeno disuelto en agua (APHA 1999).

Procedimiento.

1. Conectar el Electrodo para determinación de Oxígeno Disuelto en el equipo de campo.
2. Encender el equipo y oprimir el botón para colocar en modo de Oxígeno Disuelto.

3. Dejar estabilizar el equipo por 30 minutos para lograr que el electrodo se polarice completamente (Figura 47).
4. Calibrar el equipo antes de comenzar a tomar las lecturas de las muestras.
5. Colocarse de ser posible al centro del río, o lo más cercano posible.
6. Introducir el electrodo directamente en el río, asegurándose que quede sumergido hasta el nivel del sensor de temperatura (Aproximadamente de 5 – 6 cm bajo la superficie del agua, Figura 48).



Figura 47. Determinación de Oxígeno Disuelto.



Figura 48. Equipo Multiparametro Sension156.

7. Dejar que la lectura se estabilice y anotar (Figura 49). En caso de que el flujo del río es fuerte, la lectura puede requerir de una a dos horas para su estabilización.



Figura 49. Determinación de Oxígeno Disuelto.

3.10.3 Cambio de Temperatura.

Método: Directo

Equipo: Termómetro de vidrio con mercurio

Procedimiento:

1. Verificar que el termómetro a utilizar se encuentre en buenas condiciones.

2. Colocarse de ser posible al centro del río, o lo más cercano posible (de preferencia realizar esta determinación en un lugar donde no haya contacto directo con las radiaciones solares).
3. Introducir el termómetro en el río, asegurándose que el bulbo, que contiene el material expandible del termómetro, quede sumergido completamente (Figura 50).
4. Mantener sumergido el termómetro hasta que la temperatura sea estable, aproximadamente entre 1 – 2 minutos, y anotar esta temperatura como T1 (Figura 51)



Figura 50. Determinación de la Temperatura del río.



Figura 51. Termómetro de Mercurio.

5. Ubicarse en un lugar donde no lleguen directamente los rayos del sol (bajo un árbol) y mantener el termómetro expuesto al ambiente entre 3- 5 minutos y registrar esta nueva lectura como T2.
6. La diferencia entre T2 y T1 es el cambio de Temperatura del río (este valor puede ser negativo o positivo)

3.10.4 Conductividad

Método: Potencio métrico

Equipo: Sonda Multi-parametros Sension156.

Fundamento. La conductividad se define como la capacidad de una sustancia de conducir la corriente eléctrica y es lo contrario de la resistencia. La unidad de medición utilizada comúnmente es el Siemens/cm (S/cm), con una magnitud de 10 elevado a -6; es decir microSiemens/cm ($\mu\text{S/cm}$), o en 10 elevado a -3, es decir,

miliSiemens (mS/cm). En el caso de medidas en soluciones acuosas, el valor de la conductividad es directamente proporcional a la concentración de sólidos disueltos, por tanto, cuanto mayor sea dicha concentración, mayor será la conductividad. La relación entre conductividad y sólidos disueltos se expresa, dependiendo de las aplicaciones, con una buena aproximación por la siguiente regla:

grados ingleses	o	grados americanos
$1.4 \mu\text{S/cm} = 1\text{ppm}$		$2 \mu\text{S/cm} = 1 \text{ ppm (partes por millón de CaCO}_3\text{)}$

Donde 1 ppm = 1 mg/L es la unidad de medida para sólidos disueltos.

Además de los normales conductímetro, existen instrumentos que convierten automáticamente el valor de conductividad en ppm, ofreciendo directamente las medidas de la concentración de sólidos disueltos. La conductividad de una solución se determina por un movimiento molecular (APHA 1999).

Procedimiento.

1. Conectar el Electrodo para determinación Sólidos Totales Disueltos en el equipo de campo.
2. Encender el equipo y oprimir el botón para colocar en modo Sólidos Totales Disueltos.
3. Dejar estabilizar el equipo por cinco minutos (Figura 52).



Figura 52. Equipo multiparametros Sension156.

Para la toma de muestras de agua en los ríos, se tienen que tomar en cuenta una serie de requisitos, dispensables en el embalaje y transporte de la muestra (Cuadro 9).

Cuadro 9. Requisitos para la toma de muestras de agua para análisis Físico-químico y microbiológico (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	24 horas
Nitratos mg/L	V**	100 ml	refrigerar a 4°C	24 horas
Fosfato total	P* o V**	100 ml	refrigerar a 4°C	24 horas
DBO5	P* o V**	1000 ml	refrigerar a 4°C	5 días
Coliformes totales (NMP)	P* o V**	200 ml	refrigerar a 4°C	24 horas
Oxígeno disuelto	V**	300 ml	Inmediatamente	24 horas
Sólidos	P* o V**	1.000 ml	refrigerar a 4°C	24 horas
Conductividad	P* o V**	500 ml	refrigerar a 4°C	24 horas

*Plástico; **Vidrio

3.11 Determinación de coliformes fecales y *Escherichia coli*.

Los análisis de las muestras para la determinación de bacterias de coliformes, 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:

Consiste en colocar volúmenes determinados de muestras de agua (10ml, 1ml, 0.1ml) en una serie de tubos (5 tubos de ensayo por volumen de muestra de agua), conteniendo medio de cultivo Fluorocult ® caldo LMX (Lauril sulfato-MUG-X-GAL, VWR International Francia) (Figura 53.) y luego son incubados a 35 ± 0.5 °C durante 24 horas. El caldo Fluorocult ® contiene un cromógeno, 5-bromo-4 cloro- 3 indol- β -D_ galactopiranosido (X-Gal), el cual es hidrolizado por la enzima β -D_ glucoronidasa 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. El caldo contiene un fluorogéno, 4-metilumbiferil- β -glucoronido (MUG), el cual es hidrolizado por la enzima β -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 y Hernández 2008).



Figura 53. Medio de cultivo Fluorocult ® caldo LMX para la determinación de Coliformes totales.

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 (WPCF 1992). Los coliformes totales se indican con color azul-verde, *E. coli* por fluorescencia azul (Figura 54.).



Figura 54. Esquema de reacción con caldo fluorocult® LMX

Metodología de Muestreo.

Antes de la toma de muestra: Se dispuso de seis envases con una capacidad de 250 ml, uno por cada sitio 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 la temperatura ambiente 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.
- 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 muestra permanecieron en refrigeración a una temperatura de 4 a 10°C).

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 al laboratorio (Figura 55).

(Hernández 2003).

La técnica utilizada fue la del Número Más Probable (NMP) en medio Fluorocult MXL. Se homogenizaron las muestras agitando por tres minutos o inclinando unas 25 veces los frascos conteniendo la muestra, formando un ángulo de 45° entre el antebrazo.



Figura 55. Frascos con muestras de agua río Comalapa.

Con una pipeta estéril se sembraron 10 ml de la muestra diluida 10^{-2} en cada uno de los cinco tubos conteniendo cultivo Fluorocult® caldo LMX, previamente identificados, tapar (Figura 56).



Figura 56. Siembra de 10ml de muestra diluida 10^{-2} en cultivo Fluorocult® 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® caldo LMX, previamente identificados, tapar; 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® caldo LMX, previamente identificados, tapar; Se incubaron las tres series de cinco tubos, por cada punto de muestreo a 36.4° C en una incubadora de (Figuras 57) durante 24 horas.

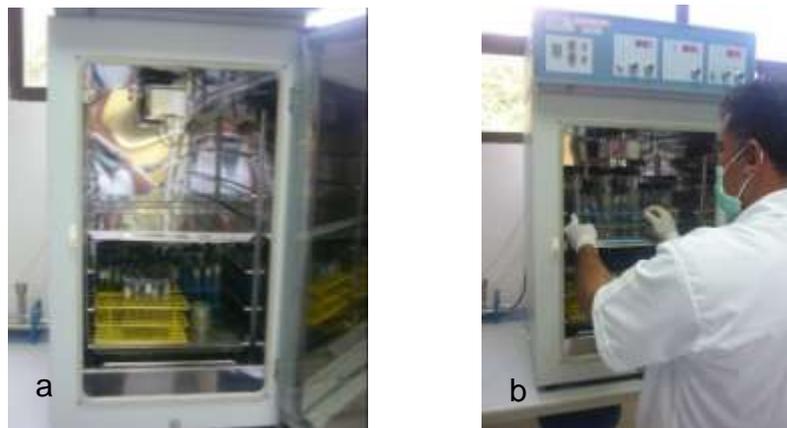


Figura 57. a) Incubadora Vista interna b) Panel de control

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 58).

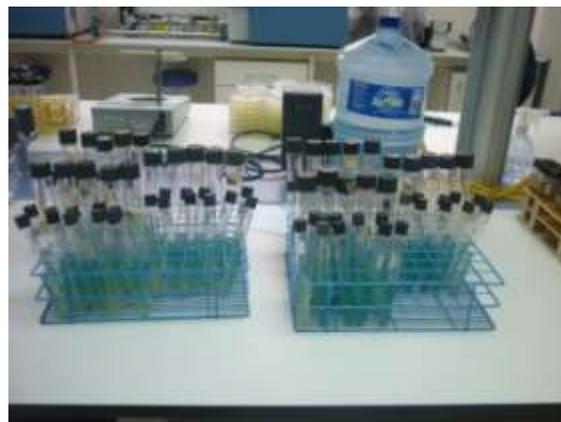


Figura 58. Tubos positivos para Coliformes totales.

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

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 59).



Figura 59. Tubos con caldo EC inoculados 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 calculó el NMP de Coliformes totales y termotolerantes utilizando tabla Número más Probable (NMP/100ml) (Anexo 3).

En este caso las aguas presentaron una moderada contaminación microbiológica, 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 Anexo 3, 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 interpolación de la curva del número más probable de bacterias en 100ml bajo la curva.

4. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.1 Metodología Físico-químico y Microbiológica.

Para este análisis se tomaron en cuenta los parámetros físico-químicos y microbiológicos para determinar la calidad de las aguas del río Comalapa. La metodología ICA determina 9 parámetros para evaluar la calidad del agua.

El Cuadro 10 presentan los valores obtenidos en cada sitio de muestreo registrado para la época lluviosa. La concentración de Coliformes fecales presentaron diversos valores, siendo el valor más bajo en el sitio de muestreo (M2) (4.0 NMP/100 ml), es decir 4.0 bacterias en 100 ml de agua; seguido por los sitio de muestreo (M3) (200 NMP/100 ml), (M1) (600 NMP/100 ml), las concentración más alta de Coliformes fecales fueron en los sitios de muestreo (M4) (3,000 NMP/100 ml), (M5 y M6) (9,000 NMP/100 ml). Es muy probable que en los sitios de muestreo (M1, M2 y M3) se pueda dar el consumo de agua (de beber) pero con cierto tratamiento, por encontrarse lo más cercano posible al valor máximo permitido (VMP) <1000 NMP/100 ml (MINSAL 2008). Mientras que para los sitios (M4, M5 y M6), no es apta para el consumo. De acuerdo a la Ley del Medio Ambiente y sus reglamentos establece una densidad no mayor a 1000 NMP/100 ml (MARN 2005).

Las concentraciones de Oxígeno Disuelto (OD) en la época lluviosa, del río Comalapa presentaron valores que oscilan entre 3.59 mg/L a 5.42 mg/L, siendo los sitios de muestreo M1, M4, M5 y M6 (Cuadro 10) menores al mínimo requerido de acuerdo a la Ley del Medio Ambiente establece que el Oxígeno disuelto menor o igual a 5 mg/L, se encuentran contaminados (MARN 2005). Auquilla (2005), establece que valores mayores a 6.5 mg/L, favorece a la vida acuática.

La Demanda Bioquímica de Oxígeno a los cinco días (DBO5), presento valores por debajo del nivel crítico (5 mg/L) (MARN 2005), estos valores oscilan entre 0.30 mg/L a 3.48 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 (Auquilla 2005).

Cuadro 10. Resultados de análisis físico-químico y microbiológico para determinar la calidad ambiental del río Comalapa

Parámetros	Sitios de muestreo						Unidades
	M1	M2	M3	M4	M5	M6	
Coliformes Fecales	600	4.0	300	3,000	9,000	9,000	NMP/100ml
pH	8.10	8.20	8.10	8.0	7.0	7.5	Unidades de pH
DBO ₅	0.30	1.04	1.55	1.40	0.30	3.48	DBO ₅ mg/l
Nitratos	6.10	7.20	6.80	7.20	7.40	7.60	NO ₃ mg/l
Fosfatos	0.78	0.51	0.58	0.82	0.99	1.48	PO ₄ mg/l
Cambio de T°	0	3.0	6.0	5.0	5.0	-1.0	°C
Turbidez	15	20	34	53	37	216	FAU
STD	40.0	64.0	70.0	69.0	51.0	44.0	mg/L
OD	4.2	5.25	5.42	4.87	3.90	3.59	mg/L

Los valores de Potencial de Hidrógeno (pH) obtenidos en los sitios de muestreo del río Comalapa, presentaron valores que oscilaron desde 7.00 a 8.20 unidades de pH, dichos valores se encuentran dentro de los límites admisibles establecidos en la Ley del Medio Ambiente de 6.5 a 7.5 (MARN 2005), los rangos de 6.0 a 8.5 unidades de pH son favorables para la vida acuática, consumo de agua potable, recreación y riego (MINSAL 2008).

Los Nitratos (NO₃⁻) muestran valores que van desde 6.10 mg/L hasta 7.60 mg/L; las aguas no contaminadas generalmente tienen un nivel de nitrato-nitrógeno debajo de 1 ppm. 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. También pueden indicar la presencia de fertilizantes y desechos animales. Además altos niveles de amoníaco-nitrógeno indican una fuente inmediata de contaminantes (MINSAL 2008).

En cuanto a los Fosfatos (PO_4^-) encontrados en las aguas del río Comalapa, se puede observar que los valores varían desde 0.51 mg/L hasta 1.48 mg/L. Los niveles por arriba de 0.1 mg/L indican una fuente de contaminación humana potencial, tal como industria, jabón, desagües, fertilizantes, perturbación del suelo, desechos animales o aguas residuales industriales (MINSAL 2008).

Los Sólidos Disueltos Totales (SDT) encontrados en las aguas del río Comalapa presentaron valores en un rango de 40.0 mg/L hasta 70.0 mg/L en la época lluviosa, demostrando que estos valores se encuentran por debajo del límite establecido por la Norma salvadoreña (NSO 13.07.01.08), que establece 600 mg/L como límite permisible (MINSAL 2008).

4.2 Clasificación de la calidad de agua del río Comalapa según metodología “ICA”

Los resultados de los análisis obtenidos para cada parámetro según el ICA asignan calificaciones de calidad regular para los sitios M1, M2, M3 muestreados. Este comportamiento muestran que el recurso hídrico puede albergar una limitada vida de macroinvertebrados acuáticos y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación, y los sitios M4, M5 y M6 de calidad mala. Puede Albergar una diversidad baja de la vida acuática y está experimentando problemas de contaminación del río Comalapa (Cuadro 11), en este se establece restricciones al contacto humano, metodología propuesta por Brown y aplicada por el SNET (Cuadro 2, pág. 17).

Para calcular el (Subi): si se toma como ejemplo el parámetro de pH con valor 7.0 (Cuadro 10) se procede a buscar el valor bajo la curva en el eje de (X), del gráfico para pH de la metodología ICA, luego se procede a interpolar el valor en el eje de (Y). El valor encontrado es el (subi) que para este ejemplo es de 90 (SNET, citado por Bonilla de Torres *et al.* 2010).

Cuadro 11. Clasificación de la calidad del agua del Río Comalapa según la Metodología “ICA”

Parámetro	Peso Wi	Sitios de muestreo					
		M1 (Subi)	M2 (Subi)	M3 (Subi)	M4 (Subi)	M5 (Subi)	M6 (Subi)
Coliformes Fecales	0.15	27	80	33	18	10	10
pH	0.12	80	76	80	83	90	93
DBO ₅	0.10	86	82	81	82	86	70
Nitratos	0.10	65	54	63	54	53	53
Fosfatos	0.10	54	66	60	47	40	32
Cambio de T°	0.10	93	66	37	44	40	87
Turbidez	0.08	68	61	49	37	47	5
STD	0.08	87	86	86	86	85	84
Oxígeno disuelto	0.17	44	64	70	64	51	44
ICA		58.76	69.88	58.24	50.35	45.01	37.75
Calidad		Regular	Regular	Regular	Mala	Mala	Mala

4.3 Bio-monitoreo

El estudio de macroinvertebrados acuático se realizó simultáneamente con el análisis físico-químico y microbiológico. Se consideraron seis sitios de muestreo distribuidas a lo largo de la cuenca descritos anteriormente. Durante el estudio se recolectaron 14,553 macroinvertebrados acuáticos (Cuadro 12).

Haciendo una comparación de los resultados obtenidos en el proyecto de formulación de una guía metodológica estandarizada para determinar la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, presentados en el Atlas geográfico de los insectos acuáticos indicadores de la calidad ambiental de las aguas de los ríos de El Salvador, para el río Comalapa fue de 12,229 individuos, representada en 36 familias durante la transición de época lluviosa a época seca

en el año 2009, asignando las categorías de “Regular pobre” a “Pobre” (Hernández Martínez *et al.* 2010), en el presente estudio se registró una riqueza de 14,553 individuos bentónicos, representada en 10 Ordenes y una riqueza de 50 familias asignando las categorías de “Regular pobre” a “Regular” durante la época lluviosa, muestreo realizado en Septiembre del 2011, la variación ha sido mínima durante el tiempo, por tanto podemos decir que el río Comalapa no ha sufrido cambios drásticos en la contaminación orgánica e inorgánica manteniendo sus niveles a través de los años o alteraciones antropogénicas drásticas que alteren el equilibrio del hábitat. Analizando estos valores existe una abundancia significativa de la macroinvertebrados acuática del río Comalapa durante el tiempo.

Cuadro 12. Abundancia de individuos encontrados en el río Comalapa.

Orden	sitio M1	sitio M2	sitio M3	sitio M4	sitio M5	sitio M6	total	%
Diptera	394	369	349	502	371	127	2,112	14.51
Trichoptera	139	94	68	111	42	20	474	3.26
Odonata	96	59	93	78	46	33	405	2.78
Coleoptera	25	26	51	176	41	16	335	2.30
Hemiptera	77	4	9	3	5	8	106	0.73
Megaloptera	29	61	23	5	1	2	121	0.83
Ephemeroptera	1,842	1,689	1,433	1,378	813	449	7,604	52.25
Lepidoptera	0	0	0	1	2	2	5	0.03
Gastropoda	0	0	16	549	50	575	1,190	8.18
Decapoda	0	0	223	99	20	1,859	2,201	15.12
Total de individuos	2,602	2,302	2,265	2,902	1,391	3,091	14,553	
Número de Familias	30	33	34	32	32	27		

La figura 60 muestra el número de individuos recolectados durante la época lluviosa en el río Comalapa, agrupados por Ordenes, predominando del Orden

Ephemeroptera con 7,604 insectos y representan el 52.25% del total de macroinvertebrados acuáticos encontrados en el río Comalapa, la abundancia de estos organismos adaptados a micro hábitat variados con aguas limpias y bien oxigenadas (Serrano Cervantes y Zepeda Aguilar 2010a), pero algunas especies resisten cierto grado de contaminación y son considerados indicadores de buena calidad de agua (Roldán Pérez 1988), capaces de nadar libremente, sus ninfas se encuentran normalmente adheridos a rocas, troncos, vegetación sumergida o enteradas a fondos arenosos o lodosos, este grupo es considerado herbívoro y depredadores del Orden Diptera (Serrano Cervantes y Zepeda Aguilar 2010a).

Otro grupo representativo es el Orden Díptera con 2,112 insectos representando el 14.51%, este Orden se considera uno de los grupos más evolucionados, junto a Lepidóptera y Trichoptera cuyas familias se encuentran en aguas limpias y oxigenadas como la familia Simuliidae o contaminadas como Tipulidae y Chironomidae (Roldán 1988), presentan un hábitat muy variado; se encuentran en ríos, arroyos, quebradas y lagos, algunos de las larvas de Diptera acuática presentan un amplio rango de hábitos alimenticios son considerados Herbívoros y otros depredadores. (Menjívar Rosa 2010).

El Orden Decápoda con 2,201 individuos los cuales representa el 15.12%. El Orden Gastropoda con 1,190 individuos que representan el 8.18%, son considerados de aguas duras por vivir en ambientes con muchas sales, especialmente de carbonato de calcio, el cual es esencial para la construcción de la concha y son considerados indicadores de aguas duras y alcalinas, requieren alta concentración de Oxígeno (Roldán Pérez 1988).

El Orden Trichoptera con 474 insectos, representan el 3.26% del total recolectado en los seis sitios de muestreo del río Comalapa. La mayoría de los Trichopteros viven en aguas con corriente limpias y oxigenadas, otras especies viven aguas quietas o remanses de ríos, arroyos y quebradas, este orden es indicador de aguas oligotróficas es decir aguas pobres en nutrientes (Roldán Pérez. 1996, citado por Springer *et al.* 2010).

El Orden Odonata con 405 insectos, que representan el 2.78%, viven en ríos, quebradas y arroyos de corrientes lentas y pocos profundos y por lo general con vegetación abundante en las orillas o sumergidas son depredadores y viven en aguas limpias y oxigenadas o ligeramente contaminadas (Corbet 1999 citado por Sermeño Chicas *et al.* 2010c).

El Orden Coleoptera con 335 insectos, esto representa el 2.3%, los podemos encontrar en ambientes lóticos o lénticos, y en sustratos compuestos por piedra, arena, troncos, hojarasca en descomposición y en vegetación sumergida o emergida, habitan ambientes acuáticos con concentraciones altas de oxígeno y son considerados buenos indicadores de la calidad ecológica del agua y pueden indicar contaminación por detergentes (Brown 1997, citado por Gutiérrez Fonseca *et al.* 2010).

El Orden Hemiptera con 106 insectos (Ninfas), representan el 0.73%, son conocidos como “chinchas de agua”, viven en remansos de ríos, quebradas y arroyos; son poco resistentes a corrientes rápidas, algunas especies resisten cierto grado de salinidad, son depredadores de insectos acuáticos, la respiración no es exclusivamente acuática y disponen de variadas adaptaciones para tomar el Oxígeno del aire, como tubos anales, canales abdominales y reservorios dorsales donde están localizados los espiráculos (Roldán Pérez 1988).

El Orden Megaloptera con 121 insectos inmaduros (ninfas), representa el 0.83%, este grupo es el más grande y llamativo de los insectos acuáticos, se caracterizan por poseer mandíbulas fuertes y un par de propatas anales son depredadores, viven en aguas de corrientes limpias y frías (López Sorto *et al.* 2010), debajo de piedras, troncos y vegetación sumergida, y considerados indicadores de aguas oligotróficas o ligeramente mesotróficas (Roldán Pérez 1988).

El Orden Lepidoptera con cinco insectos (ninfas) que representan el 0.03%, se caracterizan por vivir en hábitat bien oxigenados, de curso rápido (Serrano Cervantes y Zepeda Aguilar 2010b), son habitantes de rocas, se alimentan de algas y diatomeas, las larvas fabrican tubos de seda o telas sedosas tejidas sobre la superficie de las rocas sumergidas, son considerados indicadores de aguas oligotróficas (Roldán Pérez 1988).

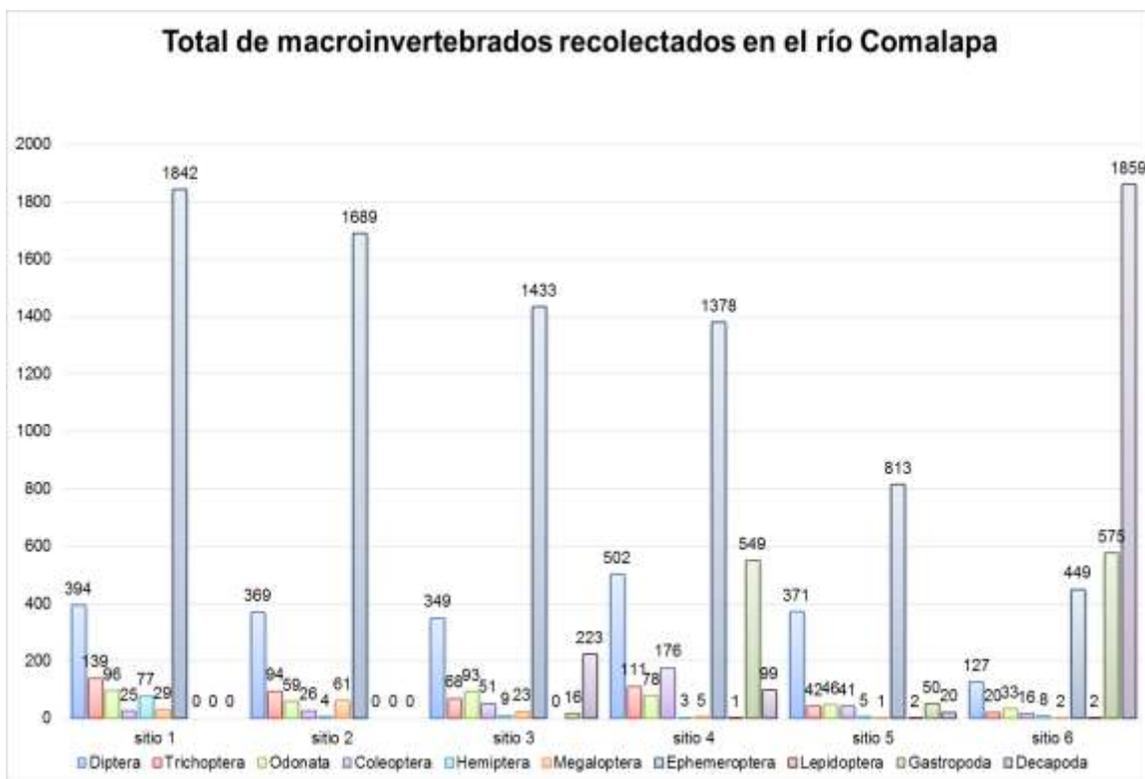


Figura 60. Densidad poblacional por Orden de macroinvertebrados acuáticos recolectados en el río Comalapa durante la época lluviosa.

El río Comalapa se caracteriza por poseer una riqueza de familias acuáticas muy diversa y abundante, desde el punto de vista del bio-monitoreo de calidad de agua (Hernández Martínez *et al.* 2010), algunas de las ordenes recolectadas en el río Comalapa durante la época lluviosa y más predominantes son el Orden Ephemeroptera, Diptera, Decapoda y Gastropoda.

El sitio (M1), registró una abundancia de individuos de 2,602 (Cuadro 12), y una riqueza de 30 familias (Anexos 4) distribuidas en 7 Órdenes. Siendo las Órdenes, Diptera y Trichoptera las que más riqueza de familias presento, seguida de Coleoptera, Odonata, Hemiptera, Ephemeropteta y Megaloptera.

El análisis de la calidad del aguas según el método ICA (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular a regular pobre, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar una diversidad regular a buena o de regular pobre es decir con una limitada vida acuática y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable. De acuerdo a

Roldán Pérez (1988), la mayoría de los órdenes de macroinvertebrados acuáticos, se alberga en ambientes limpios y oxigenados con características de aguas oligotróficas y mesotróficas, las cuales pueden ser afectadas por vertidos de aguas residuales o por el uso de fertilizantes químicos en los cultivos.

En la figura 61 se observa la riqueza de individuos presentes en cada Orden recolectadas en el sitio de muestreo, el Orden dominante es Ephemeroptera, seguido de los Ordenes Diptera, Trichoptera, Odonata, Hemiptera, Megaloptera y Coleoptera.

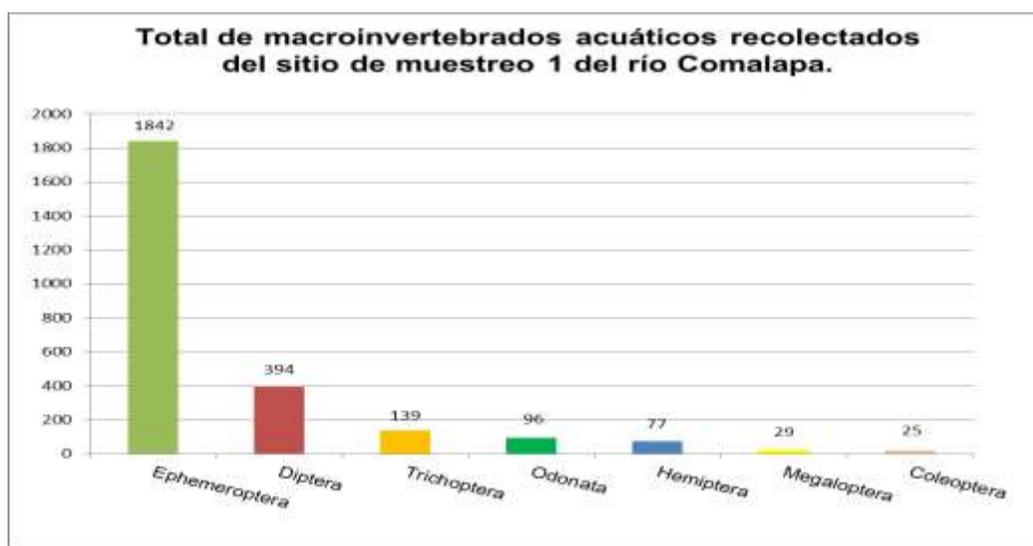


Figura 61. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el Sitio M1.

El sitio (M2), se ubicó en un área completamente aislada de la presión urbana, rodeada de vegetación riparia, árboles frutales dispersos y zonas agrícolas predominando zonas cafetaleras y cultivos de granos básicos. En este punto el río tiene una carga poco notable de desechos municipales, donde se registró una abundancia de 2,302 individuos (Cuadro 12), con una riqueza de 33 familias (Anexo 5), predominando el Orden Ephemeroptera con una abundancia de 1,689 individuos, seguido de los Ordenes Trichoptera, Megaloptera, Odonata, Diptera, Coleoptera y el Orden Hemiptera (Figura 62).

El análisis de calidad de aguas según el método ICA (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular a regular pobre, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar

una diversidad regular a buena o de regular pobre de la vida acuática y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable; Roldán Pérez (1988) menciona que la mayoría de los macroinvertebrados se albergan en ambientes limpios y oxigenados, estos pueden ser resistentes o tolerantes a ciertas perturbaciones de los hábitats o a cierto grado de contaminación con características de aguas oligotróficas y mesotróficas, las cuales pueden ser afectadas por vertidos de aguas residuales o por el uso de fertilizantes químicos en los cultivos.

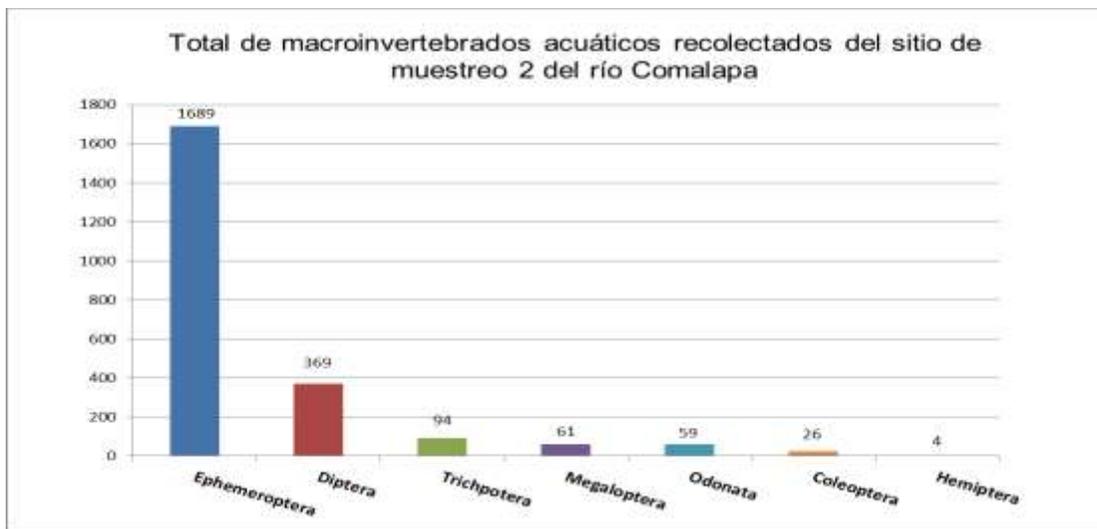


Figura 62. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el sitio M2.

El sitio (M3) se ubicó en un área con evidente presión urbana, rodeada de vegetación riparia, árboles frutales dispersos y zonas agrícolas predominando cultivos de granos básicos y de pastoreo. En este punto el río tiene una carga notable de desechos municipales principalmente del caserío Tierra Prometida, donde se registró una abundancia de 2,265 individuos, con una riqueza de 34 familias (Anexo 6), distribuidas en nueve Ordenes presentes en el sitio (Cuadro 12), predominando el Orden Ephemeroptera con una abundancia de 1,433 individuos, seguido de las Ordenes Diptera, con una abundancia de 394 individuos, Orden Decapoda, con una riqueza 223 individuos, Odonata, Trichoptera, Coleoptera, Megaloptera, Gastropoda y el Orden Hemiptera (Figura 63).

El análisis de calidad de aguas según el método ICA (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular y de regular pobre, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar una diversidad regular a buena o de regular pobre de la vida acuática (una limitada vida acuática) y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable; de acuerdo a Roldan Pérez (1988). El Orden Gastropoda habita en ambientes acuáticos duros o alcalinos con altas concentraciones de carbonato de calcio, del cual obtiene la materia prima que constituye su concha, además de requerir altas concentraciones de oxígeno y se alimentan de algas y de residuos vegetales, al igual que las demás especies de macro invertebrados acuáticos habitan en ambientes limpios, oxigenado y con características oligotróficas.

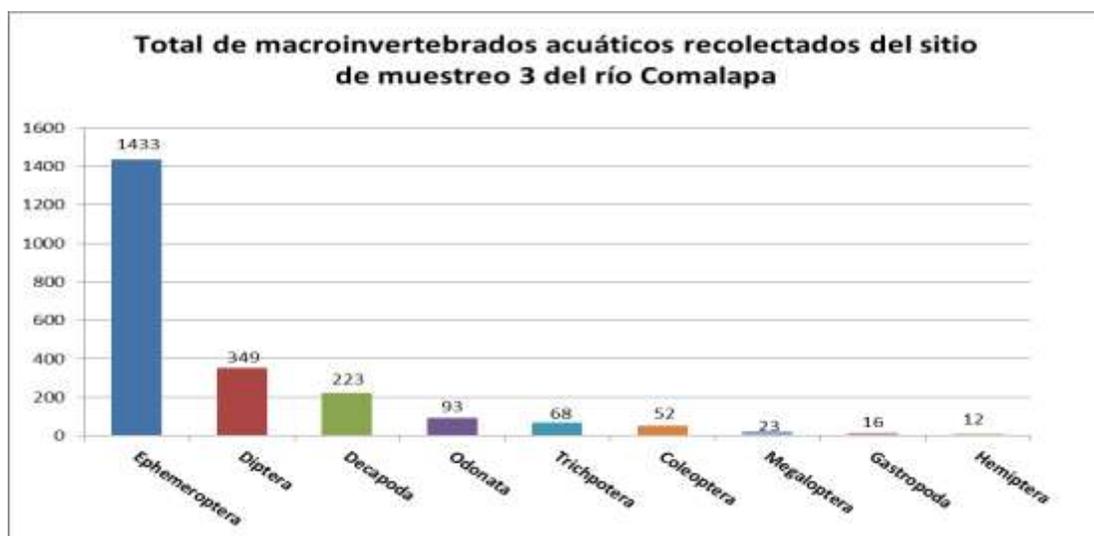


Figura 63. Abundancia relativa de la distribución del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos y el número de familia en el sitio M3.

El sitio (M4) se ubicó en el Cantón y Caserío Los Huesos, lugar en el cual es evidente la presión urbana, con poca vegetación riparia, predominando zonas de cultivo de granos básicos, caña de azúcar, áreas de potrero y pastoreo. En este sitio el río tiene una carga notable de desechos, donde se registró una riqueza de 2,902 individuos, con una abundancias de 32 familias (Anexo 7), distribuidas en 10 Ordenes (Cuadro 12), predominando el Orden Ephemeroptera con una riqueza de 1,378 individuos seguido de las Ordenes, Gastropoda, Diptera, Coleoptera,

Trichoptera, Decapoda, Odonata, Megaloptera, Hemiptera, Lepidoptera, (Figura 64).

El análisis de calidad del aguas según el método ICA asigna la categoría de mala calidad (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar una diversidad regular de la vida acuática (una limitada vida acuática) y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable, y al uso de fertilizantes químicos en la agricultura; Roldan Pérez (1988), menciona que los Ordenes Gastropoda y Decapoda, habita en ambientes acuáticos duros o alcalinos con altas concentraciones de carbonato de calcio, del cual obtiene la materia prima que constituye su concha, además de requerir altas concentraciones de oxígeno, se alimentan de algas y de residuos vegetales, al igual que las demás especies de macro invertebrados acuáticos habitan en ambientes limpios, oxigenado y de características oligotróficas o mesotróficas.

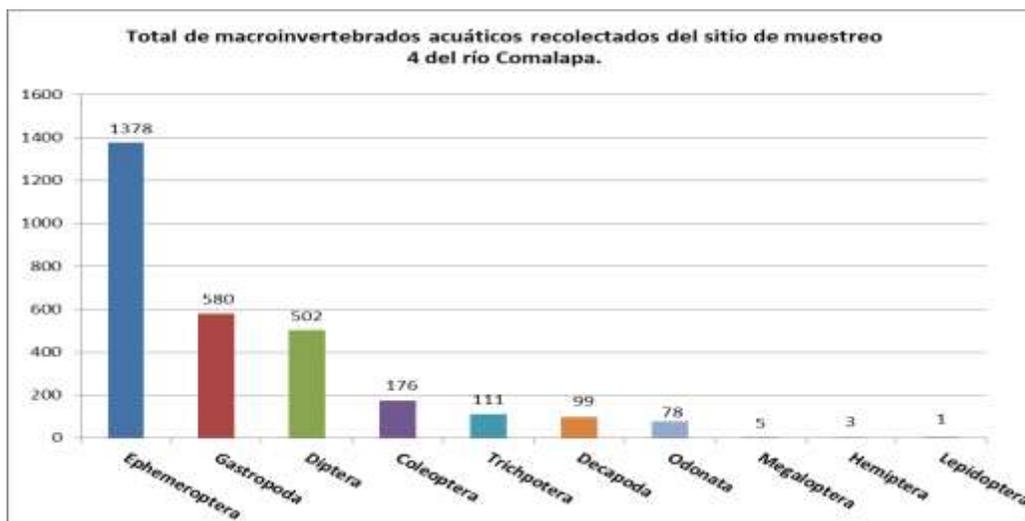


Figura 64. Distribución relativa de las Órdenes de macroinvertebrados acuáticos recolectados en el sitio M4.

El sitio (M5), se ubicó en un área completamente aislada de la presión urbana, sin presencia de vegetación riparia, pero sus suelos son explotados con el cultivo de caña de azúcar, granos básicos, áreas de potreros y de pastoreo, además de la extracción de arena para la construcción. En este punto el río tiene una carga muy notable de desechos municipales principalmente del Municipio de San Luis Talpa y

del caserío el puerto, en este sitio el cauce del río es poco profundo menor a 0.30 m y un ancho mayor a los 25 m, donde se registró una riqueza 1,321 de individuos, con una abundancia de 32 familias (Anexo 8), representada en 10 ordenes (Cuadro 12), predominando el Orden Ephemeroptera con una riqueza de 813 individuos seguido de los Ordenes Diptera, Gastropoda, Odonata, Trichoptera, Coleoptera, Decapoda, Hemiptera, Lepidoptera, Megaloptera (Figura 65).

El análisis de calidad de aguas según el método ICA asigna la categoría de mala calidad (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular pobre, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar una diversidad regular a buena a regular pobre es decir una limitada vida acuática y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable, y al uso de fertilizantes químicos en la agricultura; Roldan Pérez (1988), menciona que los Ordenes Gastropoda y Decapoda, en particular habitan en ambientes acuáticos duros o alcalinos con altas concentraciones de carbonato de calcio, del cual obtiene la materia prima que constituye su concha, además de requerir altas concentraciones de oxígeno, se alimentan de algas y de residuos vegetales, habitan en ambientes de características oligotróficas o mesotróficas.

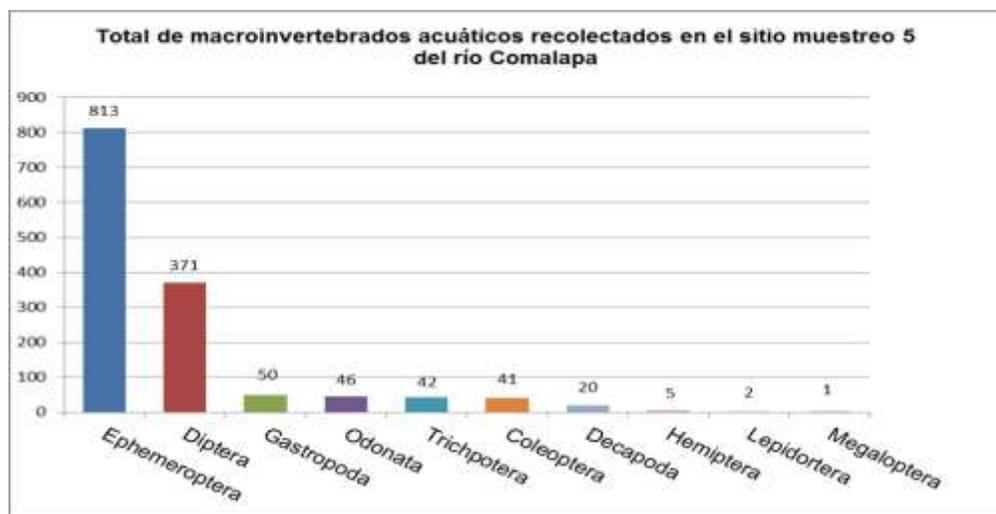


Figura 65. Distribución relativa del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos en el sitio de muestreo M5.

El sitio (M6), se ubicó en un área completamente aislada de la presión urbana, rodeada de vegetación riparia, zonas agrícolas predominando cultivo extensivo de caña de azúcar, granos básicos, zonas de pastoreo, En este punto el río tiene una carga poco notable de desechos municipales, pero se encuentra sometida o una posible contaminación orgánica y química por el uso de agroquímicos. Donde se registró una riqueza de 3,091 individuos, con una abundancia de 27 familias (Anexo 9), representadas en 10 Órdenes (Cuadro 12), predominando el Orden Decapoda con 1859 individuos, seguida de los órdenes Gastropoda, Ephemeroptera, Diptera, Odonata, Trichoptera, Coleoptera, Hemiptera, Megaloptera, Lepidoptera (Figura 66).

El análisis de calidad de aguas según el método ICA asigna la categoría de mala calidad (Bonilla de Torres *et al.* 2010) y el IBF-SV 2010 (Sermeño Chicas *et al.* 2010a), asigna la categoría de regular, este comportamiento del recurso hídrico puede albergar una diversidad regular a regular pobre de la vida acuática y es evidente que está experimentando un gradiente a la contaminación orgánica bastante sustancial o contaminación sustancial probable, y al uso de fertilizantes químicos en la agricultura; Roldan Pérez (1988), menciona que los Ordenes Gastropoda y Decapoda, habita en ambientes acuáticos duros con altas concentraciones de carbonato de calcio, del cual obtiene la materia prima que constituye su concha, se alimentan de algas y de residuos vegetales, al igual que las demás especies de macro invertebrados acuáticos habitan en ambientes limpios y oxigenados con características de oligotróficas.

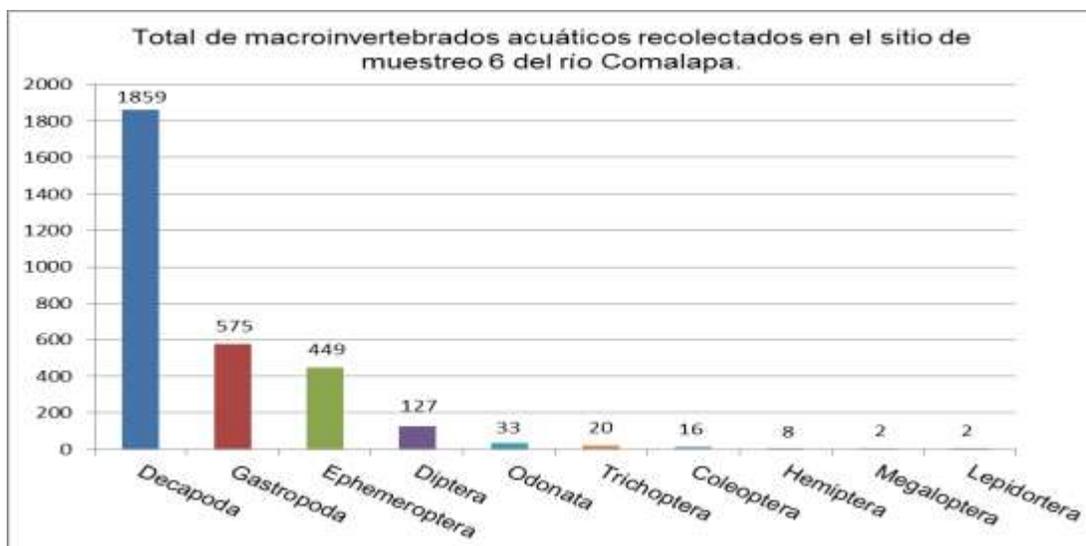


Figura 66. Distribución relativa del porcentaje de Órdenes de macroinvertebrados acuáticos en el sitio de muestreo M6.

4.4 Calidad del agua río Comalapa según el Índice Biológico por Familias modificado para El Salvador (IBF- SV- 2010).

Los resultados de la calidad de agua del río Comalapa en base al Índice Biológico por Familia (IBF-SV 2010), muestreado durante la época lluviosa dio valores de: 6.16 Sitio M1, 6.14 Sitio M2, 6.13 Sitio M3, 5.71 Sitio M4 , Sitio M5 de 6.28, Sitio M6 de 5.7; para los sitios muestreados desde la parte más alta de la cuenca del río Comalapa hasta el más bajo respectivamente, cercano a la costa a unos 10 km de la desembocadura, el IBF permitió asignar las categorías de calidad de agua en la época lluviosa; de regular pobre en los sitios 1, 2, 3 y 5, de regular los sitios 4 y 6. Es evidente que en los índices planteados anteriormente, los sitios 4 y 6 muestreados presentaron la mejor evaluación ambiental con respecto a los otros cuatro sitios muestreados del río Comalapa; posiblemente la calidad regular del agua en estos sitios es debido a la distancia existente con el punto anterior generándose un proceso de recuperación en su trayecto. Los sitios 1, 2, 3 y 5 fueron clasificados de regular pobre, posiblemente debido en parte al manejo de zonas con cultivo de café, granos básicos, pero más posible por las descargas vertidas al río de las zonas urbanizadas y por el uso doméstico (Lavado de ropa y recreación), sin embargo no impide que dichas aguas sean utilizadas por los

pobladores con fines de abrevadero de ganado, riego, pesca y turismo local. Estos resultados se resumen en el siguiente (Cuadro 13).

Cuadro 13. Calificación de la calidad del agua del río Comalapa durante la época lluviosa, utilizando el Índice Biótico de Familias de macroinvertebrados acuáticos modificado para El Salvador IBF-SV-2010.

Sitio	*msnm	*R. F.	*A. F	IBF-SV-2010	Calidad de agua	Interpretación del grado de contaminación orgánica
1	485	30	2,602	6.16	Regular pobre	Contaminación sustancial probable
2	379	33	2,302	6.14	Regular pobre	Contaminación sustancial probable
3	120	34	2,269	6.13	Regular pobre	Contaminación sustancial probable
4	46	32	2,933	5.71	Regular	Contaminación orgánica bastante sustancial es probable
5	23	32	1,391	6.28	Regular pobre	Contaminación sustancial probable
6	10	27	3,091	5.69	Regular	Contaminación orgánica bastante sustancial es probable

*R.F. (Riqueza de Familia); *A.F. (Abundancia de Familia); *msnm. (Metro sobre el nivel del mar).

Las aguas de regular calidad presentan calidad eutrófica moderada u oligotrófica. Sin embargo estos resultados son comparables con los resultados de los análisis físico-químicos y microbiológicos que demuestran un escenario similar calificando todos los sitios con calidad de agua regular (Cuadro 14).

Para determinar la calidad del agua, un método eficiente es la utilización de índices bióticos, estos índices nos permiten una visión más integral y retrospectiva de las cualidades del medio que habitan los organismos acuáticos, además de ser

más efectivos para obtener información sobre la calidad del agua, y al ser aplicado en el río Comalapa durante la época lluviosa, se obtuvieron los índices IBF-SV-2010, considerando la riqueza específica y la abundancia, presentando una mayor sensibilidad al valorar la diversidad biológica para el análisis de la calidad del agua.

En cuanto a la utilización del Índice de Calidad de Agua (ICA), basado en análisis físico-químico y microbiológico, para asignar una clasificación de la calidad del agua, se puede observar que los resultados no presentan igualdad a los obtenidos por el IBF-SV-2010, tomando en cuenta que este método ICA nos da resultados puntuales del momento y no hay sobrestimación de la calidad del agua.

Cuadro 14. Cuadro de comparación de la calidad del agua por los dos métodos ICA y IBF- SV 2010.

Sitio	Valor ICA	Calificación	Valor IBF	Calificación IBF- SV- 2010
1	58.76	REGULAR	6.16	REGULAR POBRE
2	69.88	REGULAR	6.14	REGULAR POBRE
3	58.24	REGULAR	6.13	REGULAR POBRE
4	50.35	MALA	5.71	REGULAR
5	45.01	MALA	6.28	REGULAR POBRE
6	37.75	MALA	5.69	REGULAR

4.5 Guía ilustrada de macroinvertebrados acuáticos del río Comalapa

La guía ilustrada describe uno de los métodos de monitoreo biológico de macroinvertebrados acuáticos indicadores de la calidad ambiental de los ecosistemas acuáticos recolectados en el río Comalapa.

**Universidad de El Salvador
Facultad de Ciencias Agronómicas
Departamento de Protección Vegetal**



**Metodología para el monitoreo rápido
de la calidad ambiental del agua del río
Comalapa.**



**Elaborado por:
Orellana Hernández, Pedro Enrique
Hernández Rivera, Robin Erick**

Ciudad Universitaria, San Salvador, El Salvador, C.A. 2015



Guía rápida de muestreo

La degradación de los recursos acuáticos ha sido motivo de preocupación del hombre en las últimas décadas. Por esta razón, existe un creciente interés por conocer y proteger los ecosistemas fluviales y estudiar sus cambios en el tiempo.



Que es el Bio monitoreo

El Bio monitoreo o monitoreo biológico incluye la identificación y conteo de macro invertebrados acuáticos.

El propósito del Bio monitoreo o monitoreo biológico es valorar rápidamente tanto la calidad del agua como el hábitat.

¿Por qué monitorear Macroinvertebrados Acuáticos?

El grupo más representativo en el Bio monitoreo son los Macroinvertebrados acuáticos; incluye insectos acuáticos, cangrejos y caracoles que viven en varios hábitats de los ríos y quebradas que obtienen su oxígeno del agua. Son utilizados como indicadores de la calidad del agua.

Estos son afectados por todo el estrés que ocurre en los ecosistemas acuáticos, provocado tanto por el hombre como por causas naturales.

La diversidad y abundancia de los Macroinvertebrados Acuáticos encontrados, es una indicación de la calidad ambiental en general o la salud del río o quebrada.



Guía rápida de muestreo

Como usar el Índice Biológico por Familia. (IBF-SV- 2010)

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

$$IBF = \frac{\sum ni \cdot ti}{N}$$

Ejemplo:

Orden	Familia	Sm 1	Sm 2	Sm 3	ni	ti	Ponderación
Diptera	Tipulidae	0	0	3	3	5	0.00859107
	Psychodidae	12	8	31	51	7	0.20446735
	Chironomidae	39	159	41	239	8	1.09507446
Trichoptera	Hydropsychidae	11	0	32	43	5	0.12313860
	Hydroptilidae	9	0	12	21	4	0.04810997
Coleoptera	Elmidae	10	14	15	39	4	0.08934708
	Hydrophilidae	0	3	0	3	7	0.01202749
Ephemeroptera	Leptohephidae	88	154	261	503	6	1.72852234
	Baetidae	227	264	353	844	6	2.90034364
Total (N)					1746	IBF	6.20962199

N = Sumatoria total de individuos, ni = Total de individuos por taxón, ti = Grados de sensibilidad,

Ponderación = Total de individuos por taxón (ni) x Grados de sensibilidad (ti) / Sumatoria total de individuos (N), IBF = Sumatoria de ponderación

Listado de insectos acuáticos presentes en el río Comalapa

Orden Diptera



Dixidae GS 5



Tipulidae GS 5

Orden Diptera



Stratiomyidae GS 6



Empididae GS 6



Dolichopodidae GS 6



Simuliidae GS 6



Tabanidae GS 6



Psychodidae GS 7



Chironomidae GS 8



Ceratopogonidae GS 8



Muscidae GS 9



Ephydriidae GS 9



Sciomyzidae GS 10



Syrphidae GS 10

Orden Coleoptera



Lampyridae GS 3



Ptilodactylidae GS 3



Dryopidae GS 4



Elmidae GS 4



Hydroscaphidae GS 4



Hydraenidae GS 5



Curculionidae GS 6



Staphylinidae GS 6



Dystiscidae GS 7



Hydrophilidae GS 7

Orden Ephemeroptera



Oligoneuridae GS 2



Leptophlebiidae GS 5



Leptohyphidae GS 6



Baetidae GS 6

Orden Trichoptera



Glossosomatidae GS 1



Calamoceratidae GS 2



Lepidostomatidae GS 2



Leptoceridae GS 4



Hydroptilidae GS 4



Hydropsychidae GS 5



Philopotamidae GS 5



Helicopsychidae GS 5

Orden Odonata



Platystictidae GS 1



Libellulidae GS 8



Gomphidae GS 7



Calopterygidae GS 7



Coenagrionidae GS 10

Orden Hemiptera



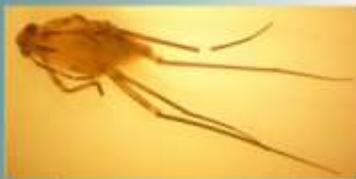
Corixidae GS 5



Saldidae GS 5



Veliidae GS 5



Gerridae GS 6



Belostomatidae GS 7

Orden Lepidoptera



Crambidae GS 5

5. Conclusiones.

- Según el Índice de Calidad del Agua (ICA), en los sitios muestreados uno, dos y tres del río Comalapa presentan calidad del agua Regular y los sitios cuatro, cinco y seis presentan calidad mala, lo que indica que posee restricciones para el contacto humano y limitada vida acuática.
- El IBF-SV-2010 modificado para El Salvador, describe que las aguas del río Comalapa se encuentra con una clasificación de regular a regular pobre, lo que indica que está sometida a una contaminación orgánica sustancial probable.
- Los resultados obtenidos del reconocimiento de macroinvertebrados acuáticos recolectados en el río Comalapa, reflejan una abundancia de 14,553 macroinvertebrados acuáticos, representadas en 10 Órdenes y una riqueza de 50 Familias.
- La abundancia de individuos en los seis sitios muestreados del Orden Ephemeroptera con 7,604 individuos, predominando la familia Baetidae, seguidos del Orden Diptera con 2,112, predominando la familia Chironomidae; el Orden Decapoda con 2,201, Gastropoda con 1,190, y de otros Ordenes que en su mayoría son colectores y filtradores de materia orgánica particulada y habitan en ambientes oligotróficos o mesotróficos.
- El uso de macroinvertebrados acuáticos en la determinación de la calidad ambiental del agua del río Comalapa, mediante el uso del índice biológico por familias (IBF-SV-2010), califica las condiciones de la calidad del agua en forma alternativa con el índice ICA basado en análisis físico-químico y microbiológico del agua de dicho río.

6. Recomendaciones.

Dar a conocer la importancia del índice biológico en el monitoreo de los recursos hídricos de El Salvador a las municipalidades para establecer políticas de acción relacionadas con la recuperación y conservación del recurso hídrico en zonas que están siendo sometidas a diferentes presiones por el incremento de las zonas industriales, zonas urbanas y la modificación de las fronteras agrícolas.

Coordinar con actores locales, municipales y departamentales capacitaciones constantes en el manejo y uso de la metodología rápida de monitoreo de la calidad ambiental del agua.

Establecer con otras instituciones responsables de la vigilancia de los Recursos Naturales, proyectos pilotos de monitoreo en ríos estratégicos para establecer acciones de manejo y recuperación del recurso hídrico.

7. 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/pubalbai1996p203.pdf

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

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

Alonso, A; Camargo, J.A. 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, N.H. ; Sedell, J.R. 1979. Detritus processing by macroinvertebrates in stream ecosystems. Ann. Rev. Entomol. 24: p 351- 377.

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

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, P.D.; Moss, D.; Writh, J.F.; Furse, M.T. 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): p. 333-347.

Auquilla, R.C. 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.

Barcina, I.; González, J.M.; 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): p. 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. (n° 23), CI, p. 59-60.

Brenes, C. 2006. Informe Final de Consultoría. PREPAC-OIRSA. Honduras. 117 p.

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

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

Bonilla de Torres, B.L., Carranza Estrada, F.A., Flores Tensos, J.M., Gonzales C. dl A., Arias de Linares, A.Y. & J.M. Chávez Sifontes. 2010. Metodología analítica para la determinación del índice de calidad del agua (ICA). *En:* Springer, M. & J.M Sermeño Chicas (eds.). 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). SINAI Editores e Impresores, S.a. de C.V., San Salvador, El Salvador. 19 p.

Botello, A.V.; 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, J.W.M.; Hu, D.L. 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 J.R.; Hernández, M.G. 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 J.A.; 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 p.

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

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/articulos-29100_recurso_3.pdf

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

Corbet, P.S. 2004. Dragonflies behavior and ecology of Odonata. University of Edinburgh Scotland, UK. Cornell University Press. p. 16-19.

Corbet, P.S. 1999. Dragonflies behavior and ecology of Odonata. University of Edinburgh. Scotland, UK. 828 p.

Coscarón, S. & Coscarón Arias, C.L. 2007. Neotropical Simuliidae (Diptera: Insecta). In Adis, J., Arias, J.R., Rueda Delgado, G. & K.M. Wantzen (Eds.): Aquatic Biodiversity in Latin America (ABLA). Vol. 3. Pensoft, Sofia-Moscow, 685 p.

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

Cummins, K.W.; Merrit, R.W.; Berg, M.B. 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, K.W.; Klug, J.M. 1979. Feeding ecology of streams invertebrates. Ann. Rev. Ecol. Syst 10. p. 147-172.

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

Chávez Sifontes, J.M; Orantes Guerrero, E.E. 2010. Reconocimiento de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos como alternativa para determinar la calidad del agua del río Sensunapán, Departamento de Sonsonate; El Salvador. C.A; tesis (en línea). Consultado 25 de Noviembre de 2012. Disponible en ri.ues.edu.sv/935/1/13100846.pdf

De la Lanza, G; Hernández S.; Carbajal, J.L. 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, P.L.M. 2006. Biological Monitoring of Rivers. Applications and perspectives. River Monitoring and Assessment Methods Based on Macroinvertebrates. Eds. G. Ziglio; M Siligardi; G. Flaim. Inglaterra. WILEY. p. 118-128.

DNR (Department of Natural Resources, US); 2004a. Manual monitoreo biológico y químico arroyos, Trad. RL Vizcaíno. Georgia US. 14 p.

DNR (Department of Natural Resources, US). 2004b. Maryland freshwater Benthic Macroinvertebrates (en línea). Consultado 25 mar. 2009. Disponible en http://www.dnr.state.md.us/streams/pubs/benthic_macroinvertebrates.pdf

Donald M. West. 2005, Fundamento de Química Analítica. Octava edición. p. 629-631.

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.

Dominguez, E., Molineri, Pescador, M.L., Hubbard, M.D. & C. Nieto. 2006. Ephemeroptera of South America. In: Adis,J., Arias, J.R., Rueda Delgado, G & . K.M. Wantzen (Eds.): Aquatic Biodiversity in Latin America (ABLA). Vol. 2. Pensoft, Sofia-Moscow, 646 p.

ECONOMIST. 1998. Dirt poor: A survey of development and the environment. Economist, Mar. 21, 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, J.L. 2004. Organismos Indicadores de la calidad del agua y de la contaminación (Bioindicadores). 2° edición. Plaza y Valdez s.a. de s.v., México. 633 p.

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

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.

Gutiérrez Fonseca, P.E. 2010. Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos del Orden Coleoptera en El Salvador. *En:* Springer, M & J.M. Sermeño Chicas (eds.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 64 p.

Gutiérrez Fonseca, P.E., Sermeño Chicas, J.M., & J.M. Chávez Sifontes. 2010. Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos inmaduros del Orden Plecoptera en El Salvador. *En:* Springer, M (ed.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 14 p.

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

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

Hernandez Martínez, M.A., Pérez, D., Serrano Cervantes, L., Sermeño Chicas, J.M., Paniagua Cienfuegos, M.R., Springer, M. & A.J. Monterrosa Urias. 2010. Atlas geográfico de los insectos acuáticos indicadores de calidad ambiental de aguas de los ríos de El Salvador. *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. 104 p.

Hernández, R.E. 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. p. 34-35.

Hilsenhoff, W.L. 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

Huryn, A.D.; Wallace, J.B.; Anderson, N.H. 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

Jill, S; Baron, N; LeRoy Poff, P.L.; Angermeier C.N.; Dahm, PH.; Gleick, N.G.; Hairston, R.B.; Jackson, C.A.; Johnston, B.D.; Steinman, R.; Steinman, A. D. 2003. Sustaining Healthy Freshwater Ecosystems. *Issues in Ecology.* Ecological Society of America. Washington DC. US. no 18: p 1-18

Lenntech, B.V. 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.

López Sorto, R.E., Sermeño Chicas, M.J., & D. Pérez. 2010. Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos inmaduros de los Ordenes Megaloptera y Neuroptera en El Salvador. *En:* Springer, M (ed.). *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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 17 p.

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.

Menjivar Rosa, R.A. 2010. Guía ilustrado para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos del Orden Diptera en El Salvador. *En*: Springer, M & J.M. Sermeño Chicas (eds.). *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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 50 p.

Merrit, R.W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. 1978. *An introduction to the aquatic insects of North America*. Kendall-Hunt Publishing Company. Ohio, USA. 1158 p.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Burton, T.M. 1984. The role of aquatic insect in the processing and cycling of nutrients. *The ecology of aquatic insects*. Preager Publishing, 625 p.

Merrit, R.W.; Lawson, D.L. 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. 625 p.

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.

MINSAL. (Ministerio de Salud, SV). 2008 Norma salvadoreña obligatoria NSO 13.07.01:08, AGUA, AGUA POTABLE. (Segunda actualización), Publicada en el Diario Oficial el 12 de Junio de 2009, tomo 383 Número 109. Consultado el 29 de Septiembre de 2013. Disponible en: http://usam.salud.gob.sv/archivos/pdf/normas/NORMA_AGUA_POTABLE_2_a.pdf

Minshall, G.W.; Minshall, J.N. 1978. Further evidence on the rol of chemical factors in determining the distribution of benthic invertebrates in the River Duddon. *Arch. Hydrobiol.* 83: p. 324-355.

Mill, P.J.; Pickard, R.S. 1975. "Jet-propulsion in anisopteran dragonfly larvae". *Journal of Comparative Physiology A: Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology* 97 (4): p. 329–338.

Moller Andersen, N. 1982. *The Semiaquatic Bugs*. In *Phylogeny, Adaptation, Biogeography and Classification*. Vol. 3. Scandinavian Science Pres Ltd. 455 p.

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. 20 p.

MSPAS (Ministerio de Salud Pública y Asistencia Social). 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 outcrop community in a piedmont stream. *Limnol. Oceanogr.* 7: p. 396-413.

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

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

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

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>

Pacheco-Chaves, B. 2010. Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos del Orden Hemiptera en El Salvador. En: Springer, M. J.M. Sermeño Chicas (eds.). *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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 49 p.

Prat, N.; Ward, J.V. 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>

Rivera, R.A. 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 Pérez, G.A. 2003. Bioindicación de la calidad del agua en Colombia. Uso del Método BMWP/Col. Universidad de Antioquia. Colombia 130 p.

Roldán Pérez, G.A. 1988. Guía para el estudio de los macroinvertebrados acuáticos del Departamento de Antioquia. Editorial Presencia Ltda. Bogota, Colombia. 217 p.

Rosenberg, D.M.; Resh, V.H.; King, R.S. 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, R.I. 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 Chicas, J. M., Serrano Cervantes, L., Springer, M., Paniagua Cienfuegos, M. R., Pérez, D., Rivas Flores, A. W., Menjivar Rosa, R. A., Bonilla de Torres, B. L., Carranza Estrada, F. A., Flores Tenso, J. M., Gonzales, C. dIA., Gutierrez Fonseca, P. E., Hernández Martínez, M. A., Monterrosa Urias, A. J., Arias de Linares, A. Y., 2010a. 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. 43 p.

Sermeño Chicas, J. M., Pérez, D., Muños Aguillón, S.M., Serrano Cervantes, L., Rivas Flores, A.W. & A.J. Monterrosa Urias. 2010b. Metodología estandarizada de muestreo multi-habitat de macroinvertebrados acuáticos mediante el uso de la Red "D" en ríos de EL Salvador. Proyecto Universidad de el salvador (UES)-Organización de los Estados Americanos (OEA). SINAI Editores e Impresores, S.A de C.V., San Salvador, El Salvador. 26 p.

Sermeño Chicas, J. M., Pérez D. & P.E. Gutiérrez Fonseca. 2010c. Guía ilustrado para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos inmaduros del Orden Odonata en El Salvador. *En:* Springer, M. (eds.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 38 p.

Serrano Cervantes, L. & A. Zepeda Aguilar. 2010a, Guía ilustrada para el estudio ecológico y entomológico de los insectos acuáticos inmaduros del Orden Ephemeroptera en El Salvador. *En:* Springer, M., Sermeño Chicas, J.M. & D. Vásquez Acosta (eds.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 29 p.

Serrano Cervantes, L. & A. Zepeda Aguilar. 2010b. Guía ilustrada para el estudio ecológico y entomológico de los insectos acuáticos inmaduros del Orden Lepidoptera en ríos de El Salvador. *En:* Springer, M & J.M. Sermeño Chicas (eds.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 16 p.

Suárez, M.L.; Vidal-Abarca, M.R.; Sánchez-Montoya, M.M.; 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. p. 19-30

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 mayo. 2009. Disponible en www.snet.gob.sv/Hidrologia/Documentos/calculoICA.pdf

SNET (Servicio Nacional de Estudios Territoriales, SV). 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.

Springer, M. Serrano Cervantes, L. & A. Zepeda Aguilar. 2010. Guía ilustrada para el estudio ecológico y taxonómico de los insectos acuáticos inmaduros del Orden Trichoptera. *En:* Sermeño Chicas, J.M. (ed.). 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). SINAI Editores e impresores, S.A. de C.V., San Salvador, El Salvador. 47 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, J.L., Moyá, G., Ramon, G., Suárez, M.L., Vidal-Abarca, M.R., Álvarez, M., Pardo, I. 2002. Calidad de las aguas de los ríos mediterráneos del proyecto GUADALMED. Características físico-químicas. *Limnetica* 21: p. 63-75.

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

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, R.L. ; Minshall, G.W. ; Cummins, K.W. ; Sedell, J.R.; Cushing, C.E.1980. The river continuum concept. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*37: p. 130-137.

Wallace, J.B. ; Wedster, J.R. 1996. The role of Macroinvertebrates in Stream Ecosystem Function. *Ann. Rev. Entomol.* 41: p. 115-139.

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

Williams, D.D. ; Felmate, B.W. 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.

8. Anexos

Anexo 1. Hoja de campo bio-monitoreo



UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL



RECONOCIMIENTO DE MACROINVERTEBRADOS
ACUATICOS PARA DETERMINAR LA CALIDAD AMBIENTAL
DEL AGUA DEL RÍO COMALAPA, DEPARTAMENTO LA PAZ,
EL SALVADOR

Protocolo de campo
Datos generales.

Nombre del Río: _____	Núm. Registro: _____
Localización: _____ _____	
Uso del Curso del Agua: _____	
Fecha y hora de muestreo: _____	

Recolectores: _____ _____
Acompañantes en el muestreo: _____
Etapas del Proyecto: __ Inicio, __ Desarrollo, __ Cierre
Duración del muestreo: _____, Numero de Sitios Muestreados: _____
Técnica del Muestreo: __ Red "D", __ Colador,
Otros Muestras: Ictiológicos __ Si __ No, Responsable: _____
Especificación: __ Diatomeas (Lavado y Cepillado de piedras), __ Microbiológico (Coliformes Fecales).
Otros: _____

Comentarios ú Observaciones: _____ _____ _____ _____
--



UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL



Protocolo de campo
Detalles del sitio.

Número de Registro: _____, Nombre del Sitio: _____
 Coordenadas GPS: _____ y _____, Altitud: _____ msnm.
 Fotografías del Sitio: __ Si, __ No

Tipo de Curso: __ Inicial, __ Medio, __ Bajo, __ Desembocadura. Lentico __, Lotico __
 Ancho aproximado: _____ mt. Profundidad aproximada: _____ mt.
 Velocidad del agua: ____ Rápida, ____ Moderada, ____ Lenta, ____ Estancada.
 Tipo de sustrato: ____ Concreto, ____ Piedra- arena gruesa, ____ Arena, ____ Sedimento arcilla limoso
 Presencia de Rocas: ____ Muy Grandes, ____ Grandes, ____ Mediano, ____ Pequeñas.
 Superficie de las Rocas: ____ Limpias, ____ con crecimiento de periphyton (Algas), ____ Musgo.
 En el sitio hay: ____ Hojarasca, ____ Troncos y ramas sumergidas, ____ Raíces sumergidas.
 Otra Fauna: ____ Renacuajos, ____ Peces, ____ Camarones, ____ Cangrejos, ____ Caracoles.
 Color del Agua: _____, Olor del Agua: _____ Presencia de: ____ Espuma, ____ Aceites, ____
 Org. Muertos, ____ Des. Sólidos

Otras Observaciones: _____

Vegetación de la Orilla: _____, Vegetación dentro del Agua _____
 Exposición: ____ 100% Sombra, ____ Sombra con Ventanas, ____ Grandes Claros, ____ 100% Expuesto.
 Comentarios ú Observaciones _____

Anexo 2. Hoja de anotaciones Análisis Microbiológico

ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO DEL AGUA DEL RÌO COMALAPA, número más probable de Coliformes fecales.

Sitio de muestreo	Diluciones	Presencia de C. Totales	Presencia de C. Fecales	Combinación de positivos	Valor bajo La curva NMP/100 ml.
1	10 ml.	+++++	++++_	4	600
	1 ml.	+++++	+ _ +	3	
	0.1 ml.	+ _ ++	-----	0	
2	10 ml.	+++++	+++++	5	4.0
	1 ml.	+++++	+ _ +	3	
	0.1 ml.	+++++	-----	0	
3	10 ml.	+++++	++++_	4	300
	1 ml.	+++++	+ _ +	3	
	0.1 ml.	+++++	----+	1	
4	10 ml.	+++++	++++_	4	3,000
	1 ml.	+++++	----+	1	
	0.1 ml.	+++++	-----	0	
5	10 ml.	+++++	- + +	2	9,000
	1 ml.	+++++	----+	1	
	0.1 ml.	+++++	----+	1	
6	10 ml.	+++++	- + +	2	9,000
	1 ml.	+++++	- + +	2	
	0.1 ml.	+++++	-----	0	

Simbología: (+) Positivo, (-) Negativo.

Anexo 3. Índice de Numero más Probable (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	29
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	-----	-----

Figura Anexo 4. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 1, en la época lluviosa

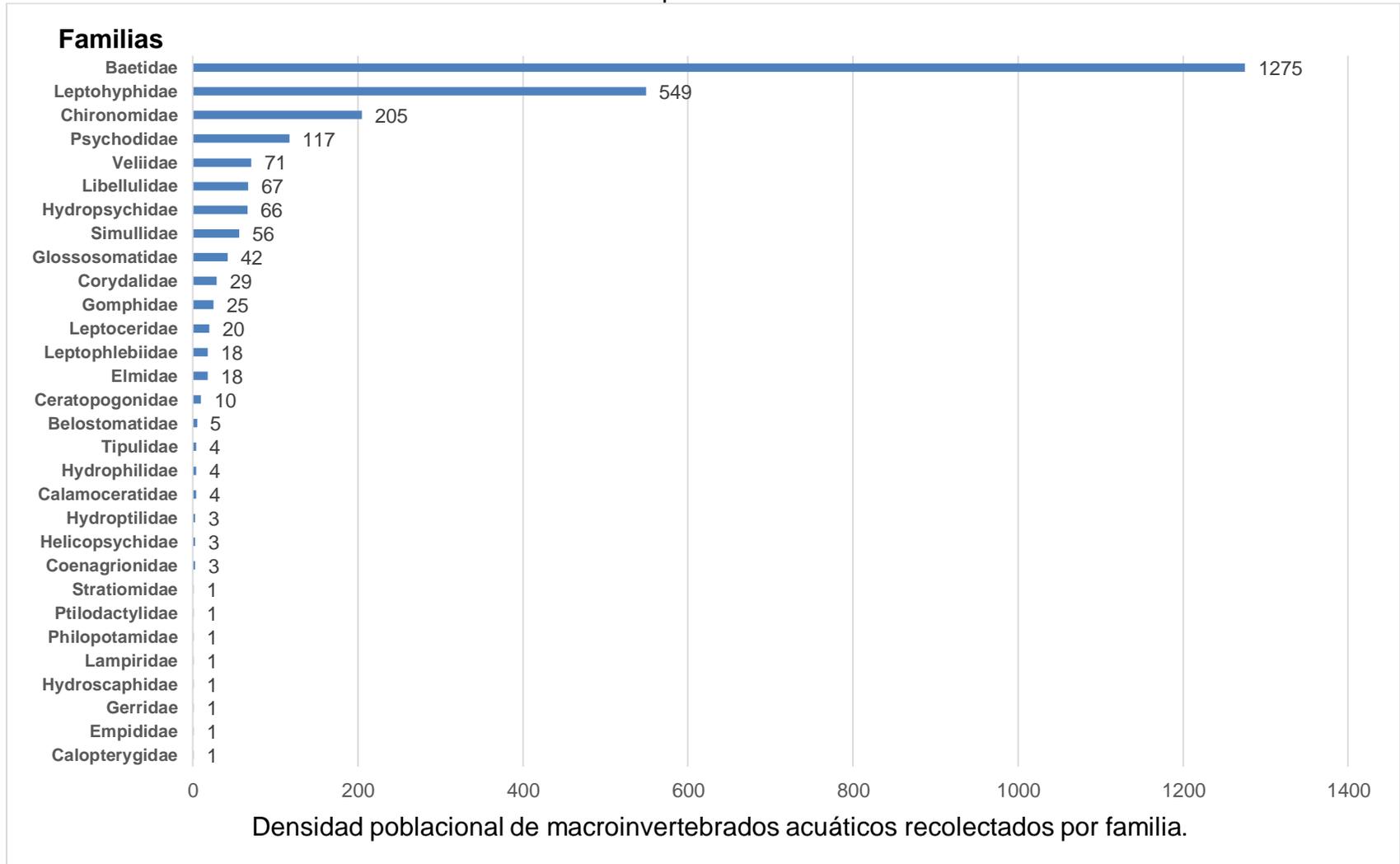


Figura Anexo 5. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 2, en la época lluviosa

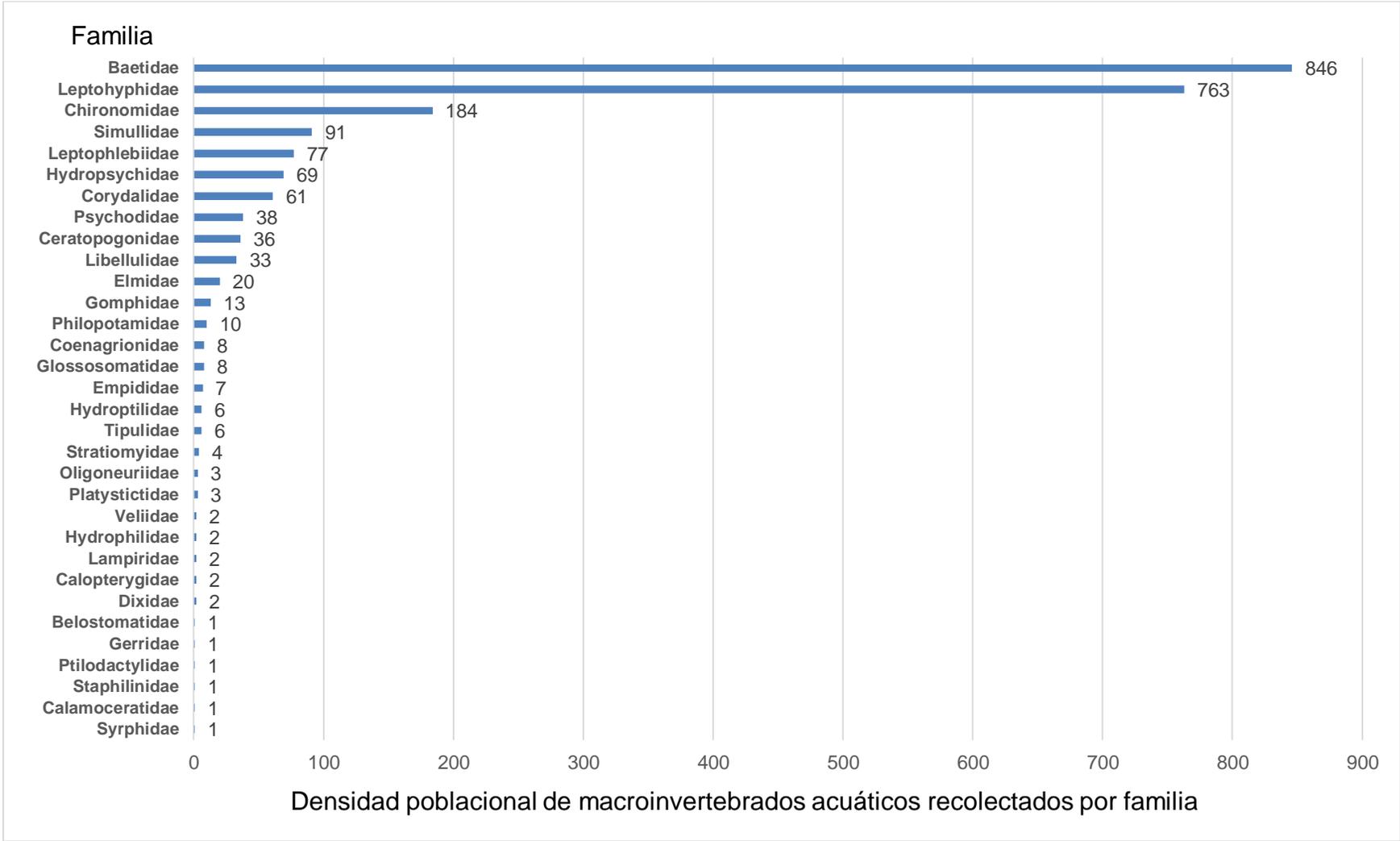


Figura Anexo 6. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 3, en la época lluviosa

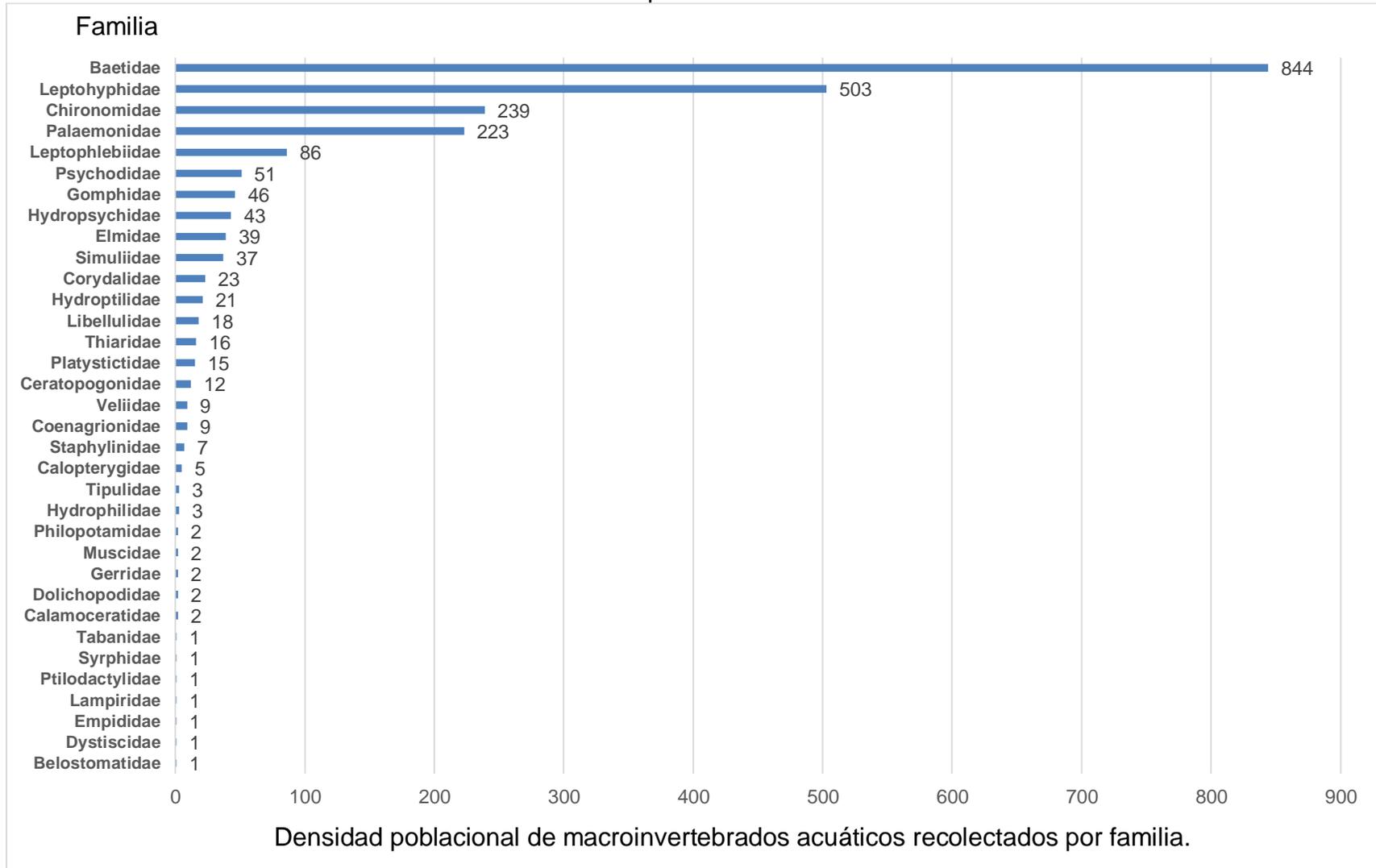


Figura Anexo 7. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 4, en la época lluviosa

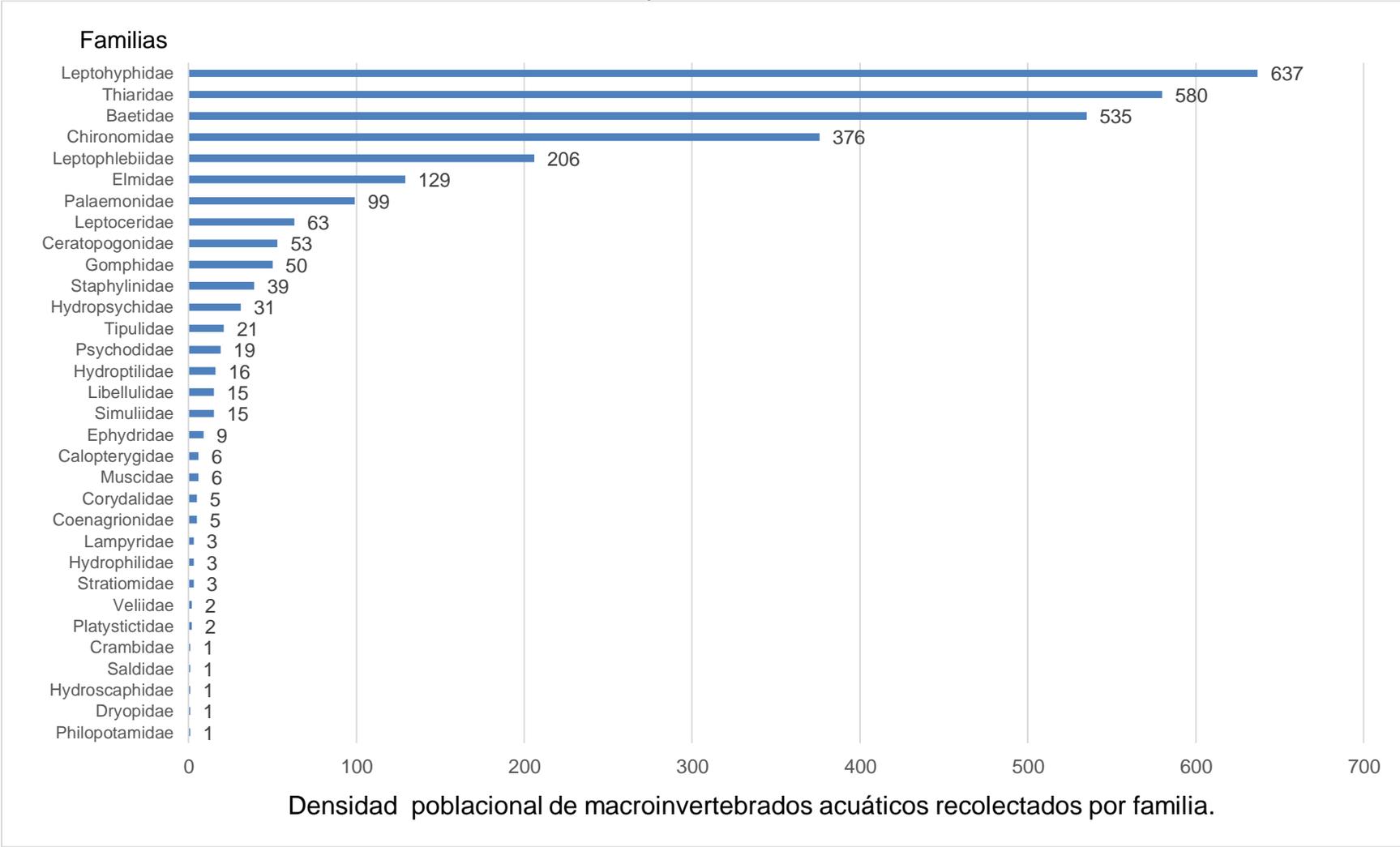


Figura Anexo 8. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 5, en la época lluviosa

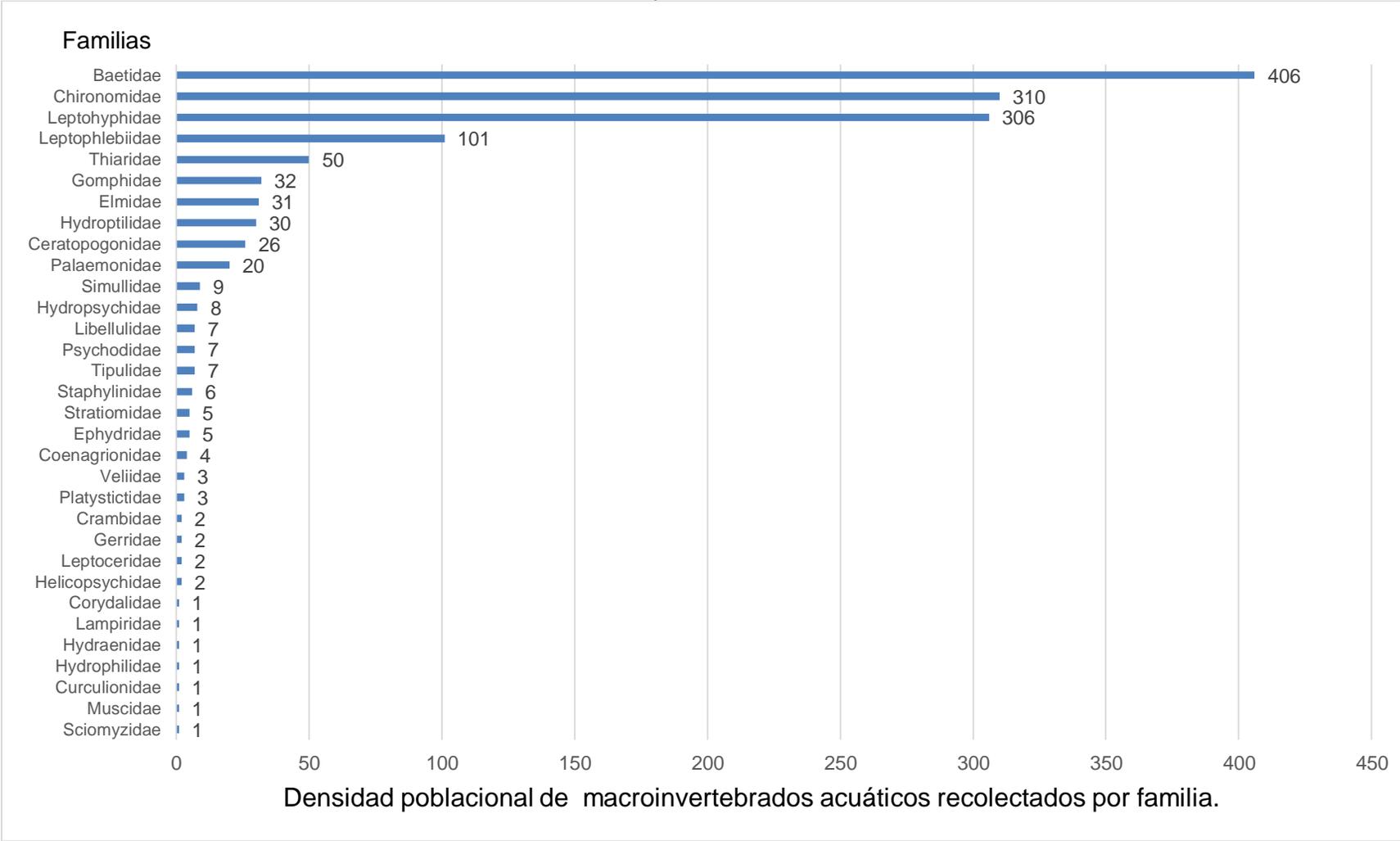


Figura Anexo 9. Densidad poblacional por familia de macroinvertebrados acuáticos recolectados, sitio de muestreo 6, en la época lluviosa

