



COMISION NACIONAL  
DEL AGUA

# **Guía para la Colecta, manejo y las Observaciones de Campo para Bioindicadores de la Calidad del Agua**

Subdirección General Técnica  
Gerencia de Saneamiento y Calidad del Agua



**COMISION NACIONAL  
DEL AGUA**

---

---

**SUBDIRECCIÓN GENERAL TÉCNICA  
GERENCIA DE SANEAMIENTO Y  
CALIDAD DEL AGUA**

**GUÍA PARA LA COLECTA, MANEJO Y  
LAS OBSERVACIONES DE CAMPO PARA  
BIOINDICADORES DE LA CALIDAD DEL  
AGUA**

**OCTUBRE 2004**

---

---

**Comisión Nacional del Agua**

**Guía para la colecta, manejo y las observaciones  
de campo para bioindicadores de la  
calidad del agua**

**Comisión Nacional del Agua.- México: CNA, 2004**

**Coordinación:**

**Comisión Nacional del Agua**

**D.R.**

**©Comisión Nacional del Agua  
Av. Insurgentes Sur 2416  
Col. Copilco El Bajo  
04360, México, DF**

**ISBN 968-817-694-X**

**Impreso en México – Printed in Mexico**

## **DIRECTORIO**

**LIC. CRISTÓBAL JAIME JÁQUEZ**

Director General

**DR. FELIPE I. ARREGUÍN CORTÉS.**

Subdirector General Técnico

**ING. CÉSAR O. RAMOS VALDÉS**

Subdirector General de Infraestructura Hidroagrícola

**ING. JESÚS CAMPOS LÓPEZ**

Subdirector General de Infraestructura Hidráulica Urbana

**LIC. ALFONSO SALINAS RUIZ**

Subdirector General de Administración del Agua

**ING. CÉSAR HERRERA TOLEDO**

Subdirector General de Programación

**ING. CÉSAR COLL CARABIAS**

Subdirector General de Administración

**LIC. BLANCA A. MENDOZA VERA**

Subdirectora General Jurídica

**ING. JOSÉ LUIS ADAME DE LEÓN**

Subdirector General de Gerencias Regionales

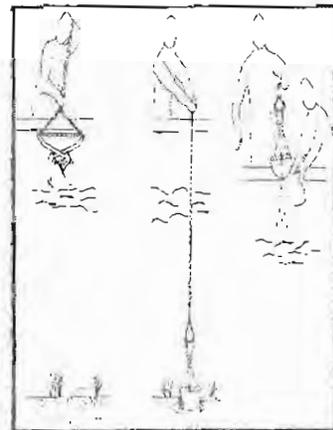
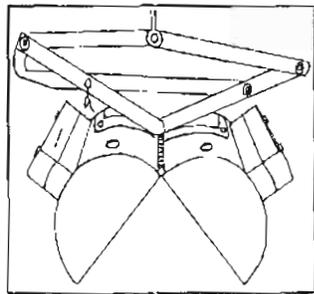
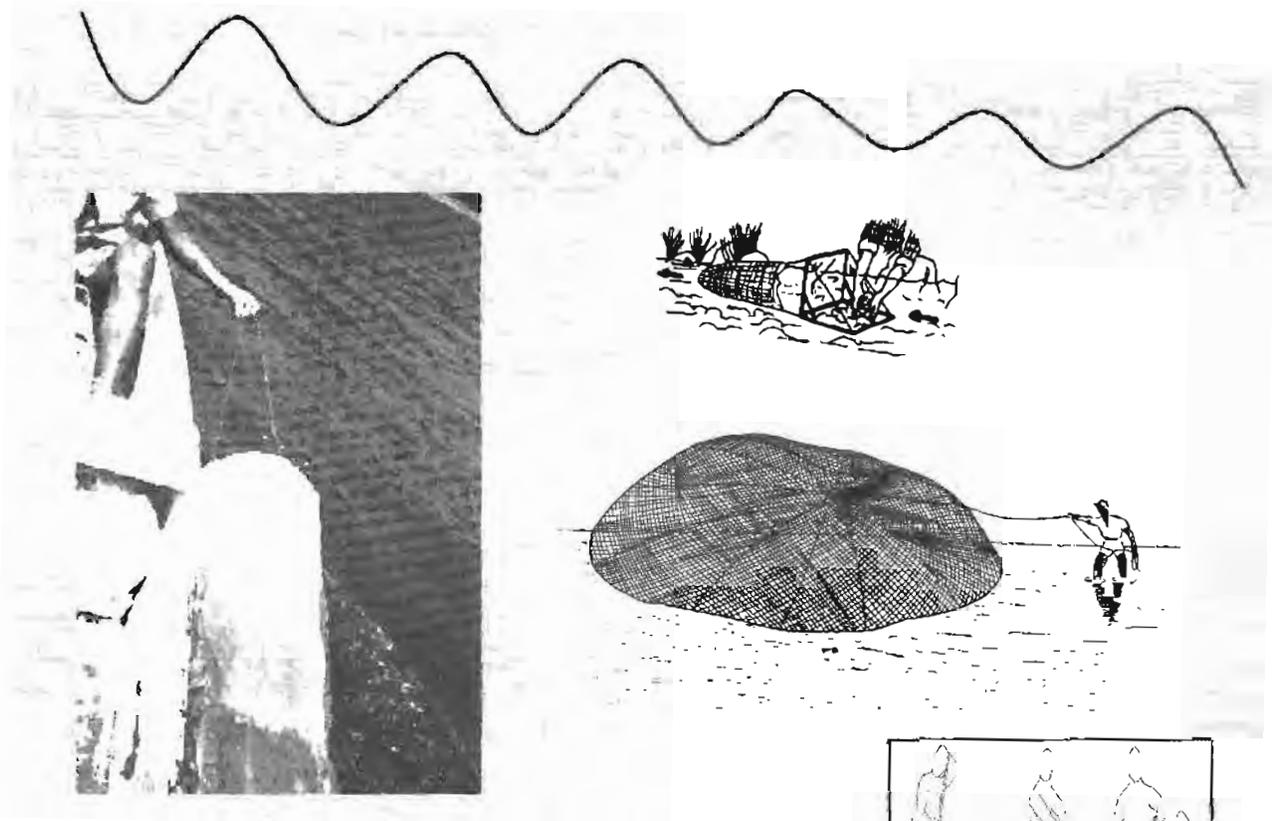
**COORDINACIÓN DEL MANUAL**

**ING. ENRIQUE MEJÍA MARAVILLA**

Gerente de Saneamiento y Calidad del Agua.



# GUÍA PARA LA COLECTA, MANEJO Y LAS OBSERVACIONES DE CAMPO PARA BIOINDICADORES DE LA CALIDAD DEL AGUA.



## **ELABORACIÓN**

### **INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM**

**COORDINADORA: GUADALUPE DE LA LANZA ESPINO<sup>1</sup>**  
**FITOPLANCTON: JOSÉ LUIS MORENO<sup>2</sup>**  
**ALGAS Y VEGETACIÓN ACUÁTICA: JOSÉ LUIS GODÍNES<sup>3</sup>**  
**PECES: LETICIA HUDOBRO CAMPOS<sup>4</sup>**  
**CRUSTÁCEOS Y POLIQUETOS: JORGE LUIS HERNÁNDEZ<sup>5</sup>**  
**MOLUSCOS: ROBERTO PÉREZ RODRÍGUEZ<sup>6</sup>**  
**INSECTOS: JUAN CARLOS SANDOVAL<sup>7</sup>**  
**PARÁSITOS: DAVID OSORIO MORENO SARABIA<sup>8</sup>**  
**APOYO TÉCNICO SALVADOR HERNANDEZ<sup>9</sup>**

### **REVISIÓN TÉCNICA COMISION NACIONAL DEL AGUA**

**ENRIQUE MEJÍA MARAVILLA<sup>10</sup>**  
**JESÚS GARCÍA CABRERA<sup>11</sup>**  
**IGNACIO D. GONZALEZ MORA<sup>12</sup>**  
**ALICIA VÁZQUEZ MARTÍNEZ<sup>13</sup>**

## **AGRADECIMIENTO**

Deseamos hacer un especial reconocimiento a la Dra. Guadalupe de la Lanza Espino del Instituto de Biología de la UNAM, por su dedicación en el presente trabajo. Agradecemos el apoyo de los colaboradores de la Jefatura de Proyecto de la Red Nacional de Monitoreo: Martha Zamudio Díaz, Graciela Martínez Serratos, Martha L. Otero López y Javier Viramontes Navarro.

- 1 Investigadora del Instituto de Biología, UNAM
- 2 Investigador del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM
- 3 Investigador del Instituto de Biología, UNAM
- 4 Investigador del Instituto de Biología, UNAM
- 5 Investigador de la Secretaría de Marina, Dirección de Oceanografía Naval.
- 6 Investigador del Departamento del Hombre y su Ambiente, UAM-Xochimilco.
- 7 Investigador de la Universidad Autónoma de Morelos.
- 8 Investigador del Instituto de Biología, UNAM
- 9.-Técnico Académico del Instituto de Biología, UNAM
- 10 Gerente de Saneamiento y Calidad del Agua, CNA
- 11 Subgerente de Laboratorios y Monitoreo, CNA.
- 12 Jefe de Proyecto de la Red Nacional de Monitoreo, CNA
- 13 Especialista en Hidráulica de la Red Nacional de Monitoreo, CNA

## PRÓLOGO

La Comisión Nacional del Agua (CNA), en cumplimiento del artículo 9 fracción XI de la Ley de Aguas Nacionales, que le confiere las atribuciones para "promover y, en su caso, realizar la investigación científica y el desarrollo tecnológico en materia de agua y la formación y capacitación de recursos humanos", inició desde 1998 el desarrollo de la propuesta de indicadores biológicos de contaminación para la evaluación de la calidad del agua, con el fin de establecer enfoques integrativos que permitan llevar a cabo evaluaciones confiables de la calidad del recurso en los diversos cuerpos de agua del país.

Por tal motivo, se consideró necesario iniciar la difusión de los métodos de trabajo concernientes a los indicadores biológicos, que de modo indefectible, están relacionados con las condiciones prevalecientes en los diferentes ambientes acuáticos. Estos métodos, específicos para los grupos de organismos más importantes, le permitirán al personal técnico interesado en el recurso, realizar estudios con sólidos fundamentos del quehacer biológico.

La síntesis de los datos biológicos y los obtenidos con otras aproximaciones, dará como resultado una interpretación integral de la calidad del agua en el ámbito local o regional, y consecuentemente, a nivel nacional.

De esta manera, el manual de **Bioindicadores de la Calidad del Agua**, representa la herramienta básica en el muestreo y en la evaluación de impactos en los sistemas acuáticos, bajo la perspectiva del uso y aplicación del material biológico.

## INTRODUCCIÓN

Los problemas que enfrenta el monitoreo integral de la calidad del agua son de diferentes tipos, desde elegir el material para muestrear agua, sedimentos y organismos, hasta la identificación *in situ* o en el laboratorio de los especímenes colectados. Muchos de los conflictos en la interpretación de los resultados, tanto en el ámbito biótico como abiótico, parten de una mala elección del equipo y materiales de colecta, de la manipulación de las muestras y su transporte al laboratorio; y más aún, de los elementos ambientales que deben registrarse y que influyen en las características y composición del agua, y en consecuencia, en los organismos.

Los registros de los elementos ambientales que deben ser generados, son el tipo de agua (dulce, salobre o marina); su condición, estancada o corriente; su color; olor; el material en suspensión; el tipo de sustrato (suelo, sedimentos, rocas) y su color; la presencia de organismos muertos; el estado del tiempo; el clima; los asentamientos humanos e industriales de cualquier tipo; entre otros.

Cuando se trabaja con bioindicadores, para cada grupo de organismos, el equipo y los materiales para su colecta, los registros ambientales y su integración para la interpretación final de los resultados, varían. Por este motivo, se hizo necesario el establecimiento de manuales generales o individuales que respondan a los grupos específicos: peces, crustáceos (u organismos bentónicos), moluscos, insectos, algas y vegetación, fitoplancton y parásitos, que requieren el cumplimiento de necesidades metodológicas particulares.

Inicialmente se explicará en forma general los elementos que hay que tomar en cuenta para llevar a cabo un monitoreo biótico-abiótico básico y posteriormente, se presentará lo necesario para cada grupo biológico.

Para lograr un mejor entendimiento del tema, es aconsejable leer todo el documento ya que cada capítulo, una vez cubierto el contenido básico, presenta aportaciones que su autor consideró relevantes. Esta lectura general dará al interesado un panorama completo de lo que representa el monitoreo biológico. De manera práctica, el lector puede consultar cada capítulo en particular, de manera independiente, según sus necesidades y encontrar todos los elementos que lo apoyarán para realizar un muestreo biológico adecuado.

## **TABLA DE CONTENIDO**

1. BREVES LINEAMIENTOS DE MATERIALES, EQUIPO, OBSERVACIONES Y COLECTA DE BIOINDICADORES PARA CALIDAD DEL AGUA .....	1
1.1 LINEAMIENTOS.....	1
1.1.1 Observaciones visuales.....	1
1.1.1.1 El color .....	1
1.1.1.2 Dinámica superficial del agua .....	1
1.1.1.3 Indicadores de contaminación.....	1
1.1.1.4 Registros de la orilla.....	2
1.1.1.5 Otras condiciones.....	2
1.1.2 Registros vivos .....	2
1.1.3 Dónde muestrear .....	4
1.1.4 Material y equipo general.....	7
1.1.5 Cómo presentar los resultados .....	8
1.1.6 Interpretación de resultados .....	9
1.1.7 Referencias.....	9
2. FITOPLANCTON.....	10
2.1 INTRODUCCIÓN .....	10
2.2 OBJETIVOS .....	11
2.2.1 Generales .....	11
2.2.2 Particulares.....	11
2.3 RECOLECTA DE MATERIALES.....	14
2.4 PREPARACIÓN DE MUESTRAS .....	21
2.5 OBSERVACIONES CON MATERIAL VIVO, FIJADO O TEÑIDO .....	22
2.6 TRATAMIENTO DE MUESTRAS VIVAS .....	23
2.7 ANÁLISIS CUALITATIVO.....	24
2.7.1 Lugol .....	24
2.7.2 Tinción .....	24
2.7.3 Preparaciones permanentes.....	25
2.7.4 Análisis ultraestructural.....	27
2.8 ANÁLISIS CUANTITATIVO.....	29
2.9 REFERENCIAS .....	34
3. ALGAS Y VEGETACIÓN ACUÁTICA.....	39
3.1 INTRODUCCIÓN .....	39
3.2 CÓMO PLANEAR UN MUESTREO .....	40
3.2.1 El objetivo .....	40
3.2.2 Las localidades .....	41
3.2.3 Conocimientos previos del medio.....	42
3.2.4 Confeccionar la lista de material .....	42
3.2.5 Las medidas de seguridad.....	43
3.2.6 Dónde y cuándo hacer un muestreo.....	45
3.2.7 Definir las estaciones y frecuencia del muestreo.....	45
3.2.8 Cuáles parámetros muestrear .....	46

3.2.8.1 Variables o parámetros ambientales.....	46
3.2.9 Parámetros de la vegetación acuática béntica .....	48
3.2.10 Otros parámetros importantes .....	49
3.2.11 Abundancia y densidad.....	53
3.2.12 Diversidad.....	54
3.2.13 Cómo recolectar la vegetación acuática .....	55
3.2.14 Cómo registrar la colecta .....	57
3.2.14.1 Etiquetas .....	57
3.2.14.2 Hoja de registro .....	58
3.2.15 Cómo preservar y conservar.....	58
3.3 REFERENCIAS .....	60
3.4 APÉNDICE I .....	61
3.5 APÉNDICE II .....	62
3.6 APÉNDICE III .....	63
3.7 APÉNDICE IV.....	65
4. PECES .....	66
4.1 INTRODUCCIÓN .....	66
4.2 IMPORTANCIA DEL MUESTREO .....	66
4.3 CÓMO PREPARAR EL MATERIAL Y EQUIPO DE COLECTA .....	67
4.4 CÓMO PLANEAR EL MUESTREO.....	67
4.4.1 Delimitación del área de estudio.....	67
4.4.2 Revisión de la literatura .....	68
4.4.3 Identificación y evaluación del ambiente.....	68
4.4.4 Lista de especies .....	68
4.4.5 Artes de pesca.....	68
4.4.6 Tamaño de la captura .....	69
4.5 MATERIAL Y EQUIPO .....	69
4.6 SELECCIÓN DE ARTES DE PESCA.....	70
4.6.1 Red de chinchorro .....	71
4.6.2 Redes agalleras.....	72
4.6.3 Atarraya .....	74
4.6.4 Trampas.....	75
4.6.5 Anzuelos.....	75
4.6.6 Líneas de anzuelos.....	76
4.6.7 Fisga.....	77
4.6.8 Red de cuchara .....	78
4.7 IDENTIFICACIÓN DE LOS SITIOS DE COLECTA.....	80
4.7.1 Selección de los sitios de colecta .....	80
4.7.1.1 Aguas rápidas .....	81
4.7.1.2 Aguas lentas .....	81
4.8 MUESTREO .....	81
4.8.1 Toma de datos de colecta.....	81
4.8.2 Parámetros ecológicos .....	82
4.8.3 Registro de captura de peces .....	83
4.9 CALIDAD DEL AGUA.....	84
4.9.1 Profundidad de captura.....	84

4.9.2	Velocidad de la corriente .....	85
4.9.3	Sustrato y vegetación .....	85
4.9.4	Hábitat .....	85
4.9.5	Recolecta de organismos .....	86
4.9.6	Descripción e identificación de las especies.....	86
4.9.7	Etiquetación .....	89
4.9.8	Consideraciones generales para preservar peces.....	91
4.9.8.1	Fijación de los ejemplares.....	91
4.9.8.2	Peces pequeños.....	92
4.9.8.3	Peces grandes .....	92
4.9.9	Transportación de la colecta al laboratorio .....	93
4.9.10	Conservación definitiva.....	94
4.10	REFERENCIAS .....	94
5.	CRUSTÁCEOS Y POLIQUETOS .....	97
5.1	INTRODUCCIÓN .....	97
5.2	DEFINICIÓN DE BENTOS.....	97
5.3	CLASIFICACIÓN DEL BENTOS .....	98
5.4	CARACTERÍSTICAS DE LAS ZONAS ESTUARINAS .....	98
5.5	SEDIMENTOS.....	99
5.6	CONTAMINANTES QUE LLEGAN AL BENTOS .....	100
5.7	SELECCIÓN DEL SITIO DE MUESTREO.....	102
5.8	MATERIAL MÍNIMO NECESARIO .....	103
5.8.1	Material .....	103
5.9	MUESTREO EN EL BENTOS .....	103
5.9.1	Cuadrantes .....	104
5.9.2	Dragas .....	104
5.9.2.1	Dragas de arrastre .....	104
5.9.2.2	Dragas de punto fijo .....	105
5.9.3	Nucleadores.....	109
5.10	DATOS DE CAMPO .....	109
5.11	PROCESO DE MUESTRAS.....	110
5.12	GRUPOS BIOLÓGICOS Y RECONOCIMIENTO .....	112
5.12.1	Phylum Nematoda .....	112
5.12.2	Clase Polychaeta.....	113
5.12.3	Clase Crustacea .....	114
5.12.4	Orden Decapoda .....	115
5.12.5	Orden Tanaidacea .....	116
5.12.6	Orden Isopoda .....	117
5.12.7	Orden Amphipoda.....	118
5.13	FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE MUESTRAS .....	119
5.13.1	Poliquetos .....	119
5.13.2	Crustáceos.....	120
6.	MOLUSCOS .....	123
6.1	INTRODUCCIÓN .....	123
6.2	LOS MOLUSCOS Y EL HOMBRE .....	124
6.2.1	¿Qué son los moluscos? .....	125

6.3 DIAGNÓSTIC DE LAS CLASES DE MOLUSCOS .....	125
6.3.1 Clase Gastropoda ("Caracoles" y "babosas") .....	125
6.3.2 Clase Pelecypoda o Lamellibranchia ("Ostiones", "Ostras", "Almejas") .....	126
6.3.3 Clase Cephalopoda ("Pulpos", "Calamares", "Sepias") .....	128
6.3.4 Clase Amphineura ("Quitones") .....	129
6.3.5 Clase Scaphopoda ("Colmillos") .....	129
6.4 TÉCNICAS Y CRITERIOS PARA COLECTAR .....	130
6.5 MATERIAL Y EQUIPO RECOMENDABLE PARA LA RECOLECCIÓN DE MOLUSCOS .....	131
6.6 REGISTROS DE CAMPO .....	133
6.7 COLECTA DE MOLUSCOS .....	133
6.7.1 Colecta de gastrópodos marinos .....	133
6.7.2 Colecta de gastrópodos dulceacuícolas .....	136
6.7.3 Colecta de caracoles terrestres .....	136
6.7.4 Procesamiento de gastrópodos colectados .....	136
6.7.5 Colecta de pelecípodos .....	138
6.7.6 Colecta de cefalópodos .....	139
6.7.7 Colecta de anfineuros .....	141
6.7.8 Colecta de escafópodos .....	142
6.7.9 Anestesia de moluscos .....	142
6.8 LOS MOLUSCOS COMO INDICADORES DE CONTAMINACIÓN .....	143
6.9 CLAVE BÁSICA PARA IDENTIFICAR A LOS MOLUSCOS .....	144
6.10 GLOSARIO CONQUILIO-MALACOLÓGICO .....	147
6.11 REFERENCIAS .....	149
7. INSECTOS .....	151
7.1 INTRODUCCIÓN .....	151
7.2 PLANEACIÓN DEL MUESTREO .....	151
7.3 RECOMENDACIONES .....	152
7.4 SELECCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO .....	152
7.5 TIPOS DE HÁBITATS DE LOS INSECTOS ACUÁTICOS .....	153
7.6 MATERIAL Y EQUIPO .....	155
7.6.1 En campo .....	155
7.6.2 En laboratorio .....	156
7.7 MÉTODOS DE COLECTA .....	156
7.7.1 Red Surber .....	156
7.7.1.1 Especificaciones .....	157
7.7.1.2 Procedimiento .....	157
7.7.1.3 Recomendaciones .....	158
7.7.2 Red de golpeo .....	158
7.7.2.1 Especificaciones .....	158
7.7.2.2 Procedimiento .....	159
7.7.2.3 Recomendaciones .....	159
7.7.3 Draga Ekman .....	159
7.7.3.1 Especificaciones .....	160
7.7.3.2 Procedimiento .....	160
7.7.3.3 Recomendaciones .....	160

7.8 PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS .....	161
7.9 ETIQUETADO .....	161
7.10 OBSERVACIONES EN CAMPO .....	161
7.11 OBSERVACIONES EN CAMPO PARA EL RECONOCIMIENTO DE LOS INSECTOS ACUÁTICOS .....	162
7.11.1 Orden Coleoptera .....	162
7.11.2 Orden Collembola .....	163
7.11.3 Orden Diptera .....	163
7.11.4 Orden Ephemeroptera .....	164
7.11.5 Orden Hemiptera .....	164
7.11.6 Orden Lepidoptera .....	165
7.11.7 Orden Megaloptera .....	165
7.11.8 Orden Odonata .....	166
7.11.9 Orden Plecoptera .....	166
7.11.10 Orden Trichoptera .....	167
7.12 FORMATOS .....	168
7.12.1 Índice Secuencial de Comparación (ISC) .....	168
7.12.1.1 Procedimiento .....	168
7.12.1.2 Sugerencias .....	168
7.12.2 Índice Biological Monitoring Working Party (BMWP) .....	171
7.12.2.1 Procedimiento .....	171
7.12.2.2 Sugerencias .....	171
7.13 REFERENCIAS .....	173
8. PARÁSITOS .....	174
8.1 PROPÓSITO .....	174
8.2 ¿QUÉ SON LOS HELMINTOS? .....	174
8.3 INTRODUCCIÓN .....	176
8.4 GUSANOS IDENTIFICABLES A SIMPLE VISTA .....	177
8.5 HUÉSPEDES INVERTEBRADOS .....	177
8.5.1 Moluscos .....	177
8.5.2 Crustáceos .....	178
8.6 HUÉSPEDES VERTEBRADOS .....	178
8.6.1 Peces .....	179
8.6.2 Anfibios y Reptiles .....	180
8.6.3 Aves .....	182
8.7 HELMINTOS MICRO PARÁSITOS .....	183
8.8 MICROPARÁSITOS EN INVERTEBRADOS .....	184
8.9 MICROPARÁSITOS EN VERTEBRADOS .....	187
8.9.1 Peces .....	187
8.9.2 Anfibios y reptiles .....	188
8.9.3 Aves .....	189
8.10 REFERENCIAS .....	190
8.11 Anexo I .....	191
8.12 Anexo II .....	192

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.1 El color del agua .....	1
Tabla 1.2 Registro de campo para bioindicadores.....	4
Tabla 2.1 Registro de campo de algas microscópicas.....	20
Tabla 2.2 Colorantes comúnmente utilizados para teñir algas microscópicas.....	25
Tabla 2.3 Algunas especies de algas microscópicas bioindicadoras en México .....	29
Tabla 2.4 Algas microscópicas bioindicadoras productoras de toxinas y efectos sobre la biota acuática y el hombre .....	30
Tabla 3.1 Algunas características geomorfológicas de lagos mexicanos .....	44
Tabla 3.2 Ejemplo de muestreo de la densidad de la vegetación acuática.....	55
Tabla 3.3 Hoja de registros de datos de la vegetación acuática.....	56
Tabla 3.4 Clasificación de ambientes continentales. ....	61
Tabla 3.5 Clasificación de costas y ambientes marinos.....	62
Tabla 4.1 Artes de pesca de acuerdo a la parte de la columna de agua .....	79
Tabla 4.2 Hoja de campo para captura de peces .....	83
Tabla 4.3 Hoja de Biometría .....	88
Tabla 5.1 Nomenclatura para sedimentos .....	100
Tabla 5.2 Clasificación de materiales de desecho .....	101
Tabla 5.3 Registro de campo .....	110
Tabla 6.1 Hoja de datos de campo .....	133
Tabla 7.1 Distancias sugeridas para la colecta de insectos acuáticos después de una descarga contaminante .....	152
Tabla 7.2 Tipos de insectos acuáticos de hábitos bénticos .....	154
Tabla 7.3 Abertura de malla recomendable para la colecta de insectos acuáticos.....	157
Tabla 7.4 Hoja de trabajo número 1. ISC.....	169
Tabla 7.5 Hoja de trabajo número 2. ISC.....	170
Tabla 7.6 Diagnóstico de la calidad del agua de acuerdo a.....	170
la escala propuesta por Cairns y Dickson (1971).....	170
Tabla 7.7 Hoja de trabajo. BMWP.....	172
Tabla 7.8 Diagnóstico de la calidad del agua de acuerdo a la escala propuesta por BMWP (1978) .....	173
Tabla 8.2 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Crustáceos .....	192
Tabla 8.3 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Peces .....	193
Tabla 8.4 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Herpetofauna.....	194
Tabla 8.5 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Aves .....	195
Tabla 8.6 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Anélidos e insectos.....	196

## ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 2.1 Arroyo .....	12
Fig. 2.2 Río .....	12
Fig. 2.3 Lagos .....	13
Fig. 2.4 Estero.....	13
Fig. 2.5 Frentes oceánicos.....	14
Fig. 2.6 Red estándar para algas microscópicas .....	14
Fig. 2.7 Arrastre horizontal.....	15
Fig. 2.8 Arrastre vertical.....	15
Fig. 2.9 Red estándar con cono reductor.....	16
Fig. 2.10 Botella muestreadora tipo van Dorn, horizontal .....	16
Fig. 2.11 Botella horizontal van Dorn.....	17
Fig. 2.12 Botella muestreadora vertical.....	17
Fig. 2.13 Exposición de portaobjetos .....	18
Fig. 2.14 Nucleadoras de gravedad.....	19
Fig. 2.15 Nucleadora de caja .....	19
Fig. 2.16 Cámaras de sedimentación combinadas .....	21
Fig. 2.17 Microscopio invertido Zeiss y cámaras tubulares fijas de 5 y 50 mL.....	21
Fig. 2.18 Transectos diametrales.....	22
Fig. 2.19 Pipeta de transferencia de alícuotas.....	23
Fig. 2.20 Mantenimiento de algas microscópicas vivas .....	24
Fig. 2.21 Microscopio electrónico de barrido .....	27
Fig. 2.22 Microscopio electrónico de transmisión .....	28
Fig. 2.23 Cámaras: (A) Sedgwick-Rafter, (B) Palmer-Maloney, (C) un tipo de haemacitómetro, (D) Petroff-Hausser .....	31
Fig. 2.24 El fotomicroscopio invertido y el método de Utermöhl .....	32
Fig. 3.1 Morfología de un lago tropical.....	41
Fig. 3.2 Equipo especial para muestrear en la columna de agua .....	46
Fig. 3.3 Utilización del disco de Secchi.....	46
Fig. 3.4 Esquema de los diferentes tipos de sustratos que forman el bentos .....	47
Fig. 3.5 Divisiones ecológicas del océano .....	48
Fig. 3.6 Fisonomía general de las principales formas de la vegetación acuática .....	51
Fig. 3.7 Esquema de las principales comunidades algales del medio acuático continental .....	51
Fig. 3.8 Estructura espacial de la comunidad de algas marinas bénticas.....	52
Fig. 3.9 Esquema de las principales formas de vida de las angiospermas acuáticas....	52
Fig. 3.10 Estimación de la densidad de plantas acuáticas.....	53
Fig. 3.11 Técnicas de muestreo de la vegetación acuática .....	56
Fig. 3.12 Técnicas de conservación en líquido de la vegetación acuática.....	57
Fig. 3.13 Técnicas de conservación en seco de la vegetación acuática.....	59
Fig. 3.14 Ejemplar de herbario.....	59
Fig. 3.15 Ambientes continentales de la vegetación acuática.....	61
Fig. 3.16 Ambientes costeros de la vegetación acuática .....	62

Fig. 4.1 Red de chinchorro.....	71
Fig. 4.2 Red agallera.....	73
Fig. 4.3 Atrarraya .....	74
Fig. 4.4 Trampas.....	75
Fig. 4.5 Pesca con anzuelo.....	76
Fig. 4.6 Línea de anzuelos.....	77
Fig. 4.7 Pesca con fisga.....	78
Fig. 4.8 Pesca con red de cuchara .....	79
Fig. 4.9 Medidas morfométricas más comunes para un pez.....	88
Fig. 4.10 Ejemplo de una etiqueta de colecta .....	90
Fig. 5.1 Algunos de los principales organismos que habitan en el bentos.....	98
Fig. 5.2 Zonas estuarinas con marismas .....	99
Fig. 5.3 Draga de arrastre.....	105
Fig. 5.4 Funcionamiento de la draga de arrastre .....	105
Fig. 5.5 Draga van Veen.....	106
Fig. 5.6 Trabajo de campo y funcionamiento de la draga van Veen .....	107
Fig. 5.7 Draga Ekman .....	107
Fig. 5.8 Draga Ponar.....	108
Fig. 5.9 Draga Petersen.....	109
Fig. 5.10 Toma de muestra con el nucleador.....	109
Fig. 5.11 Proceso de muestra.....	111
Fig. 5.12 Morfología de un poliqueto.....	114
Fig. 5.13 Morfología de un camarón .....	115
Fig. 5.14 Morfología de un cangrejo .....	116
Fig. 5.15 Morfología de un tanaidaceo.....	117
Fig. 5.16 Morfología de un anfípodo .....	118
Fig. 6.1 Gastrópodos .....	126
Fig. 6.2 Pelecípodos .....	127
Fig. 6.3 Cefalópodo.....	128
Fig. 6.4 Anfineuros.....	129
Fig. 6.5 Escafópo.....	130
Fig. 6.6 Draga de arrastre con bolsa colectora .....	135
Fig. 6.7 Draga mecánica de bocado por gravedad tipo Van Veen.....	135
Fig. 6.8 Caracol marino.....	144
Fig. 6.9 Caracol terrestre .....	144
Fig. 6.10 Almeja .....	145
Fig. 6.11 Pulpo.....	145
Fig. 6.12 Calamar .....	145
Fig. 6.13 Quitón .....	146
Fig. 6.14 Colmillo.....	146
Fig. 7.1 Tipos de hábitats en los sistemas lóticos en donde se encuentran los insectos acuáticos.....	154
Fig. 7.2 Tipos de hábitats en los sistemas lénticos donde se encuentran los insectos acuáticos.....	155
Fig. 7.3 Red Surber.....	156
Fig. 7.4 Red de Golpeo.....	158

Fig. 7.5 Draga Ekman .....	159
Fig. 7.6 Etiqueta para colecta de insectos .....	161
Fig. 7.7 Coleópteros adultos .....	162
Fig. 7.8 Colémbolo adulto .....	163
Fig. 7.9 Larva de díptero.....	163
Fig. 7.10 Ninfas de efemerópteros.....	164
Fig. 7.11 Hemípteros adultos.....	165
Fig. 7.12 Larva de megalóptero.....	166
Fig. 7.13 Ninfa de odonato.....	166
Fig. 7.14 Ninfa de plecóptero.....	167
Fig. 7.15 Larva de tricóptero .....	167
Fig. 8.1 Áreas externas en los moluscos donde es frecuente localizar ectoparásitos como las sanguijuelas .....	177
Fig. 8.2 Zonas de mayor frecuencia de ectoparásitos en crustáceos .....	178
Fig. 8.3 Hábitat donde podemos localizar helmintos ectoparásitos a simple vista.....	179
Fig. 8.4 Biotopos de localización frecuente de platelmintos perceptibles a simple vista en peces .....	180
Fig. 8.5 Biotopos de nematodos y acantocéfalos en peces perceptibles a simple vista .....	180
Fig. 8.6 Biotopos (lugares en un organismo) frecuentes de helmintos ectoparásitos en anfibios y reptiles.....	181
Fig. 8.7 Endoparásitos perceptibles a simple vista en la herpetofauna acuática.....	182
Fig. 8.8 Hábitat de los ectoparásitos más frecuentes en aves acuáticas.....	183
Fig. 8.9 Endoparásitos perceptibles a simple vista en aves acuáticas.....	183
Fig. 8.10 Instrumentos ópticos empleados para la identificación de helmintos micro parásitos.....	184
Fig. 8.11 Biotopos de microhelmintos parásitos de oligoquetos .....	186
Fig. 8.12 Biotopos de microhelmintos parásitos de crustáceos .....	186
Fig. 8.13 Biotopos de los helmintos parásitos en caracoles y las formas larvarias de tremátodos (cercarias) emitidas.....	187
Fig. 8.14 Biotopos de helmintos ecto y endo parásitos microscópicos .....	188
Fig. 8.15 Helmintos microparásitos de la herpetofauna acuática.....	189
Fig. 8.16 Hábitats y grupos de helmintos micro parásitos más frecuentemente descubiertos en las aves .....	190



## 1. BREVES LINEAMIENTOS DE MATERIALES, EQUIPO, OBSERVACIONES Y COLECTA DE BIOINDICADORES PARA CALIDAD DEL AGUA

### 1.1 LINEAMIENTOS

#### 1.1.1 Observaciones visuales

Los registros en el campo proveen una información valiosa del sitio, sobretodo en lo que se refiere al hábitat en que viven los organismos; por ejemplo si los peces empiezan a boquear o flotan en la superficie puede ser una señal de la disminución de oxígeno, el aporte de sustancias tóxicas o enfermedades. Estos datos serán de gran utilidad para la interpretación de resultados.

Dentro de las observaciones visuales están:

##### 1.1.1.1 El color

Las aguas naturales pueden ser incoloras o incluso azules dependiendo de la profundidad; sin embargo, algunas aguas naturales tienen cierto color que depende de los materiales disueltos y suspendidos e incluso de los sedimentos del fondo. La EPA (1993) propone unos ejemplos de color de agua y su consecuencia, (Tabla 1.1).

Tabla 1.1 El color del agua

Color aparente	Posible razón
Pavón (azulado)	Sustrato coloreado
Verde	Fitoplancton
Amarillo / café	Turba (carbón vegetal) y compuestos orgánicos
Rojo, amarillo, caoba	Algas, dinoflagelados
Iridiscente	Grasas y aceites
Muchos colores	Erosión del suelo

##### 1.1.1.2 Dinámica superficial del agua

Superficies en calma, rizaduras u ondas de oleaje, son condiciones que indican la mezcla que se presenta en la capa superficial; cuando es un oleaje fuerte se disuelve más oxígeno que ayuda a la respiración de los organismos y a la oxidación de compuestos orgánicos.

##### 1.1.1.3 Indicadores de contaminación

Algunos contaminantes no se pueden ver, sólo a través de lesiones en peces, que dan idea de la presencia de compuestos tóxicos o incluso un gran número de peces muertos. Herrumbre coloreada puede provenir de descargas mineras, de grandes

cantidades de escombros flotantes o de aguas turbias procedentes de descargas urbanas. Todas estas características se deben registrar en la libreta de campo.

#### 1.1.1.4 Registros de la orilla

Dado los beneficios que ofrece establecerse al margen de los cuerpos de agua, en el registro del marco biofísico es importante cuantificar el número de casas habitación, industrias y actividades agrícolas, ganaderas y turísticas con marinas o puertos, así como todo aquello que impacte potencialmente a cuerpos de agua. Todo lo anterior identifica no sólo las fuentes potenciales de contaminación, sino también elementos para seleccionar puntos de monitoreo.

#### 1.1.1.5 Otras condiciones

El tiempo meteorológico debe registrarse a la hora del muestreo para la interpretación de resultados.

En latitudes donde aparece hielo, éste puede afectar el contenido de oxígeno disuelto por que evita el intercambio entre la atmósfera y agua; además de que daña plantas y animales.

Las tormentas pueden generar una erosión normal, produciendo una turbiedad del agua por material en suspensión. Desde el punto de vista antropogénico, la dinámica de circulación cambia por dragados y canalizaciones, así como construcciones ingenieriles que conducirán a los productos de la erosión a un sitio y la sedimentación a otro sitio, transformando el hábitat de los organismos y enturbiando el agua.

El olor aunque es subjetivo, puede ayudar a revelar los problemas en la calidad del agua que no son vistos en forma aparente. Efluentes industriales y municipales con materia orgánica y bacterias producen olores distintos. Registro de la precipitación local ayudará al monitoreador a definir las posibles causas de la turbiedad y erosión; incluso las tormentas con vientos pueden causar dicha turbiedad por mezcla del fondo. Además, la precipitación puede ayudar a explicar ciertos impactos. El registro de mareas es importante en estuarios y lagunas costeras sobre todo cuando son grandes y se mezclan y rompen la estratificación.

#### 1.1.2 Registros vivos

Una evaluación simple de la cantidad y tipo de organismos vivos puede ayudar a determinar el grado de impacto a que a sido sometido un cuerpo de agua; por ejemplo, número de aves acuáticas, peces juveniles, presencia de vegetación sumergida, peces muertos o conchas esparcidas; etc.

La abundancia de fitoplancton es indicador de la calidad del agua, especialmente del contenido de nutrientes; además existen ciertas diatomeas y dinoflagelados que le imprimen color al agua. Su distribución en parches dificulta su adecuado muestreo, condición que lleva a tomar muestras por triplicado para ser más representativo. El registro visual de grandes florecimientos ayuda al manejo de resultados.

En el caso de la vegetación sumergida, ésta sirve como un barómetro de la salud de los cuerpos de agua, ya que forma un eslabón entre el hábitat físico y la comunidad biológica y monitorear su composición y densidad ayuda a estimar dicho estatus de salud. Dentro de cuerpos de agua continentales la eutroficación en forma natural es resultado de un envejecimiento por asimilación de nutrientes, incremento de sedimentos, limos y materia orgánica procedente de la cuenca que rodea a los cuerpos de agua como lagos; sin embargo, las actividades humanas como la agricultura, urbanismo, desarrollos residenciales aceleran dicha eutroficación denominada cultural, que se traduce en:

- a) Incremento del crecimiento algal (estimulado por los nutrientes).
- b) Incremento de plantas enraizadas.
- c) Disminución de oxígeno disuelto por incremento de procesos respiratorios y de descomposición; condición que induce a la muerte de peces y de otra vida acuática.

Las condiciones naturales de envejecimiento no sólo disminuyen las dimensiones de los cuerpos de agua incluyendo la profundidad, sino también incrementan la turbiedad y se acidifica el medio y proliferan bacterias no deseadas.

En cuanto a la acidificación normal de los lagos, que conlleva a la disminución de flora y fauna, tienden a ser claros por ausencia de vida. Pero la lluvia ácida que reciben directamente o por escurrimientos, procedentes de la quema de combustibles fósiles, acelera la acidificación.

Según la EPA (1993), una hoja de registro de campo apoya al registro de bioindicadores, (Tabla 1.2).



brazos o bahías, es usual muestrear en la sección más profunda en cada uno, pudiendo encontrar notorias diferencias biológicas.

También pueden elegirse áreas donde existen problemas conocidos, por ejemplo descargas de nutrientes o sitios de no descarga. Los sitios de muestreo de descarga potencial pueden ser granjas, desarrollos residenciales o urbanos. El monitoreo puede evidenciar el manejo específico entre cuencas. La selección de muestreo debe ser consistente a los programas para obtener datos confiables entre lagos y lagos, en términos de comparación; por ejemplo, si en un lago se elige muestrear en el fondo, todos los programas deben ser a la misma profundidad, en el fondo.

Además, el monitoreador debe tener información preliminar sobre el cuerpo en cuestión como:

- Contorno batimétrico para ubicar la máxima profundidad.
- Un mapa de la cuenca donde incluyan los principales afluentes y efluentes.
- Resumen histórico de la calidad del agua y las estaciones previas de muestreo e información sobre cualquier problema del cuerpo de agua (florecimientos algales, malezas, peces muertos).
- Información de actividades en la cuenca que influyen en los muestreos (descargas puntuales como aguas residuales y no puntuales como agricultura).
- Información sobre actividades que afecten a los cuerpos de agua y que cambian los resultados; como dragado, tiraderos, rellenos, etc.

Toda esta información influencia la selección de los sitios de muestreo y en la interpretación de los resultados.

Una vez identificado el sitio de muestreo, éste deberá marcarse claramente en el mapa correspondiente. Para muestrear el mismo sitio, se recomienda dos formas:

- Uso de marcas visibles en la orilla o empleo de árboles, casas o rocas.
- Empleo permanente de boyas.

Ambas formas haciendo un ángulo de 90° con su vértice en el sitio de muestreo. También hay que tomar en cuenta que la profundidad a la que se toman las muestras debe ser la misma y cuando se trata de fitoplancton e incluso algas, debe ser en la zona eufótica (iluminada) o también integrar diferentes profundidades.

La siguiente tabla puede ser usada para recabar información ambiental y ayudarse en la interpretación de resultados en general, (Tabla 1.3).

**Tabla 1.3 Registro de campo general.**

Nombre del cuerpo de agua _____	
Estación o sitio _____	
Fecha del muestreo _____	
Nombre del monitoreador _____	
Profundidad de la penetración de la luz al Disco Secchi o turbiedad _____ m.	
<b>I Observaciones de Campo</b>	
<b>I Condiciones del agua</b>	
1) Color del agua	
_____ clara	_____ amarilla
_____ verde	_____ gris
_____ café	_____ azul verde
2) Cantidad de sedimentos suspendidos.	
_____ ninguno	_____ moderada
_____ mínima	_____ alta
_____ ligera	
3) Cantidad de algas suspendidas	
_____ ninguna	_____ moderada
_____ mínima	_____ alta
_____ ligera	
4) Cantidad de plantas acuáticas	
_____ ninguna	_____ moderada
_____ mínima	_____ alta
_____ ligera	
5) Calidad del agua por efecto de actividad de aves.	
_____ ninguna	_____ moderada
_____ mínima	_____ alta
_____ ligera	
6) Olor del agua	
_____ ninguno	_____ a huevo descompuesto
_____ a pescado	_____ a fosa séptica o albañal
_____ rancio	
7) Otros materiales observados	
_____ ninguna	_____ masas de algas
_____ peces muertos	_____ montones de sedimento
_____ basura	_____ polen
_____ hojas/escombros	_____ filmes de aceite
<b>II Condiciones ambientales.</b>	
1) Tiempo del tiempo cuando se hizo el registro del disco de Secchi	
_____ fuerte radiación solar _____ nublado _____ sol brumoso _____ condiciones brumosas brillantes.	
2) Temperatura del aire.	
_____ fría 4°C _____ muy caliente > 32°C _____ templada de 5° a 15°C _____ caliente de 16° a 26°C	
3) Condiciones de viento	
_____ calma _____ fuerte _____ brisa	
4) Dirección del viento	
_____ no-viento _____ del oeste _____ del norte _____ del sur _____ del oeste	
5) Superficie del agua	
_____ calma _____ olas moderadas _____ rizaduras	
_____ olas rompientes _____ pequeñas olas	
6) Nivel del lago	
_____ arriba de lo normal _____ normal _____ debajo de lo normal	
7) Registros de condiciones inusuales en semanas pasadas	
_____ tormentas _____ fuertes vientos _____ temperaturas extremas	

En cuanto a la vegetación enraizada (plantas) asociada a las condiciones de los cuerpos de agua, el monitoreo debe considerar:

- Un mapa de distribución.
- Determinar la densidad relativa de plantas tipo a lo largo de transectos perpendiculares a la línea de costa en áreas selectas.
- Colecta de especímenes para su especial identificación.

Con respecto a la forma de registro ambiental se puede usar la que se muestra en la Tabla 1.3, más aquella que se presenta detallada en el manual de vegetación correspondiente.

#### 1.1.4 Material y equipo general

- Etiquetas para especímenes en bolsas de plástico o frascos, con los siguientes datos:

- 1) Fecha y hora de colección.
- 2) Lugar de colección (local, regional o estatal del cuerpo de agua).
- 3) Nombre del colector.

- Mapa del lugar a coleccionar o monitorear, con las estaciones ya ubicadas previamente con base en características geomorfológicas (que deben incluir profundidad, circulación, aportes fluviales y marinos), de vegetación sumergida y limítrofe y su zonación, de asentamientos urbanos e industriales de todo tipo y de todo aquel elemento que destaque dentro del ambiente acuático y que justifique ambiental o antropogénicamente el muestreo. Se recomienda consultar en este aspecto la Red de Monitoreo para aguas dulces y costeras de la CNA (1998).

- Libreta para describir y anotar lo más importante sobre las características de los organismos colectados y de su entorno acuático, sedimentos, suelos, así como estado del tiempo y otros aspectos ambientales que se señalarán en los manuales de cada grupo; se anotará en la libreta de registros aquellos bioindicadores que no se identifiquen con seguridad, para hacerlo posteriormente en el laboratorio.

- Cajas transportadoras de especímenes o material colectado; éstas pueden ser de diferentes dimensiones, diseño y material dependiente del tipo de organismos (se verán las características en el manual de cada grupo).

- Cubetas, cable, ancla, nucleadores o dragas para sedimentos así como botellas muestreadoras para agua como la Nanssen, Van Dorn o Ninskii bolsas de papel glasin o de plástico, frascos de vidrio o plástico. Soluciones conservadoras como alcohol, formol, etc.

-Termómetro, oxímetro, pHmetro, disco de Secchi.

### 1.1.5 Cómo presentar los resultados

La presentación de resultados en un formato simple, claro y preciso es importante para el informe integrado confiable. Una base de datos con técnicas analíticas precisas ofrece elementos buenos para el manejo, la administración y la conservación del recurso agua. Muestras pobres y técnicas inseguras aunadas a una mala presentación de resultados conducen a interpretaciones erróneas. Las técnicas para presentar resultados pueden variar según el público usuario, pero deben ser siempre accesibles de entender.

La pérdida de información ocurre cuando los datos son colectados de manera apresurada y en desorden o almacenados en forma incorrecta; dicha información se vuelve inservible y por consecuencia inútil; el seguir los protocolos asegura calidad, además, la revisión de Comités precisan la calidad.

La periodicidad de la presentación de resultados puede estar asociada a la estación o al año a través de boletines; sin embargo, cualquiera que sea el formato y regularidad, es importante continuar la publicación de los registros *per se* para las tendencias de los datos.

Tres reglas simples de presentación de resultados se recomiendan:

- No deben ser totalmente técnicos o demasiado simples, deben considerar desde la consulta de un especialista hasta el público general. Las gráficas son muy útiles.
- La presentación de los datos deberá transmitir información con un propósito específico (por ejemplo mostrar tendencias, ilustrar variaciones estacionales, variaciones con la profundidad o identificar sitios con problemas).
- Tablas con los registros en bruto, pueden servir para detalles locales o puntuales.

Tres formas gráficas existen para la mejor presentación de resultados; en barras, en pay y en líneas continuas aunque todas requieren de una interpretación. Las barras se emplean con énfasis a valores individuales más que tendencias; el pay compara partes de un todo con base en un 100% de todos los datos; y la línea continua muestra cambios o tendencias sobre un periodo de tiempo y espacio.

Las estadísticas básicas son usuales para un conjunto de datos, que concedan eficientemente la variabilidad de un parámetro. El promedio estadístico describe la tendencia central y la desviación estándar describe la dispersión de los datos alrededor del promedio o media, usualmente estas dos estadísticas son comunes en los informes; sin embargo, aunque en las tablas de los datos en bruto no se requieran, su inclusión permite discriminar su dirección. Esta discriminación es necesaria por que hay muchos factores o condiciones que pueden presentarse en cuerpos de agua, incluyendo cambios de estación, condición del tiempo, meteorología, actividades en la cuenca, etc.,

de esta manera se describen constantemente las condiciones de dinámica en los cuerpos acuáticos. Por la naturaleza de algunas variables y la definición de la población estadística en que se medirán, a veces es recomendable establecer otros métodos o estadísticos alternativos a los ya mencionados, para describir los resultados; pueden emplearse por ejemplo los percentiles o cuantiles y los diagramas de cajas.

#### 1.1.6 Interpretación de resultados

Después de hacer tablas que contengan una base de datos, gráficas y estadísticas, es necesario interpretar dichos datos para determinar el resultado de la calidad de cualquier cuerpo de agua tanto para el manejador del ambiente como para el científico o el público en general. Tal interpretación puede ser por parámetro, según los objetivos del programa; es decir, individualmente: temperatura, conductividad (salinidad), visibilidad al disco de Secchi, pH, oxígeno disuelto, amonio, nitratos, nitritos, fosfatos, bacterias, clima (precipitación, vientos) y registros como vegetación (fitoplancton, plantas, algas) organismos vivos o muertos como peces, crustáceos, moluscos, insectos. El otro enfoque en la interpretación es el integral, al que deben de tender, en la medida de lo posible, las evaluaciones de calidad del agua; esto conlleva al planteamiento de programas de muestreo consistentes con el enfoque, desde los objetivos y la generación de datos hasta su reporte.

El análisis individual después puede ser integrado en un todo, considerando en ello la parte abiótica con la biótica, que permite diagnosticar el estado de salud de un cuerpo de agua.

#### 1.1.7 Referencias

CNA, 1998. Perfiles de las estaciones de monitoreo (Red Primaria). Informe final. Convenio CNA-IBUNAM. México.

CNA, 1999. Laguna prototipo para el monitoreo de la calidad del agua. Informe final. Convenio CNA-IBUNAM. México.

EPA 1991. Volunteer Lake Monitoring: A Methods Manual; USA, 121 pp.

EPA 1993. Voluntier Estuary Monitoring: A Methods Manual. USA, 176 pp.

## 2. FITOPLANCTON

### 2.1 INTRODUCCIÓN

Por sus cortos ciclos vitales, las algas microscópicas responden rápidamente a los cambios ambientales que pueden ocurrir de manera natural o por las propias actividades humanas, lo que ha llevado a determinar que la composición de sus especies sea un indicador de la calidad del agua en la que se encuentran (Gasse 1986, Planas *et al.* 1989, Guzkowska y Gasse 1990, van Dam y Mertens 1990) y es necesario analizar la estructura de las comunidades para caracterizar el ambiente que los rodea (Sládeček 1978). Sin embargo, antes de profundizar en estos temas, es necesario e indispensable, conocer parte de los materiales y métodos que se requieren para abordar su estudio. Por lo que en este capítulo se proporcionan los elementos básicos a considerar para obtener una mayor comprensión de las algas microscópicas que habitan los distintos ambientes en nuestro país. Pero es necesario destacar que los principales objetivos se enfocan en señalar herramientas y criterios para analizar a estos diminutos vegetales.

El análisis de las algas microscópicas en los sistemas naturales comprende principalmente la composición de las comunidades, su estructura y propiedades. Al respecto, Margalef (1983) recomienda tres métodos para abordar su estudio: células (composición de las comunidades y diversidad), pigmentos y producción primaria. Así, el planteamiento del estudio y sus objetivos derivará de los antecedentes bibliográficos y de las características del área de estudio.

En el contexto taxonómico y ecológico, se requiere como estructura de investigación de la encuesta descriptiva, comparativa o del estudio de un grupo de algas nacidas dentro de algún intervalo de tiempo y en el mismo lugar (Méndez *et al.* 1986), por lo que se pueden obtener conclusiones de observaciones únicas al comparar las comunidades de dos o más localidades diferentes o por el monitoreo periódico de la productividad, dinámica de poblaciones y biomasa de estas algas microscópicas.

Es necesario contar con la mayor información posible de la zona de estudio, proveniente de análisis anteriores (topográficos, climáticos, geológicos, de suelos, y vegetación, entre otros), y es de gran utilidad para establecer relaciones entre algunos tipos de variables (físicas, químicas y biológicas). Por lo que el diseño del muestreo dependerá de los objetivos y metas del estudio establecidos, así como de la precisión de los métodos analíticos seleccionados.

En el ámbito estadístico es importante definir a las poblaciones, aunadas a las características del muestreo para poder realizar deducciones válidas de los componentes bióticos. De esta manera, es relevante definir el número y localización de los lugares de recolecta de materiales, frecuencia y profundidad de las que se obtendrán muestras; pero se deberán incluir justificaciones ecológicas para seleccionar con precisión los métodos de muestreo.

También, se requieren antecedentes de las fluctuaciones hidrológicas para realizar un muestreo que ahorre tiempo y esfuerzo. La heterogeneidad del ambiente es un criterio que se aplica normalmente para definir tiempos, sitios y profundidades de muestreo (Lara-Villa *et al.* 1996). Entre más homogéneo sea el ambiente, el número de muestras puede reducirse. La variación mostrada por los nutrimentos, la temperatura o la salinidad son también elementos importantes para el diseño del muestreo, sobre todo en arroyos (Figura 2.1), ríos (Figura 2.2), lagos (Figura 2.3), esteros (Figura 2.4) y frentes oceánicos (cambios súbitos en el color del agua, temperatura y salinidad, Figura 2.5).

Durante el desarrollo de los trabajos de monitoreo, se deberán cubrir lo siguiente:

## 2.2 OBJETIVOS

### 2.2.1 Generales

Determinar la composición, abundancia y distribución de las algas microscópicas, así como las asociaciones de estos vegetales con las variables abióticas.

### 2.2.2 Particulares

1. Determinar la composición, abundancia y distribución de las algas microscópicas que habitan ambientes de agua dulce, salobres y marinos.
2. Delimitar la dominancia y especies dominantes de las algas.
3. Conocer patrones de distribución espacial y temporal de las especies más persistentes que pueden ser las responsables de la dinámica microalgal en esos ambientes.



**Fig. 2.1 Arroyo**



**Fig. 2.2 Río**



**Fig. 2.3 Lagos**



**Fig. 2.4 Estero**

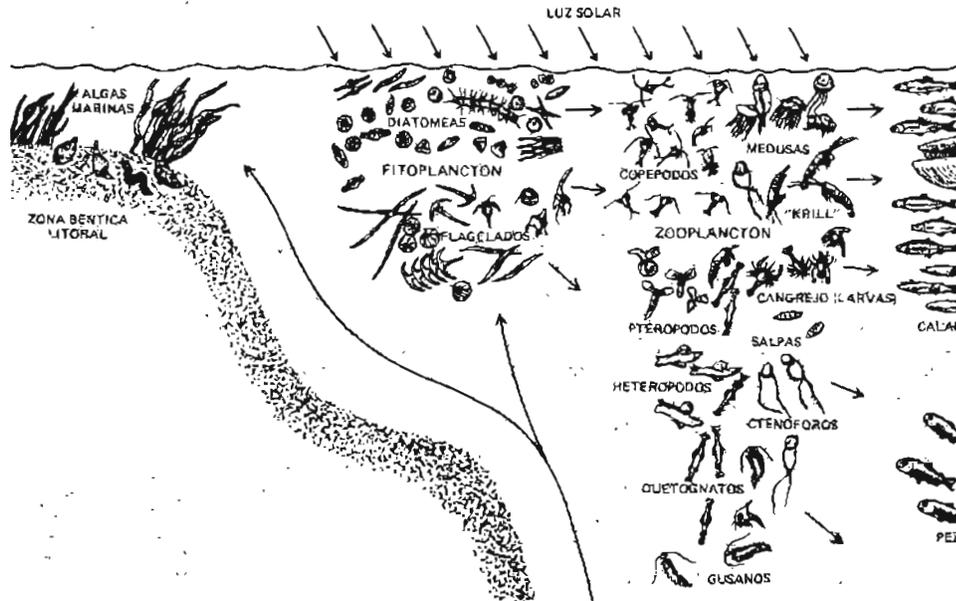


Fig. 2.5 Frentes oceánicos  
(Modificado de Issacs 1969)

### 2.3 RECOLECTA DE MATERIALES

La recolecta de las algas microscópicas en el tirante de agua, se hará con redes o con botellas muestreadoras (tipo Niskin o van Dorn 1.5-5 L). Para tal fin, las redes de nylon (con abertura de malla entre 10-75  $\mu\text{m}$ , Figura 2.6) se arrastran desde una lancha en forma vertical, oblicua u horizontal en cuerpos de agua continentales (Figura 2.7). Pero en ambientes profundos, también se puede realizar una recolecta vertical desde una profundidad de 50 m o, hasta dos metros antes del fondo en áreas someras (Figura 2.8). El objetivo consistirá en la obtención de una muestra concentrada de fitoplancton que será fijada inmediatamente con formol (4%) y neutralizado con borato de sodio (pH 7.5-8) agregando 5 ml del fijador por cada 100 ml de la muestra.

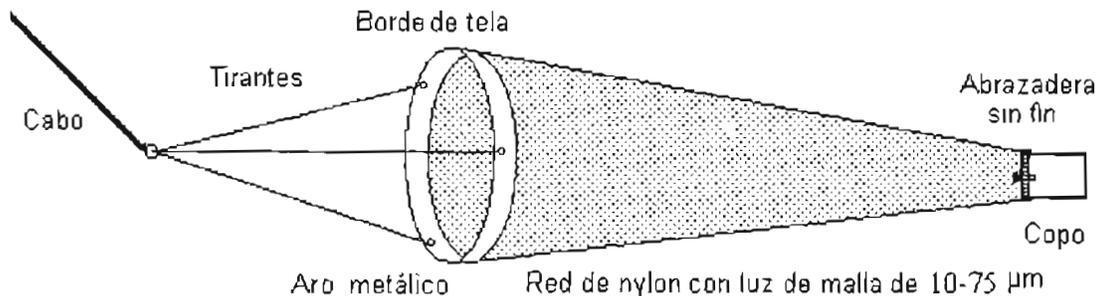


Fig. 2.6 Red estándar para algas microscópicas

Los arrastres de red se hacen a la velocidad más baja del motor de la lancha y requieren de dos a cinco minutos en promedio. El arrastre puede ser circular en ambientes muy estrechos a lineal en los amplios. Su finalidad es recolectar material biológico concentrado para análisis cualitativos.



**Fig. 2.7 Arrastre horizontal**



**Fig. 2.8 Arrastre vertical  
(ICMyL, UNAM)**

Algunos autores señalan que no deben utilizarse redes para el análisis cuantitativo del fitoplancton por su selectividad (McCarthy *et al.* 1974, Durbin *et al.* 1975, Tangen 1978, Lara-Villa *et al.* 1996). Aunque, en algunas investigaciones se aplica (Margalef 1977, Zabalegui-Medina y Zandrero-Moreno 1987, González de Infante 1988); indicándose que se presenta una eficiencia del 10% (Newell y Newell 1966, Smith 1977) o que solamente se retiene el 10% de todas las células (Margalef 1969). Lo que ha llevado a plantear el uso de redes de alta eficiencia (Figura 2.9) con cono reductor para poder capturar hasta el doble de materiales. Sin embargo, no es seguro que la captura más abundante corresponda a las proporciones correctas (Schwoerbel 1975).

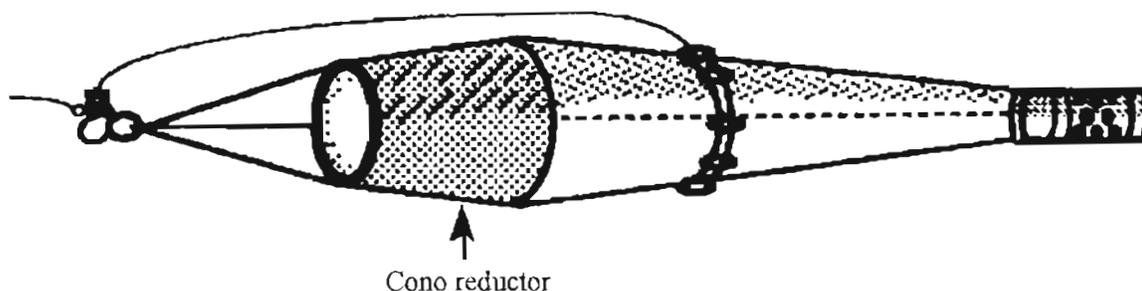


Fig. 2.9 Red estándar con cono reductor  
(Aquatic Research Instruments)

Aún así, al observar representantes del nanoplancton (por ejemplo chroococcales y fitoflageladas) y por muestrear en ambientes oceánicos oligotróficos, es importante implementar este tipo de muestreo con redes de abertura de malla más fina ( $10\ \mu\text{m}$ ), para mejorar el análisis cualitativo y tener un mayor conocimiento de la biodiversidad.

Los muestreadores de agua (1.5-5 L) están contruidos de PVC o de acrílico y pueden ser de tipo horizontal (Figuras 2.10-11) o vertical (Figura 2.12). Los primeros son ideales para analizar aguas estratificadas y los últimos, para recolectar agua a diferentes profundidades.

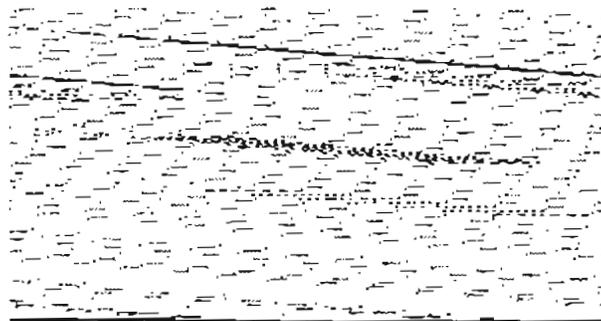


Fig. 2.10 Botella muestreadora tipo van Dorn, horizontal



Fig. 2.11 Botella horizontal van Dorn

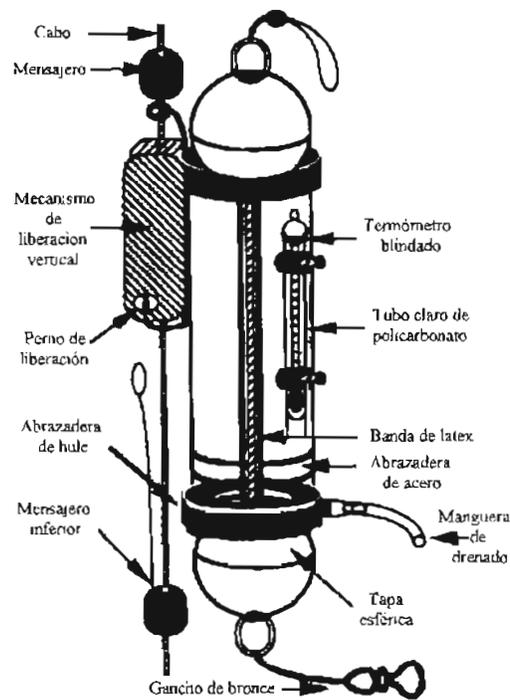
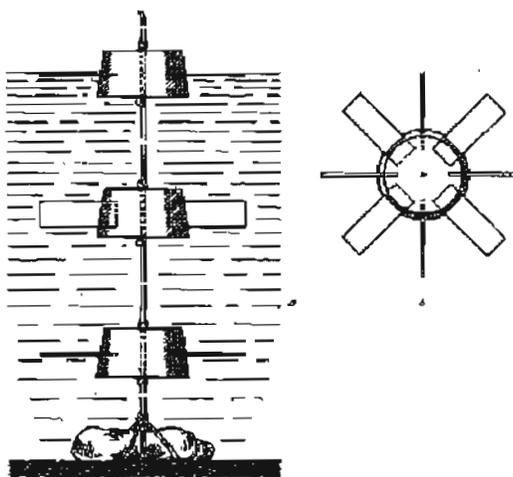


Fig. 2.12 Botella muestreadora vertical  
(Aquatic Research Instruments)

Del material recolectado con las botellas, se fraccionan varios volúmenes (alícuotas) para medir variables físicas, químicas y fitopláncticas cuantitativas. Para estudios en los que se requiere obtener valores de gases disueltos ( $O_2$ ,  $CO_2$ ); estas serán las alícuotas que se obtendrán primero. Las muestras de células (algas microscópicas) se depositarán en botellas transparentes y se fijarán con lugol (ioduro de potasio más iodo en cristales y ácido acético glacial) agregando unas gotas hasta obtener una tonalidad ámbar. El volumen de la muestra dependerá de la abundancia de células. En general, los ambientes eutróficos (lagos eutróficos, lagunas costeras y zonas neríticas de los mares) tienen alta abundancia de microalgas por lo que volúmenes de 100-125 ml son suficientes. A diferencia de los lagos oligotróficos y océano abierto, donde el fitoplancton es más escaso, volúmenes de muestra entre 250 y 500 ml resultan más adecuados.

Muchas algas microscópicas pueden adherirse a diversos sustratos. Por lo que los portaobjetos representan un sustrato recomendable; además, de que se les puede utilizar de manera convencional tanto horizontales como verticales y permiten realizar observaciones cualitativas y cuantitativas directas al microscopio (Figura 2.13).



**Fig. 2.13 Exposición de portaobjetos**  
(Kuznetzow y Sládecková in Schwoerbel 1975)

Las algas del plancton viven prácticamente en todos los ambientes acuáticos y su supervivencia depende básicamente de la luz, disponibilidad de nutrimentos y resistencia al hundimiento. Sin embargo, aunque los vientos, corrientes y convección del agua las puede mantener suspendidas, finalmente tienden a depositarse en el lecho marino y limnético formando en áreas particulares grandes yacimientos reconocibles por los restos de éstas algas. Sus remanentes sedimentarios pueden recolectarse utilizando desde nucleadores de gravedad que se caracterizan por tener un tubo recolector de sedimentos (Figura 2.14), hasta nucleadores de caja que consisten de un

soporte vertical o riel, soporte de cuchilla o pala, estructura base, sistema disparador, de cierre y caja muestreadora (Figura 2.15).

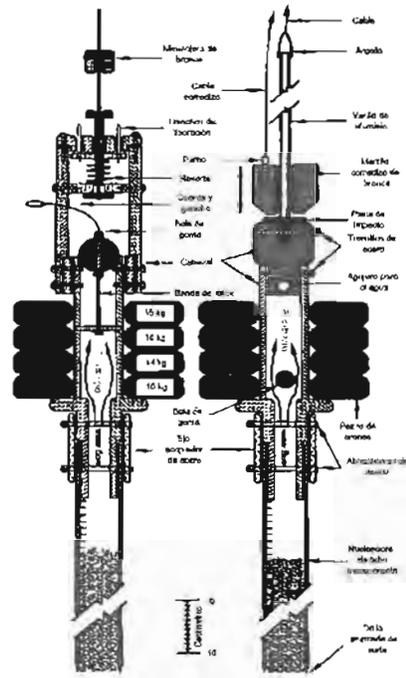


Fig. 2.14 Nucleadoras de gravedad (Aquatic Research Instruments)

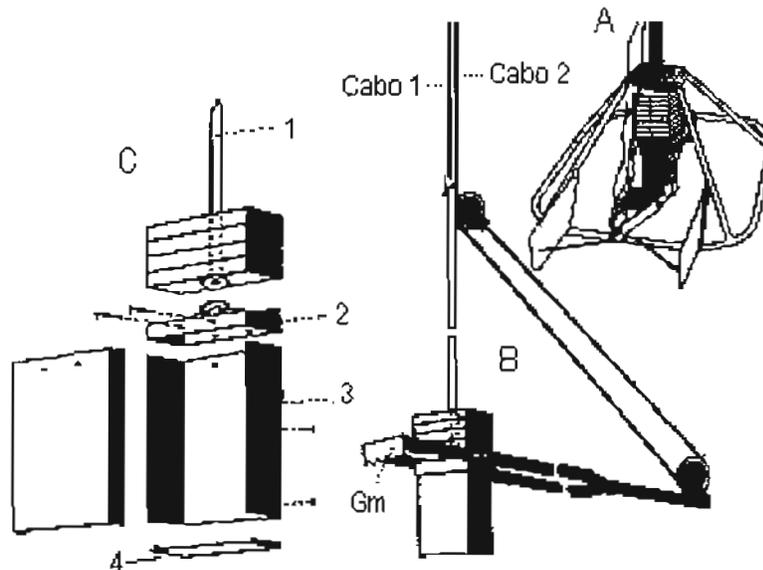


Fig. 2.15 Nucleadora de caja

A=control de forma piramidal con una base de 300 X 300 cm, para mantener a la draga en posición vertical. B=Instrumento listo para utilizarse. Cabo 1 de la parte inferior, cable 2 para cerrar la cuchilla de la nucleadora. C=partes individuales: 1=varilla con pesas (750 kg), 2=tapa, 3=parte lateral, 4=base de cerrado (Zlagelmöler 1972).

Así, se requiere señalar que en los sedimentos se presenta únicamente el 5% de la fracción de las algas microscópicas originalmente vivas. Pero, se obtienen resultados cualitativos y cuantitativos confiables (Sancetta 1982-1983, 1992, 1995; Barron 1987, Barron y Baldauf 1989, Moreno-Ruiz y Carreño 1994).

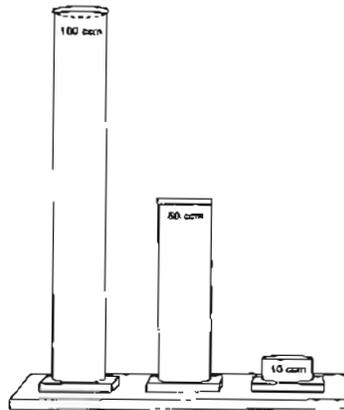
Para realizar los muestreos anteriores, es necesario que se lleve un registro sistemático de las observaciones del investigador de acuerdo a un formato que integre datos de las características del muestreo (Tabla 2.1). También, es importante conocer los valores de los factores físicos y químicos que son cruciales para el crecimiento de las algas, por lo que se deberán incluir mediciones de nutrientes (nitritos, nitratos, amonio, fosfatos y silicatos).

**Tabla 2.1 Registro de campo de algas microscópicas**

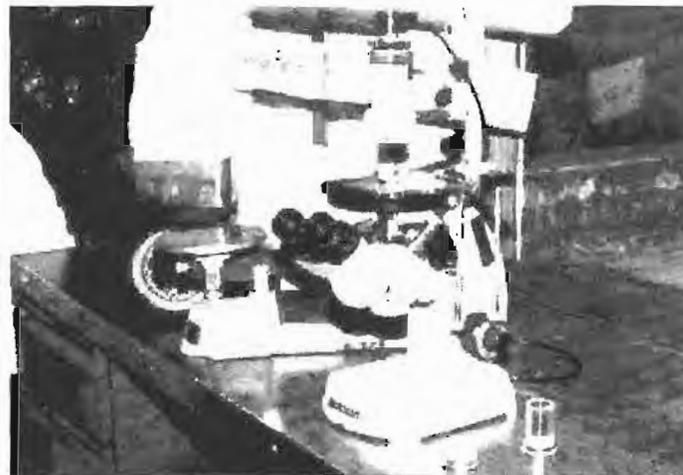
Campaña: _____										
Laboratorio de Fitoplancton y Productividad/Ecología Costera								Hoja no.: _____		
Fecha: _____		Estación: _____		Latitud: _____		Longitud _____				
Hora inicial: _____			Hora final: _____			Prof. Estación: _____				
Observador: _____										
<b>Características del sitio</b>										
Nubosidad _____		Viento y dirección _____			Red: _____		Abertura de malla: _____			
Nucleadora: _____				Draga _____						
Profundidad (m)	No. de Botella o núcleo	NO <sub>3</sub> + NO <sub>2</sub>	NH <sub>3</sub>	PO <sub>4</sub>	SiO <sub>2</sub>	T °C	Turbidez	pH	Salinidad	Comentarios
Sup.										
10										
20										
30										
50										
75										
100										
150										
200										
<p><b>Notas:</b> Los nitratos + nitritos se recolectarán en frascos de plástico de 60 ml y congelar.          Los fosfatos en frascos ámbar de 60 ml, añadir 3 gotas de ácido de sodio al 5%, no congelar.          Los silicatos en frascos de plástico de 60 ml, filtrar, no congelar          El amonio en frascos de plástico de 60 ml, filtrar y agregar 3 gotas de fenol y congelar          Importante: todas las muestras para nutrientes se filtrarán y tomarán en todas las estaciones. Etiquetar con números sucesivos cada frasco y el título (NO<sub>3</sub>, NH<sub>3</sub>, PO<sub>4</sub>, SiO<sub>2</sub>)</p>										

## 2.4 PREPARACIÓN DE MUESTRAS

Es recomendable que los materiales anteriores se procesen en tres fases: la primera comprenderá los análisis cualitativos y cuantitativos de muestras sin enjuagar por medio del vaciado de un volumen conocido del material en una cubeta de sedimentación (Figura 2.16, Utermöhl 1948), para su observación se utilizará un microscopio invertido (Figura 2.17) y su barrido será por campos visuales o transectos diametrales (Hasle 1978, Figura 2.18).



**Fig. 2.16 Cámaras de sedimentación combinadas  
(Wild MI, Cat. 140d XII.69)**



**Fig. 2.17 Microscopio invertido Zeiss y cámaras tubulares fijas de 5 y 50 mL**

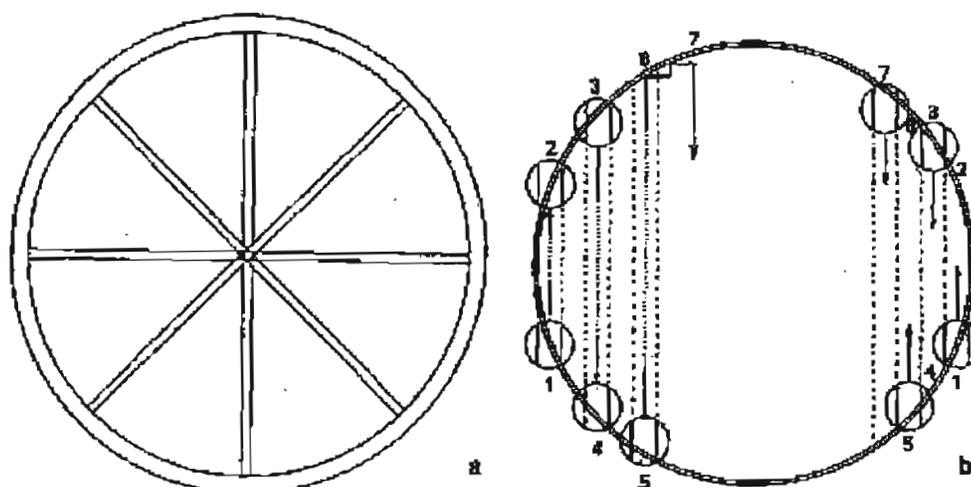


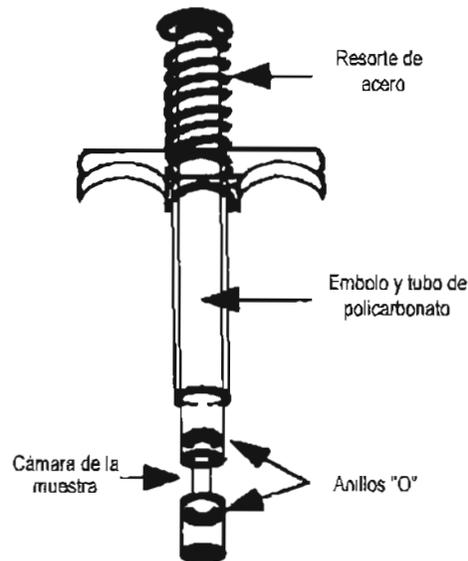
Fig. 2.18 Transectos diametrales  
(Utermöhl 1948)

## 2.5 OBSERVACIONES CON MATERIAL VIVO, FIJADO O TEÑIDO

En ocasiones, las algas deberán observarse sin fijar, ya que la fijación con formol puede distorsionar a las células más delicadas, eliminar flagelos (denominados undulipodios en las algas microscópicas) o blanquear el contenido celular. El lugol es otro fijador común, que aun al ser más suave y no agresivo con los undulipodios, puede disolver la pared celular, sobreteñir las células y si no es suficiente, no podrá evitar la descomposición de la muestra.

Para observar especímenes móviles requerirán montarse en albúmina para reducir su movimiento o en gelatina caliente, que al solidificarse integrará preparaciones semipermanentes de la siguiente manera:

1. Se agita la muestra obtenida con red o botella; se toma una alícuota en promedio de 2 ml (Figura 19) y se coloca en un tubo de centrifuga. Los tubos se aforan con agua bidestilada y desionizada a un volumen constante y centrifugado a 1,000-1,500 rpm durante 5- 10' respectivamente. A continuación, se elimina el sobrenadante con una pipeta Pasteur, evitando resuspender el sedimento. Se agrega nuevamente agua bidestilada, se agita el tubo y se vuelve a aforar para realizar el siguiente centrifugado. Para muestras de agua dulce, el material tendrá que enjuagarse al menos tres veces antes de montarse en gelatina. Las muestras de agua marina requerirán no menos de cinco enjuagues para eliminar la sal.



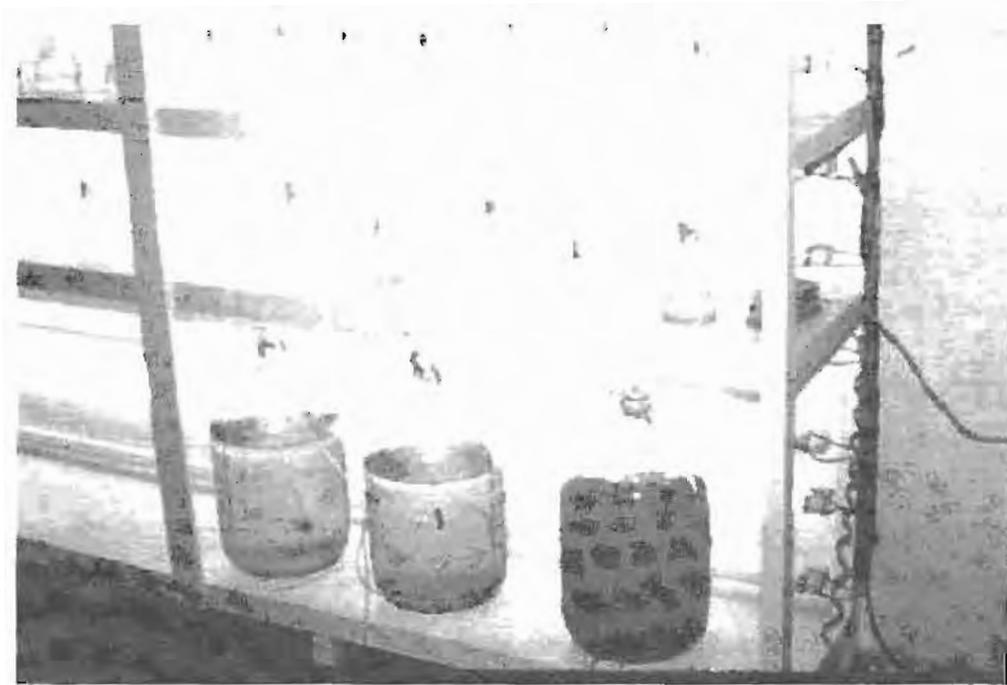
**Fig. 2.19 Pipeta de transferencia de alícuotas.  
(Aquatic Research Instruments)**

La gelatina se prepara disolviendo 5 g de grenetina natural en 30 ml de agua bidestilada tibia; se le adiciona unas gotas de fenol para evitar el desarrollo de bacterias u hongos y se mezcla con 35 ml de glicerina. Este método tiene la ventaja de que se le puede adicionar algún colorante como azul de metileno o verde rápido.

2. Posteriormente, se obtendrá la laminilla en una parrilla tibia, que consiste en tomar una fracción de la muestra con una pipeta Pasteur, colocar una gota sobre un portaobjetos limpio, dejarla secar por unos minutos evitando la desecación total y agregar la gelatina líquida, revolviendo con la ayuda de una aguja de disección. Se coloca un cubreobjetos, se retira la preparación de la parrilla y se deja enfriar.

## 2.6 TRATAMIENTO DE MUESTRAS VIVAS

En este tratamiento, las muestras deberán conservarse en frío con luz fluorescente o total oscuridad para reducir la acción bacteriana y el agotamiento de oxígeno. Las muestras concentradas obtenidas con red se diluirán en matraces o garrafones de uno a 19 litros (Figura 2.20), exponerse a la luz por unos minutos cada hora y mantenerse a una temperatura entre 2 y 5 °C para evitar la proliferación de bacterias y organismos heterotróficos. De estos recipientes se toman las alícuotas necesarias para el análisis sistemático de las especies; pero también los *taxa* de interés pueden ser aislados para su cultivo.



**Fig. 2.20** Mantenimiento de algas microscópicas vivas

## 2.7 ANÁLISIS CUALITATIVO

### 2.7.1 Lugol

El lugol es un fijador ligeramente ácido que se utiliza para conservar y colorear a las algas en las muestras de agua. Se prepara disolviendo 10 g de yoduro de potasio (KI) en 100 ml de agua bidestilada y, por separado, 5 g de yodo en cristales en 10 ml de ácido acético glacial; se mezclan y el sobrenadante se decanta. Para la fijación se añade a cada muestra de tres a ocho gotas (0.4 a 0.8 ml), lo necesario para obtener una solución ámbar o café. Es recomendable utilizar botellas claras y de vidrio para observar la coloración y evitar la impregnación del yodo en las paredes del recipiente. A continuación es necesario almacenar las muestras en un lugar fresco y oscuro, porque el yodo se oxida con la luz y deteriora los ejemplares.

### 2.7.2 Tinción

Además del uso de un microscopio que permite distinguir estructuras de diferente densidad, las características citológicas de las microalgas se observan mejor tiñéndolas con diversos colorantes. Se pueden teñir células vivas o fijadas con formol, e incluso es posible teñir preparaciones montadas en resinas sintéticas (Tabla 2.2).

**Tabla 2.2 Colorantes comúnmente utilizados para teñir algas microscópicas  
(Lara-Villa et al. (1996))**

Colorante	Preparación	Tiñe	Color	Observaciones
Rojo neutro	0.01% p/v (peso entre volumen) en agua dest. Añadir 1 ml a 50 ml de agua de mar.	vacuolas de células vivas	rosa o rojo	subletal, tiñe citoplasma de células muertas
Azul de Evans	1 % p/v en agua dest.	protoplasma células muertas	azul fuerte	no es absorbido por células vivas
Lugol	10 g KI en 100 ml agua + 5 g I en 10 ml de ac. acético. Mezclar y decantar.	almidón	pardo	clorofitas
Yodo	10 g KI en 20 ml agua + 5 g I en 80 ml agua. Agregar 2 gotas a 5 ml células en cultivo.	almidón	azul	clorofitas
Azul de Cresil	0.3 g azul de cresil brillante + 30 ml de alcohol etílico + 100 ml agua + 0.01 g de hidróxido de potasio.	crisolaminarina	rojo púrpura	crisofitas vivas
Negro de Sudán	Solución saturada en etanol 70%.	grasas y aceites	negro	diatomeas euglenofitas
Azul Nilo A	0.05% p/v en ac. sulfúrico 1% p/v. Células fijadas formol 2%. Montar en glicerina.	lípidos	azul	diatomeas
Lugol ácido	preparación casi seca, lugol un minuto, una gota de H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> conc.	celulosa	azul	Dinoflageladas, euglenofitas
Azul de Tripano	Sol. 0.2-0.3 %	teca de celulosa	azul pálido	dinoflageladas
Acetocarmín	Algas no fijadas. Sol. saturada carmín en ác. acético 45%	núcleo y gránulos de cianoficina	rojo pálido a rojo fuerte	cianofitas y otras algas
Verde Jano	Sol. 0.001-0.4 g en 100 ml suero fisiológico	undulipodios	verde	Cualquier mastigoto (flagelado)
Azul alciano	Sol. 0.3% en ácido acético 10%	vainas gelatinosas	azul pálido	Cianofitas
Tinción de Meyer	Sol. acuosa azul de metileno Enjuage con H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 1%	gránulos de polifosfatos	azul	Cianofitas

### 2.7.3 Preparaciones permanentes

Estos materiales pueden obtenerse de acuerdo a la aplicación de un método mixto propuesto por Moreno-Ruiz (1990) y Moreno-Ruiz y Carreño (1993) que incorpora los métodos de Hasle y Fryxell (1970) más la adición de dicromato de potasio entre el ácido sulfúrico y permanganato de potasio, Simonsen (1974) y método estándar propuesto por Schrader (1976). Este procedimiento es recomendable para especímenes robustos y silíceos, (Tabla 2.2).

Procedimiento:

1. Colocar de dos a cinco ml de muestra en un tubo de ensayo de 15 o 25 ml.
2. Aforar a 12 o 22 ml con agua BD (bidestilada y desionizada), que corresponde al primer enjuague.
3. Centrifugar a 1,500 rpm durante 5'.
4. Retirar el sobrenadante por decantación. El material es resuspendido con un agitador eléctrico, aforado nuevamente con agua BD y centrifugado.
5. De la misma manera, se realizan seis enjuagues.
6. Decantar la mayor cantidad posible del sobrenadante. Agregar un ml de una solución saturada de permanganato de potasio, homogeneizar la mezcla con un agitador eléctrico y dejar en este medio durante 12 horas.
7. Agregar por escurrimiento, un volumen similar de ácido clorhídrico concentrado.
8. Agitar la mezcla y calentar con un mechero Bunsen, sujetando firmemente con pinzas el tubo con la muestra. Este procedimiento deberá realizarse dentro de una campana de extracción y no permitir que hierva porque puede expulsarse violentamente el contenido. Es necesario agitar manualmente mientras calienta de forma constante. Calentar demasiado puede ocasionar su explosión.
9. Cuando la mezcla cambie a una coloración amarillo-limón se deberá retirar del fuego y efectuar un enjuague.
10. Eliminar la mayor cantidad de líquido posible. Agregar dos ml de ácido sulfúrico más granos de dicromato de potasio hasta alcanzar una tonalidad naranja, añadir permanganato de potasio para obtener una coloración morada o rojo ladrillo. Agitar cada minuto durante 10' (con el agitador eléctrico).
11. Agregar un volumen similar de ácido oxálico concentrado, homogeneizar este material con el agitador eléctrico hasta que torne translúcido o verde claro, adicionar agua BD y enjuagar cinco veces.
12. Decantar el sobrenadante y agregar tres ml de una mezcla 1:1 de ácido acético y peróxido de hidrógeno. Se deberá agitar la solución cada minuto durante 10' (con el agitador eléctrico) y enjuagar seis veces más con agua destilada.
13. Añadir agua BD hasta un volumen definido y resuspender el material con el agitador eléctrico.
14. Se colocará una alícuota de 0.1 ml sobre un cubreobjetos (18 mm de diámetro y del número uno) nuevo y limpio (evitar limpiarlo porque se carga eléctricamente y desparrama la gota). Secar a temperatura ambiente cuando menos 12 horas y en un ambiente sin humedad.
15. Colocar sobre el cubreobjetos con muestra una gota de resina sintética para montaje (Hyrax®, Pleurax®, Naphrax® o Sigma®) diluída con tolueno o xileno.
16. En una parrilla eléctrica, se tendrá que calentar el portaobjetos (75 X 25 mm) por cinco segundos, colocarlo sobre el cubreobjetos con la resina de manera que se adhiera sin la formación de burbujas, a continuación se deposita la preparación en un lugar plano para que seque, evapore el solvente y endurezca la resina.
17. Para corroborar poco daño de los ejemplares durante el proceso de limpieza, se procesará material adicional, por el método sugerido por Barron (1976, 1981), con la modificación de no anexar ácido clorhídrico; así como su posterior tratamiento

con peróxido de hidrógeno sin diluir, solución que se calentará a baño María durante una hora.

18. Se prepararán cuando menos dos laminillas por muestra. Las determinaciones genéricas y específicas se efectuarán con un microscopio de luz transmitida (Figura 2.17), obtención de fotomicrografías a 400x, 630x y 1,000x. De manera similar, los dibujos originales se obtendrán por medio del uso de una cámara lúcida o clara.

#### 2.7.4 Análisis ultraestructural

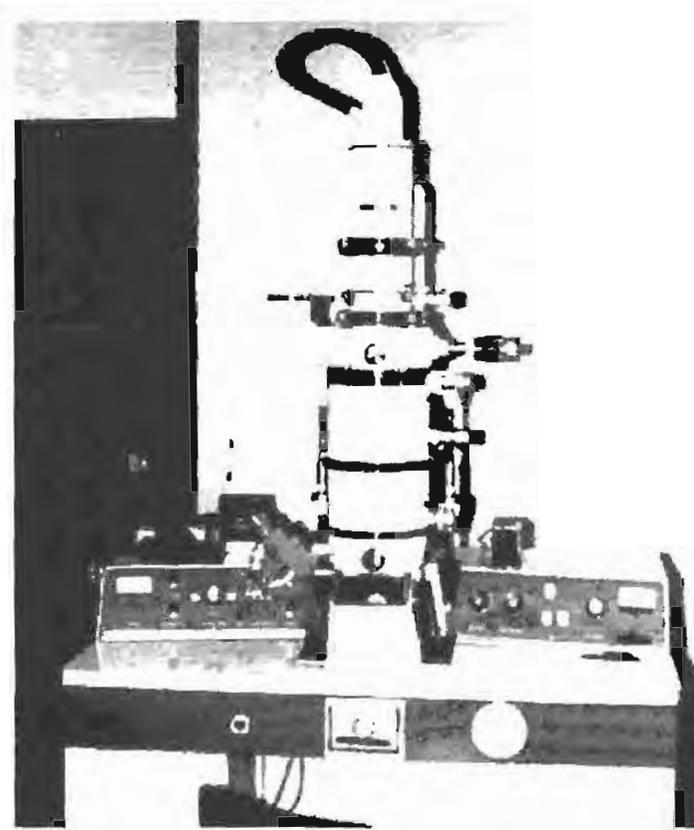
Existen diversas poblaciones naturales de pequeñas algas del plancton indicadoras (con células menores a 10  $\mu\text{m}$ ) que no pueden reconocerse por su análisis con microscopía de luz, por lo que requerirán diferenciarse con microscopía electrónica; ya que se presentan células cuyo tamaño fluctúa de 2 a 20  $\mu\text{m}$  (denominadas nanoplancton), 1 a 2  $\mu\text{m}$  (picoplancton) y entre 0.5 a 1  $\mu\text{m}$  (ultraplancton, Sieburth *et al.* 1978, Round 1981). Para su determinación se recomienda:

a) El estudio ultraestructural con microscopía electrónica de barrido (MEB) según Moreno-Ruiz (1990), Moreno *et al.* (1997). Para esta parte se deberán utilizar cilindros de aluminio de 10x10 mm, en los que se colocarán cubreobjetos redondos (18 mm de diámetro y del número 1 ó 2), a los que se anexarán 0.1 ml de material limpio, mismos que se dejarán secar a temperatura ambiente cuando menos 12 horas. Después de su secado se recubrirán con oro, y su análisis se efectuará por medio de microscopios electrónicos de barrido como JEOL-35C, y JEOL JSM-35CF (Figura 2.21).



Fig. 2.21 Microscopio electrónico de barrido

b) El montaje de material limpio en formar sobre rejillas de cobre del número 150 y 200, más recubrimiento con película de carbón. Procedimiento que se realizará para el análisis con microscopía electrónica de transmisión, con la utilización de microscopios como Hitachi-8, Jeol-HC100 o Zeiss EM9S-2 (Figura 2.22).



**Fig. 2.22 Microscopio electrónico de transmisión**

La determinación de los taxay la terminología que se utilizará para reconocer las características distintivas de estas algas se obtendrá con las claves y descripciones existentes en variadas obras como las de: Desikachary (1959), Campbell (1973), Caljon (1983), Moreno-Ruiz y Carreño (1993), Moreno-Ruiz *et al.* (1993), Moreno y Licea (1994), Moreno-Ruiz y Licea (1995), Lara-Villa *et al.* (1996), Licea *et al.* (1996), Moreno *et al.* (1997).

El análisis cualitativo también comprenderá la presencia y ausencia de las especies (Foged 1986a-b, Moreno-Ruiz 1990, Moreno y Licea 1994), y los ejemplares fragmentados pero con contenido celular se determinarán como completos según el criterio de Keast (1968), Moreno-Ruiz (1985) y Stoermer *et al.* (1987).

## 2.8 ANÁLISIS CUANTITATIVO

Es importante considerar el análisis cuantitativo de las algas microscópicas bioindicadoras, ya que además de su presencia, su abundancia es determinante para producir problemas, ya que su florecimiento ocasiona un efecto de sombreado en la columna de agua, restringiendo la actividad fotosintética de otras algas en las aguas subyacentes (Tabla 2.3). También le proporcionan color al agua, desde tonalidad pardo-amarillenta hasta marrón y depende de las especies que la ocasionan, concentración y estado fisiológico. Por ejemplo, rojo ladrillo (*Dinophysis acuminata*), rojo opaco a rojo tenue (*Cochlodinium* sp.), pardusco (*Pyrodinium bahamense* var. *compressum*, *Chaetoceros curvisetus*, *Skeletonema costatum*), rosa claro a pardo (*Noctiluca scintillans*), verde claro (*Gyrodinium* sp.), verde oscuro (*Synechococcus* sp. *Chroococcus minutus*, *C. turgidus*). Pero su mayor efecto se produce cuando los organismos mueren (Taylor y Pollinger 1987).

**Tabla 2.3 Algunas especies de algas microscópicas bioindicadoras en México**

Taxa	Localidad	Céls. x l <sup>-1</sup>	Autor
<i>Protogonyaulax catenella</i>	Bahía de Mazatlán	3.5 x 10 <sup>6</sup>	Cortéz-Altamirano 1987
<i>Ptychodiscus brevis</i>	Costas de Veracruz	100 x 10 <sup>6</sup>	Nuñez-Ortega 1879
<i>Pyrodinium bahamense</i>	Golfo de Tehuantepec	1.7 x 10 <sup>6</sup>	Cortéz-Altamirano et al 1993
<i>Gymnodinium catenatum</i>	Bahía de Mazatlán	10 <sup>4</sup> - 10 <sup>5</sup>	Mee et al 1986
<i>Gonyaulax polygramma</i>	Golfo de California	1.9 x 10 <sup>6</sup>	Millán-Nuñez 1988
<i>Gymnodinium sanguineum</i>	Bahía Tortugas	0.09-0.8 x 10 <sup>6</sup>	Cortés et al. 1995
<i>Gymnodinium splendens</i>	Bahía Concepción	0.1 x 10 <sup>6</sup>	Cortés et al. 1995
<i>Prorocentrum minimum</i>	Sinaloa	1-282 x 10 <sup>6</sup>	Cortés et al. 1995
<i>Noctiluca scintillans</i>	Bahía Concepción	0.15-0.18 x 10 <sup>6</sup>	Cortés et al. 1995
<i>Gonyaulax polyedra</i>	Bahía San Hipólito	0.17 x 10 <sup>6</sup>	Cortés et al. 1995
<i>Prorocentrum</i> spp.	Bahía de Cametla	1.0 x 10 <sup>6</sup>	Saldate et al. 1990
<i>Ceratium</i> - <i>Prorocentrum</i>	Laguna Superior	0.7-0.9 x 10 <sup>6</sup>	Saldate et al. 1990
<i>Ceratium furca</i>	Bahía de Manzanillo	0.3-5.0 x 10 <sup>6</sup>	Saldate et al. 1990
<i>P. bahamense</i> v. <i>compressum</i>	Salina Cruz-Huatulco	1.7 x 10 <sup>6</sup>	Saldate et al. 1990

Cuando una población densa decae, la actividad bacteriana favorece la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), reduciéndolo a niveles indetectables provocando la mortalidad generalizada de peces e invertebrados que por su propia descomposición contribuirá al incremento de la anoxia.

La acción de toxinas liberadas por algunas especies microalgales, produce efectos específicos sobre peces, moluscos y crustáceos. Así, diversas especies inmunes a la saxitoxina y otras toxinas, concentran el veneno en sus tejidos, perturbando niveles tróficos más altos, hasta al mismo hombre. La toxicidad dependerá de la concentración de algas, el tipo de sustancia, tiempo de exposición y duración del almacenamiento (Tabla 2.4).

El florecimiento de la dinofita *Ptychodiscus brevis* provoca una fuente gaseosa de acetilcolina que ocasiona irritación de ojos y nariz.

La muerte masiva de organismos por una marea roja también puede provocar en los sedimentos la liberación de ácido sulfhídrico que ocasiona mal olor y decoloración de la pintura de los barcos.

**Tabla 2.4 Algas microscópicas bioindicadoras productoras de toxinas y efectos sobre la biota acuática y el hombre  
(Carmichael 1986, Lara-Villa et al. 1996)**

Taxa	Toxina	Grupo químico	Efecto
<i>Prymnesium parvum</i>	Ictiotoxina	Desconocido	Mortalidad en peces marinos.
<i>Lyngbya majuscula</i>	Lyngbyatoxina a	Alcaloide indol	Dermatitis.
	Debromoaplisitoxina	Bislactona fenólica	Dermatitis.
	Aplisiatoxina	Bislactona fenólica	Dermatitis.
<i>Schizothrix calcicola</i>	Debromoaplisitoxina	Bislactona fenólica	Dermatitis.
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	Oscilatoxina a	Bislactona fenólica	Dermatitis.
<i>Microcystis aeruginosa</i>	Microcistina	Péptido	Efectos epidemiológicos en animales salvajes y domésticos.
	Cianoginocina	Péptido	
<i>Anabaena flos-aquae</i>	Anatoxina a	Alcaloide	Efectos epidemiológicos en animales salvajes y domésticos.
	Anatoxina b	Desconocido	
	Anatoxina c	Péptido	
	Anatoxina d	Desconocido	
	Anatoxina a(s)	Desconocido	
	Anatoxina b(s)	Desconocido	
<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>	Afantoxina	Alcaloide	Efectos epidemiológicos en animales salvajes y domésticos.

...continúa Tabla 2.4

Taxa	Toxina	Grupo químico	Efecto
<i>Oscillatoria agardhii rubescens</i>	Toxina oscillatoria	Péptido	Efectos epidemiológicos en animales salvajes y domésticos.
<i>Gonyaulax catenella</i>	PSP (paralytic shellfish poison)	Alcaloide	Neurotóxico.
	Saxitoxina	Alcaloide	Neurotóxico.
<i>G. tamarensis</i>	neosaxitoxina	Alcaloide	Neurotóxico.
<i>G. acatenella</i>	Gonyautoxina 1-4	Alcaloide	Neurotóxico.
<i>G. phoneus</i>	Criptic (B <sub>1-2</sub> , C <sub>1-4</sub> )	Alcaloide	Neurotóxico.
<i>Pyrodinium bahamense var. compressum</i>	Criptic (B <sub>1-2</sub> , C <sub>1-4</sub> )	Alcaloide	Neurotóxico.
<i>Ptychodiscus brevis</i>	Brevetoxina	Polilactona	Neurotóxico.
<i>Dinophysis fortii</i>	Dinofisistoxina	Parecido al ácido okadaico	Neurotóxico.
<i>D. acuminata</i>	Pectenotoxina	Polieter lactona	Neurotóxico.
<i>Gambierdiscus toxicus</i>	Ciguatoxina	Alcaloide	Neurotóxico.
	Maitotoxina	Alcaloide	Neurotóxico.
	Escaritoxina	Alcaloide	Neurotóxico.

El recuento de estas algas puede realizarse a través del uso de algunas cámaras (Sedwick-Rafter a Petroff-Hausser, Figura 2.23). Sin embargo, el método más confiable para contar fue planteado por Utermöhl (1948). Que consiste en sedimentar una alícuota de agua del sitio de muestreo en cubetas cilíndricas de 2, 10, 25, 50 o 100 ml (Figuras 2.16 y 2.24), y realizar el recuento de acuerdo a Hasle (1978, Figura 2.18) mediante la observación directa de los mismos en un microscopio invertido (Figuras 2.17 y 2.24).

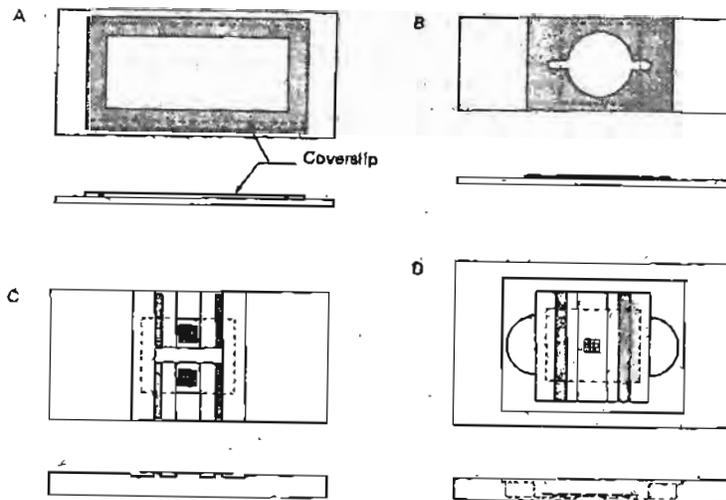


Fig. 2.23 Cámaras: (A) Sedgwick-Rafter, (B) Palmer-Maloney, (C) un tipo de haemacitómetro, (D) Petroff-Hausser (Guillard 1978)

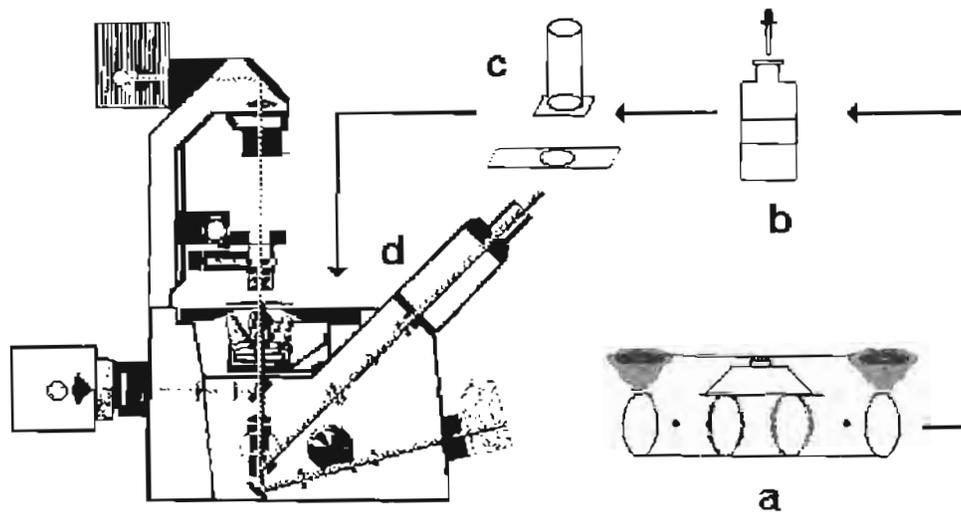


Fig. 2.24 El fotomicroscopio invertido y el método de Utermöhl

La muestra de un ambiente natural es recolectada con botella muestreadora (a) y una alícuota es fijada con lugol (b). En el laboratorio, una fracción es puesta a sedimentar en una cámara durante 24 horas c), para finalmente realizar el recuento (d) de las algas microscópicas (Lara-Villia *et al.* 1996)

La estimación del número de células dependerá de: 1) la densidad de organismos; 2) el tamaño de las células y 3) las formas de crecimiento.

Es recomendable contar las células individuales. Si se encuentran colonias, filamentos o cenobios se tiene que considerar el número de células en cada uno de ellos. En cada campo visual, se hará el recuento de las células o fragmentos que tengan material orgánico, el cual es claramente visible con contraste de fases, por lo que es importante que el microscopio invertido presente esta condición.

Para saber cuánto contar puede aplicarse un criterio estadístico o un criterio empírico. El primero considera que la sedimentación de los organismos en una cubeta produce una distribución sobre el fondo que se ajusta a la descrita por Poisson, dada la escasa probabilidad del evento de encontrar un organismo  $x$  sobre un área que se considera grande. Dado que en este tipo de distribución la media y la varianza son iguales, el error normal de la media teórica es  $Ex = s/\sqrt{n}$  siendo  $s$  la desviación estándar y  $n$  el número de recuentos. Para un solo conteo  $Ex = \sqrt{n}$ , en consecuencia si 100 individuos son contados en una muestra el error es del 10%, y para 300 se aproxima al 5%.

Al respecto, se recomienda hacer una evaluación preliminar de la muestra para elegir la estrategia a seguir una vez que se tenga una idea del número y tamaño de las algas. El nanoplancton (2-20  $\mu\text{m}$ ) o el picoplancton (1-2  $\mu\text{m}$ ) se contarán a 630X o 1,000X. Si es muy abundante, en el recuento de cinco a 10 campos seleccionados al azar, se obtendrán más de 1,000 células/ml en muestras de estuarios o lagunas costeras. Cuando el nanoplancton es escaso, será suficiente contar en uno o dos transectos lineales de un cm de largo y del diámetro de un campo visual. En general, se tienen

amplias fluctuaciones de la abundancia en estos y otros ambientes y el método se tendrá que ajustar a cada caso particular, aunque para células muy pequeñas, la sedimentación de dos a 10 ml de material extraído de la botella muestreadora es suficiente.

El recuento del microplancton se efectúa comúnmente en áreas definidas en el centro de la cámara con una extensión de 0.5 a 1 cm<sup>2</sup> y a 500X. Pero es necesario recorrer toda la cámara a 125X para incluir a las especies mayores y generalmente en menor número. Se utilizan normalmente volúmenes de 25 a 50 ml de muestra para agua proveniente de estuarios o de la zona costera. En muestras de agua dulce con florecimientos de cianofitas se requiere hacer diluciones previas a la sedimentación con menos de un mililitro de muestra y aforando la cubeta con agua destilada o filtrada. Para aguas exageradamente pobres de lagos oligotróficos o de mar abierto deberán usarse cubetas de 100 ml. Sin embargo, en todos los casos es recomendable contar cuando menos 100 ejemplares.

Posteriormente, para determinar las características de las poblaciones fitopláncticas, se requieren utilizar los siguientes índices:

Índice de diversidad (H') de Shannon y Wiener (Washington 1984, Lara-Villa *et al.* 1996), con:

$$H' = - \sum_{i=1}^{s^*} (p_i \ln p_i)$$

H' es el promedio incierto por especie en una comunidad infinita de s\* especies con abundancias proporcionales conocidas p<sub>1</sub>, p<sub>2</sub>, p<sub>3</sub>,..., p<sub>s</sub>, y su corrimiento se realizará con el programa interactivo BASIC de ecología estadística propuesto por Ludwig y Reynolds (1988).

De manera complementaria se obtendrá la presencia de especies indicadoras de saprobiedad de acuerdo al criterio de Sládecek (1973, 1978, 1982), Sládecek *et al.* (1981), Ortega *et al.* (1995) y el uso del índice sapróbico de Pantle y Buck (1955), cuya fórmula es:

$$S = \frac{\sum(h \cdot s)}{\sum h}$$

donde s corresponde al valor sapróbico individual para cada especie y h es la frecuencia de acuerdo a una escala relativa de estimación. Por lo que se tendrán valores de h=1 (con <1 a 19 % de células de un determinado taxón), h=3 (20-49%) y h=5 (50-100%) de acuerdo a la escala modificada de Pantle y Buck (1955).

Al respecto, Davis (1995) ha utilizado directamente el sistema de saprobios asignando a cada zona un número de 1 a 4, donde 1 es oligosapróbico, 2 β-mesosapróbico, 3 α-mesosapróbico y 4 polisapróbico. Cada organismo asociado con varias zonas basado

en la lista de organismos indicadores de Liebmann (1962) se asigna al valor indicativo respectivo (s) multiplicado por una frecuencia relativa (h) de 1 (especies sólo encontradas por cambio o casuales), 3 (especies frecuentes) o 5 (especies abundantes). Estos valores se promedian para derivar el índice sapróbico S; los valores de 0.51 a 1.5 indican impureza ligera o contaminación muy débil (0), 1.51 a 2.5 impureza moderada o contaminación moderada ( $\beta$ ), 2.51 a 3.5 alta impureza o contaminación fuerte ( $\alpha$ ) y 3.51 a 4.0 muy alta impureza o contaminación muy fuerte ( $\rho$ ) (Sládeček 1973, Schwoerbel 1975, Mason 1993 y Ortega *et al.* 1995).

Para determinar la similaridad entre las localidades de muestreo por la recolecta de materiales con redes fitopláncticas y botella, se utilizará el método de Jaccard (Brower y Zar 1977), el que únicamente considera la presencia de las especies con la expresión:

$$C_j = \frac{c}{s_1 + s_2 - c}$$

donde  $s_1$  y  $s_2$  corresponden al número de especies en las comunidades 1 y 2 respectivas, y  $c$  es el número de especies comunes entre ambas comunidades.

Es necesario realizar el análisis de los factores físicos y químicos de los ambientes seleccionados para determinar las áreas contrastantes y su variación estacional. Asimismo, para determinar objetivamente las diferentes comunidades fitopláncticas, se requieren analizar los patrones de distribución y de afinidad del fitoplancton, por lo que es recomendable estructurarlo a través del método de componentes principales y, además, incorporar el análisis de clasificación por conglomerados a través del método de Ward (1963) considerando la presencia y ausencia de las especies de acuerdo a la sugerencia de Tapia-García (1997). Para tal fin, el paquete estadístico "STATISTICA" para Windows versión actualizada de StatSoft Inc. reúne las características mínimas necesarias.

## 2.9 REFERENCIAS

- Barron, J.A., 1976. Revised Miocene and Pliocene diatom biostratigraphy of upper Newport Bay, Newport Beach, California. *Marine Micropalontology*, 1: 27-63.
- Barron, J.A., 1981. Late cenozoic diatom biostratigraphy and paleoceanography of the middle-latitude eastern North Pacific, Deep Sea Drilling Project Leg 63. *Initial Reports Deep Sea Drilling Project*, 63: 507-538.
- Barron, J. A., 1987. Diatoms. In: *Fossil prokaryotes and protists: notes for a short course*. (T.W.Broadhead, ed.). 128-147.
- Barron, J. A. y J.G., BALDAUF, 1989. Tertiary cooling steps and paleoproductivity as reflected by diatoms and biosiliceous sediments. In: *Productivity of the Ocean: present and past* (W.H.Berger, V.S.Smetacek y G. Wefer, eds.). 341-354. John Wiley and Sons.

- Brower, J.E. y J.H., ZAR, 1977. Field and laboratory methods for general ecology.. Brown Company Publishers, USA. 1-194.
- Caljon, A., 1983. Brackish-water phytoplankton of the Flemish lowland. *Developments in Hydrobiology*, 18: 1-272.
- Campbell, P.H., 1973. *Studies on brackish water phytoplankton*. 279-359. Sea Grant, North Carolina.
- Carmichael, W.W., 1986. Algal toxins. *Advances in Botanical Research*, 12: 47-93.
- Cortéz-Altamirano, R., 1987. Observaciones de mareas rojas en la bahía de Mazatlán, Sin., Mex. *Cienc. Mar.* 13(4):1-19.
- Cortéz-Altamirano, R., L. MUÑOZ-CABRERA Y O. SOTOMAYOR-NAVARRO, 1993. Envenenamiento paralítico por mariscos (PSP) causado por *Pyrodinium bahamense* var. *compressum* en la costa suroeste de México. *An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol., UNAM.* 20: 43-54.
- Cortéz-Altamirano, R., D.U. Hernández-Becerril, y R. Luna-Soria, 1995. Evaluación y prevención de efectos de las mareas rojas en la Bahía de Mazatlán. *Ciencias del Mar, UAS.* 14: 10-14.
- Davis, W.S., 1995. Biological assessment and criteria: building on the past. *In: Biological Assessment and Criteria: Tools for Water Resource Planning and Decision Making* (W.S. Davis y T.P. Simon, eds). 15-29. Lewis Publishers, Boca Raton, London.
- Desikachary, T.V., 1959. Cyanophyta. *Bot. Dept. Univ. Med. Ind. Couns. Agric. Res. New Delhi*, 2: 1-686.
- Durbin, E.G., Krawiec, R.W. y Smayda, T.J., 1975. Seasonal studies on the relative importance of different size fractions of phytoplankton in Narragansett bay (USA) . *Marine Biology*, 32 (3), 271-287.
- Foged, N., 1986a. Diatoms in Gambia. *Bibliotheca Diatomologica*, 12: 1-153.
- Foged, N., 1986b. Diatoms in the Volo Bay, Greese. *Bibliotheca Diatomologica*, 12: 1-67.
- Gasse, F., 1986. East african diatoms: taxonomy, ecological distribution. *Bibliotheca Diatomologica*, 11, 1-201.
- González de Infante, A., 1988. *El plancton de las aguas continentales*. Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos. Programa Regional de Desarrollo Científico y Tecnológico, Washington. 1-130.
- Guillard, R.R.L., 1978. Counting slides. *In: Phytoplankton Manual* (A. Sournia, ed.). UNESCO, Paris. 182-189.
- Guzkowska, M.A. y F. Gasse, 1990. Diatoms as indicators of water quality in some English urban lakes. *Freshwater Biology*, 23: 233-250.
- Hasle, G.R., 1978. Using the inverted microscope. *In: Phytoplankton Manual* (A. Sournia, ed.). UNESCO, Paris. 191-196.
- Hasle, G.R. y G.A Fryxell, 1970. Diatoms: cleaning and mounting for light and electron microscopy. *Transactions of the American Microscopical Society*, 89 (4): 469-474.
- Issacs, J.D., 1969. The nature of oceanic life. *In: Oceanography*, Scientific American, 1971. 215-227.
- Keast, A., 1968. Feeding of some Great Lakes fishes at low temperatures. *J. Fish. Res. Bd. Can.*, 25 (6): 1199-1218.

- Lara-Villa, M.A., J.L. Moreno-Ruiz, y E.J. Amaro-Mauricio, 1996. *Fitoplancton: conceptos básicos y técnicas de laboratorio*. 1-227. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, México.
- Licea, S., J.L. Moreno, H. Santoyo, y G. Figueroa, 1996. *Dinoflageladas del Golfo de California*. Universidad Autónoma de Baja California Sur, SEP-FOMES/PROMARCO. 1-165.
- Liebmann, H., 1962. *Handbuch der Frischwasser und Abwasserbiologie*. 1 (2a ed.). Verlag R. Oldenbourg, München.
- Ludwig, J.A. y J.E. Reynolds, 1988. *Statistical ecology, a primer on methods and computing*. 1-337. Wiley, New York.
- Margalef, R., 1969. Counting. In: *A Manual on Methods for Measuring Primary Production in Aquatic Environments Including a Chapter on Bacteria* (J.F. Talling y D.F. Westlake, eds.). Blackwell. 7-14. London.
- Margalef, R., 1977. Evaluación de las poblaciones. In: *Ecología*. Omega. 317-357. Barcelona.
- Margalef, R. 1983. *Limnología*. Omega, Barcelona. 1-1010.
- Mason, C.F., 1993. *Biology of Freshwater Pollution*. Longman Scientific & Technical, Great Britain. 1-351.
- McCarthy, J.J., W.R. Taylor, y M.E. Loftus, 1974. Significance of nanoplankton in the Chesapeake bay estuary and problems associated with the measurement of nanoplankton productivity. *Marine Biology*, 24 (1), 7-16.
- Mee, L.D., M. Espinosa, y G. Díaz, 1986. Paralytic shellfish poisoning with a *Gymnodinium catenatum* red tide on the Pacific coast of Mexico. *Mar. Environ. Res.* 19: 77-92.
- Méndez, I., D. Namihira, L. Moreno, y C. Sosa, 1986. El protocolo de investigación. Lineamientos para su elaboración y análisis. Trillas. México. 1-210.
- Millán-Núñez, E., 1988. Marea roja en bahía de los Angeles. *Cienc. Mar.* 5(2):41-52.
- Moreno, L. y Licea, S., 1994. Morphology of three related *Coscinodiscus* Ehrenberg taxa from the southern Gulf of Mexico and coastal north Pacific of Mexico. In: *Memoirs of the California Academy of Sciences* (17), *Proceedings of the Eleventh International Diatom Symposium*. 113-127.
- Moreno, J.L., Licea, S. y Santoyo, H., 1997. *Diatomeas del Golfo de California*. Universidad Autónoma de Baja California Sur, SEP-FOMES/PROMARCO. 1-273
- Moreno-Ruiz, J.L., 1985. Contribución al estudio básico (Análisis inicial de la diversidad alimenticia) de *Ictiobus meridionalis* Günther (Cypriniformes: Catostomidae), en algunas localidades de la cuenca baja del río Papaloapán. Tesis Licenciatura, Fac. Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. 1-27.
- Moreno-Ruiz, J.L., 1990. Morfología y sistemática del género *Coscinodiscus* Ehrenberg (Bacillariophyceae), en el sur del Golfo de México. Tesis Maestría, Fac. Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México 1-113. 12 tabs., 151 figs.
- Moreno-Ruiz, J.L. y A.L. Carreño, 1993. Morfología de *Thalassionema nitzschioides* var. *Claviformis* (Schradler) Moreno-Ruiz nov. comb. In: *Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, Serie Ocasional*, 2, 141-148.
- Moreno-Ruiz, J.L. y A.L. Carreño, 1994. Diatom biostratigraphy of Bahía Asuncion, Baja California Sur, Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 11 (2), 243-252.

- Moreno-Ruiz, J.L. y S. Licea, 1995. Observations on the valve morphology of *Thalassionema nitzschioides* (Grunow) Hustedt. In: *Proceedings of the 13th International Diatom Symposium Acquafredda di Maratea* (PZ), Italy, 1994. 393-413.
- Moreno-Ruiz, J.L., P.J. Soto, M.E. Zamudio, D.U. Hernández-Becerril y S. Licea, 1993. Morphology and taxonomy of *Chaetoceros diversus* (Bacillariophyceae) based on material from the southern Gulf of Mexico. *Diatom Research*, 8, 419-428.
- Newell, G.C. y R.C. Newell, 1966. *Marine Plankton. A Practical Guide*. Hutchinson. 1-208. London.
- Núñez-Ortega, D.A. 1879. Ensayo de una explicación del origen de las grandes mortandades de peces que ocurren en el Golfo de México. *La Naturaleza* 4: 188-197.
- Ortega, M.M., J.L. Godínez, G. Garduño-Solorzano, y M.G. Oliva, 1995. *Ficología de México: Algas Continentales*. AGT Editor, S.A., México. 1-221.
- Pantle, R. y H. Buck, 1955. Die biologische Überwachung der Gewässer und die Darstellung der Ergebnisse. *Gas-au. Wasserfach*, 96: 604.
- Planas, D., L. Lapierre, G. Moreau y M. Allard, 1989. Structural organization and species composition of lotic periphyton community in response to experimental acidification. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 46: 827-835.
- Round, F.E., 1981. *The ecology of the algae*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Saldate, O., A. Sánchez, J.L. Vázquez, A. Nasar, F. Gama, J. Zárate, y E., Salazar, 1990. Intoxicaciones por toxina paralizante de molusco en el estado de Oaxaca, México. *Bol. Vig. San.* 1: 14-15.
- Sancetta, C.A., 1982. Distribution of diatom species in surface sediments of the Bering and Okhotsk Seas. *Micropaleontology*, 28 (3), 221-257.
- Sancetta, C.A., 1983. Diatoms in sediments as indicators of the shelf-slope break. *The Society of Economic Paleontologists and Mineralogists, SEPM Special Publications*, 33, 373-380.
- Sancetta, C.A., 1992. Comparison of phytoplankton in sediment trap times series and surface sediments along a productivity gradient. *Paleoceanography*, 7 (2), 183-194.
- Sancetta, C.A. (1995). Diatoms in the Gulf of California: seasonal flux patterns and the sediment record for the last 15,000 years. *Paleoceanography*, 10 (1), 67-84.
- Schrader, H., 1976. Cenozoic planktonic diatom biostratigraphy of the southern Pacific Ocean. *Initial Reports Deep Sea Drilling Project*, 35: 605-671.
- Schwoerbel, J., 1975. *Métodos de Hidrobiología (Biología del Agua Dulce)*. Blume, Madrid. 1-262.
- Sieburth, J.M.C.N., B. Smetacek, y J. Lenz, 1978. Pelagic ecosystem structure: heterotrophic components of the plankton and their relationship to plankton size-fractions. *Limnol. Oceanogr.* 23: 1956-1963.
- Simonsen, R., 1974. The diatom plankton of the Indian Ocean expedition of R. V "Meteor" 1964-1965. *Meteor Forsch. (D.Biol.)*, 19: 1-66.
- Sládeček, V., 1973. System of water quality from the biological point of view. *Arch. Hidrobiol. Beih.*, 7 (1-4): 1-218.
- Sládeček, V., 1978. Relation of saprobic to trophic levels. *Verh. Int. Ver. Limnol.*, 20: 15-32.
- Sládeček, V., 1982. Trophic and saprobic levels. In: *Examination of water for pollution control* (M.J. Suess, ed.). 3, 142-168.

- Sládeček, V., M., Zelinka, J. Rothschein, y V., Morarcova, 1981. *Biologicki rozbor povrchove rody*. Stanoveni saprobnih indexu. A Kolektiv, Praga. 1-186.
- Smith, D.L., 1977. A Guide to Marine Coastal Plankton and Marine Invertebrate Larvae. Kendal-Hunt. 1-162. U.S.A.
- Steidinger, K.A. y J. Williams, 1970. Dinoflagellates. *Memoirs of Hourglass Cruises*, 2: 1-251.
- Stoermer, E.F., J.P. Kociolek, C.L. Schelske, y D.J. Conley, 1987. Quantitative analysis of siliceous microfossils in the sediments of lake Erie's central basin. *Diatom Research*, 2 (1): 113-134.
- Tangen, K., 1978. Nets. In: *Phytoplankton Manual* (A. Sournia, ed.). UNESCO. 50-58. Paris.
- Tapia-García, M., 1997. Estructura e interacciones ecológicas de las comunidades de peces de la plataforma continental y la laguna del Mar Muerto, en el Golfo de Tehuantepec al sur del Pacífico mexicano. Tesis Doctorado, Unidad Académica de los Ciclos Profesional y de Posgrado del Colegio de Ciencias y Humanidades, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México. 1-135.
- Taylor, F.J.R. y U. Pollinger, 1987. Ecology of dinoflagellates. In F.J.R. Taylor (ed.). *The biology of dinoflagellates*. Botanical Monographs, Blackwell, London. 21: 398-517.
- Utermöhl, H., 1948. Zur Vervollkommenung der quantativen Phytoplanktonmethodik. *Mitt. internat. Verein. Limnol.*, 9: 1-38.
- Van DAM, H. y A. Mertens, 1990. A comparison of recent epiphytic diatom assemblages from the industrial acidified and copper polluted Lake Orta (Northern Italy) with old literature data. *Diatom Research*, 5: 1-13.
- Ward, J., 1963. Hierarchical grouping to optimise an objective function. *J. Amer. Statist. Ass.*, 58: 236-244.
- Washington, H.G., 1984. Diversity, biotic and similarity indices. A review with special relevance to aquatic ecosystems. *Water Research*, 18: 653-694.
- ZAbalegui-Medina, L.M. y L. Zendrero-Moreno, 1986. Guía de Muestreo en Lagunas Costeras. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, Servicios Documentales. 1-191.
- Ziegelmeier, E., (1972). Bottom-living animals: macrobenthos. In: *Research Methods in Marine Biology* (C. Schlieper, ed.). Sidgwick & Jackson, London. 104-128.

### **3. ALGAS Y VEGETACIÓN ACUÁTICA**

#### **3.1 INTRODUCCIÓN**

Obtener información acerca de nuestros cuerpos de agua, tanto dulceacuícolas como marinos, siempre ha sido una necesidad apremiante para diversos organismos federales y privados que tratan de planear y regular muchas actividades relacionadas con el uso, mantenimiento y deterioro de los ambientes acuáticos. Desafortunadamente no es fácil obtener información biológica, que pueda ser realizada totalmente por el personal de dichas instituciones. Peor aún, esto se complica más cuando se solicita información simultánea de diferentes regiones del país en donde se requiere de la participación de un mayor número de personas, que podrían no estar capacitadas en el monitoreo biológico.

La Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos de Norteamérica (Simpson, 1991) ha encontrado de enorme valor la ayuda que pueden ofrecer los empleados federales, ciudadanos locales, estudiantes universitarios, voluntarios y hasta niños para el monitoreo de los lagos americanos, si ellos son entrenados en el muestreo biológico y del agua. La exitosa experiencia del programa de voluntarios mostró que el espíritu de servicio y el trabajo en equipo puede generar grandes resultados en beneficio de los ambientes acuáticos.

La doctora Guadalupe de la Lanza a través de la Comisión Nacional del Agua ha desarrollado esta idea para implementarla y adaptarla a las condiciones de México. Así, el presente manual en español provee los métodos necesarios para el monitoreo de la vegetación acuática de México, en un lenguaje sencillo y de fácil comprensión, para aquellas personas que deseen participar en el conocimiento y en las actividades de monitoreo y vigilancia de los ambientes continentales y marinos de México, con el fin de regularlos y protegerlos para beneficio de nuestras generaciones actuales y futuras.

Existen tres tipos de monitoreo: ambiental, biológico y ecológico. Este manual se enfoca a la descripción principalmente del monitoreo biológico el cual utiliza sistemáticamente organismos para definir la calidad ambiental. Sin embargo, es importante definir las diferencias que existen entre vigilancia y monitoreo de un ambiente. Vigilancia es el registro sistemático de las variables ambientales y biológicas en el tiempo y monitoreo es también el registro de las variables en el tiempo, pero, asumiendo la existencia de una razón específica para la recolección de datos estandarizados. Esto quiere decir que un problema específico puede ser monitoreado para ofrecer información sobre las características de un problema dado y sus cambios en el tiempo.

Frecuentemente se ha criticado el monitoreo biológico al compararse con el monitoreo ambiental que utiliza equipo sofisticado, supuestamente más confiable que los organismos. En efecto, no es fácil relacionar las causas y los efectos sobre los organismos, pero también es necesario distinguir entre la detección de niveles de

contaminación a través de métodos químicos y físicos y el monitoreo de dichas causas sobre los organismos y ecosistemas.

En México muchos ecosistemas han sido impactados por la contaminación y existen diversos estudios de monitoreo ambiental cuyo gasto económico y esfuerzo van en aumento; sin embargo se conoce poco de los efectos de los contaminantes sobre los ecosistemas acuáticos y los procesos biológicos, los cuales no pueden ser establecidos en ausencia del monitoreo biológico. Existen muchos organismos que pueden ser utilizados exitosamente no sólo como indicadores de la calidad del agua, sino como un componente barato y confiable que coadyuve al monitoreo ambiental (físico y químico) a largo plazo.

## 3.2 CÓMO PLANEAR UN MUESTREO

### 3.2.1 El objetivo

Es muy importante definir el objetivo del monitoreo o vigilancia. El responsable y las personas a su cargo deben describir en forma clara y concisa el objetivo del trabajo a ejecutar. Por ejemplo: identificar organismos indicadores de la calidad del agua (en cierto lugar), así como detectar las posibles fuentes involucradas en la contaminación.

Es necesario ser muy cuidadosos en definir el objetivo ya que de éste dependerá todo el programa. A veces, el objetivo no es muy claro hasta que se explora el ambiente. Es decir, sin información biológica o ecológica no se puede definir un objetivo. La meta de todo objetivo debe perseguir la recolección de la información para un adecuado almacenaje y análisis de datos.

Un plan conceptual es a menudo importante dentro de un programa biológico. Algunos de los aspectos más importantes a considerar son los siguientes: Definir si se realizará un monitoreo o una vigilancia, confirmar la localidad conveniente al objetivo, establecer los métodos de muestreo y escoger las variables, decidir la frecuencia de recolección, realizar salidas preliminares o proyectos pilotos con el fin de confirmar objetivos y posibilidades de acuerdo a los recursos logísticos. También, es muy recomendable considerar metas alternativas de análisis y presentación de informes, estandarizando la información con otros programas nacionales a través de formatos únicos y estableciendo costos y la continuidad de dicho programa. Muchas veces, sucede que proyectos con largos períodos de tiempo, la información almacenada resulta inaccesible y de difícil comprensión para las personas que retomarán el muestreo en subsecuentes ocasiones. Así, estandarizar la información es fundamental para que cualquier persona entienda el proceso de la información, pero cuyo avance estará supeditada al desarrollo de la tecnología de la información.

Mucho de lo que se hace en un muestreo parece obvio, pero también es obvio que muchos programas de muestreo no fueron exitosos debido a la carencia de planeación, del conocimiento previo de las localidades y de las posibles variables y métodos de

---

muestreo. De tal manera que será necesario establecer reglas de administración cuya descripción se presenta continuación.

### 3.2.2 Las localidades

Tres elementos principales deben tomarse en cuenta al determinar las localidades de muestreo: que sean convenientes en términos de los objetivos, seguras durante el muestreo y representativas.

Es importante localizar el lugar de muestreo a través del mapa correspondiente, determinando los accesos y las vías de comunicación, así como su cercanía del punto de partida en kilómetros y tiempo de recorrido. También es necesario obtener un mapa o croquis del lugar para precisar la posición y la morfología del ambiente, entre las que destacan la forma y la profundidad (Figura 3.1).

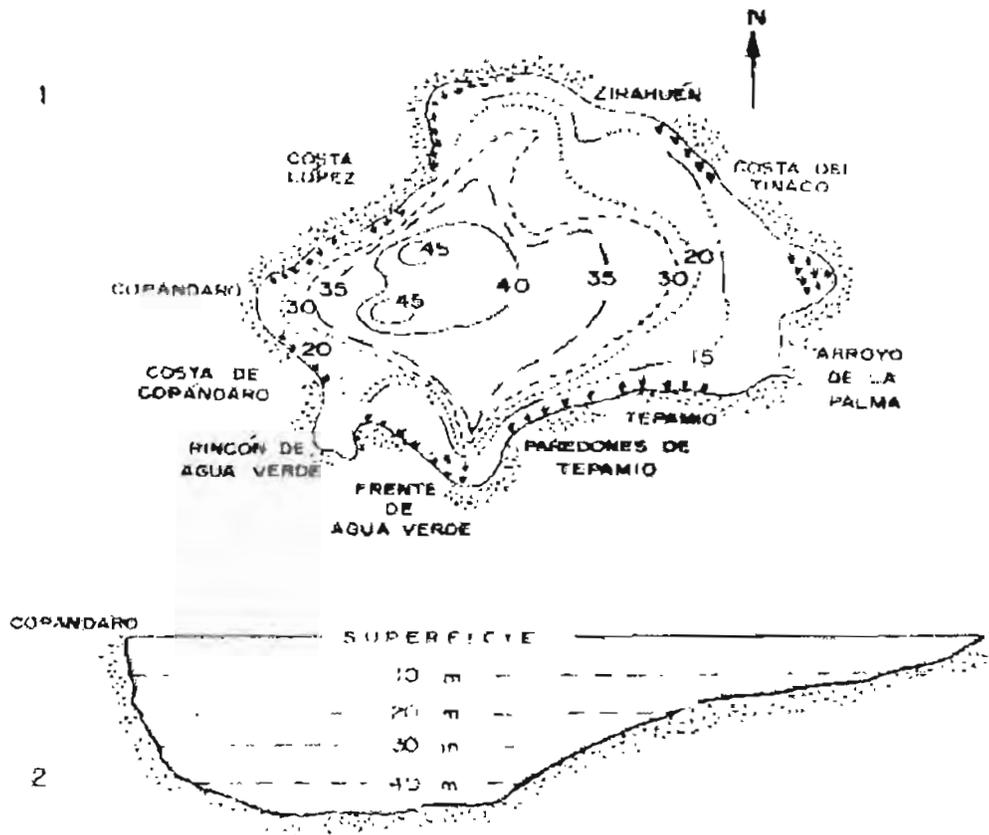


Fig. 3.1 Morfología de un lago tropical  
1: Batimetría y 2. Corte del lago de oeste a este  
(Ortega et al., 1995: 8, figura 3)

### 3.2.3 Conocimientos previos del medio

Clasificación de ambientes.- El medio acuático, como su nombre lo indica, está formado por el agua contenida en los diferentes depósitos continentales y oceánicos. Su relación con la corteza terrestre, el clima y los fenómenos meteorológicos le confieren una composición fisicoquímica particular a cada cuerpo de agua.

Clasificar el ambiente en donde crece la vegetación tiene por objeto contar con una visión general del lugar que se desea estudiar, el cual puede ser ubicado en un contexto integral. En el Apéndice I (Figura 3.16) se presenta la clasificación de los ambientes dulceacuícolas, como lagos, ríos y manantiales, entre otros. En el Apéndice II (Figura 3.17) se resume la clasificación de los ambientes marinos o costeros. También se incluyen ambientes que han sido afectados por el hombre, considerados como artificiales tales como: estanques, presas, escolleras y muelles. Por otro lado pueden buscarse estudios particulares previamente realizados que ayuden a tomar decisiones más adecuadas (Tabla 3.1).

Calidad del agua y puntos afectados por la contaminación.- Las localidades pueden haber sido estudiadas previamente, esto implica tener presente la información realizada o publicada de las localidades de muestreo, por ejemplo: listas florísticas o "check-list", catálogos de especies y estudios previos de la calidad del agua. También es importante localizar y establecer el tipo de disturbio que se encuentre en el cuerpo de agua. Tales disturbios pueden marcarse directamente en el mapa de la zona.

Época o temporada (lluvias, secas, nortes y ciclones). - El responsable determinará la importancia del muestreo en la época de lluvias, secas y nortes o ciclones de acuerdo a los objetivos del programa. En diferentes circunstancias se ha observado que la época de lluvias o secas se encuentra relacionada con la diversidad de las algas. En la época de lluvias, los compuestos químicos presentes en el agua son diluidos o lavados por lo que su condición podría modificar el ecosistema.

Clima.- Siempre es conveniente investigar el tipo de clima del lugar, el cual indicará las condiciones atmosféricas que se encontrarán en la fecha elegida para el muestreo.

### 3.2.4 Confeccionar la lista de material

No se puede incursionar en un trabajo de campo sin antes realizar un programa de actividades y una lista de materiales que se utilizarán en el muestreo. El grado de dificultad de un muestreo se encuentra casi directamente relacionado con la planeación. Muchas veces, ya estando en una lancha, se olvidó las herramientas del muestreo biológico o peor aún, para conservarlo. Dicho olvido complicará el muestreo y observación y, la actividad estará destinada al fracaso. No obstante, muchas veces, la improvisación es de gran ayuda en el aprendizaje del monitoreo biológico.

---

### 3.2.5 Las medidas de seguridad

Antes de salir o embarcarse, las personas involucradas deben tener en cuenta las medidas de seguridad. Por ejemplo, abordar una lancha es una situación que debe tomarse con seriedad, debido a que las personas estarán en movimiento dentro de la embarcación, trabajando con equipo e inclinándose sobre la borda.

- El número de participantes.- El número de participantes en el monitoreo del medio acuático puede variar dependiendo del tipo de ambiente (lago, río, laguna, etc.). Sin embargo, algo es seguro, nunca se debe hacer un muestreo solo. Lo recomendable para monitorear un lago a través de una lancha son tres personas: la persona que guía la lancha, la que toma la muestra y la que anota y guarda el orden de las muestras tomadas. Esto no quiere decir que deben asignarse labores estrictas. El espíritu de cooperación siempre es el mejor elemento para llevar a cabo con éxito una labor. También es importante que se trate este asunto con la persona responsable de dicho monitoreo.

- Ropa adecuada, equipo y primeros auxilios.- En el caso de usar una lancha, los integrantes deberán usar todo el tiempo el equipo de flotación. También ropa, calzado y sombrero adecuados a los sitios y ambientes de muestreo. En ocasiones el fondo o piso de una laguna somera contiene materiales cortantes como rocas o conchas, en ese caso el recolector debe usar siempre ropa y zapatos para su protección. También, el personal debe ser instruido acerca del reglamento de navegación. Antes de abordar una lancha, es prudente cerciorarse que ésta lleve el ancla y los remos, éstos últimos serán de gran utilidad en caso de una falla de motor.

- Llevar un botiquín de primeros auxilios, sin olvidar agua, repelente de insectos, filtros solares y algunos medicamentos básicos del tipo antimareo, antialérgico y analgésico.

Tabla 3.1 Algunas características geomorfológicas de lagos mexicanos  
(Ortega et al., 1995: 42, cuadro 5)

Nombre	Edo.	Municipio	Zona Fisiográfica	Altitud (msnm)	Forma	Dimensiones	Prof. Max (m)	Origen	Geología	Epoca Geológica	Madurez Fisiográfica
Alchichica	Pue-Ver		M.C.	2345		2 Km <sup>2</sup>	64.6	V	-	Cuaternario	Joven
Camécuaro	Mich.	Tangacicuaro de Atasta	M.N.	1700		-	-	T	Próximo: basalto, fallas	Pliocuaternalio	Senectud
Chapala	Jal	Chapala	M.C.	1530		80 X 25 Km. (1100 Km <sup>2</sup> )	13.0 15.0	T V	Sedimentario, lacustre	Pliocuaternalio	Avanzada
Chichankanab	Yuc	Dzviche	P.Y.	35		25 x 2 Km	-	T	Rocas sedimentarias, ígneas y extrusivas	Cenozoico-Mioceno	maduro
Lago Mayor del Nevado de Toluca	Méx	Calimaya	M.C.	4170		0.795 Km. SW-NE 0.482 Km. SSE-NNE	14.0	V	Arcilla, Limo y sedimentos	Pliocuaternalio - Pleistoceno	-
Pátzcuaro	Mich	Pátzcuaro	M.C.	2132		117.73 Km. SW-NE, 20.8 x 15.4 Km., (109.8 Km <sup>2</sup> )	10.8 12.0	T V	-	Pliocuaternalio	Avanzada
Santa Cruz	Oax	Guevea de Humboldt	C.B.	-		-	-	-	-	-	-
Zirahuén	Mich	Tingambato	M.C.	2080		4.95 Km. E-W, 4.28 Km. N-S (9.86 Km <sup>2</sup> )	48.0 33.0	T V	Limo- arcilla	Pliocuaternalio	Senectud
Zotz	Q. Roo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

M.N. = Meseta del norte  
M.C. = Meseta Central  
C.B. = Cuenca del Balsas

PY = Península de Yucatán  
V = Volcánico  
T = Tectónico

### 3.2.6 Dónde y cuándo hacer un muestreo

Al establecer el lugar de muestreo es necesario determinar la forma del ambiente y los puntos o estaciones de muestreo, inspeccionando el lugar y determinando las variables de acuerdo al objetivo. Al enfrentarse directamente con el trabajo se observan las dificultades del muestreo. Siempre es mejor hacer un muestreo con todas variables, pero en el último de los casos es mejor muestrear algo que nada. Cualquier variable detectada debe ser anotada inmediatamente; la información registrada en su momento es más confiable que información anotada posteriormente. Los registros de diferentes localidades deben ser marcados con el fin de evitar confusiones. También es recomendable estar abiertos a un posible cambio de objetivos de acuerdo a las circunstancias que se presenten. Finalmente, no se debe olvidar la preparación de un reporte de actividades en un tiempo cercano, con el fin de no perder ningún detalle. Finalmente esto ayudará, en gran medida, a complementar y precisar el objetivo. En el Apéndice III se explica brevemente la manera de presentar un informe.

### 3.2.7 Definir las estaciones y frecuencia del muestreo

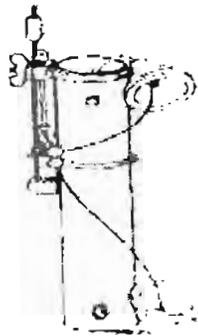
La selección de las estaciones se encuentra relacionada con los objetivos planteados. Muchas veces las estaciones son difíciles de ubicar, en ese caso deben marcarse definitivamente mediante boyas o al menos relacionarse con puntos específicos del paisaje. Es muy recomendable elegir estaciones representativas del ambiente natural e impactado para no correr el riesgo de omitir algunos patrones o ciclos importantes de los organismos. El número de estaciones debe ser exactamente el necesario; grandes áreas con muchas estaciones puede repercutir en un gasto excesivo, pero esto se puede neutralizar escogiendo un número reducido de estaciones, aunque monitoreándolas en un período largo. También es adecuado muestrear estaciones previamente estudiadas. La frecuencia del muestreo puede decidirse entre el jefe o responsable y los empleados con base en las experiencias o antecedentes del lugar o la detección de algún problema en particular.

**Detectar problemas.-** A menudo, un cuerpo de agua se encuentra afectado por variables antropogénicas. Por ejemplo: plantas tratadoras de aguas negras, construcciones y desagües, también actividades relacionadas con la agricultura, el urbanismo, la industria y la recreación o el turismo. Estos factores deben tomarse cuenta entre los parámetros o variables escogidos, ya que seguramente estarán relacionados en gran medida con el monitoreo biológico. Por otro lado, es útil detectar fuentes potenciales de contaminación.

### 3.2.8 Cuáles parámetros muestrear

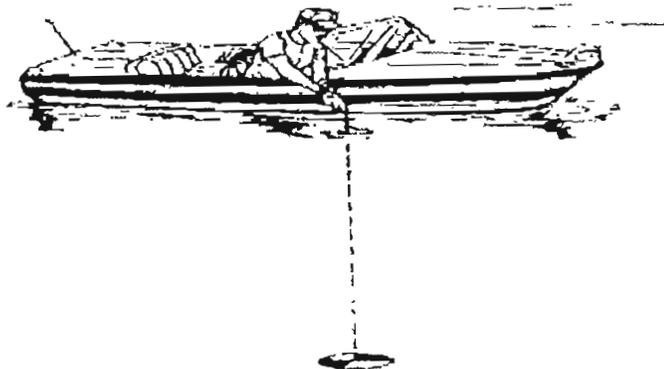
#### 3.2.8.1 Variables o parámetros ambientales

Temperatura.- La temperatura del aire y del agua debe medirse con termómetros convencionales. Pero si se requiere tomar la temperatura dentro de la columna del agua pueden utilizarse otras técnicas (Figura 3.2).



**Fig. 3.2 Equipo especial para muestrear en la columna de agua**

Turbidez y profundidad.- Las plantas acuáticas son organismos fotosintetizadores que requieren de cierta cantidad de luz para su crecimiento, por lo que su distribución se encuentra condicionada a la penetración de la luz y a la presencia de un sustrato donde puedan fijarse; en consecuencia la vegetación se encuentra circunscrita a las áreas someras de la zona costera y a la zona fótica de lagos y ríos. Una forma de medir la luz o la transparencia o turbidez del agua es a través del Disco de Secchi (Figura 3.3).



**Fig. 3.3 Utilización del disco de Secchi**

**El disco es introducido en el agua hasta desaparecer de vista. El disco es ligeramente elevado hasta reaparecer. La lectura del disco de Secchi se toma a través de la medición de la profundidad en el intervalo de aparición y desaparición del disco**

Salinidad.- El ambiente acuático presenta dos divisiones básicas en su composición: el medio dulceacuático y el marino. Sin embargo, también se encuentran ambientes intermedios o salobres, ubicados en la zona de mezcla del agua de mar con el agua dulce, creando un gradiente de salinidad en donde no todas las especies pueden establecerse. La salinidad se mide a través de un refractómetro o un salinómetro.

Tipos de sustratos.- Para las plantas bénticas es importante determinar el tipo de sustrato en donde se encuentran fijadas (Figura 3.4). Existen aproximadamente 15 tipos de materiales de origen mineral, vegetal y animal: rocas, guijarros, arena, limo, epifitando otras algas o pastos marinos, raíces de mangle, también sobre corales, conchas, esponjas, cirripedios, poliquetos y sustratos artificiales como el cemento. Sin embargo, también existe una comunidad de algas flotantes, las cuales estuvieron originalmente fijadas al sustrato. Este tipo de material debe tomarse con reserva ya que puede tratarse de organismos muertos, pero también pueden ser organismos que flotan libremente por largos periodos de tiempo, supuestamente en buenas condiciones.

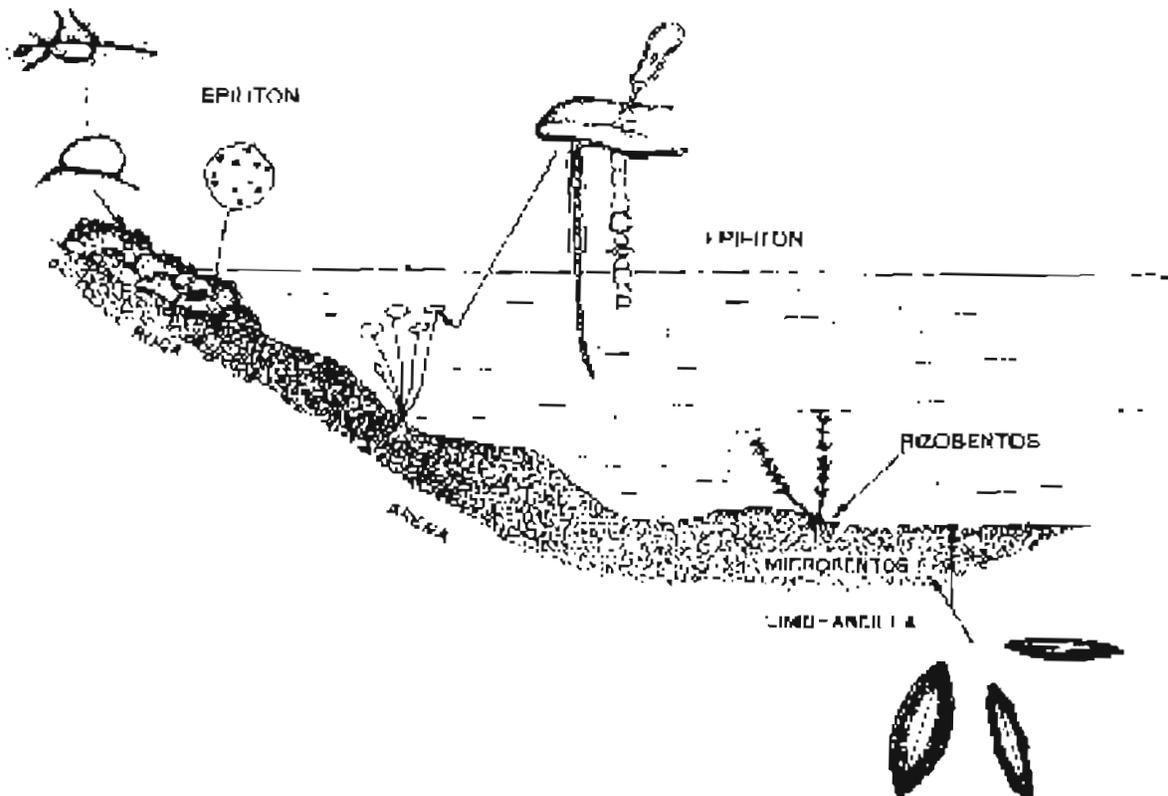


Fig. 3.4 Esquema de los diferentes tipos de sustratos que forman el bentos  
(Ortega et al., 1995: 73, figura 15)

Marea.- En general deben recolectarse los organismos cuando la marea se encuentra en su punto más bajo o baja mar. Esto se puede consultar en las Tablas de Marea de México (Figura 3.5).

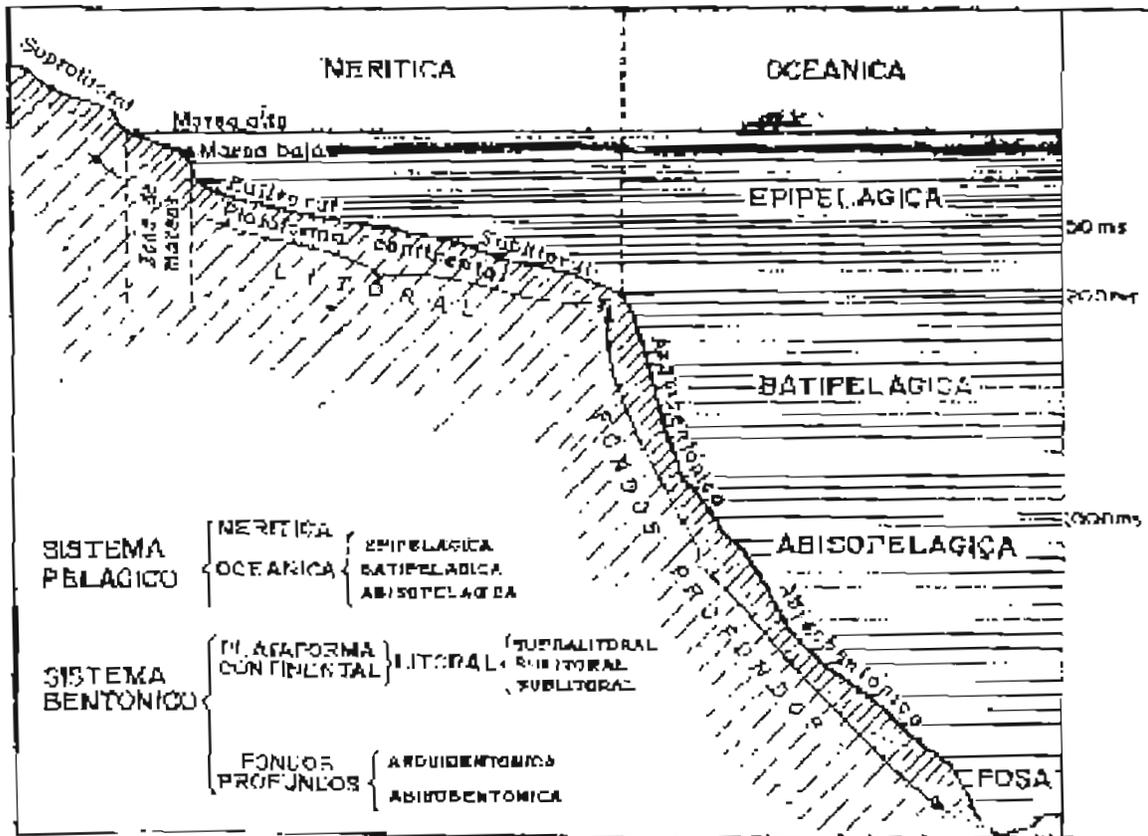


Fig. 3.5 Divisiones ecológicas del océano

### 3.2.9 Parámetros de la vegetación acuática béntica

Cómo reconocer algas y plantas en el campo.- Las algas o criptógamas, (que no tienen flores) bénticas están constituidas por un talo simple (es decir que no tienen hojas, tallos y raíces verdaderas) y en algunos casos puede observarse una ligera diferenciación tisular. El concepto alga no es fácil de definir; sin embargo, se puede decir que son plantas fotosintéticas, no vasculares, que contienen clorofila a y poseen estructuras reproductoras simples. Aunque el término alga no implica un reconocimiento taxonómico formal, su uso es bastante general. Las algas se encuentran divididas en varias clases, entre ellas, se encuentran representantes microscópicos y macroscópicos. En las angiospermas o plantas fanerógamas (que si tienen flores) se pueden observar: hojas, tallos y raíces verdaderas. Son formas bénticas aquellas que se encuentran adheridas al fondo de los ambientes acuáticos.

a) Fisonomía o apariencia.

Debido a su compleja morfología y forma de crecimiento la vegetación acuática y particularmente en las algas es difícil de reconocer a un solo individuo, ya que las algas se forman a través de módulos. Un módulo puede ser ejemplificado por una ramificación la cual se repite indefinidamente en todo el organismo. Las unidades modulares provienen de un sólo cigoto. El término genet fue propuesto para designar a un individuo que representa una unidad genética, conformado por diversos módulos morfológicamente similares. El conjunto de módulos sobre los sustratos establece formaciones parecidas a flóculos o mucílagos, costras, tapetes, borlas o filamentos gruesos y delgados, matas o hierbas, arbustos y hasta inmensos bosques de árboles.

Pero si se enfoca detenidamente la vista se puede definir su forma: talos filamentosos gruesos o delgados con ramificaciones regulares o irregulares; talos globulares o subglobulares huecos o no huecos; talos tubulares o cilíndricos; talos laminares en forma de hoja, cinta, membrana o retículo y talos complejos además de plantas (herbáceas y leñosas) (Figura 3.6).

b) Color.

Las plantas son organismos fotosintetizadores que contienen una variedad de pigmentos que les dan el color en presencia de la luz solar. Dicho color es utilizado para una identificación preliminar de la vegetación acuática. En el apéndice 4 se incluye un clave de identificación en donde se puede distinguir 5 grupos de plantas: Magnoliophyta (Magnoliopsida y Liliopsida), Cyanophyceae, Rhodophyceae, Phaeophyceae, Xanthophyceae y Chlorophyceae.

c) Tamaño.

Las algas se dividen por su tamaño en microscópicas y macroscópicas. Este capítulo referirá principalmente a las plantas macroscópicas. En dichas algas se puede apreciar su aspecto, fisonomía y forma a simple vista, aunque muchas veces es necesario recurrir a una lupa de 10 aumentos (10x).

### 3.2.10 Otros parámetros importantes

#### Estructura.

Las comunidades de algas de la zona fótica o iluminada de los cuerpos de agua se distinguen, por una parte, los organismos fijos al sustrato, dichos vegetales forman el fitobentos, y por otra parte, se distinguen los organismos del piélagos, que se encuentran en suspensión en el agua, entre ellos, las algas microscópicas que constituyen el fitopláncton. El bentos, comprende desde los litorales como las playas que ocasionalmente son humedecidas por el rocío o que quedan expuestas periódicamente, debido a la acción de la marea, hasta los sedimentos o rocas cubiertas totalmente por el agua. Los organismos del bentos han sido clasificados de acuerdo a su forma de crecimiento (Figura 3.7): el haptobentos es la

comunidad que está adherida a superficies sólidas y se divide en epilitón, sobre superficies rocosas; epifiton creciendo sobre plantas; endofiton, dentro de otras plantas; epizoon creciendo sobre animales. El rizobentos comprende la vegetación que se fija por medio de rizoides al sedimento; episamon, vegetación que crece sobre granos de arena; herpobenton que viven o se mueve dentro de los sedimentos. Además también están las algas flotantes, relacionadas con el bentos pero que en una etapa de su vida se desprenden del fondo para constituir grandes masas de algas flotadores (Ortega *et al.*, 1995).



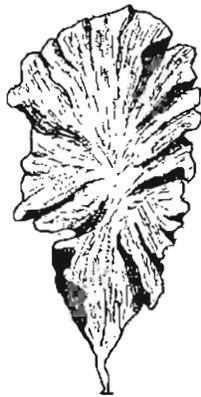
*Filamentos (Caudophora)*



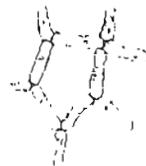
*Globularia (Vabrus)*



*Filamentos (Enterozozoph)*



*Lemnaceae (Ulvae)*

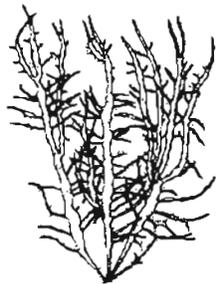


*Reticular (Hydrodictyon)*



*Herbacaeas*

*Ceratophyllum*



*Mutares (Ceratophyllum)*



*Typha*

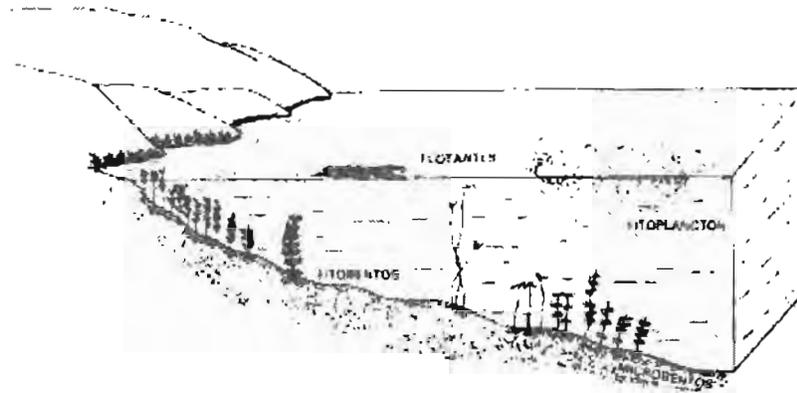


*Sargassum*



*Cistas (Diphylla)*

**Fig. 3.6 Fisonomía general de las principales formas de la vegetación acuática**



**Fig. 3.7 Esquema de las principales comunidades algales del medio acuático continental (Ortega et al., 1995: 71, figura 14)**

Para el caso de las comunidades marinas Lüning (1990) establece 5 divisiones de vegetación con base en los tipos de formas de vida, presentes en eulitoral y sublitoral (Figuras 3.5, 3.8): dosel algal compuesto por las algas eulitorales, sublitorales y las algas gigantes (50 m); el soto algal que se encuentra protegido y a la sombra de las algas más grandes; las algas costrosas creciendo en sustratos inorgánicos; las algas perforantes, cuyos representantes se encuentran las algas que penetran los sustratos duros (endoliton) y las algas epíbióticas (sobre y dentro de plantas y animales).

Las comunidades de plantas o angiospermas son definidas estructuralmente en unidades de vegetación basadas en las formas de vida dominantes (Bonilla Barbosa y Novelo Retana, 1995): hidrófitas enraizadas emergentes, hidrófitas enraizadas sumergidas e hidrófitas libremente flotadoras (Figura 3.9). La vegetación está constituida por asociaciones vegetales que se distribuyen en la mayoría de los casos con cierta zonificación, relacionada íntimamente con el nivel del agua o marea, el sustrato y la topografía del cuerpo de agua.

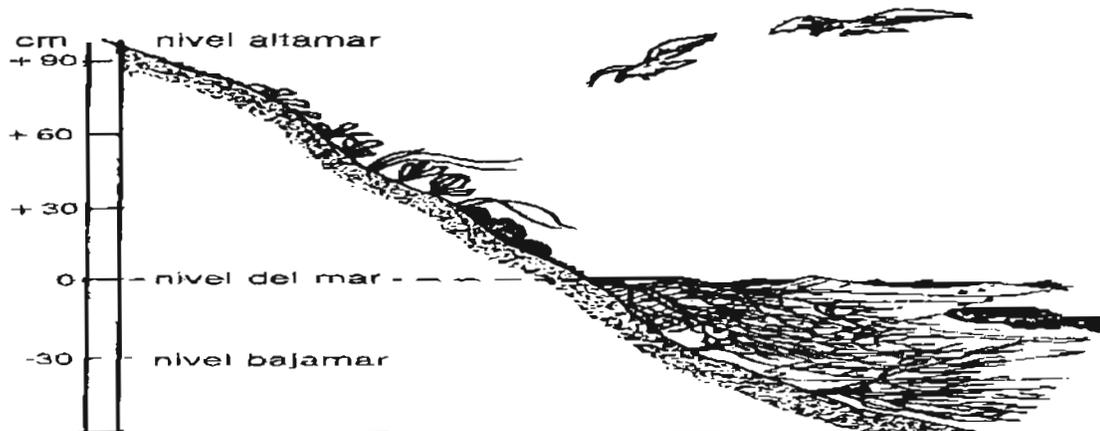


Fig. 3.8 Estructura espacial de la comunidad de algas marinas bénticas  
(Schlichting *et al.*, 1989: 18, figura 11)

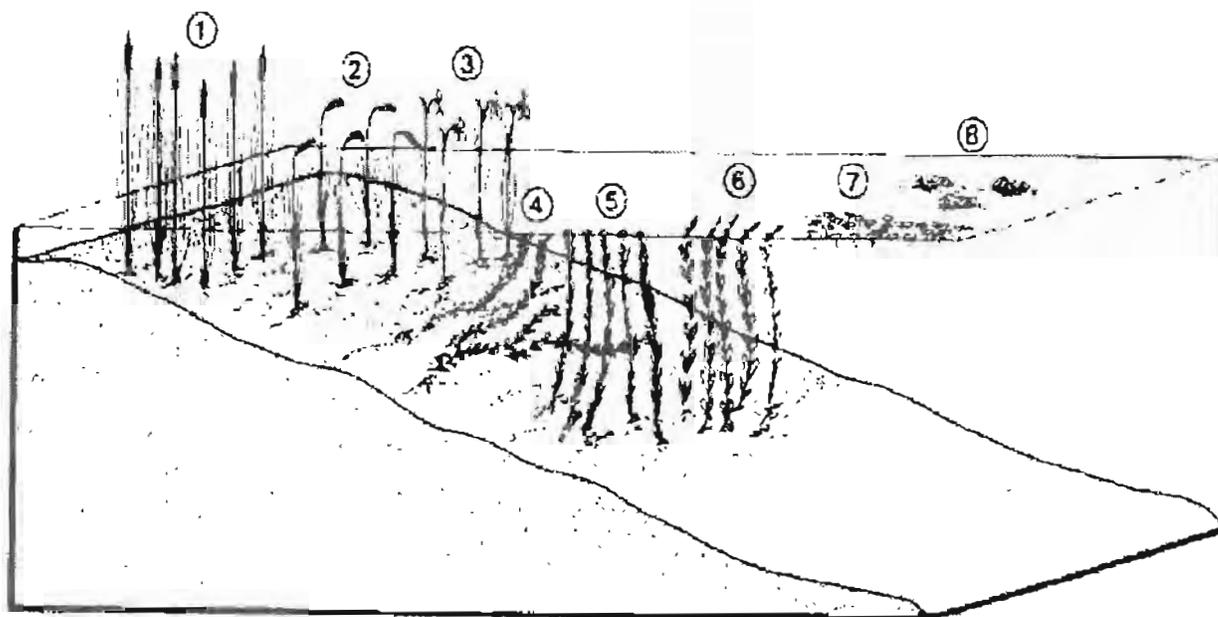
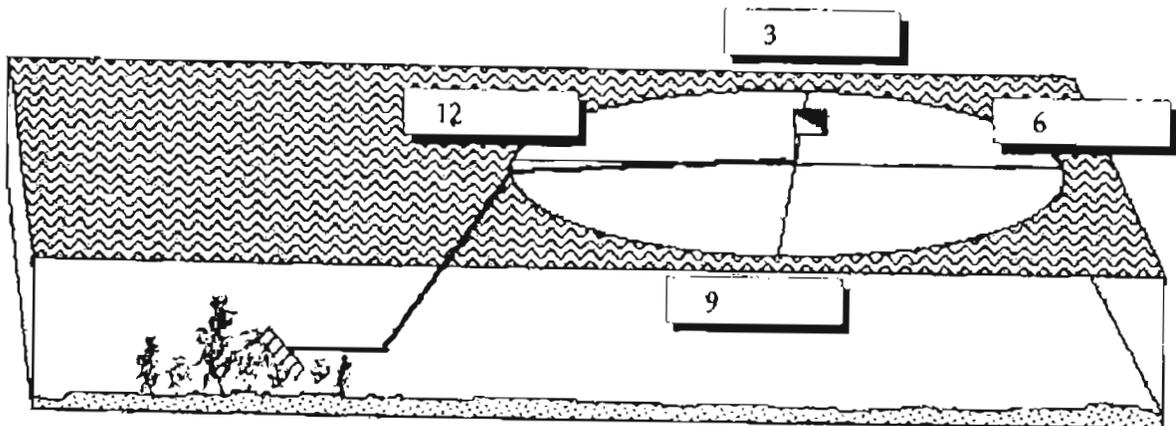


Fig. 3.9 Esquema de las principales formas de vida de las angiospermas acuáticas  
Hidrófitas enraizadas emergentes: 1 *Typha latifolia*, 2 *Glycena striata*, 3 *Scirpus californicus*.  
Hidrófitas enraizadas sumergidas: 4 *Myriophyllum heterophyllum*, 5 *Egretia densa*, 6  
*Potamogeton illinoensis*. Hidrófitas libres flotadoras: 7 *Lemna gibba*, 8 *Azolla mexicana*

### 3.2.11 Abundancia y densidad

La abundancia se define como el número total de organismos individuales que ocupan cierto área, previamente definida. Para la evaluación de la abundancia en un área donde se presenta un cambio de vegetación o presencia de zonación como es el caso de regiones costeras (Figura 3.5) se recomienda el método del transecto en línea. Para trazar el transecto, se colocan estacas bien fijadas en una línea recta perpendicular a la costa y se ata a un cordel visible entre ellas. Se puede realizar una recolección de material cada decímetro, cada metro o cada 10 metros dependiendo de la vegetación presente. En otros casos, en donde la vegetación presenta condiciones ambientales uniformes puede usarse el muestreo por cuadrante. Los cuadrantes pueden ser de varios tamaños; por lo general se utiliza un marco de 1 m x 1 m subdividido en unidades de 10 x 10 cm. El muestreo por cuadrantes permite la aplicación más precisa de estimaciones porcentuales de cobertura, de frecuencia y de abundancia de las diferentes especies. De ser posible debe localizarse el banco más abundante de plantas y a partir de esto se puede establecer al azar el sitio de muestreo.

La densidad se define como el número total de organismos individuales entre el número de cuadrantes totales. La densidad puede ser medida a partir de un punto, rotando en un ángulo de 360° o tomando como referencia las manecillas del reloj (Figura 3.10). Este tipo de métodos deben ser planeados con el responsable del programa.



**Fig. 3.10 Estimación de la densidad de plantas acuáticas**

El círculo representa la lancha y los números las horas de un reloj. El rastrillo se arrastra en las cuatro posiciones y se registra el muestreo en el Tabla 3.2

En caso de que estos métodos resulten complicados se recomienda realizar, al menos, una evaluación apreciativa de su abundancia relativa, tomando fotografías en caso de que la vegetación se descubra en la baja mar o en lugares someros y transparentes. Se pueden considerar siete categorías conforme a Crisp y Southward (1958) y Dawes (1981): sobreabundante, abundante, común, frecuente, ocasional, rara y ausente: Sobreabundante representa del 60-100% de cobertura, los organismos se enciman unos con otros en el ambiente. Se observan densos tapetes, con muy poca posibilidad de penetración de la luz. Abundante representa 30-60% de cobertura y significa muchos organismos presentes en el ambiente o en un área determinada. Se observa un tapete o matas densas pero la vegetación no es completamente cerrada. Común 5-30%, dichos organismos se encuentran casi en todo el ambiente, pero disminuyendo en número. Muchos manchones de distintos grupos. Frecuente se refiere a menos del 5%, señala organismos aislados en el ambientes. Se observan pequeños arbustos o matas. Ocasional significa plantas esparcidas o salpicadas en zonas indistintas. Rara, únicamente 1 a 2 plantas y ausente sin organismos presentes.

Para el caso de plantas angiospermas se puede utilizar un rastrillo para recoger las plantas del fondo sobre un transecto. El total de plantas diferentes se considera el 100% y así se le asigna la fracción del porcentaje a cada planta diferente de dicho transecto. Este procedimiento se repite en cuatro puntos. Si lo extrapolamos a un reloj, entonces se realiza la operación a las 12, 3, 6 y 9 horas (ver Figura 3.10). La densidad se aplica de acuerdo con la Tabla 3.2 (Simpson, 1991).

### 3.2.12 Diversidad

La riqueza de especies se refiere como el número total de especies presentes en un ambiente. Dicha riqueza y su composición son utilizadas como base para el monitoreo de la vegetación acuática y el efecto del impacto antropogénico. Sin embargo, no siempre una alta diversidad se interpreta como el reflejo de una alta calidad del hábitat. Algunas comunidades tienen naturalmente una diversidad baja de especies y el significado de calidad debe ser utilizado con cuidado. En muchos casos es mejor utilizar especies indicadoras de la calidad del agua sin descartar todos los parámetros (ambientales, biológicos y ecológicos) que puedan ser medidos y reunidos para ofrecer una evaluación más confiable.

**Tabla 3.2 Ejemplo de muestreo de la densidad de la vegetación acuática**

Localidad: _____		Núm. transecto _____			
Fecha: _____		Posición del transecto _____			
Hora: _____		Profundidad _____			
Colector: _____					
Posición	12 horas % de muestreo	3 horas % de muestreo	6 horas % muestreo	9 horas % muestreo	Grado de Densidad (1-5)
Planta tipo 1					
Planta tipo 2					
Planta tipo 3					
Planta tipo 4					
Planta tipo 5					
Planta tipo 6					
Planta tipo 7					
<b>Total</b>	<b>100%</b>	<b>100%</b>	<b>100%</b>	<b>100%</b>	
Muestreo	Grado Densidad	Descripción			
Tomado en 4 posiciones*	5	Denso			
Tomado en 4 posiciones	4	Pesado			
Tomado de 3 posiciones	3	Moderado			
Tomado de 2 posiciones	2	Disperso			
Tomado de 1 posición	1	Salpicado			

\*Los dientes del rastrillo totalmente llenos.

### 3.2.13 Cómo recolectar la vegetación acuática

Dado el tamaño de las plantas éstas se recolectan, en su mayoría, a mano, a excepción de los especímenes muy adheridos al sustrato por lo que será necesario ayudarse con una espátula o en su caso un cincel y martillo. No obstante es preferible usar guantes de protección. Las plantas que se encuentran flotando o adheridas al suelo pero fuera del alcance manual pueden ser recolectadas mediante un pequeño anclote o rastrillo de jardinero. Las plantas enraizadas emergentes y ramas de árboles se cortan con tijeras de jardinero. De preferencia recolectando ramas que tengan flores y/o frutos. Para algunos organismos que crecen en la zona de mareas es conveniente usar bísor, snorkell y aletas para facilitar la recolecta (Tabla 3.3). Los ejemplares completos ya recolectados pueden ser depositados para su transporte en bolsas de plástico, cubeta o red de nylon (Figura 3.11).

#### Material para recolección

- Espátula.
- Tijeras de jardinero.
- Cincel.
- Martillo.
- Cubeta de plástico o red de nylon.
- Bolsa de plástico de varios tamaños de cierre hermético.

- Etiquetas de papel albanene para incluir en las bolsas.
- Marcadores indelebles.
- Lápiz.
- Anclote o rastrillo de jardinero.

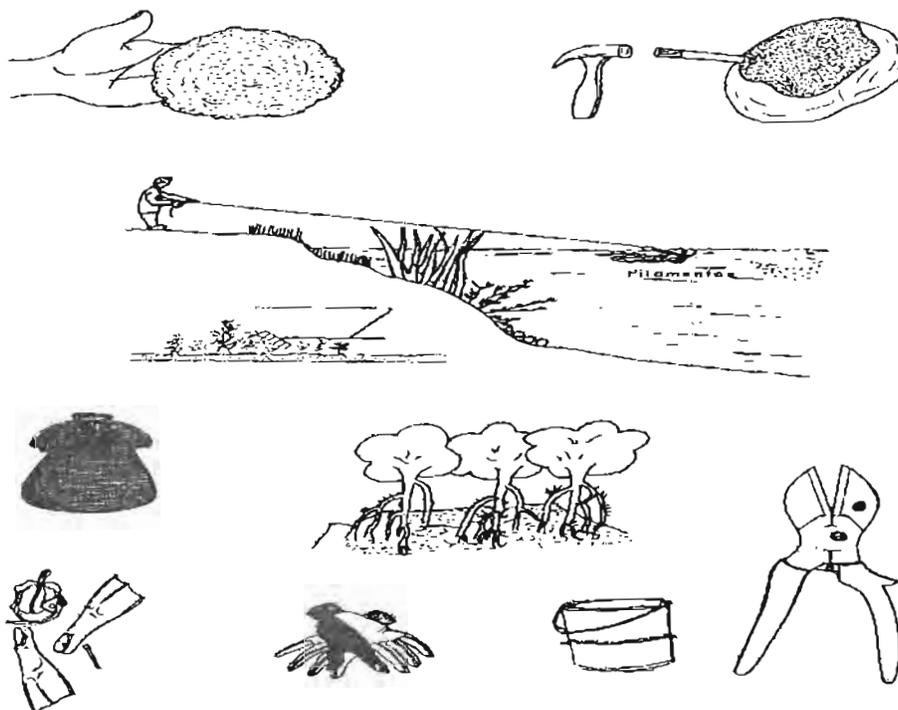


Fig. 3.11 Técnicas de muestreo de la vegetación acuática (Modificado de Lot, 1986)

Tabla 3.3 Hoja de registros de datos de la vegetación acuática

Nombre científico:	
Nombre vulgar:	
Determinó:	
Fecha de colecta:	
Hora de muestreo:	
Colector:	
Número de muestra:	
Estado:	
Municipio:	
Localidad:	
Estación:	
Latitud:	
Longitud:	
Altitud:	
Aspecto y forma de la planta:	
Tamaño:	
Color de la flor:	
Color del fruto:	
Olor:	
Textura:	
Abundancia o densidad relativa:	

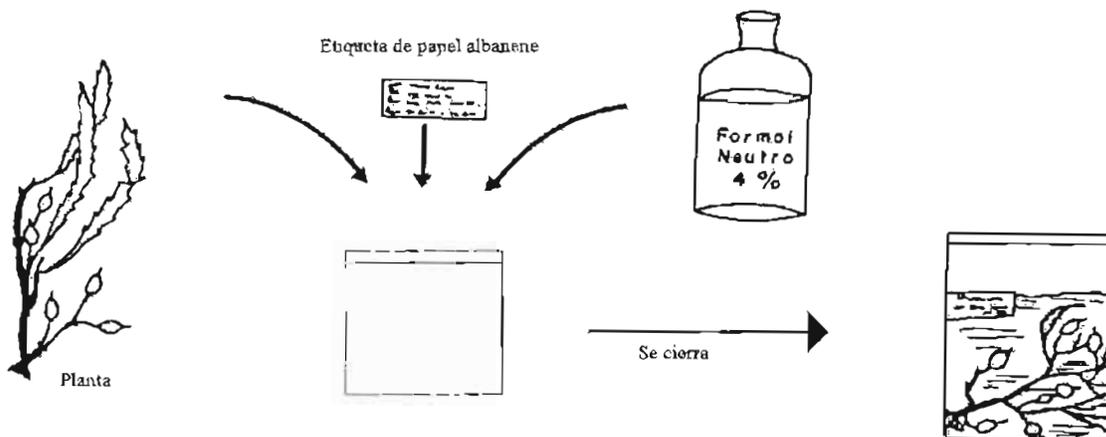
...continúa Tabla 3.3

Flora asociada:	
Estacionalidad (anuales, perennes):	
Formas de vida (hidrófitas enraizadas emergentes y sumergidas, libres flotadoras):	
Tipo de sustrato (suaves y duros):	
Epibiosis (plantas y animales):	
Condiciones ambientales del agua (temperatura, turbidez, pH, color, olor, salinidad):	
Condición topográfica (forma y extensión, profundidad, marea, movimiento del agua):	
Condición del ambiente terrestre (clima, temperatura, vientos, tipo de vegetación):	
Detección de problemas ambientales (fuentes de contaminación, tipo de contaminante):	
Técnica de muestreo (manual, espátula, anclote, corte, cincel):	
Preservación (líquido, seco):	

### 3.2.14 Cómo registrar la colecta

#### 3.2.14.1 Etiquetas

Una vez que los organismos son puestos en una bolsa de plástico, ésta debe ser marcada con un número de colecta o en su caso puede ser incluida una etiqueta de papel albanene con los datos más importantes como: localidad, fecha y colector (Figura 3.12).



**Fig. 3.12 Técnicas de conservación en líquido de la vegetación acuática  
(Ortega *et al.*, 1995: 8, figura 3, Lot, 1986, figs. 1, 2)**

### 3.2.14.2 Hoja de registro

También es conveniente llenar una hoja de registro para cada localidad o material recolectado (Tabla 3.3). Las variables ambientales y biológicas deben ser consignadas previamente en la hoja de registro, de acuerdo a los objetivos. Resulta fácil llenar dicha hoja a manera de cuestionario que recordar las variables a observar y registrar.

### 3.2.15 Cómo preservar y conservar

Una vez recolectado, predeterminado y registrado el material biológico se conserva en líquido o en seco. En el primero, el material se fija utilizando una solución de formol al 4%, introduciendo la etiqueta de datos de colecta y sellando con el cierre hermético (Figura 3.12). Si se desea conservar a las plantas por tiempo indefinido, entonces será necesario herborizarlas (Figura 3.13). Para ello, las plantas se sumergen en agua utilizando una charola de pintor sobre una cartulina, se arregla el alga utilizando pinces y agujas de disección. Posteriormente se seca el material utilizando periódicos o papel secante en el siguiente orden: cartón, periódico, cartulina con el alga, papel encerado para evitar se pegue al papel, papel periódico y cartón. Así sucesivamente cada planta. No olvidar poner los datos de colecta en la cartulina o etiquetas de colgar. Se deja secar a temperatura ambiente amarrando todo el paquete con una prensa y cambiando los papeles secantes diariamente. Los ejemplares secos se montan sobre una cartulina de 28 x 40 cm y se coloca en el ángulo inferior derecho una etiqueta con todos los datos de colecta (Figura 3.14). Para proteger las muestras del polvo, éstas se cubren con un forro de papel delgado y se guardan de preferencia dentro de un estante. Con las fanerógamas emergentes, es decir las estructuras vegetativas fuera del agua, se sigue el mismo procedimiento, pero evitando sumergirlas en agua.

### 3.2.16 Material para preservación y conservación

- Formol al 4% (La solución se prepara con el agua de la localidad, utilizando cuatro ml por cada 100 ml de agua o sí se prefiere 40 ml en un litro de agua);
- Bolsas de plástico de cierre hermético (chicas y grandes);
- Charola de pintor de plástico;
- Cartulina blanca;
- Prensa;
- Pinces y agujas de disección;
- Papel secante o periódico;
- Cartón corrugado.



### 3.3 REFERENCIAS

- Abbott, I.A. y E.Y. Dawson, 1978. *How to know the seaweeds*. The Pictured Key Nature Series, WM. C. Brown Company Publishers, Dubuque, Iowa, 141 pp.
- Bonilla Barbosa, J.R. y A. Novelo Retana, 1995. *Manual de identificación de plantas acuáticas del Parque Nacional Lagunas de Zempoala, México*. Cuadernos del Instituto de Biología, UNAM, México, 168 pp. (Cuadernos 26).
- Dawes, C.J., 1981. *Marine botany*. John Wiley & Sons, New York, 628 pp.
- De la Lanza Espino, et al., 2000. *Indicadores de la calidad del agua de México*. Instituto de Biología y Plaza y Valdés, México.
- Lawrence, J.M. y L.W. Weldon, 1986. Identification of aquatic weeds. In: E.O. Gangstad (Ed). *Freshwater vegetation management*. Thomas Publications, pp. 31-61.
- Lot, A., 1986. Acáticas vasculares. In: A. Lot y F. Chiang (Compiladores). *Manual de herbario*. Consejo Nacional de la Flora de México, A.C., México, pp. 87-92.
- Lot, A., A. Novelo Retana, M. Olvera García y P. Ramírez García, 1999. *Catálogo de angiospermas acuáticas de México. Hidrófitas estrictas emergentes, sumergidas y flotantes*. Cuadernos del Instituto de Biología, UNAM, México, 161 pp. (Cuadernos 33).
- Lüning, K., 1990. *Seaweeds their environment, biogeography, and ecophysiology*. John Wiley and Sons, Inc., New York [EUA], xiii + 527 pp., figs., tabs.
- Ortega, M.M., J.L. Godínez y M.M. Ruvalcaba. 1993. *Una clave de campo de las algas pardas de las costas mexicanas del Golfo de México y Mar Caribe*. AGT Editor, México, 42 pp., 10 figs.
- Ortega, M.M., J.L. Godínez, G. Garduño y M.G. Oliva. 1995. *Ficología de México: algas continentales*. AGT Editor, México, 221 pp., 23 figs., 43 cuadros.
- Ortiz Pérez, M.A. y L.M. Espinoza Rodríguez, 1991. Clasificación geomorfológica de las costas de México. *Geografía y Desarrollo* 2 (6): 2-9, 2 figs. [Revista del Colegio Mexicano de Geógrafos Posgraduados, A.C.].
- Prescott, G.W. 1970. *The freshwater algae*. The Pictured Key Nature Series, WM. C. Brown Company Publishers, Dubuque Iowa
- Simpson, J.T., 1991. *Volunteer Lake Monitoring: A methods Manual*. United States Environmental Protection Agency, EPA 440/4-91-002 (Office of Wetlands, Oceans, and Watersheds Assessment & Watershed Protection Division, WH-553).
- Spellberg, I.F., 1993. *Monitoring Ecological Change*. Cambridge University Press, Cambridge, 334 pp.
- Taylor, W.R., 1960. *Marine algae of the eastern tropical and subtropical coast of the Americas*. University of Michigan Press, Ann Arbor [EUA], xi + 870 pp., 80 láms., 14 figs.

### 3.4 APÉNDICE I

Clasificación de los ambientes continentales de México (Tabla 3.4 y Figura 3.16).

**Tabla 3.4 Clasificación de ambientes continentales.**

**Medio Acuático** (Ortega *et al.*, 1995)

Serie léntica	Natural	Lagos, lagunas, charcos, pantanos, cenotes o dolinas y lagunas costeras
	Artificial	Presas o embalses, bordos, lagunas de estabilización, jagüeyes, aguadas o abrevaderos, salinas y otros cuerpos (estanques, tanques)
1		
2		
3	Natural	Ríos, arroyos, corrientes, cascadas o caídas de agua y manantiales (alta y baja temperatura)
Serie lótica		
4		
5	Artificial	Canales (desagües o drenajes, apantles, zanjas)
6		



**Fig. 3.15 Ambientes continentales de la vegetación acuática**

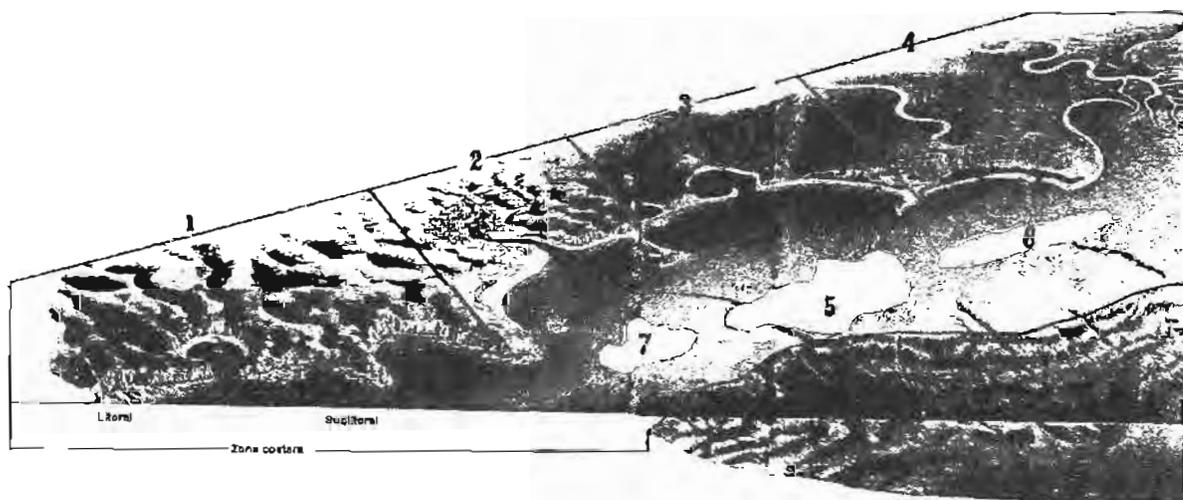
**1:** Precipitación y aflujo. **2:** Manantiales. **3:** Cascadas. **4:** Rápidos. **5:** Gargantas. **6:** Presas o embalses. **7:** Arroyos. **8:** Terrenos inundables de aluvión. **9:** Pantanos. **10:** Arroyos y arroyuelos. **11:** Bancos de arena. **12:** Lagos de meandro. **13:** desembocadura.

### 3.5 APÉNDICE II

Clasificación de costas y ambientes marinos de México (Tabla 3.5 y Figura 3.17).

**Tabla 3.5 Clasificación de costas y ambientes marinos**  
Ortiz Pérez y Espinoza Rodríguez (1991) Ejemplos en México

Tipo de costa	Aspecto	Ambiente marino
Costas erosivas (rocosas)	Acantilados (escarpes, farallones y roquerios).	Promontorios rocosos
Costas abrasivo-acumulativas (mixtas)	Rocosas alternando con playas y/o conos detríticos y/o abanicos aluviales.  Entrantes con depósitos de playa, alternando con salientes o puntas rocosas.	Afloramiento y puntas rocosas, morros.  Bahías, caletas.
Costas acumulativas (de playas bajas arenosas)	Campos de dunas amplios. Cordones litorales Islas de barrera (barras flechas litorales) en bocas, lagunas y esteros.	Playas arenosas. Barras. Bocas o desembocaduras Islas de barrera.
Costas acumulativas (potamogénicas y marismas)	Estuarios y deltas Con llanuras de inundación, manglar y/o pantano marino	Playas limosas de estuarios. Manglares Lagunas costeras Canales de corriente y manglar Pastos marinos
Costas biogénicas (barrera coralina)	Corales emergentes Barrera coralina	Islas coralícolas Arrecifes litorales Bancos de ostiones



**Fig. 3.16 Ambientes costeros de la vegetación acuática**

**1: Costas erosivas (rocosas). 2: Costas abrasivo-acumulativas (mixtas). 3: Playas acumulativas (playas bajas arenosas). 4: Costas acumulativas (potamogénicas y marismas). 5: Biogénicas (corales emergentes, islas coralinas). 6: Barreras coralinas. 7: Bancos o bajos y cayos de arena.**

### 3.6 APÉNDICE III

#### Cómo elaborar un informe

El proceso del monitoreo biológico concluye normalmente con la redacción de un informe o reporte de investigación que tiene por objeto comunicar los resultados obtenidos en el muestreo y su valoración personal.

El escrito tiene por objeto expresar hechos, también ideas y observaciones, pero no es el instrumento adecuado para transmitir emociones. Un buen informe es el resultado de una serie de labores preparatorias entre las que destacan las siguientes:

1.- Revisión del material informativo.- Esta operación tiene por objeto la valoración de las notas y registros del campo, para localizar lagunas de información que deben ser llenadas y para eliminar los materiales inútiles.

2.- Clasificación del material.- Esta operación tiene por objeto reducir el material a grupos manejables, que permitan analizar la materia y organizar la exposición. Al clasificar el material hacemos la formulación de un bosquejo o preliminar. Por ejemplo clasificamos las diferentes registros obtenidos del campo como información del monitoreo ambiental y biológico. En el segundo clasificamos nuestras notas acerca de eventos particulares, por ejemplo observaciones sobre las fuentes de contaminación y los tipos de contaminantes. La operación es también similar a la tabulación de datos provenientes de la hoja del registro.

3.- Con la información se puede elaborar un bosquejo o preliminar del contenido del reporte: métodos utilizados y actividades desarrolladas sobre los parámetros ambientales, parámetros biológicos y observaciones de las condiciones alteradas. Este esquema tiene por objeto imprimir coherencia y unidad al informe.

4.- Ilustración del escrito.- La presentación de cuadros o tablas estadísticas, gráficas y otro tipo de ilustraciones como fotografías del lugar, ofrece mayor claridad en la exposición, y consume menos espacio que el texto normal.

5.- Disposición de útiles de trabajo.- Antes de iniciar la elaboración del informe es necesario asegurarse de que se cuente con las herramientas indispensables como máquina de escribir o computadora, papel, diccionarios, manuales de técnicas, otros informes y obras de consulta.

6.- Redacción del borrador.- Esta operación constituye la primera exposición organizada de los hechos e ideas que presentará el informe definitivo. Dependiendo de la complejidad del asunto, así como de la habilidad y experiencia

del redactor, es posible que se imponga la necesidad de elaborar dos o más borradores, antes de que tome forma de informe final.

7.- Divisiones.- Tiene por objeto reducirlo y corregirlo a la forma de escrito definitivo para ello se debe dividir conforme a la formulación del bosquejo preliminar. Puede estar regulado de acuerdo a los asesores o responsables del programa. Sin embargo, damos el siguiente orden:

- a) Portada exterior con el título del programa, proyecto, nombre de la institución, nombre del informador, nombre del responsable y fecha de elaboración.
- b) Exposición general de los objetivos y justificación de dichos objetivos.
- c) Métodos y materiales utilizados en el monitoreo.
- d) Resultados en donde se incluya los cuadros o tablas de datos, ilustraciones y observaciones.
- e) Resumen, conclusiones y/o recomendaciones para mejorar el siguiente evento.
- f) Lista de fuentes de información consultada como manuales, libros, otros informes, etc.
- g) También es conveniente anexar una hoja con el contenido de todas las secciones que constituyen el informe.
- h) En un apéndice debe incorporarse la información original, es decir los datos obtenidos directamente en el muestreo o en su caso rotular y anexar la libreta de campo.

### 3.7 APÉNDICE IV

Clave de campo para la identificación de clases de plantas acuáticas.

- 1a. Plantas con un sistema vascular consistente de una raíz, tallo y hojas verdaderas..... **Magnoliopsida y Liliopsida (fanerógamas acuáticas)**
- 1b. Plantas sin sistema vascular.....2
- 2a. Algas frecuentemente de color azul-verde o azul verde oscuro, en vista microscópica sin plastos.....**Cyanophyta (azul-verdes)**
- 2b. Algas no azul-verdes, en vista microscópica células con plastos o cuerpos pigmentados.....3
- 3a. Algas cuyo color fluctúa desde rojo, violeta o rosado a púrpura pardo o casi negro, frecuentemente se decoloran con la luz del sol. La base del alga suele ser más oscura que las partes superiores. Los pigmentos se pueden extraer con agua hirviendo..... **Rhodophyta (algas rojas)**
- 3b. Talos generalmente verde claro a verde oscuro o olivo o café. Los pigmentos no se extraen en agua hirviendo .....4
- 4a. Algas de color verde como el pasto o verde olivo. Células con almidón se tiñen de negro con lugol.....**Chlorophyta (algas verdes)**
- 4b. Algas que se caracterizan por presentar colores que van desde el verde olivo al moreno o pardo o café. Células sin almidón, no se tiñen con lugol .....**Phaeophyta (algas pardas)**

## **4. PECES**

### **4.1 INTRODUCCIÓN**

¿Por qué coleccionar peces? Las comunidades de organismos acuáticos reflejan las condiciones del medio ya que muchos de ellos son sensibles a cambios de una gran variedad de parámetros ambientales (Karr, 1981). Dentro de la gama tan diversa de organismos acuáticos, los peces han sido frecuentemente señalados como buenos indicadores de la calidad del agua, porque:

- Se les puede encontrar en cualquier cuerpo de agua;
- Son fáciles de identificar en el campo;
- Generalmente alcanzan tallas grandes (5 a 20 centímetros de longitud total);
- Presentan vistosos patrones de coloración en el cuerpo;
- No requieren de un equipo sofisticado para su manipulación;
- Son objeto de interés por parte de la comunidad local que puede aportar información sobre posibles cambios en las poblaciones de peces, a causa de alteración en la calidad de agua, entre otras características;
- Son buenos indicadores ya que se puede elaborar un seguimiento de cómo es que han cambiado las poblaciones a través del tiempo en un determinado lugar, mediante el apoyo de la información histórica presente en la literatura.

### **4.2 IMPORTANCIA DEL MUESTREO**

La manera de generar información de la presencia o ausencia de especies de peces en cualquier cuerpo de agua por grande o pequeño que éste sea, es coleccionando ejemplares de cada una de las especies presentes. Se puede presentar el caso de que exista información bibliográfica referente a peces para la zona que se pretende muestrear; sin embargo, tal vez no sea la que mejor refleje la realidad del ambiente debido a que fue realizada en una determinada época del año, se utilizó un sólo arte de pesca, o los sitios de colecta no cubrieron la totalidad del ambiente acuático.

Aún cuando existan antecedentes bibliográficos del área de interés, siempre es necesario corroborar la información con muestreos recientes. Más aún, si es un

área que no ha recibido atención y cuyo estudio represente una aportación al conocimiento.

### 4.3 CÓMO PREPARAR EL MATERIAL Y EQUIPO DE COLECTA

Cuando se tiene como objetivo el muestreo de peces y no se cuenta con la experiencia necesaria, es recomendable asesorarse con personas expertas en el grupo de peces o recurrir a los libros a pesar de que no siempre son los más explícitos o no están a la mano de cualquier persona.

De manera general en este manual de colecta se pretende que el muestreo sea exitoso, por lo que se deben de tener en cuenta tres aspectos fundamentales como son: el lugar de colecta, la duración del muestreo y la identificación de peces; así como elaborar una lista de material y equipo necesario para que se cumplan los objetivos planeados al inicio del muestreo.

### 4.4 CÓMO PLANEAR EL MUESTREO

La planeación es un requisito esencial para un adecuado manejo de la información. Después de que han sido definidos los objetivos del muestreo, hay una serie de preguntas que resolver: qué, cómo y cuándo debe realizarse el muestreo, así como contemplar aspectos de transportación, equipo, personal participante y costos principalmente. Por lo que las partes fundamentales de la planeación de un muestreo son:

#### 4.4.1 Delimitación del área de estudio

Como primer paso, es necesario contar con mapas geográficos detallados de la zona donde se planea llevar a cabo la colecta, con el objeto de ubicar los poblados importantes cercanos a los cuerpos de agua y la facilidad de llegar a ellos, mediante caminos pavimentados como carreteras, o a través de brechas o veredas. En muchas ocasiones es mucho más rápido el uso de lanchas, cuando los sitios de colecta se ubican dentro de un estuario o laguna costera. Las fotos aéreas también son muy útiles para seleccionar *a priori* los sitios de colecta, es decir, mediante un análisis previo de fotos aéreas de la zona de estudio, se puede

reducir el tiempo de traslado de una estación a otra, o la ubicación de sitios de muestreo que cubran la mayoría del hábitat de la zona (McMahon *et al.*, 1996).

#### 4.4.2 Revisión de la literatura

Un análisis de la información generada con anterioridad ayuda a saber el grado de conocimiento del área de estudio, para tener una mejor interpretación de los resultados de la colecta (Willis y Murphy, 1996); es importante conocer los siguientes aspectos:

#### 4.4.3 Identificación y evaluación del ambiente

Es decir, cómo influyen los factores ambientales en las poblaciones de peces y viceversa, cuál es la influencia de las poblaciones de peces sobre el ambiente.

#### 4.4.4 Lista de especies

Consultar la relación de especies que probablemente se encuentren presentes en la zona, de acuerdo a estudios previos.

#### 4.4.5 Artes de pesca

Conocer los equipos y métodos utilizados en estudios previos, que ayuden a seleccionar lo más adecuado para los fines del muestreo.

Algunas artes de pesca son más afectivas que otras para determinadas especies de peces; por ejemplo, la lobina (*Micropterus salmoides*) es ocasionalmente colectada con trampas, mientras que con chinchorro y anzuelo la probabilidad de obtener una gran cantidad de ejemplares es alta. Por otro lado, existen artes de pesca que pueden ser más efectivas para determinadas tallas de peces (Laarman y Ryckman, 1982); por ejemplo, las "líneas" son recomendables para organismos de talla grande como la carpa común (*Cyprinus carpio*) y la carpa dorada (*Carassius auratus*).

Las diferentes artes de pesca se dividen en dos grupos: las que se utilizan para capturar especies con nado muy rápido, y las de nado lento principalmente sobre el fondo de la columna de agua (Lagler, 1978). También son identificadas por el número de pescadores que las operan, en individuales o colectivas (Guzmán y Ortiz, 1996). Otra manera de clasificarlas es por el modo de operación en activas o pasivas. Las activas incluyen a la red de cuchara, chinchorro, red de arrastre, fisga y atarraya, todas ellas involucran desplazamiento del arte de pesca en la columna de agua. Las pasivas comprenden a las redes agalleras, líneas de anzuelos y las trampas, las cuales son fijas.

#### 4.4.6 Tamaño de la captura

Es importante especificar con cuántos ejemplares por especie se cumplen los objetivos del muestreo y, principalmente, cuántos pueden ser colectados de acuerdo a las normas de pesca establecidas en la NOM-ECOL.059 (1994).

### 4.5 MATERIAL Y EQUIPO

Para realizar una colecta exitosa se debe contar con el material y equipo necesario antes, durante y después de la colecta.

El material previo a la captura de los ejemplares es el siguiente:

- Una solución de formalina al 10%.
- Bolsas de plástico de diferentes tamaños (para depositar los ejemplares por especie).
- Ligas de plástico.
- Etiquetas de papel albanene.
- Grafos con tinta china.
- Lápiz No 2.
- Jeringas.
- Cubetas grandes (20 litros) con tapas de plástico.
- Garrafones de plástico (15 a 20 litros).
- Recipientes de plástico de diferentes tamaños (tipo frasco 150, 250 y 500 mililitros, y de 1 y 3 litros) con tapa.
- Guantes de plástico.
- Cinta adhesiva.

- Libreta de campo.
- Hojas de campo.
- Hojas de datos biológicos (biometrías).
- Cámara fotográfica;.
- Charolas de disección de plástico.
- Agujas de disección.
- Claves taxonómicas.
- Artes de pesca.
- Termómetro.
- Disco de Secchi.
- Geoposicionador.
- Alcohol al 70%.
- Hidrolab.

#### 4.6 SELECCIÓN DE ARTES DE PESCA

Las consideraciones que se deben tener presentes antes de seleccionar un arte de pesca son:

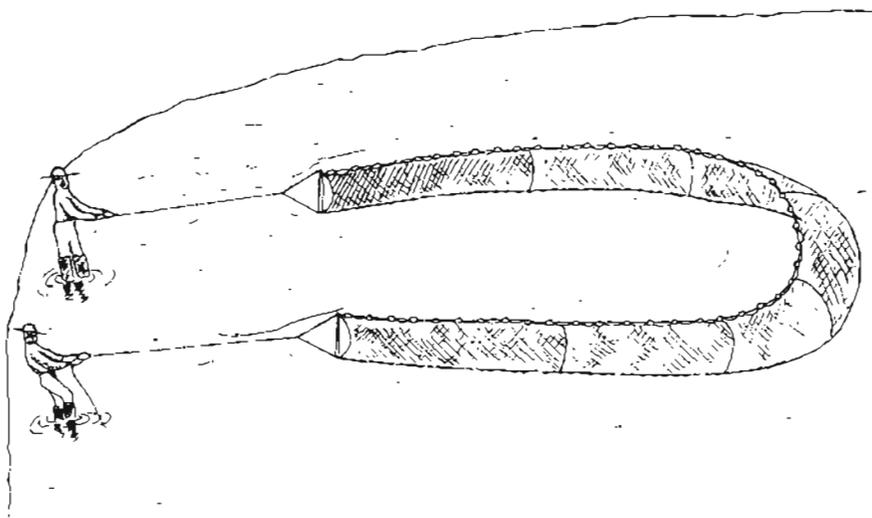
- Los objetivos del muestreo; de manera general existen tres objetivos principales;
  - 1) determinar la densidad y abundancia relativa,
  - 2) colecta de organismos vivos o muertos para estudios de alimentación, contaminación, reproducción, etcétera, y
  - 3) ejemplares para colección.
- El tipo de hábitat; si es un río, un estuario, un lago o laguna costera,
- Preferencia de los ejemplares en la columna de agua, si permanece muy cerca del fondo, cerca de la superficie, entre la vegetación acuática o entre las rocas y,
- Las tallas de ejemplares que se quieran colectar.

El equipo básico de pesca para cumplir con cualquiera de las consideraciones anteriores consiste principalmente de redes, atarrayas, trampas, anzuelos, red de cuchara. El uso de cada una de ellas depende de los objetivos del muestreo, del tipo de cuerpo de agua, del hábitat y de la talla de peces que se pretenda colectar (von Brandt, 1964; Nedelec, 1975; Hayes *et al.*, 1996). Enseguida se describen y

esquematan las diferentes artes de pesca y se mencionan las ventajas y desventajas de cada una.

#### 4.6.1 Red de chinchorro

Es una red de encierro compuesta por malla rectangular con cuerdas en los extremos para recuperarla; en la parte superior de la red se colocan flotadores y en la inferior plomos para que dentro de la columna de agua, la red se mantenga abierta o extendida (ESDIMA, 1974). La forma de utilizar el chinchorro es rodeando o encerrando cualquier cardumen. Las redes varían de acuerdo con los objetivos y las áreas de colecta; por ejemplo, si se planea colectar en pequeñas corrientes de agua y lagunas, es necesario un juego de dos o tres redes de malla fina, desde unos 2 mm hasta 1 o 2 cm de abertura de malla; deben ser redes pequeñas de 2 a 6 m de largos por 1 de altura, las cuales pueden ser fácilmente manejadas por dos personas, tanto al "tirarla" como al recobrarla hacia la orilla del agua para evitar que los peces se escapen (Llorente *et al.*, 1985). La manera de operarla es extendiendo un extremo de la red en semicírculo por uno de los pescadores o por una embarcación, el extremo restante de la red un pescador lo mantiene fijo en la orilla del cuerpo de agua. Cuando se ha extendido completamente el chinchorro, ambos extremos son jalados paralelamente hacia la orilla (Figura 4.1).



**Fig. 4.1 Red de chinchorro**

Cuando el cauce del río o estuario es muy grande pueden usarse redes grandes, el tamaño de éstas depende de las necesidades y disponibilidad de equipo como lancha para tirar la red y varias personas para recuperarla. La selección de la malla variará según la talla de los peces que se quieran colectar y de los que existan en el área; en los ríos grandes las mallas de 5 a 10 cm son las más usadas. Con estas redes en ambientes estuarinos y en lagunas costeras se pueden capturar especies como lisas o lebranchas (*Mugil spp*), mojarra (*Eucinostomus, Diapterus, Gerres*), bagres (*Bagre, Ariopsis*), cojinudas (*Caranx*), pámpanos (*Trachinotus*), etcétera; en ambientes dulceacuícolas como ríos, lagos y embalses se capturan charales (*Chirostoma*), tilapias (*Oreochromis*), carpas (*Cyprinus, Carassius, Ctenopharyngodon*), entre otras.

La ventaja del uso de chinchorro es que los volúmenes de captura son altos. La desventaja es que es un arte no selectivo, es decir, se captura de una forma indiscriminada o cuando la luz de malla es muy pequeña, se capturan formas juveniles (Guzmán y Ortiz, 1996; Diario Oficial de la Federación, 2000).

#### 4.6.2 Redes agalleras

Estas redes son rectangulares y se fijan por los extremos a manera de una red de volibol (Hubert, 1996). Se espera que los peces al intentar cruzar la red que está en posición vertical se atoren por las agallas, ya que la abertura de malla permite el paso de la cabeza pero no del resto del cuerpo. Cuando el pez intenta moverse hacia los lados se atora con mayor fuerza en la red (Figura 4.2). Lo recomendable es revisarla periódicamente para desatorar los ejemplares y que no asusten a los demás, al tratar de desatorarse ellos mismos. La abertura de la malla es variable a sugerencia de los pescadores locales y de la talla del pez que se quiera capturar. Este tipo de arte de pesca es comúnmente utilizado en lugares donde el fondo del agua esta cubierto por troncos, rocas y donde existe una gran cantidad de vegetación acuática; su eficacia radica, en que como es una red fija, puede ser colocada en lugares muy accidentados que ofrecen refugio a muchos peces de talla grande. Algunas de las especies que pueden ser capturadas con red agallera son: para ambientes marinos, estuarinos y de laguna costera los bagres (*Bagre panamensis, Ariopsis felis*), berrugata, corvinas, besugos (*Menticirrhus, Micropogonias, Cynoscion, Rhomboplites*), cabrillas (*Ephinephelus, Paralabrax*), huachinango (*Lutjanus*), cojinudas, jurel (*Caranx*), pámpano (*Trachinotus*), lebrancha (*Mugil*), lisa (*Mugil*), mojarra (*Gerres, Diapterus, Eucinostomus*),

pargos (*Hoplopargus*, *Lutjanus*), rubia (*Ocyurus*), viajaiba (*Lutjanus*), sargo (*Archosargus*), puercos (*Balistes*), robalos (*Centropomus*), roncós (*Pomadasys*, *Anisotremus*, *Orthopristis*), sierra, peto (*Scomberomorus*). En ambientes dulceacuícolas como ríos, lagos y embalses: carpas (*Cyprinus*, *Carassius*, *Ctenopharyngodon*), catán, pejelagarto (*Lepisosteus*), charal, pescado blanco (*Chirostoma*), tilapia (*Oreochromis*).

La ventaja de utilizar trasmallos es que es un arte altamente selectivo, sólo se capturan peces de una determinada talla; no se requiere mucho esfuerzo para su maniobra y lo puede realizar una sola persona; se puede emplear en lugares rocosos o cerca de ellos. La desventaja es cuando no se revisa continuamente, los peces atorados se pueden descomponer o ser comidos por otros peces.

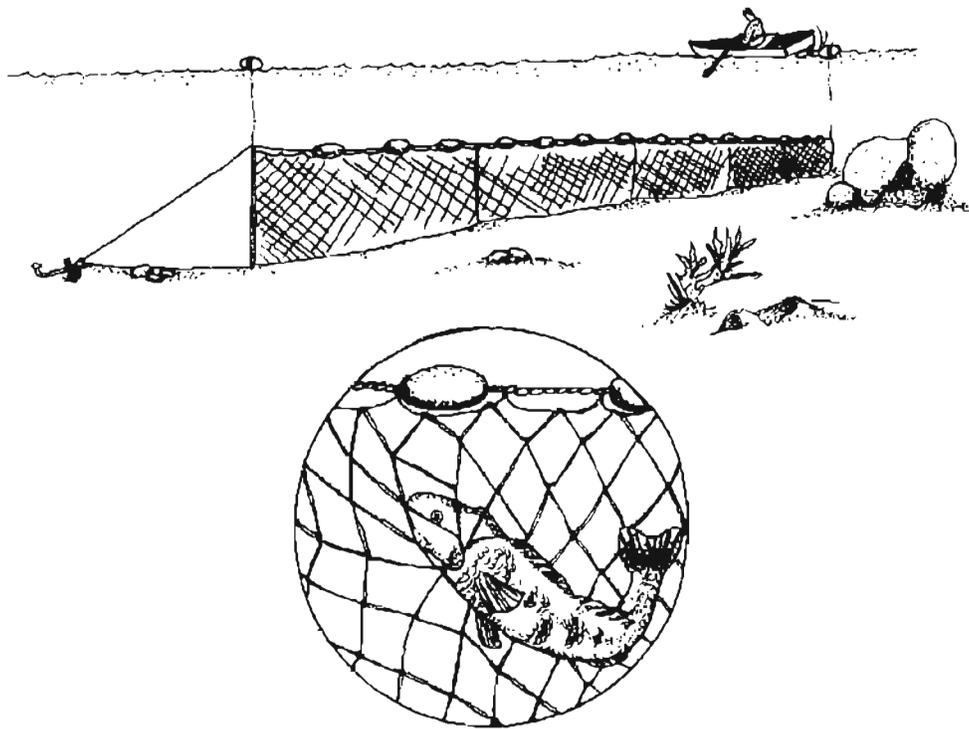


Fig. 4.2 Red agallera

#### 4.6.3 Atarraya

O también conocida como red de lanzamiento; ésta es una red circular con bolsas en la orilla, la cual está cargada de plomos y tiene una cuerda para jalar en el centro. El diámetro de la atarraya puede variar de uno hasta cuatro metros, con una luz de malla de 1 a 2 cm (Figura 4.3). La manera de utilizarla es lanzarla al aire y al caer ésta forma un círculo, el cual al llegar al fondo se cierra al ser jalada la cuerda, de manera que al cerrarse aprisione al pez (Mercado, 1959). Este tipo de red es muy útil en áreas donde el fondo es rocoso, con muchos troncos de árboles, donde la vegetación acuática es abundante o donde el agua es muy turbia (Gaviño *et al.*, 1982). Se puede lanzar la red desde una canoa, lancha o desde la orilla del río, por lo que se requiere de cierta destreza. En general se capturan pocos ejemplares por cada lance de atarraya, y por lo regular son peces pequeños. Algunas de las especies que se pueden capturar con atarraya en estuarios y lagunas costeras son el bagre (*Bagre marinus*, *Arius felis*), berrugata, corvina (*Cynoscion* spp., *Menticirrhus* spp., *Sciaenops*), lebrancha (*Mugil curema*) lisa (*Mugil cephalus*), todas las mojaras (*Diapterus* spp., *Gerres cinereus*, *Eucinostomus* spp.); en ríos, lagos y embalses: charales (*Chirostoma* spp.), tilapia (*Oreochromis* spp.) y mojaras (*Cichlasoma* spp.).

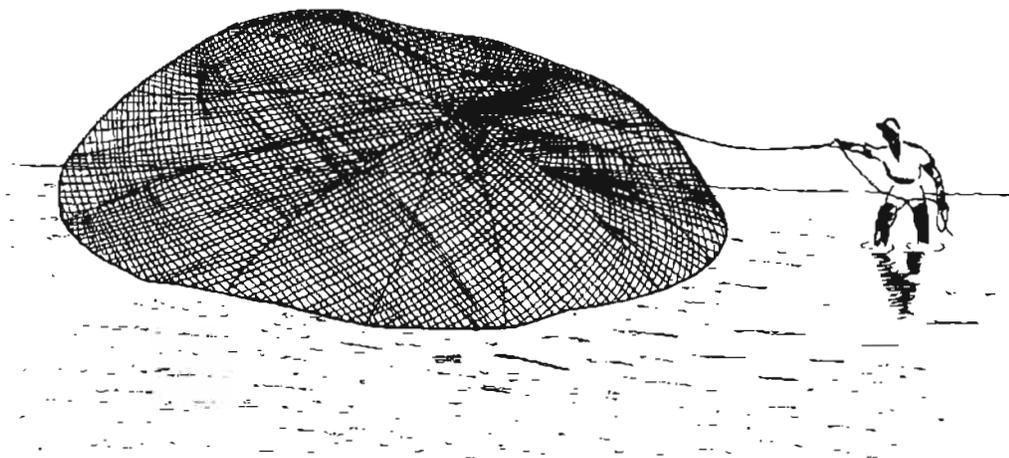


Fig. 4.3 Atarraya

La ventaja de la atarraya es que puede ser utilizada por una sola persona; en la captura los peces salen vivos y se pueden seleccionar las especies que se deseen y los restantes regresarlos al agua; además, es muy fácil de transportar de un lugar a otro (Guzmán y Ortiz, 1996; Diario Oficial de la Federación, 2000).

#### 4.6.4 Trampas

Son artes de pesca que se usan principalmente en los ríos. Son construcciones rígidas, las más comunes son de tipo cilíndrico, formadas por un tubo de tela de alambre o vara trenzada, con una entrada en forma de embudo y en el interior se coloca un cebo de pan o tortilla para atraer al pez. La trampa se sujeta al fondo del río con la entrada en dirección contraria a la corriente del agua, para que los peces que entren no puedan salir (Figura 4.4). Son pocas las especies que pueden ser capturadas con trampas y por lo regular son especies que están asociadas al fondo; entre ellas están los bagres de agua dulce como el bagre de canal y el bagre azul (*Ictalurus*), las carpas (*Cyprinus*, *Carassius*, *Ctenopharyngodon*).

La ventaja de las trampas es que se pueden seleccionar las especies vivas en tallas que se deseen; no se dañan los peces que se liberan; es bajo su costo y son efectivas en zonas inaccesibles a las restantes artes de pesca. La desventaja es que no es un arte selectivo (Guzmán y Ortiz, 1996; Diario Oficial de la Federación, 2000).

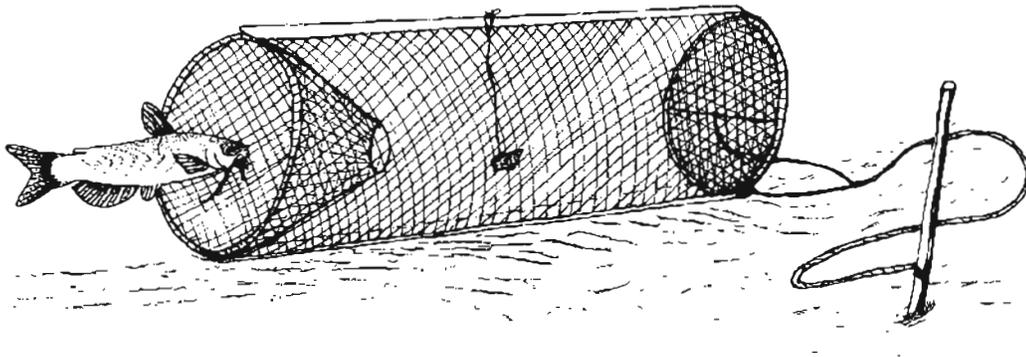


Fig. 4.4 Trampas

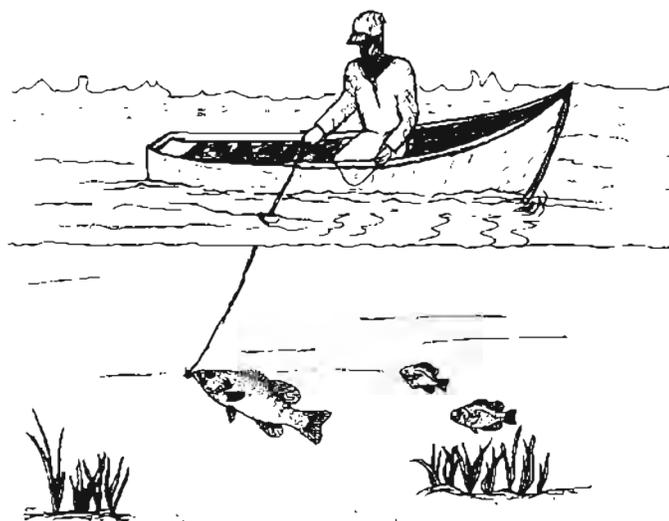
#### 4.6.5 Anzuelos

Poco utilizados cuando se planea capturar grandes cantidades de peces, en cambio con este método se pueden obtener ejemplares de gran talla que con artes de pesca antes mencionada no se lograrían (Solórzano, 1955). Consiste de un hilo de nylon con un anzuelo en el extremo, en éste se coloca un cebo que atrae a los peces y al morderlo se atorán de la boca (Figura 4.5). Entre los peces que se pueden capturar con anzuelos están:

Para ambientes estuarinos y de lagunas costeras; esmedregal (*Seriola*), Huachinango (*Lutjanus*), jurel (*Caranx*), lenguados (*Paralichthys*, *Ancylopseta*), pargos (*Hoplopargus*, *Lutjanus*), abadejos (*Mycteroperca*), besugos o pargo colorado (*Rhomboplites*), cojinuda (*Caranx*), pámpano (*Trachinotus*), peto y sierras (*Scomberomorus*), róbalo (*Centropomus*), rubias (*Ocyurus*), sargos (*Archosargo*), trucha de mar (*Cynoscion*), villajaiba (*Lutjanus*); en ambientes dulceacuícolas: lobina (*Micropterus*), pescado blanco (*Chirostoma*), trucha (*Oncorhynchus*).

Las ventajas del uso del anzuelo es que permite seleccionar la talla de los ejemplares; es muy bajo su costo y su utilización es sencilla y por una sola persona. La desventaja es que la captura es escasa y depende de la habilidad del pescador (Guzmán y Ortiz, 1996, Diario Oficial de la Federación, 2000).

Fig. 4.5 Pesca con anzuelo



#### 4.6.6 Líneas de anzuelos

Algunos pescadores unen varios hilos con anzuelo (también llamados reinales) separados a iguales distancias, a una línea madre de varios metros de longitud, la cual se fija al fondo del cuerpo de agua con un grampín en cada extremo, que a su vez se conecta a un cabo o cadena que sujeta la boya colocada en la superficie para localizar el equipo (Figura 4.5). Los anzuelos son cebados con carnada particular para la especie que se quiera capturar (Diario Oficial de la Federación,

2000). Algunos pescados capturados con este arte de pesca son el guachinango (*Lutjanus*), el salmón (*Onchorhynchus*) y las cabrillas (*Epinephelus*).

Las ventajas del uso de líneas de anzuelos es que se puede seleccionar la talla y especie que se desee capturar; es fácil su manejo y costo bajo. La desventaja es que se tiene que revisar constantemente los anzuelos y son pocos los ejemplares que se capturan al día.

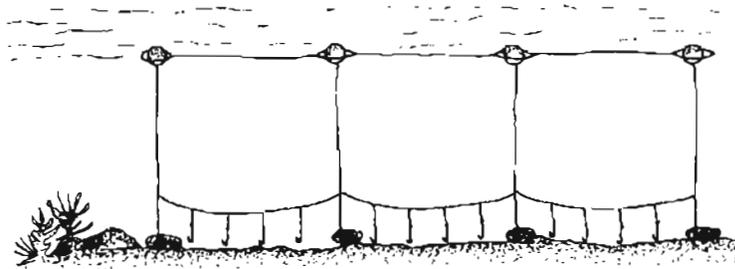


Fig. 4.6 Línea de anzuelos

#### 4.6.7 Fisga

Es un instrumento de pesca en forma de un mango largo con dos o más puntas con o sin muertes en un extremo. En el lado opuesto a éste está sujeta una cuerda larga que nunca es soltada por el pescador. Esta cuerda sirve para recuperar la fisga (Figuras 4.7). Este instrumento generalmente se lanza a mano, con mayor eficacia en aguas tranquilas, transparentes y de poca profundidad (Hayes *et al.*, 1996). Los peces al ser atrapados con la fisga generalmente nadan vigorosamente por lo que las muertes sirven para sujetarlos y evitar que escapen. El uso de esta arte de pesca es poco común y es indistinta la talla y especie de los pescados que son capturados con ella.

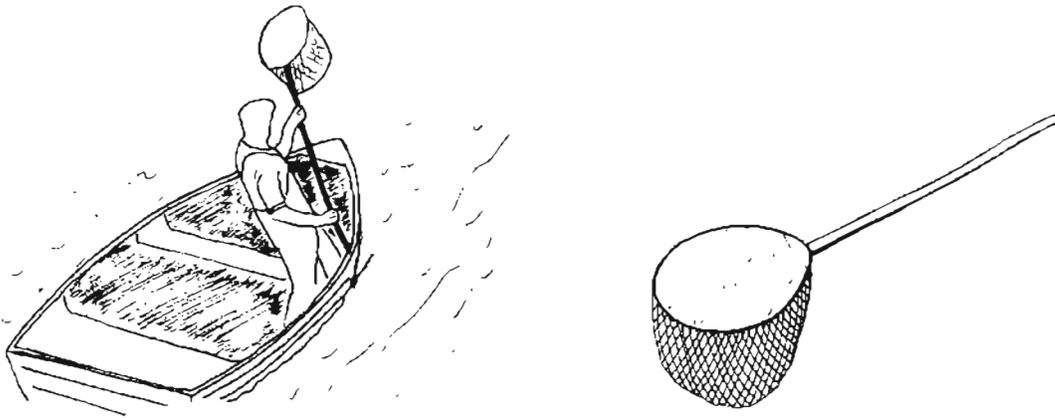
La ventaja de la fisga y en general de los arpones, es que se pueden seleccionar las especies y tallas que se deseen capturar. La desventaja es que la captura es poca y ocasionalmente se pierden o rompen las puntas al ser arrojada la fisga con fuerza y chocar contra rocas o grava.



Fig. 4.7 Pesca con fisga

#### 4.6.8 Red de cuchara

Es una red pequeña, que como su nombre lo indica tiene forma de cuchara. Está compuesta por dos partes principales; el “mango” o asa de metal con una longitud de 1 a 1.5 metros, unido a un aro también de metal, donde se sujeta una red de nylon en forma de bolsa, con una luz de malla de 0.5 a 1 cm (Figura 4.8). Esta red es de gran utilidad en la colecta en lugares cercanos a la orilla, donde la profundidad del agua es menor a un metro. Se utiliza “barriendo” el fondo del agua del centro a la orilla o sobre la vegetación acuática con movimiento rápido, como si fuera una red para capturar mariposas. Las especies de peces que son capturadas con este arte de pesca son de talla pequeña como las carpitas (*Cyprinella*), sardinitas (*Astyanax*), cheguas (*Alloophorus*), guayacones (*Gambusia*), guatopotes (*Heterandria*, *Poeciliopsis*), topotes (*Poecilia*), plateaditos (*Atherinella*).



**Fig. 4.8 Pesca con red de cuchara**

Las ventajas de usar red de cuchara son: se puede seleccionar la captura de determinadas especies y tallas y su costo es bajo. La desventaja se refleja en la escasa captura.

En la tabla 4.1, se relacionan las artes de pesca de acuerdo a la parte de la columna de agua donde se quiera muestrear en lagos, arroyos y ríos, y en estuarios.

**Tabla 4.1 Artes de pesca de acuerdo a la parte de la columna de agua**

<b>Ambiente</b>	<b>Columna de agua</b>	<b>Chinchorro</b>	<b>Agallera</b>	<b>Atarraya</b>	<b>Trampas</b>	<b>Anzuelo</b>	<b>Fisga</b>	<b>R. de cuchara</b>
Lagos	Orilla	X	X	X		X	X	X
	Media agua					X	X	
	Fondo		X		X	X		
Arroyos y Ríos	Orilla	X					X	X
	Media agua		X	X	X		X	
	Fondo	X	X	X	X	X		
Estuarios	Orilla	X		X		X	X	X
	Media agua		X	X		X	X	
	Fondo	X	X	X	X	X		

#### 4.7 IDENTIFICACIÓN DE LOS SITIOS DE COLECTA

Los ecosistemas acuáticos se dividen en tres tipos principales: el limnético, el estuarino y el marino (Guzmán, 1994). Para los fines de este manual, se describen brevemente los dos primeros por estar dentro del ambiente continental.

El ecosistema limnético (continental, dulceacuícola o epicontinental); como su nombre lo indica se refiere a su carácter de ubicación y a la salinidad (menor o igual a 0.5 g/l). A su vez se subdivide en ambientes lénticos, que comprende las aguas estancadas, como los lagos y ambientes lóticos, que son aguas con corriente como los ríos. Ambos ambientes pueden ser de origen natural caracterizados por manantiales, arroyos, ríos y lagos o, ser artificiales como las presas, embalses, bordos, canales, etc. (Reid y Wood, 1976).

En el ecosistema estuarino los niveles de salinidad son variables (entre 5 a 35 g/l). Este sistema comprende la transición del medio dulceacuícola y marino, caracterizado por dos ambientes con respecto a su ubicación con relación al mar; estos pueden ser estuarios y lagunas costeras.

Los estuarios son la parte final de los ríos o cauce hacia el mar. Son zonas de mezcla de agua dulce y marina. Su ubicación generalmente es perpendicular a la línea de costa, lo ocasiona que existan grandes volúmenes de agua que son vertidos al mar (Emery y Stevenson, 1957).

Las lagunas costeras tienen superficies variables, poca profundidad (someras), con comunicación al mar por medio de canales, bocas temporales o permanentes, el aporte de agua dulce es a través de escurrimientos de los ríos y arroyos aledaños. Una característica es que son paralelas a la línea de costa (Emery y Stevenson, 1957).

##### 4.7.1 Selección de los sitios de colecta

El colector debe procurar obtener el mayor número de especies de peces de la región. Considerando que algunas especies tienen preferencia por ciertos cuerpos de agua así como estratos dentro de la columna de agua, las zonas deben elegirse donde el muestreo implique el menor tiempo y esfuerzo de captura.

Los ríos, arroyos y lagunas presentan una gran variedad de hábitats, clasificados de acuerdo a la profundidad, velocidad de la corriente, topografía y posición (Bisson *et al.*, 1982):

#### 4.7.1.1 Aguas rápidas

De corriente rápida, poca profundidad y con un gradiente de profundidad.

- Turbulentas. Salto de agua, cascada, rápidos.
- No turbulentas. Canales, arroyos, riachuelos.

#### 4.7.1.2 Aguas lentas

Con poca o ninguna velocidad de corriente. Regularmente de gran profundidad.

- Embalses naturales. Formados por escurrimientos naturales: lagos y pozas.
- Embalses artificiales. Formados al bloquear el curso natural de uno o varios ríos: presas, diques.

### 4.8 MUESTREO

#### 4.8.1 Toma de datos de colecta

Hoja de campo. Es un formato especial donde se anota información concisa de tipo geográfico, ecológico y de captura. Es importante tratar de registrar la mayor cantidad de información que se menciona en el formato, para que los resultados y su interpretación de la captura sean lo más completos posible. El objetivo de la hoja de campo radica en que registra información que puede ser uniformizada con la obtenida para otras localidades.

Libreta de campo. La información que se anota en la libreta de campo es semejante a de la hoja de campo, pero a manera de relato. En la libreta se detallan tres aspectos importantes durante el muestreo: como registrar todos los detalles del viaje, desde que se inicia hasta que se concluye, con los eventos más importante y que puedan tener alguna utilidad en futuras colectas, como la descripción detallada de los lugares visitados, con una descripción fisonómica y

ecológica de la zona, comentarios sobre costumbres de la población local, etc (Martins, 1983).

El segundo aspecto es hacer un relato completo de la captura de cada localidad o sitio de muestreo, describiendo detalladamente las características de los diferentes ejemplares capturados, particularmente la talla y patrón de coloración del pescado.

El tercer aspecto es asignar un número creciente de los sitios de muestreo así como el número de captura, el número de especie y ejemplar. De manera que el número de cualquier ejemplar pueda ser relacionado con la colecta, localidad, estación, día de colecta, arte de pesca, colector y parámetros ambientales.

En la libreta de campo se anota la misma información de la hoja de campo y de la etiqueta, pero mucho más detallada. Se anexan descripciones ambientales como razgos observables de la calidad del agua; transparencia, olor, temperatura, pH, salinidad; tipo de vegetación dentro y fuera del cuerpo de agua; tipo de fondo del agua, si es arenoso, lodoso, con rocas, con troncos caídos; información de la captura como cuántas familias y especies se capturaron en la localidad, cuántos ejemplares, en qué número de lance, y observaciones de tipo biológico como el estado general de los organismos, coloración, tallas promedio.

El orden de anotación de las observaciones en la libreta de campo debe ser el mismo que la hoja de campo, para mantener una relación entre la información registrada entre ambas y que coincida con la etiqueta que va junto al ejemplar.

#### 4.8.2 Parámetros ecológicos

Dentro de los parámetros ambientales principales que deben ser registrados durante la colecta están: calidad del agua, profundidad de captura, velocidad de la corriente, tipo de sustrato y vegetación, tipo de hábitat (McMahon *et al.*, 1996). Con estos parámetros se pueden describir las relaciones de los peces con su entorno (Hubbs y Lagler, 1947).

### 4.8.3 Registro de captura de peces

**Tabla 4.2 Hoja de campo para captura de peces**

Número y clave de la colecta o monitoreo _____			
<b>Datos Geográficos</b>			
País _____		Estado _____	
Localidad _____		Municipio _____	
Latitud _____ N.		Longitud _____ W.	
Altitud _____ M		Estación _____	
Vertiente: 1. Pacífico _____ 2. Atlántico _____ 3. Golfo De México _____			
4. Golfo De California _____ 5. Golfo De Tehuantepec _____ 6. Caribe _____			
<b>Fecha y duración de la colecta</b>			
Fecha _____		Hora de inicio _____	
(Año / Mes / Día)		(Hora / Minutos)	
		Duración _____	
		(Horas / Minutos)	
<b>Datos Ecológicos</b>			
Tipo De Cuerpo De Agua			
Marino		1. Bahía _____ 2. Arrecife _____ 3. Costa _____ 4. Mar Abierto _____	
Salobre		5. Estuario _____ 6. Laguna _____ 7. Barra _____ 8. Manglar _____	
Dulceacuicola		9. Río _____ 10. Arroyo _____ 11. Canal _____ 12. Lago _____	
		13. Boca Río/Laguna _____ 14. Estanque _____ 15. Pantano _____	
		16. Otro _____	
Lectura de Disco de Secchi _____ m			
Zona de Marea 1. Alta _____		2. Media _____ 3. Baja _____	
Salinidad _____ %		Calidad del Agua	
1. Clara S/Color _____		2. Clara C/Color _____ 3. Revuelta _____	
4. Oscura _____		5. Contaminada _____	
Ph _____		O <sub>2</sub> Disuelto _____ ml/L.	
Otro _____		Temperatura _____	
Corriente _____		Viento _____	
Prof. De Captura _____		Del Agua _____ °C	
Velocidad _____ m/s		Velocidad _____ m/s	
Mínima _____ m		Ambiental _____ °C	
Dirección _____		Dirección _____	
Máxima _____ m		Tipo De Fondo	
1 Rocas _____		2. Cantos Rodados _____	
3. Piedras _____		4. Grava _____	
5. Lodo _____		6. Arcilla _____	
7. Detritos _____		8. Conchas _____	
9. Troncos _____		10. Vegetación Acuática _____	

...continúa Tabla 4.2

<b>Datos de Captura</b>		
Arte de Pesca		
1. Agallera _____ 2. Chinchorro _____ 3. Atarraya _____ 4. Red de Arrastre _____ 5. Arpón _____		
6. Manual _____ 7. Trampa _____ 8. Red de Cuchara _____ 9. Anzuelo _____ 10. Línea _____		
11. Donación _____ 12. Otro _____		
Número de	Abertura de Red	Institución _____
Especies _____	Ancho _____ mm	Colectores
Organismos _____	Largo _____ mm	1. _____
		2. _____
		3. _____
<b>Observaciones</b>		

#### 4.9 CALIDAD DEL AGUA

Existen varios métodos para registrar los parámetros fisicoquímicos tanto en ambientes lénticos como lóticos; tales como temperatura, concentración de oxígeno disuelto, pH y salinidad. Estos parámetros son fáciles de registrar con sensores electrónicos o mediante sustancias químicas (McMahon *et al.*, 1996). Las variaciones en cualquiera de los parámetros mencionados pueden afectar la distribución de los peces e incluso pueden limitar su presencia en el cuerpo de agua (Jones y Hoyer, 1982). Otro de los parámetros que definen la calidad del agua es su transparencia, la cual es afectada directamente por partículas suspendidas orgánicas e inorgánicas; un alta o baja densidad de éstas indican la turbidez en el agua. La visibilidad al disco de Secchi o transparencia es medida con un disco que consiste en un plato circular de 20 cm de diámetro sujetado por el centro a una cuerda y pintados en su superficie cuatro triángulos de color negro y blanco en forma alternada. El disco debe ser introducido al agua desde una lancha, principalmente durante el día. Se deja sumergir hasta que desaparezcan los cuadros, posteriormente se saca del agua y se repite la operación varias veces. El promedio de profundidad a la cual desaparece y aparece es la transparencia Secchi, la cual obviamente cambiara dependiendo de que tan cerca o lejos se esté de la orilla del agua (McMahon *et al.*, 1996).

Otro método fácil para determinar la transparencia en el agua es usando las categorías de clara, ligeramente turbia y turbia; algunas veces se anota también el color (Hubbs y Lagler, 1964).

##### 4.9.1 Profundidad de captura

El registro de la profundidad a la cual fueron realizados los muestreos, indica las áreas donde pueden ser capturadas con mayor probabilidad determinadas especies de peces (Hubbs y Lagler, 1964). Este valor se obtiene de la longitud de las artes de pesca empleadas, es decir, si se utiliza una red agallera de dos metros de ancho más la cuerda de un metro, que sujeta el flotador, entonces la profundidad de captura es de tres metros.

#### 4.9.2 Velocidad de la corriente

Existen algunos peces y estadios de desarrollo del pez que están relacionados con la velocidad de la corriente (Lobb y Orth, 1991), por ejemplo las comúnmente llamadas "cucharitas" (*Gobiesox spp*) es fácil encontrarlas en arroyos y ríos con corriente rápida (Espinosa *et al.*, 1988). Por el contrario, los estadios larvarios generalmente están asociados a zonas donde la corriente es muy lenta o casi nula, para evitar sean arrastrados. Hay varias formas de saber la velocidad de la corriente; la más sencilla es tomar el tiempo que tarda en recorrer una  $x$  distancia un objeto flotante como una pelota, un recipiente de plástico vacío, etc, y aplicar la fórmula de velocidad ( $V = \text{distancia} / \text{tiempo}$ ). El método más común y confiable es utilizar un sensor eléctrico.

#### 4.9.3 Sustrato y vegetación

La composición del sustrato y el tipo de vegetación asociada a éste determinan la presencia, ausencia y distribución de las especies de peces (McMahon *et al.*, 1996). Un método común para evaluar e identificar la composición del sustrato es por el tamaño de partícula (en milímetros): rocas de gran tamaño (mayor a 256); cantos rodados de forma casi esférica (64 – 256) los cuales son transportados por la corriente del agua, piedras (16 – 64), la grava representa pequeñas piedras de forma irregular (2 – 16), arena (0.0625 – 2), lodo (0.0625 - 0.0039), arcilla (menor a 0.0039) (Cummins, 1962).

Respecto al tipo de sustrato orgánico en los sitios de muestreo, se recomienda anotar la presencia de conchas o restos de éstas, así como de troncos caídos en el agua u otros materiales. Finalmente describir las diferentes formas de vegetación acuática; flotante, emergente y sumergida (Lagler, 1978).

#### 4.9.4 Hábitat

La identificación de los diferentes tipos de hábitat en sistemas lóticos y lénticos (mencionados en párrafos anteriores) es importante porque aportan información sobre las preferencias de los peces hacia determinados lugares y principalmente porque integran un número importante de características del hábitat como profundidad, velocidad y sustrato (Hawkins *et al.*, 1993).

#### 4.9.5 Recolecta de organismos

Una vez identificado el tipo de hábitat donde se realizará el muestreo y elegido el arte de pesca pertinente. Se inicia la recolecta de organismos, procurando no obtener más de los necesarios para cumplir con los objetivos del muestreo.

#### 4.9.6 Descripción e identificación de las especies

Los organismos capturados se separan por especie para saber cuántos ejemplares fueron de cada una. Con ayuda de fotografías y descripciones, se pueden identificar en el lugar del muestreo algunos de los pescados colectados. Cuando resulta difícil saber a qué especie pertenecen los ejemplares, deben seleccionarse algunos de ellos para que posteriormente, mediante el uso de claves taxonómicas, asignarles el nombre de la familia, género y especie a la que pertenecen.

Es recomendable llevar al campo claves de identificación taxonómicas sencillas, donde se mencionen características morfológicas y de coloración fáciles de observar, así como ilustraciones o fotografías a colores de las especies que probablemente se puedan encontrar en el área de colecta.

Las claves taxonómicas son generalmente limitadas para un grupo de especies de una región, su uso inadecuado puede conducir a una identificación de los ejemplares errónea. La identificación puede ser verificada con la comparación y distribución de especies conocidas. Cuando se duda su identidad se recomienda consultar a un especialista (Kelsch y Shields, 1996).

Cuando se carece de claves e ilustraciones en el campo, es importante que se tomen medidas morfométricas (Figura 4.9 y Tabla 4.3) y se realice una descripción detallada del patrón de coloración de las diferentes especies; para que posteriormente en el laboratorio se puedan identificar los ejemplares.

1. Longitud total (medida de la punta del hocico hasta el extremo de la aleta caudal)
2. Longitud patrón (de la punta del hocico hasta el inicio de la aleta caudal)
3. Longitud cefálica (de la punta del hocico al extremo posterior del opérculo)
4. Altura (es la mayor altura del cuerpo del pescado)
5. Diámetro del ojo (longitud horizontal del ojo)
6. Número de espinas y radios de la aleta dorsal (las espinas son duras y transparentes y se anotan en número romano; los radios son suaves y opacos, se anotan en números arábigos)
7. Número de espinas y radios de la aleta anal (igual que en la aleta dorsal)
8. Número de espinas y radios en las aletas pectorales (igual)
9. Número de branquiespinas
10. Número de escamas (se cuentan en una línea horizontal a partir del opérculo hasta la base de la aleta caudal)

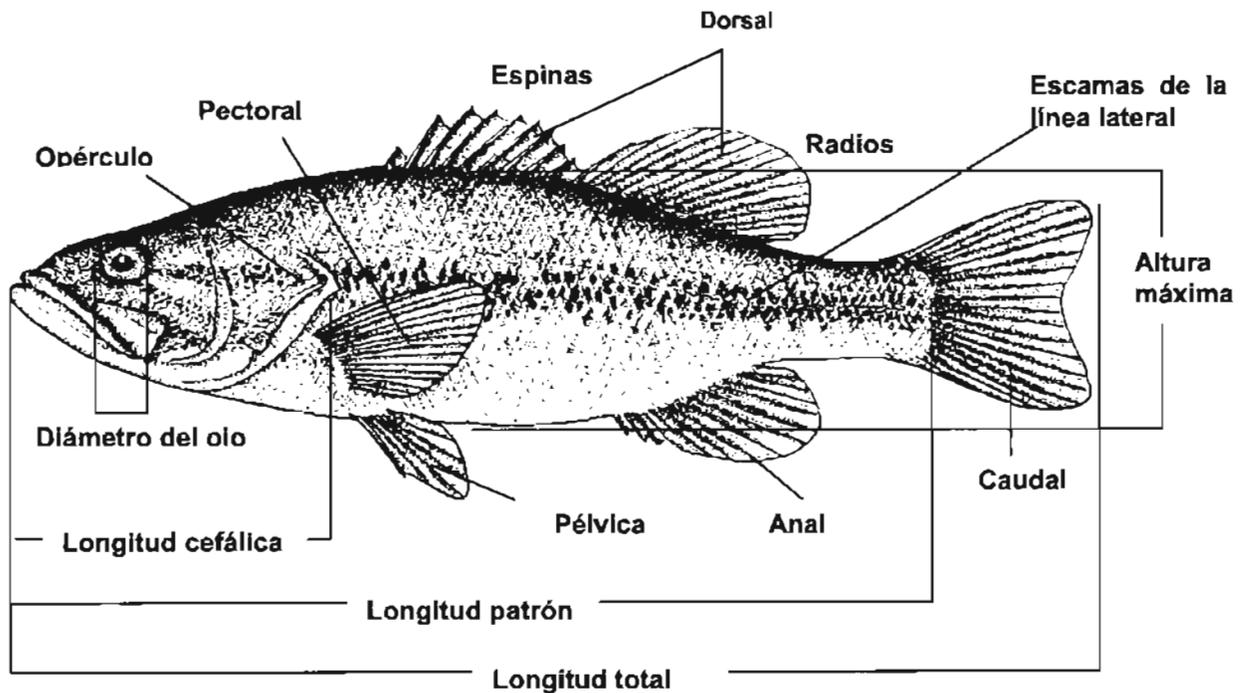


Fig. 4.9 Medidas morfométricas más comunes para un pez

Tabla 4.3 Hoja de Biometría

HOJA DE BIOMETRÍA	
PECES	
No. de Catálogo	_____.
No. Inventario	_____.
Familia	_____.
Género	_____.
Especie	_____.
Subespecie	_____.
Fecha de determinación	_____.
Clave del determinador	_____.
Literatura consultada _____.	
Colecta	_____.
Clave de colecta	_____.
Localidad	_____.
Estación	_____.
Fecha de colecta	_____.
Arte de pesca	_____.
Lance	_____.
Colectores	_____.
Número de ejemplares	_____.

...continúa Tabla 4.3

<b>MORFOMETRÍA</b>	<b>EJEMPLARES</b>									
	1	2	3	4	5	6	...	...	...	...
Longitud Total										
Longitud Patrón										
Longitud Cefálica										
Altura Máxima										
Diámetro del Ojo										
Fórmula Radial A. Dorsal										
Fórmula radial A. Anal										
Fórmula radial A. Pectoral										
No. Branquiesplnas 1° Arco										
No. Escamas Línea Lateral										
<b>PATRÓN DE COLORACIÓN</b>										
Ejemplar										
1										
2										
3										
4										
5										
6										
...										
<b>OBSERVACIONES</b>										
1										
2										
3										
4										
5										
6										

#### 4.9.7 Etiquetación

Para cualquier pez que sea colectado con fines técnicos y científicos, es necesario que se anote información importante como datos geográficos, fecha de colecta, parámetros ecológicos, datos de captura y algunas observaciones. Algunos de estos datos van en una etiqueta junto con el ejemplar, la cual contiene información muy general y concisa de la captura; otros se anotan en la hoja de campo y en la libreta de campo, donde se incluye mayor cantidad de información de manera detallada (Llorente *et al.*, 1985). La integración de estas tres formas de registro de datos para cada localidad y sitio de colecta, dan un panorama general de los resultados del muestreo. La importancia de cada uno radica en que son tres

formas diferentes de registrar la información, con el objeto de garantizar que no exista pérdida de datos, mismos que en futuras colectas pueden ser de suma utilidad (Martins, 1983).

La etiqueta es un pequeño rectángulo de papel albanene (Figura 4.10) donde se anota con un grafo con tinta china o con lápiz, datos relevantes de la colecta y el material colectado.

Como ya se mencionó esta etiqueta debe ir junto al ejemplar colectado, ya sea dentro de la bolsa o del frasco. Se recomienda papel albanene para las etiquetas porque es de material resistente al formol. La tinta china no se borra con el líquido y dura mucho tiempo, a falta de tinta china se debe usar un lápiz del número 2 o B.

1	→	20 de febrero de 1999 12:30 hrs	PEMEX-TAB.-1999.01	←	2
3	→	Estación 10			
4	→	Loc. Río Carrizal, en el poblado Josefa Ortiz, 3a. sección, Tabasco.			
5	→	A. de pesca: Chinchorro	Lance: segundo	←	6
7	→	Col: Huidobro Campos Leticia y Álvarez Pliego Nicolás			
8	→	6 ejemplares			
9	→	FAMILIA CICHLIDAE <i>Petenia splendida</i>	"tenguayaca"	←	10
11	→	Observaciones. La talla del ejemplar fue de 20 cm; la cola presenta deformaciones y manchas rojizas, fue el único en la captura.			

Fig. 4.10 Ejemplo de una etiqueta de colecta

Notas:

- 1 - fecha y hora de colecta,
- 2 - clave de colecta (pueden ser las siglas del proyecto o monitoreo),
- 3 - número de estación o colecta, la cual debe coincidir con la notas en la libreta de campo,
- 4 - localidad, lo más exacta posible, incluyendo el estado, municipio, el nombre del cuerpo de agua, coordenadas y dar la posición con relación a la población o accidente geográfico más cercano,
- 5 - arte de pesca,
- 6 - número de lance, arrastre,
- 7 - nombre completo de los colectores,
- 8 - número de ejemplares,
- 9 - si es posible nombre de la familia y de la especie del pez,
- 10 - nombre común del pez,
- 11 - notas u observaciones: se anotan datos muy generales de coloración del pez, tamaño, sexo, hábitat, altitud, etc.

#### 4.9.8 Consideraciones generales para preservar peces

Una vez capturados los peces es necesario, que inmediatamente después de realizar la descripción del patrón de coloración de las especies, se tome una fotografía de un ejemplar de cada una de ellas, y se anote en la etiqueta la información correspondiente. A continuación se procederá a preservarlos ya sea congelados (proceso que minimiza la pérdida de colores en el cuerpo del pez) o fijarlos en formol para evitar su descomposición, sobretodo si las condiciones del ambiente son muy calientes.

Nunca deben dejarse a los pescados expuestos por mucho tiempo al aire y sol antes de fijarlos. Hay ciertas moscas que depositan sus huevos sobre ellos; las larvas, por increíble que parezca, nacen y resisten el formol y dañan considerablemente a los ejemplares, llegando a causar su putrefacción (Llorente, *et al.*, 1985).

##### 4.9.8.1 Fijación de los ejemplares

La fijación consiste en detener el proceso de descomposición del pescado mediante soluciones químicas, conocidas como formol o formalina que es una solución saturada de gas formaldehído en agua (Hubbs y Lagler, 1964; Lagler *et al.*, 1977).

##### - Formol

El formol comercial es una solución saturada de aldehído fórmico (gas) en agua; contiene 40% de aldehído. Si se considera a esa solución como formol puro, el de 10% está compuesto por nueve partes de agua y una de formol comercial.

Una vez capturados los ejemplares, se introducen lo antes posible a bolsas de plástico o recipientes y se llenan de formol hasta que cubran completamente el ejemplar (Kelsch y Shields, 1996). Conjuntamente se agrega la etiqueta con los datos de colecta y se sella la bolsa con una liga para evitar que se derrame el líquido. Una manera de mantener en buen estado los pescados es introducir las bolsas en la cubeta, sin que éstas queden muy apretadas.

#### 4.9.8.2 Peces pequeños

Para peces menos de 15 cm, el mejor sistema de fijación es el ahogamiento en formol, lo que se puede lograr sumergiendo el pez dentro de la bolsa con formol. La fijación se completa de 6 a 12 hrs, pero es esencial la revisión durante las seis primeras horas. El pez bien fijado generalmente se hunde; los ejemplares que flotan deben ser examinados cuidadosamente y, según sea el caso, inyectarse en el abdomen (Lagler *et al.*, 1977).

Los pescados con espinas fuertes en las aletas deben ser retirados del formol durante la primera hora, para que se puedan bajar las espinas antes del endurecimiento, de lo contrario es difícil acomodarlos en las bolsas o frascos.

#### 4.9.8.3 Peces grandes

Cuando el pescado es grande (más de 15 cm o 1.5 kg), debe inyectarse con formol en la cavidad abdominal, en las branquias y en las masas musculares; además de sumergirse completamente en el formol (Kelsch y Shields, 1996).

Algunos peces son demasiado grandes para ser fijados y transportados. Sin embargo, es muy importante contar con su registro; en estos casos puede preservarse la cabeza en formol y tomarse las medidas que se mencionan en la hoja de biometría, si es posible acompañadas de buenas fotografías y datos de coloración del pescado completo, inmediatamente después de ser capturado, lo cual es muy importante para identificar a la especie posteriormente, y determinar su sexo (cuando es posible).

Durante el desarrollo de la fijación, es conveniente el examen periódico; el promedio de fijación es de 24 a 48 hrs inmediatamente después de ser preparado el organismo. Es importante que la solución no deje de cubrir al ejemplar o cuando empiecen a notarse malos olores, que indican que el proceso es muy lento o que la concentración empieza a disminuir, entonces se debe añadir formol puro o cambiar el formol por solución nueva, por lo que debe llevarse al campo una cantidad suficiente.

Si se siguen estas reglas de fijación, los pescados pueden conservarse en buen estado durante mucho tiempo.

El formol tiene algunos inconvenientes para quien lo usa frecuentemente y en grandes cantidades; la molestia es que irrita las mucosas, por lo que deben usarse tapa bocas y tratar de usar los guantes. Si la persona que está fijando los pescados, llegase a tener alguna herida, y le cae formol, debe lavarse con agua abundante y corriente.

#### 4.9.9 Transportación de la colecta al laboratorio

La fijación en formol exige envases y recipientes para llevar la solución conservadora al campo y para transportar los pescados al laboratorio. Para transportar el formol sin problemas y peligro, los envases tipo garrafones de plástico son los adecuados.

Para la fijación de los pescados son necesarias bolsas y recipientes de plástico de varios tamaños (como se menciona en el apartado de material). Los ejemplares de talla pequeñas pueden ir en bolsas chicas o en recipientes pequeños. Cuando la captura está compuesta por varias especies, se recomienda separar los ejemplares por especie en bolsas separadas. Es importante mencionar que en el campo, los frascos de vidrio con tapa de metal no son prácticos y recomendables, ya que se pueden romper ocasionando heridas a los colectores; el formol ataca el metal de las tapas y acaba por perforarlo, además de que pesan más.

Para transportar el material al laboratorio pueden usarse cubetas de plástico con tapa, de cinco a 20 litros. Las tapas pueden ser de presión las cuales sellan muy bien, o se pueden sellar con cinta adhesiva. Lo que hace más práctico su traslado.

Se deben acomodar las bolsas dentro de las cubetas a manera de que los pescados no sufran la pérdida o deformación de alguna parte del cuerpo especialmente de las aletas caudales.

#### 4.9.10 Conservación definitiva

Para la conservación definitiva de los pescados, se debe lavar los ejemplares con abundante agua corriente hasta que se elimine el exceso y aroma a formol. Posteriormente se depositan en frascos de cristal con alcohol al 70% de concentración (70 cm<sup>3</sup> de alcohol al 96% + 26 cm<sup>3</sup> de agua), no debe olvidarse incluir junto con el ejemplar las etiquetas de identificación. Es recomendable que el nivel del alcohol cubra la totalidad del ejemplar, para evitar la deshidratación de éste. La tapa del frasco debe ser de plástico, material que es resistente al alcohol y de larga duración.

#### 4.10 REFERENCIAS

- Laarman, P.W. y J.R. Ryckman, 1982. Relative size selectivity of trap nets for eight species of fishes. *North American Journal of Fisheries Management* 2:33-37.
- Bisson, P.A., J.L. Nielse, R.A. Palmason y Grove, L.E. 1982. A system of naming habitat types in small streams, with examples of habitat utilization by salmonids during low streamflows. 62-73 pp. In: N.B. Armantrout (ed.) Acquisition and utilization of aquatic habitat inventory information. American Fisheries Society, Western Division, Bethesda, Maryland.
- Cummins, K.W. 1962. an evaluation of some techniques for the collection and analysis of benthic samples with special emphasis on lotic waters. *American Midland Naturalist* 67:477-504.
- Diario Oficial de la Federación. Agosto 28 del 2000. Tercera sección. Secretaria de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. III Sistema de captura. 128 p.
- Emery, K.O. y R.E. Stevenson, 1957. Estuaries and lagoons. 673-749 pp. In: J.W. Hedgpeth (ed.). *Treatise on marine ecology and paleoecology*. Vol. I. Ecology. Mem. 67, The Geological Society of America, New York.
- Esdima, 1974. Artes de pesca. Para la captura de peces y mariscos. México. 54 pp.
- Espinosa, P.E., P.M. Fuentes y J.L. Castro-Aguirre, 1988. Presencia de *Gobiesox fluviatilis* Briggs y Miller (Pisces: Gobiesociformes) en el río Cuitzmala, Jalisco, México y sus implicaciones zoogeográficas. *Anales Instituto de Biología, UNAM, Ser. Zool.* 58(2):727-734.

- Gaviño, G., J.C. Juárez y H.H. Figueroa, 1982. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo. Limusa. 251 pp.
- Guzmán, A.M. y J.M. Ortiz, 1996. Artes de pesca. En: Manuel Guzmán Arroyo (compilador). La pesca en el lago de Chapala: hacia su ordenamiento y explotación racional. Universidad de Guadalajara y Comisión Nacional del Agua. 191-210 pp.
- Guzmán, A.M., 1994. Pesca y Recreación. En: Consejo de la cuenca Lerma-Chapala. Memoria del curso de limnología aplicada. Num. Especial, Gaceta del Lerma, enero de 1994. 11-22 pp.
- Hawkins, C.P., *et al.*, 1993. A hierarchical approach to classifying stream habitat features. *Fisheries* 18(6):3-12.
- Hayes, D.B., C.P. Ferreri y W.W. Taylor, 1996. Active fish capture methods. 193-218 pp. In: Murphy, B.R. & D.W. Willis (eds.) *Fisheries techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Hubbs, C.L. y K.F. Lagler, 1964. *Fishes of the Grant Lakes region*. University of Michigan Press, Ann Arbor.
- Jones, J.R. y M.V. Hoyer, 1982. sportfish harvest predicted by summer chlorophyll-a concentration in Midwestern lakes and reservoirs. *Transactions of the American Fisheries Society* 111:176-179.
- Karr, J.R., 1981. Assessment of biotic integrity using fish communities. *Fisheries* 6(6):21-27.
- Kelsch, S.W. y B. Shields, 1996. Care and handling of sampled organisms. 121-145 pp. In: Murphy, B.R. & D.W. Willis (eds.) *Fisheries techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Lagler, K.F., 1978. Capture, sampling and examination of fishes. 7-47 pp. In: Bagenal, (ed.). *Methods for assessment of fishes production in fresh waters*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, Uk.
- Lagler, K.F., J.E. Bardach, R.R. Miller, y D.R.M. Passino, 1977. *Ichthyology*. 2nd. Edition. Wiley, New York.
- Llorente, *et al.*, 1985. Manual de recolección y preparación de animales. Facultad de Ciencias, UNAM. 270 pp.
- Lobby, M.D., y D.J. Orth, 1991. Habitat use by an assemblage of fish in a large warmwater stream. *Transaction of the American Fisheries Society* 120:65-78.
- Martins, U.R. 1983. A coleção taxonómica. 1-29 pp. In: Papavero, N. (compilador). *Fundamentos prácticos de taxonomia zoológica: coleções, bibliografia, nomenclatura*. Museu Paraense Emílio Goeldi (Conselho Nacional de

- Desenvolvimento Científico e Tecnológico) e Sociedade Brasileira de Zoología. Belém, Pa. 252 pp.
- McMahon, T.E., A.V. Zale y D.J. Orth, 1996. Aquatic habitat measurements. 83-115 pp. In: Murphy, B.R. & D.W. Willis (eds.) Fisheries techniques. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Mercado, S.P., 1959. Breve reseña sobre las principales artes de pesca usadas en México. Secretaria de Industria y Comercio. Dirección General de Pesca e Industrias conexas. 79 pp.
- Nedelec, C., 1975. Catalogue of small-scale fishing gear. Fishing News Ltd., Surrey, UK.
- NOM-ECOL.-059, 1994. Norma Oficial Mexicana. Secretaria del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca.
- Reid, G.K. y D. Wood, 1976. Ecology of inland waters and estuaries. D. Van Nostrand Co. U.S.A. 484 pp.
- Solórzano, P.A. 1955. La pesca en el lago de Pátzcuaro, Mich. y su importancia económica regional. Secretaría de marina. Dirección general de pesca. 58 p.
- Willis, D.W. y B.R. Murphy, 1996. Planning for sampling. 1-15 pp. In: Murphy, B.R. & D.W. Willis (eds.) Fisheries techniques. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Von Brandt, A. 1964 Fish catching methods of the world, 1<sup>st</sup> edition. Fishing News Ltd. London,

## **5. CRUSTÁCEOS Y POLIQUETOS**

### **5.1 INTRODUCCIÓN**

Nuestros sistemas acuáticos han llegado a un estado de contaminación en el cual su riqueza de especies se está perdiendo en forma alarmante. Nuestros ríos, estuarios y mares sufren la degradación tanto del paisaje como del ecosistema debido a las cuantiosas descargas de desechos que son vertidos en ellos.

En esos sistemas habita una gran diversidad de especies de flora y fauna, muchas de las cuales desafortunadamente, todavía no conocemos. Esos organismos se han agrupado en tres categorías de acuerdo con su posición en el ambiente acuático: el plancton, el necton y el bentos; los primeros incluyen a organismos de talla pequeña que se encuentran en la columna de agua; en el segundo se localizan principalmente los organismos que son nadadores activos como los peces, tortugas o mamíferos y en el tercer grupo, el bentos, están todos los organismos que se encuentran en el fondo o que dependen de él.

Esta relación de los organismos bentónicos con el sustrato del fondo del río, estuario o mar ha despertado el interés de muchos investigadores quienes han tratado de entender la respuesta de los organismos cuando se vierte uno o varios contaminantes, que en su mayoría tienden a sedimentarse. Para lograrlo, será necesario la implementación de una estrategia de monitoreo que cuantifique el daño que los desechos causan a los sistemas y, en la medida necesaria se adopten acciones para evitar el daño continuo y crónico a los sistemas, para que posteriormente se desarrollen planes de recuperación.

Este manual menciona algunos de los organismos del bentos que pueden auxiliar en los monitoreos, así como las técnicas y métodos de colecta, fijación preservación y análisis recomendables.

### **5.2 DEFINICIÓN DE BENTOS**

El término bentos es utilizado para designar a todos aquellos organismos que viven o se encuentran relacionados con el fondo de un cuerpo o masa de agua cualquiera que sea la profundidad en que se encuentre ya sea para fijarse en él, para excavarlo, para caminar sobre su superficie o para nadar en sus cercanías sin alejarse de él. El bentos se separa en dos grandes grupos: el fitobentos y el zoobentos. En este capítulo sólo se tratará al segundo grupo ya que el primero se ha abordado en otro apartado de este mismo manual.

El zoobentos suele dividirse en epifauna, para mencionar a los organismos que se encuentran sobre el sustrato e infauna para los que habitan dentro del sedimento (Fig. 5.1).

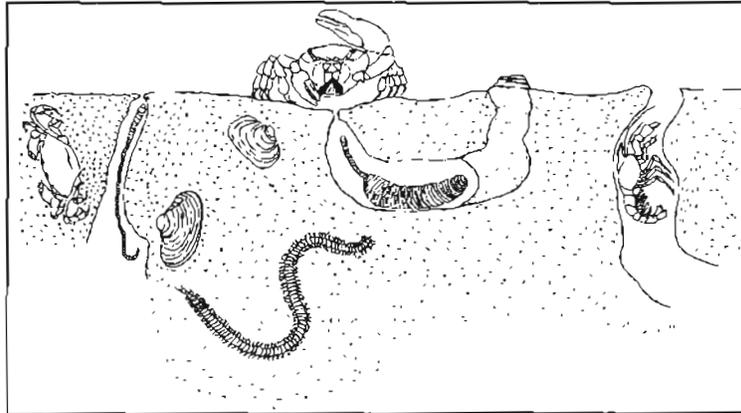


Fig. 5.1 Algunos de los principales organismos que habitan en el bentos

Algunos organismos bentónicos tienen la capacidad de desplazarse distancias moderadas o grandes (por ejemplo, los peces como lenguados o rayas), pero el desplazamiento de la mayoría del bentos es muy reducido o nulo, como sucede con los anélidos poliquetos (gusanos), equinodermos (estrellas, erizos y pepinos de mar) o moluscos (caracoles y almejas).

### 5.3 CLASIFICACIÓN DEL BENTOS

La gran variedad de formas y tamaño de los organismos del bentos, ha hecho necesario hacer clasificaciones, así de acuerdo a sus tallas se han dividido en:

Microbentos.- Comprende al bentos microscópico, por ejemplo, bacterias y otros unicelulares como foraminíferos y ciliados.

Meiobentos.- Son organismos con talla igual o menor a 0.5 mm, entre los cuales se encuentran los nemátodos, algunos gusanos poliquetos, los crustáceos copépodos y formas juveniles del siguiente grupo.

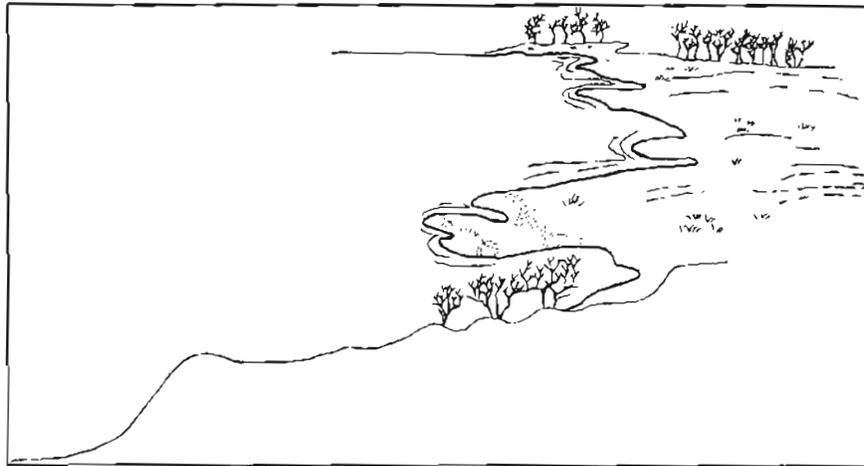
Macrobentos.- Se les llama a los organismos con talla mayor a 0.5 mm. En esta categoría se encuentran la mayoría de los poliquetos, equinodermos, moluscos, crustáceos y peces.

### 5.4 CARACTERÍSTICAS DE LAS ZONAS ESTUARINAS

Por lo general, el flujo de los grandes ríos tiende a ir hacia el mar y, en o cerca de las regiones donde el agua dulce de las montañas y planicies se mezcla con el agua de mar o bien en lagunas costeras o en bahías con un aporte natural o artificial de agua dulce, se forma un ambiente acuático característico llamado estuario.

El estuario es un ecotono o zona de amortiguamiento con características tanto del ecosistema de agua dulce como del medio marino. En esta zona, donde el agua dulce del río se mezcla y diluye el agua salada del mar variando la salinidad desde casi cero hasta francamente marina 35 ups (35 gramos/l), se produce un ambiente químico único que tiene una gran influencia sobre la biota, obligándola a hacer ajustes fisiológicos.

Los estuarios varían en forma y extensión debido a las modificaciones originadas, por los procesos fluviales y marinos. La cantidad y distribución de agua salada en el estuario está en función del influjo del río, de las mareas y de la topografía del área. El estuario también puede incluir zonas que lo rodean como las marismas saladas que pueden ser un hábitat natural único (Figura 5.2). Se deben considerar algunos parámetros para describir y analizar las características biológicas del ecosistema estuarino, como su profundidad promedio, la profundidad de muestreo, la longitud y anchura, el desarrollo de la línea marginal y algunos otros como la tasa de flujo que tiene que ver con la corriente del estuario.



**Fig. 5.2 Zonas estuarinas con marismas**

## 5.5 SEDIMENTOS

Las características del fondo de un estuario varían dependiendo de los niveles de la erosión, que se encuentran relacionados con el aporte de los sedimentos acarreados por la corriente del río y su depósito posterior, así como con los procesos de degradación orgánica y el régimen de mareas. Los sedimentos proveen un sustrato sobre el cual los organismos pueden asentarse, crecer y reproducirse, conformar, además, una estructura ecológica y procesos que se desarrollan en él. El sustrato puede estar constituido por una gran variedad de unidades o combinaciones, que pueden ser rocas, cantos rodados, gravas, arenas, limo o arcilla (Tabla 5.1), mezclados con abundante materia orgánica en

franca descomposición y una variada proporción del grado de compactación. Así mismo, pueden contener organismos vivos y muertos.

**Tabla 5.1 Nomenclatura para sedimentos**

<b>Descripción General</b>	<b>Nombre</b>	<b>Límites en mm</b>	<b>Características</b>
Fango	Arcilla	< 0,002	No se desprende fácilmente cuando se seca en la mano.
	Lodo	0,002-0,0625	Se desprende fácilmente cuando se seca en la mano.
Arena	Arena muy fina	0.0625-0.125	
	Arena fina	0.125-0.25	
	Arena mediana	0.25-0.50	
	Arena gruesa	0.50-1.0	
	Arena muy gruesa	1.0-2.0	
	Grava	2.0-4.0	Grosor entre una mina de lápiz normal y un guisante pequeño.
Piedras	Guijarro	4.0-64.0	Entre un guisante pequeño y un puño cerrado.
	Guijarro grande	64.0-256.0	Entre un puño cerrado y una cabeza.
Roca	Roca	>256.0	Más grande que la cabeza de un hombre.

Sobre los márgenes, en agua con salinidad de baja a media (entre 2 a 20 ups) pueden estar presentes grandes extensiones de lirio acuático, que es un excelente refugio para insectos y organismos bentónicos como moluscos, cangrejos, juveniles y adultos de langostino o acamaya. Cerca de la boca del estuario, se presentan fuerzas predominantes del mar, por lo que las características de los sedimentos del fondo son ásperas.

La naturaleza del sustrato ejerce considerable influencia sobre las plantas y animales que habitan sobre el fondo y márgenes del estuario, por ejemplo, es poco probable que la arena o el lodo puros puedan mantener a organismos vivos, sin embargo, la mezcla de ambos puede contener una rica fauna.

Debido a la dependencia con el sitio que habitan, la degradación continua del sustrato ha obligado a determinar cuál es la respuesta de los organismos bentónicos ante este creciente impacto.

## 5.6 CONTAMINANTES QUE LLEGAN AL BENTOS

Los monitoreos de contaminación deben de estar basados en la información científica disponible, debiendo ser simple, concisa y accesible, con el propósito de detectar las necesidades para remediar los procesos que causan el deterioro de los recursos acuáticos y la peligrosidad a la vida humana.

Un buen monitoreo debe de considerar el origen, el destino y los efectos del material de desecho que se descarga en el medio, el transporte del residuo de un medio a otro, las alteraciones químicas y biológicas y la variabilidad en el tiempo de descarga.

La información proporcionada por la industria acerca de los productos que manufactura y la descarga de sus residuos debe almacenarse con el objeto de que exista un conocimiento lo más verídico posible de qué contaminantes pueden o deben de ser detectados. Sin embargo, hay que considerar que cuando los contaminantes entran al estuario, se efectúan cambios químicos y degradaciones bioquímicas que pueden aumentar o reducir los efectos deletéreos de las descargas.

El ingreso de los contaminantes al estuario por vía del río, la precipitación y las descargas deliberadas o accidentales, son posibles de estimar y cuantificar, sin embargo, los efectos biológicos de una descarga de desechos que es el aspecto más importante de un monitoreo científico-técnico, es el más difícil de definir.

El monitoreo debe proporcionar una estimación de la salud del ambiente estuarino a través del tiempo. Para esto es necesario conocer las descargas y sus compuestos, entre ellas las de residuos peligrosos como los radiactivos y las de gérmenes biológicos, así como las descargas menos peligrosas pero crónicas (Tabla 5.2).

**Tabla 5.2 Clasificación de materiales de desecho**

<b>Desecho</b>	<b>Descripción</b>
Sales naturales inorgánicas y sedimentos	Este material no es tóxico y sólo es un contaminante en cantidades excesivas
Desechos térmicos	Generalmente lo producen las termoeléctricas quienes usan agua en grandes cantidades para el enfriamiento de sus sistemas, descargando al ambiente el agua a una alta temperatura
Desechos orgánicos	Provenientes de las descargas municipales y de asentamientos humanos irregulares en los márgenes del estuario. Alto contenido de carbón, nitrógeno y fósforo
Metales traza y metales pesados	El plomo, mercurio, y cadmio se encuentran en forma natural en el ambiente estuarino, en muy pequeñas cantidades, pero las aguas residuales generalmente llevan altas concentraciones, las que son muy tóxicas. Estos mismos elementos y otros como: arsénico, cianuro, cobre, cromo, níquel y zinc son agregados por pequeñas y grandes industrias

...continúa Tabla 5.2

Desecho	Descripción
Químicos orgánicos sintéticos e hidrocarburos y sus derivados	DDT, pesticidas, detergentes, combustibles y muchos más son de baja degradación en el ambiente y generalmente son bioacumulables por los organismos de la cadena alimenticia
Materiales radioactivos	Los desechos radiactivos necesitan un tiempo largo de almacenamiento, por lo que son un gran peligro debido a su alta toxicidad si llegan a contaminar los cuerpos de agua
Agentes bacteriológicos químicos y biológicos	Estos no pueden ser dispersos en el ambiente porque causarían un grave peligro ya que son considerados como excesivamente tóxicos en muy pequeñas dosis

## 5.7 SELECCIÓN DEL SITIO DE MUESTREO.

Cuando un cuerpo de agua recibe un vertimiento de uno o varios contaminantes, los organismos bentónicos deben de soportar una perturbación ambiental que puede ocasionar sólo una disminución del número de organismos, una desaparición parcial de especies o una desfaunación total.

En el proceso de contaminación, por lo general la respuesta de la fauna se inicia con una disminución del número de especies y un aumento de individuos. Esto se debe a que algunas especies tienen poca tolerancia y son las primeras en sucumbir, por el contrario, algunas otras soportan diferentes niveles de contaminación. En esas condiciones ambientales, las especies resistentes y/o su descendencia ocupan los espacios libres aumentando su población.

En niveles de contaminación severa, aún las especies resistentes pueden morir por lo que las zonas sufren una desfaunación total. Al disminuir los niveles de contaminación, las pruebas de laboratorio indican que después de un tiempo relativamente corto, se presenta una recuperación de fauna. Sin embargo, la composición no es la original y la colonización se presenta con especies oportunistas, como poliquetos y crustáceos.

Así en la planeación de los primeros muestreos, deberá plantearse el conocer los grupos de especies que están presentes en una zona fuertemente contaminada, en una moderadamente contaminada y en una zona poco contaminada y finalmente en un cuerpo de agua de buena calidad. El investigador entonces, definirá que desea monitorear toda vez que ya tiene las composiciones fáusticas.

Si el material, equipo y recursos humanos son óptimos, se recomienda tener información permanente de la fauna presente en cuerpos de agua fuertemente contaminados, moderadamente contaminados y de buena calidad, lo que implica de acuerdo a McIntyre y colaboradores, muestreos a lo largo del gradiente de

contaminación que incluye sitios extremos. Así con el análisis de la información es posible encontrar especies indicadoras de contaminación.

## 5.8 MATERIAL MÍNIMO NECESARIO

La decisión sobre qué equipo y material usar, debe considerar los objetivos que se persiguen así como las facilidades. Si se cuenta con una embarcación, las dragas pueden ser utilizadas en zonas de profundidad, así como en zonas someras; y en las orillas, los nucleadores, para fondos suaves y los cuadrantes para sustratos duros.

### 5.8.1 Material

- Draga y/o nucleador, cuadrante.
- Tamices de abertura malla de 2.5, 1.0 y 0.5 mm.
- Bolsas de plástico o bolsa biológica con abertura de malla de 0.5 mm.
- Etiquetas de papel albanene, para anotar con lápiz, los datos básicos de la muestra.
- Libreta de campo, que permite dar claves de identificación de muestra, así como anotar muchos datos identificados en el campo.
- Marcador de tinta indeleble.
- Brocha (¼ de pulgada).
- Pincel grueso.
- Recipiente hermético para el depósito y traslado de muestras.
- Formalina preparada o fijador seleccionado.

## 5.9 MUESTREO EN EL BENTOS

Los muestreos del bentos deberán considerar en principio, el lugar que se desea investigar, para determinar qué método es el más adecuado y el material necesario. En las orillas o áreas de influencia de las mareas, o zonas intermareales, es posible que no sea necesaria una embarcación para llegar al lugar elegido, que puede ser accesible por carretera. La recolecta de muestras se efectúa con diferentes artes, dependiendo básicamente de la profundidad en que se encuentre el punto en que se desea obtener la muestra. El equipo va desde cuadrantes, dragas y nucleadores hasta el buceo autónomo. En la zona cercana al mar hay que considerar los periodos de marea que condicionan la distribución de algunos organismos, muchos de ellos son muy activos y se desplazan hacia el agua dentro de la zona intermareal. Por el contrario, otros permanecen en el lugar, ya sea escondiéndose debajo de rocas o en algún otro sustrato o introduciéndose en galerías húmedas. Los organismos que se encuentren alejados de la orilla, difícilmente se moverán, excepto aquellos cuyos hábitos alimenticios implique la necesidad de búsqueda.

Con el propósito de obtener muestras de la fauna que se encuentra en el fondo del cuerpo de agua, se utilizan dos métodos, clasificados en directos e indirectos. En los primeros, el colector obtiene la muestra personalmente desplazándose al lugar elegido, mediante el buceo, bien en forma libre o autónomo, al utilizar el equipo necesario. En el segundo, se utilizan diversos equipos que permiten coleccionar la muestra desde una embarcación.

#### 5.9.1 Cuadrantes

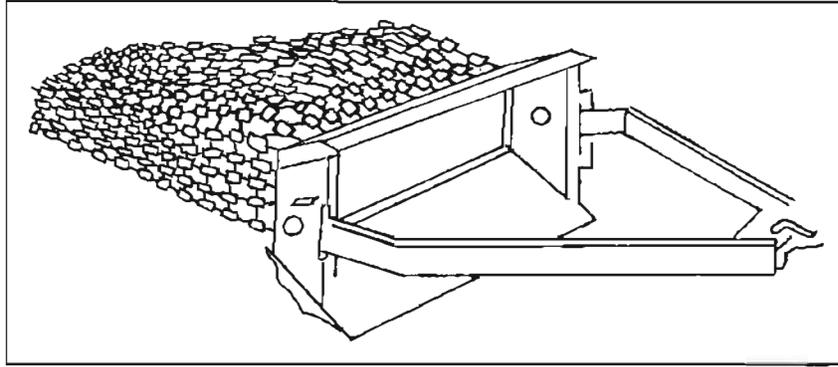
En las orillas, la colecta de fauna asociada a lodo, arena o especialmente la de sustratos de grava a rocas, puede ser obtenida con cuadros de metal o de PVC rellenos con arena o cemento. El tamaño de cuadro puede variar dependiendo de las necesidades, para un muestreo prospectivo, el área apropiada es de 0.1 ó 0.25 m<sup>2</sup>. El sustrato que se encuentre por dentro del cuadro deberá ser removido hasta una profundidad de 15 a 30 cm, que es donde se encuentra la mayoría de los organismos y especies, y colocado inmediatamente en una bolsa de plástico con sus datos respectivos.

#### 5.9.2 Dragas

Entre los métodos indirectos, las dragas han resultado ser un buen método para obtener la muestra del sustrato superficial del fondo del estuario, sin necesidad de que el colector descienda personalmente al lugar. Pueden ser utilizadas dos tipos de dragas: las de arrastre o las de punto fijo.

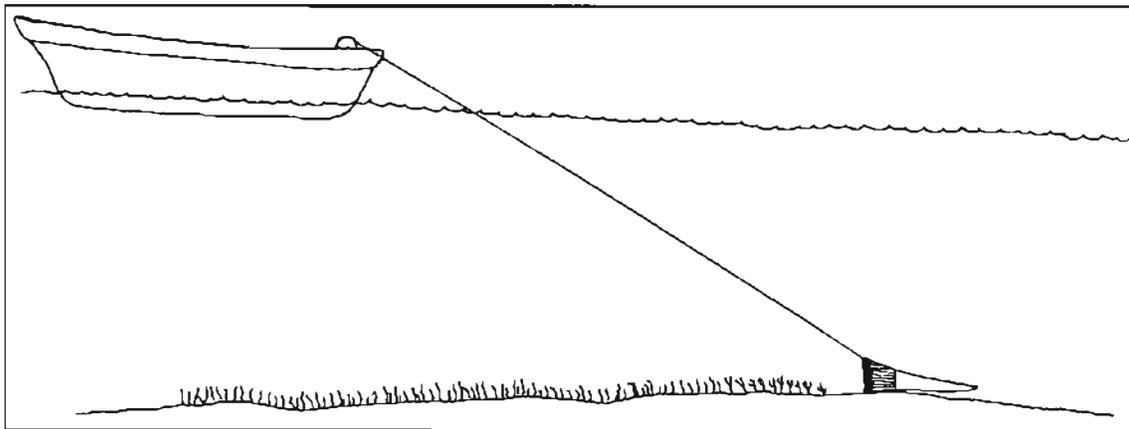
##### 5.9.2.1 Dragas de arrastre

Este tipo de dragas permiten obtener la muestra de una amplia área al ser arrastradas por el fondo con la embarcación en movimiento. El extremo anterior es puntiagudo lo que permite que se introduzca en el sedimento y retenga los organismos que se encuentran tanto en la superficie como ligeramente enterrados. En el extremo posterior puede tener una malla con la abertura deseada, permitiendo que sólo el sedimento fino salga, o bien se puede colocar una bolsa en el extremo para que dentro de ella se acumule toda la muestra (Figura 5.3).



**Fig. 5.3** Dragas de arrastre

Para un buen funcionamiento de la draga de arrastre, cuando se llegue al punto elegido, la embarcación se debe de detener completamente, descendiendo la draga hasta que toque el fondo, lo que permite además, obtener una medida de la profundidad de muestreo, la embarcación navegará entonces en un círculo a una velocidad entre uno y tres nudos dándole al cable de arrastre una longitud igual a tres veces la profundidad (Figura 5.4). El tiempo de arrastre variará de acuerdo al tamaño de la draga y a la abertura de malla, pero estará en un intervalo de uno a cinco minutos.



**Fig. 5.4** Funcionamiento de la draga de arrastre

#### 5.9.2.2 Dragas de punto fijo

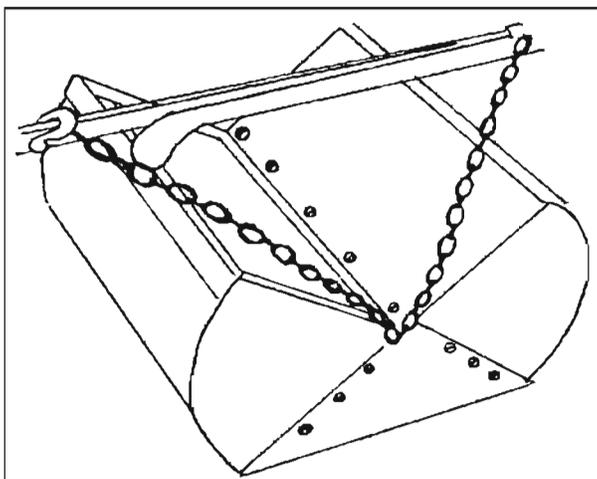
Las de punto fijo son conocidas como dragas de almeja y su uso es frecuente. Muchas dragas normalmente se han utilizado en el trabajo oceanográfico de las plataformas continentales con tamaños y pesos que implican la necesidad de winches o pastecas para su maniobra, han sido construidas en versiones pequeñas que se utilizan manualmente en los trabajos de ríos, estuarios o aguas

de poca profundidad. Las dragas que cubren un área de 0.1 ó 0.2 m<sup>2</sup> son las más comunes.

Generalmente es recomendable, de acuerdo a la calidad y tiempo disponible para el trabajo de laboratorio, efectuar una o dos repeticiones y así evitar que con una sola muestra se escapen algunas especies poco representadas. Algunas de las dragas de punto fijo son:

#### 5.9.2.2.1 Draga van Veen

Se recomienda para muestras de fondos suaves, tiene brazos largos que ayudan a obtener una muestra completa, pero a la vez impiden que la draga penetre mucho en el sedimento (Figura 5.5). Cuando ha descendido hasta el fondo y se va a recobrar es necesario darle un fuerte tirón para activar el mecanismo de cierre de las mandíbulas. Uno de los inconvenientes en los primeros modelos de esta draga, era que al recobrase, las muestras poco compactas se “lavaban”; las versiones actuales en cambio, cuentan con un sistema de malla que permite que el agua fluya en el descenso, pero que durante el ascenso impiden que se pierda la muestra (Figura 5.6).



**Fig. 5.5 Draga van Veen**

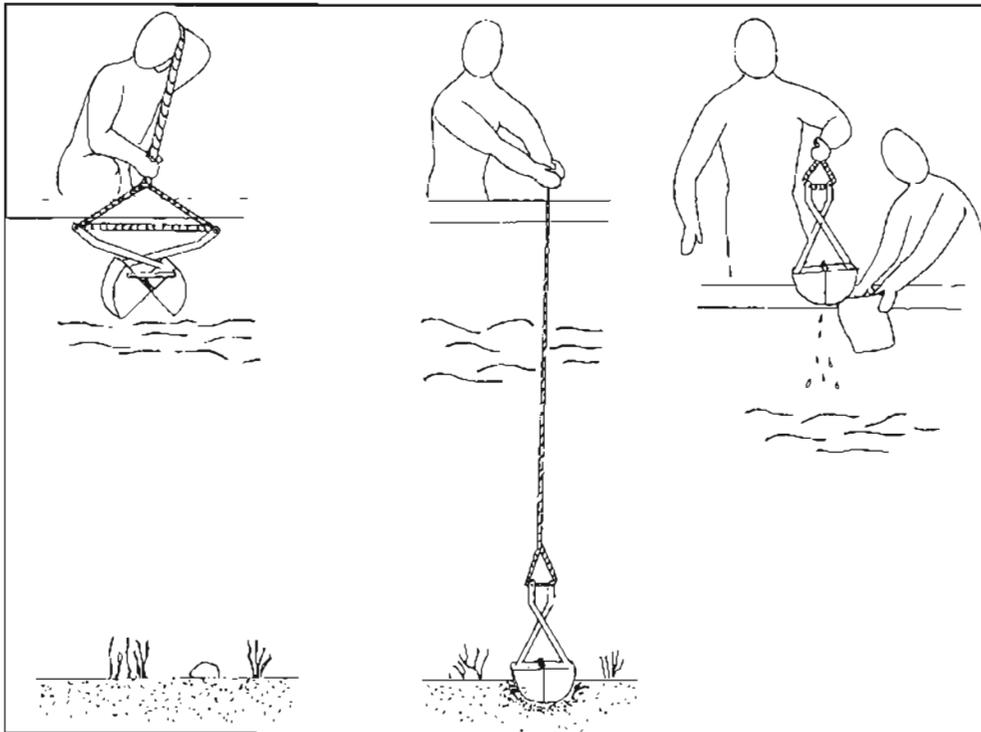


Fig.

Trabajo de campo y funcionamiento de la draga van Veen

5.6

#### 5.9.2.2.2 Draga Ekman

Es utilizada en fondos blandos, libre de vegetación y en sustratos ásperos como grava o conchas. Como aditamento puede ser utilizado un mensajero manual para su cierre una vez que ha llegado al fondo, así como mallas de diferente abertura para prevenir que se escapen poliquetos e inclusive larvas de insectos (Figura 5.7).

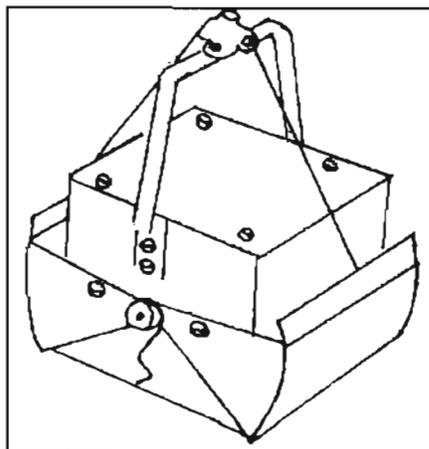


Fig. 5.7 Draga Ekman

#### 5.9.2.2.3 Draga Ponar

Se usa para obtener muestras en sustratos blandos o duros como lodo, arena o grava. Sus fuertes charnelas o mandbulas, adsorben el impacto de cientos de muestreos; cuando las charnelas hacen contacto con el fondo se activa el mecanismo de cierre, obteniendo una buena penetración con poco disturbio sobre el sedimento. Un sistema provisto con malla impide que al subir la draga el sedimento sea lavado (Figura 5.8).

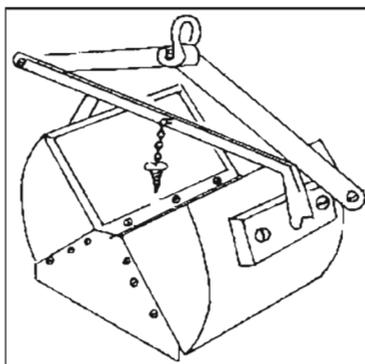
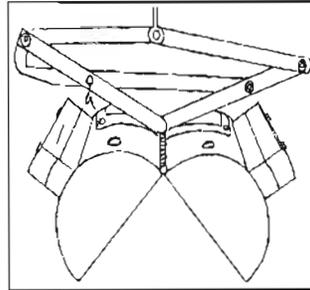


Fig. 5.8 Draga Ponar

#### 5.9.2.2.4 Draga Petersen

Es utilizada para obtener muestras de fondos tanto de lodo como ásperos compuestos de arena, grava o una combinación. Unos agujeros de ventilación permiten que el agua fluya permitiendo que en el descenso la draga baje verticalmente (Figura 5.9). Al igual que otras dragas pueden ser provista con el aditamento de malla que impida la pérdida de material al recobrase.

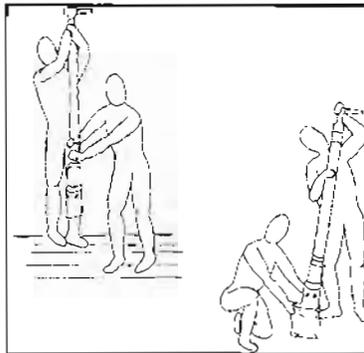
Es importante mencionar que prácticamente todas las dragas que se activan al tocar el fondo tienen un sistema de cierre por resortes. Por lo que la maniobra, al momento de preparar las dragas en la superficie deberá ser efectuada con mucho cuidado y una vez listas cuentan con un mecanismo de protección que impide que se active el cierre. Este mecanismo sólo deberá ser liberado cuando la draga esté fuera de la embarcación, un poco antes de iniciar su descenso.



**Fig. 5.9** Draga Petersen

### 5.9.3 Nucleadores

En los muestreos de las orillas o zonas intermareales donde existe un fondo compuesto de arena fina, lodo o una mezcla de ambos sustratos, los nucleadores construidos con tubo de PVC de 10 ó 15 cm de diámetro, son ideales para obtener las muestras. La profundidad a la cual se introduce el nucleador deberá de ser de 15 cm como mínimo (Figura 5.10).



**Fig. 5.10** Toma de muestra con el nucleador

### 5.10 DATOS DE CAMPO

La información que procede del trabajo de campo es de gran valor en la interpretación de resultados, ya que permite conocer el estado del ambiente que rodea al punto de muestreo.

La latitud y longitud del muestreo, obtenidos con un GPS de buena precisión o de una carta geográfica, más los datos de profundidad, distancia a la orilla y algún punto visible de fácil referencia, permite a otro colector o inclusive al mismo, regresar posteriormente al punto de muestreo con una gran exactitud (Tabla 5.3).

**Tabla 5.3 Registro de campo**

<b>DATOS DE CAMPO</b>		
Clave. Geo. _____	Fecha _____	Hora _____
Col.(S) _____		
Latitud _____ N Longitud _____ W		
Carta/Aparato _____		
Localidad _____		
Hábitat _____		
Tipo de fondo _____		Profundidad (m) _____
Tipo de costa _____		Distancia _____
Area de muestreo _____		Profundidad (m) _____
Temperatura ambiente °C _____		Temperatura del agua °C _____
Salinidad _____	Turbidez _____	Corriente _____
Método de colecta _____		
Preservador _____		Fotografías _____
Observaciones _____		

Muchos datos son importantes por lo que el colector tendrá libertad de considerar algunos más al momento de realizar el muestreo que los que se presentan en la hoja de registro anterior.

### 5.11 PROCESO DE MUESTRAS

El proceso de muestras es tanto o más importante como la misma colecta. Se tienen varias opciones para que el colector decida cuál es la más conveniente y, éstas dependen generalmente del tiempo y equipo disponible. La muestra una vez que es obtenida y llevada a la superficie o cerca del colector, puede introducirse completa a una bolsa con cierre, previamente rotulada con el número de estación

y submuestra. También se puede meter en una bolsa biológica con una abertura de malla de 0.5 mm (Figura 5.11) y lavada en el lugar o ser tamizada en el campo con dos o tres tamices, para lo cual se recomienda una serie de tres con aberturas de 2.5, 1.5 y 0.5 mm, lo que permite separar parcialmente la fauna y facilita el proceso en el laboratorio.

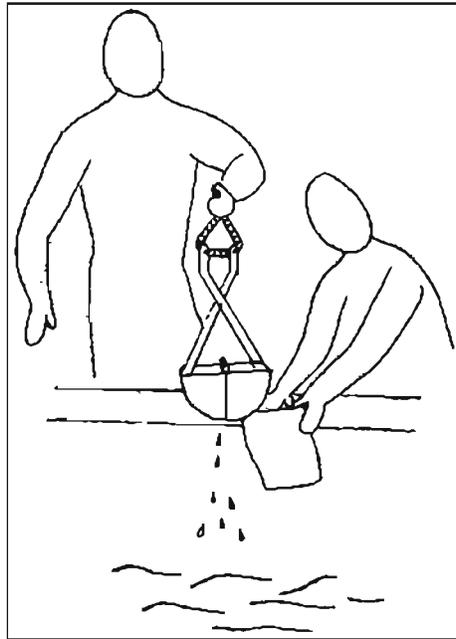


Fig. 5.11 Proceso de muestra

La fijación de la muestra generalmente se realiza con formalina al 10 o 15 % neutralizada con borato de sodio a un pH de entre 7 a 8. Algunos investigadores utilizan rosa de bengala adicionada a la formalina lo que permite diferenciar a los organismos y que posteriormente sea más fácil su separación del sedimento, sin embargo, esto deberá ser determinado por la persona que posteriormente vaya a procesar la muestra. Cuando se coloca la muestra con todo el sedimento y existe mucha materia orgánica, es recomendable fijar con la formalina a mayor concentración, por ejemplo 30 a 40 %.

## 5.12 GRUPOS BIOLÓGICOS Y RECONOCIMIENTO

Muchos grupos biológicos pueden estar presentes en una muestra, sin embargo, los más comúnmente usados como indicadores son los que a continuación se presentan. Sin embargo, la experiencia que se obtenga posteriormente en el análisis de un programa de monitoreo, podrá indicar cuáles especies o grupos en el caso de México serán los señalados.

### 5.12.1 Phylum Nematoda

Los nemátodos son organismos vermiformes de simetría bilateral y no segmentados. Cuerpo redondo en sección transversal, cubierto por una cutícula en capas por lo que el crecimiento de juveniles generalmente está acompañado por una muda. Presentan órganos de los sentidos cefálicos llamados anfidios y algunos también tienen órganos de los sentidos caudales llamados fásmidos. Tracto digestivo completo con una cavidad bucal que puede estar rodeada por 6 labios sensoriales o reducidos a 3 labios o bien puede ser sólo un anillo simple. No poseen estructuras especializadas de circulación o intercambio gaseoso. La pared corporal sólo tiene músculos longitudinales cuyas células se conectan a los cordones nerviosos longitudinales. La epidermis se produce en forma de cordones longitudinales que cubren los cordones nerviosos. Son organismos marinos, dulceacuícolas y terrestres, algunos son de vida libre y otros parásitos.

Existen alrededor de 12,000 especies descritas y probablemente muchas más no descritas, es uno de los grupos de metazoarios más abundantes tanto cuantitativa como cualitativamente; en algunos estudios se han encontrado hasta 236 especies en 6.7 cm<sup>3</sup> de sedimento. Los nemátodos marinos pueden encontrarse desde la costa hasta las zonas abisales. A pesar de su abundancia, son poco conocidos por lo que su importancia dentro de los sistemas bentónicos es poco apreciada. Los nemátodos están incluidos en dos clases: Adenophorea y Secermentea, sin embargo, Wieser ha propuesto una división de los nemátodos en 4 grupos morfológicos basándose en la estructura de sus cavidades bucales, lo cual está íntimamente asociado con los tipos de alimentación, por lo que esta división ha sido aceptada en esencia por muchos nematólogos acuáticos y ha jugado un papel importante en el pensamiento ecológico de nematólogos estuarinos y marinos. Estos grupos que propone Wieser son:

Grupo 1A.- De alimentación de depósito selectiva: no presentan una verdadera cavidad bucal, aunque algunas veces hay trazas de ella. El alimento se obtiene principalmente por el poder de succión del esófago y la consistencia suave del material alimenticio como detritus y bacterias.

Grupo 1B.- De alimentación de depósito no selectiva: cavidad bucal en forma de copa, cónica o cilíndrica, sin armaduras. El alimento se obtiene como en el grupo

anterior pero con la ayuda de movimientos de los labios y de la parte anterior de la cavidad bucal. El alimento es igual que en el grupo anterior además de consumir organismos más grandes como diatomeas.

Grupo 2A.- De alimentación de epibiontes: cavidad bucal en una pequeña armadura. El alimento, como algas, se obtiene raspando en superficies grandes o perforando el objeto de alimentación y succionando el contenido celular a través del agujero.

Grupo 2B.- Predadores y omnívoros.- la armadura de la cavidad bucal es grande y poderosa. La presa es tragada completa o perforada con dientes o aguijones.

### 5.12.2 Clase Polychaeta

La clase Polychaeta forma parte del phylum Annelida que también incluye a las clases Oligochaeta (gusanos) e Hirudinea (sanguijuelas). Aunque su morfología externa es muy variable, podemos decir que los poliquetos son gusanos con el cuerpo segmentado; estos segmentos generalmente poseen un par de extensiones laterales llamadas parapodios (pies laterales) que en ocasiones están muy desarrollados. De estos parapodios pueden surgir varias "quetas" o cerdas, lo cual da nombre a la clase. Los poliquetos adultos pueden medir desde 1 mm hasta 3 m de longitud y su morfología externa puede parecerse a la de los gusanos de tierra (lumbrinéridos y capitélidos) mientras que otros pueden poseer varios tipos de apéndices que se originan del extremo anterior y/o a lo largo del cuerpo y aunque el color es generalmente café o canela, algunos, especialmente los llamados "plumeros" (sabélidos y serpúlidos), pueden tener colores brillantes y las cerdas pueden ser muy variables e incluso específicas.

Los poliquetos se han dividido, por conveniencia, en errantes (de libre movimiento) y sedentarios (tubícolas), aunque esta división es superficial pues algunos errantes habitan en tubos y algunos sedentarios tienen libre movimiento.

Los poliquetos poseen órganos sensoriales en el prostomio (segmento prebucal) y peristomio (segmento circumbucal) en la parte anterior del cuerpo y pueden tener estructuras tentaculares para la alimentación e intercambio gaseoso; poseen una proboscis reversible armada, en ocasiones, con dientes quitinosos (Fig. 5.12). Tienen una larva llamada trocófora que es libre nadadora, la mayoría son marinos ya sea planctónicos, horadores, tubícolas o intersticiales; algunos viven en aguas salobres, otros son dulceacuícolas o parásitos. La clase se divide en 25 órdenes, 87 familias, alrededor de 1000 géneros y con más de 10,000 especies descritas.

Los poliquetos son más numerosos, tanto en especies como en número de individuos, en el bentos submareal, especialmente en fondos suaves.

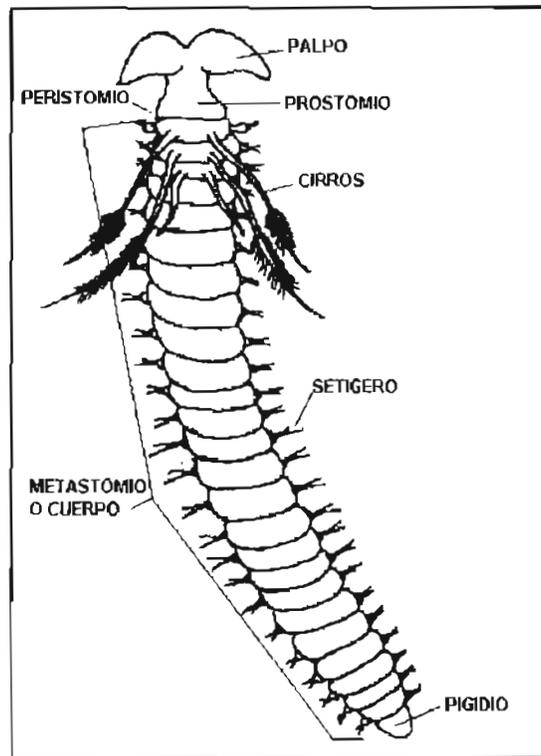


Fig. 5.12 Morfología de un poliqueto

### 5.12.3 Clase Crustacea

El grupo de los crustáceos es uno de los más numerosos, diversos y exitosos de los invertebrados. Tienen un papel preponderante en la economía del mar e incluye a especies de gran importancia comercial como camarones, langostas, jaibas y langostinos entre muchos otros.

Aún cuando la gran diversidad morfológica de los crustáceos hace difícil dar una descripción que incluya a todos sus taxa, podemos decir que el plan básico de este grupo es: una cabeza (cefalón), seguida de un cuerpo largo típicamente dividido en dos regiones, una anterior o tórax y una posterior o abdomen. El cuerpo está típicamente segmentado y posee muchos apéndices similares, por ejemplo, la cabeza posee 5 segmentos con apéndices pareados en cada uno que son, en posición de anterior a posterior: anténulas (primeras antenas); antenas (segundas antenas); mandíbulas; maxílulas (primeras maxilas) y maxilas (segundas maxilas). Los apéndices que ocupan el tórax o pereón, se llaman pereiópodos y los del abdomen o pleón, pleópodos (Figura 5.13).

Los crustáceos poseen un escudo cefálico o un caparazón, el primero resulta de la fusión de los segmentos de la cabeza que forma una placa cuticular sólida; el segundo comprende el escudo cefálico y un pliegue del segmento maxilar y puede

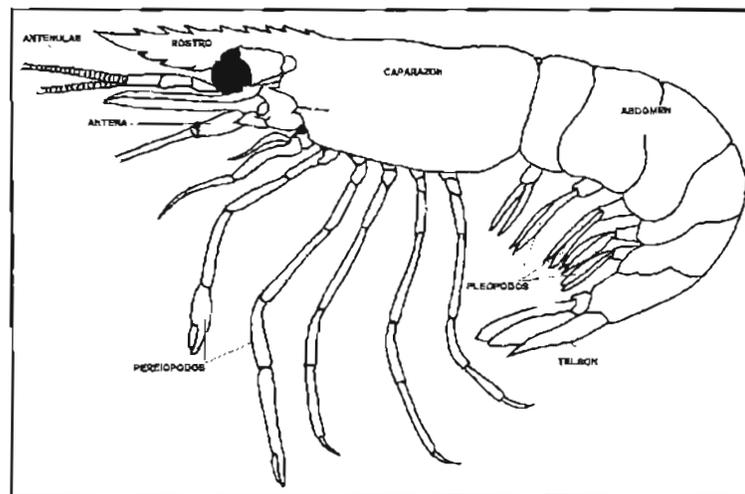
extenderse sobre el cuerpo dorsal y lateralmente. Cuando hay fusión de segmentos cefálicos y torácicos, se forma un cefalotórax y la extensión anterior del caparazón más allá de la cabeza, recibe el nombre de rostro.

Las principales diferencias entre los grupos de crustáceos generalmente tienen su origen en el número de somitas o segmentos del tórax y abdomen, la talla y la forma del caparazón y sus apéndices.

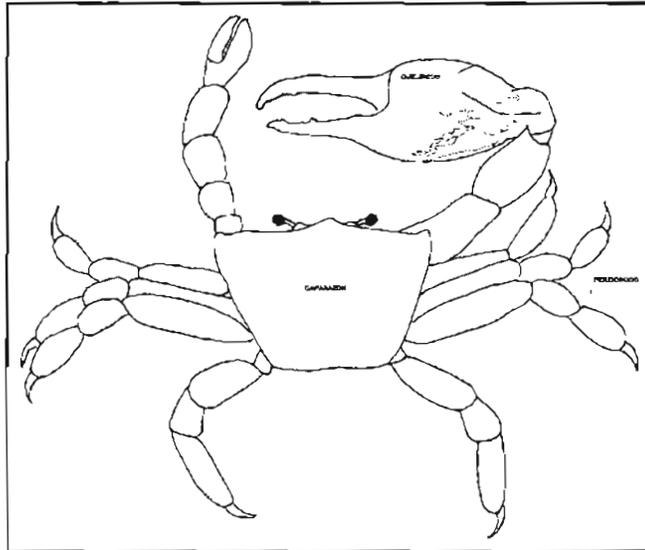
#### 5.12.4 Orden Decapoda

Los decápodos incluyen, entre otros, a crustáceos muy familiares como camarones (Figura 5.13), langostas, langostinos y cangrejos (Figura 5.14). Tienen el caparazón bien desarrollado que encierra a la cámara branquial, tienen 3 pares de maxilípedos (apéndices torácicos que se incorporan a la cabeza por fusión de segmentos y funcionan como partes bucales) y 5 pares de pereiópodos (apéndices caminadores), de ahí el nombre de decápodos (10 patas).

Los decápodos son un grupo sumamente diverso y con una ordenación taxonómica muy controvertida. Se encuentran en todos los ambientes acuáticos y en todas las profundidades e incluso varios de ellos pasan una buena parte de su vida en tierra. Muchos son pelágicos pero hay muchos adaptados al bentos y pueden ser sedentarios, errantes o excavadores que pueden vivir en túneles.



**Fig. 5.13 Morfología de un camarón**



**Fig. 5.14 Morfología de un cangrejo**

Las formas de alimentación incluyen casi cualquier hábito imaginable: filtradores, predadores, herbívoros y carroñeros entre otros.

En las últimas décadas se han realizado muchos estudios sobre los efectos de los contaminantes en estos organismos y gracias a ellos hemos entendido algunos efectos de la perturbación ambiental con lo que se ha logrado restringir el uso de muchos compuestos nocivos. Por ejemplo, el hecho de que haya especies de camarones peneidos en todo el mundo en regiones templadas, subtropicales y tropicales, implica que podrían ser estudiados en estas regiones como indicadores de la salud de los estuarios.

La gran mayoría de los estudios sobre los efectos de los contaminantes, se habían limitado a juveniles y adultos, pero ahora, gracias a las técnicas de cultivo tan desarrolladas y la descripción detallada del ciclo de vida de varios decápodos se han podido analizar los efectos de algunos contaminantes como pesticidas, petróleo y metales pesados en distintas etapas de su desarrollo.

#### 5.12.5 Orden Tanaidacea

Son organismos subcilíndricos o algo aplanados, presentan el caparazón fusionado con los dos primeros segmentos torácicos, por lo que los apéndices del tórax (toracópodos) 1 y 2 son maxilípedos, el segundo de los cuales presenta quelas (pinzas). Los lados del caparazón se extienden lateralmente y forman una cámara branquial; el abdomen generalmente es reducido en talla y longitud en

relación con el tórax; tienen un pleotelson con 5 pleómeros libres. Cuando presentan ojos, éstos se encuentran en unos lóbulos. Las anténulas son prominentes; las antenas tienen 2 protópodos segmentados siendo, el más próximo al flagelo, muy peduncular; las mandíbulas son enrolladas, articuladas oblicuamente por uno o dos cóndilos; las maxílulas presentan una dicotomía en forma dependiendo de lo primitivo o evolucionado de los grupos, al igual que las maxilas que varían de forma dependiendo de la condición primitiva o evolucionada de cada taxa del orden (Figura 5.15).

Los miembros de este grupo se conocen en los ambientes bentónicos marinos de todo el mundo, algunos viven en agua salobre o casi dulce. Incluye unas 900 especies que tienen una longitud entre 0.5 y 2.0 cm, generalmente viven en túneles o tubos en todas las profundidades. Se alimentan por filtración o son detritívoros o incluso predadores.

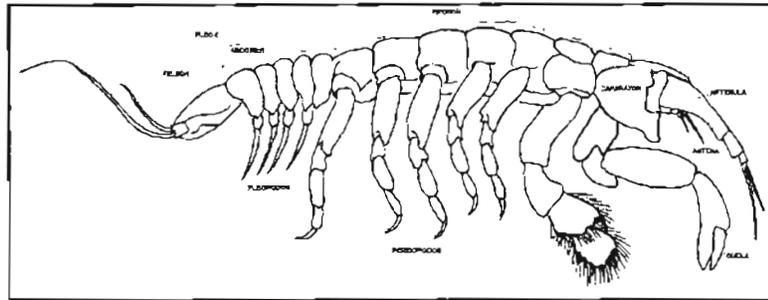


Fig. 5.15 Morfología de un tanalidáceo

#### 5.12.6 Orden Isopoda

Los isópodos presentan la mayor diversidad del plan corporal dentro de los crustáceos a excepción, probablemente de los Reptantia. Generalmente se caracterizan por ser aplanados dorsoventralmente, sin embargo, algunos grupos (antúridos y microcerbéridos) son cilíndricos e incluso algunos casi vermiformes, mientras que otras formas son parásitas. Los isópodos carecen de caparazón y el primer par de toracópodos está modificado como maxilípedos; generalmente tienen siete pares de pereiópodos pero en algunos hay 5, ya que el anterior se ha modificado en maxilípedos y el último (8°) se pierde. Los pereiópodos pueden modificarse como apéndices ambulatorios, prensiles o nadadores; los pleópodos son birrámeos bien desarrollados que sirven en la natación y como estructuras de intercambio gaseoso; los ojos generalmente sésiles y compuestos y en algunos ausentes.

Los isópodos incluyen unas 4,000 especies que habitan en ambientes marinos, dulceacuícolas o terrestres y su talla va de 0.5 a 440 mm; sus hábitos alimenticios son diversos, dependiendo de su hábitat y la estructura de sus partes bucales.

Muchos son carroñeros herbívoros u omnívoros, aunque también son comunes los herbívoros directos, detritívoros y predadores; las formas parásitas, se alimentan de los fluidos tisulares del hospedero.

#### 5.12.7 Orden Amphipoda

A pesar de su variedad, se puede decir que los anfípodos, principalmente los gamáridos, son organismos comprimidos lateralmente con una curvatura en la superficie dorsal. Carecen de caparazón y tienen el primer segmento torácico fusionado con la cabeza por lo que presenta un par de maxilípedos; el primero y segundo pereopodos y en ocasiones otros, modificados como quelas o subquelas. Ojos sésiles muy conspicuos en algunos taxa; anténulas típicamente birrámeas y bien desarrolladas, antenas sin escamas, partes bucales arregladas en una masa bucal compacta. Presentan como los demás peracáridos, un marsupio en donde finaliza el desarrollo de los huevos. El abdomen está "dividido" en dos regiones de 3 segmentos cada una, que son un pleón anterior y un urosoma posterior con pleópodos y urópodos respectivamente. Comparte muchas características con isópodos con quienes probablemente están muy relacionados. Su talla va de 1 mm a 25 cm y algunas formas planctónicas exceden los 10 cm. Ocupan la mayor parte de los hábitats marinos y dulceacuícolas y representan una gran parte de la biomasa del área. Generalmente tienen un buen talento para ocultarse adoptando hábitos crípticos ya sea enterrándose, ocultándose en algas o desechos, camuflajeándose o construyendo refugios (Figura 5.16).

La mayoría de los gamáridos son bentónicos, aunque algunos han adoptado hábitos pelágicos. Algunos representantes de la familia Cyamidae son parásitos de ballenas y delfines pero además del parasitismo, los anfípodos tienen una gran variedad de hábitos alimenticios, incluyendo a carroñeros, herbívoros, carnívoros y filtradores.

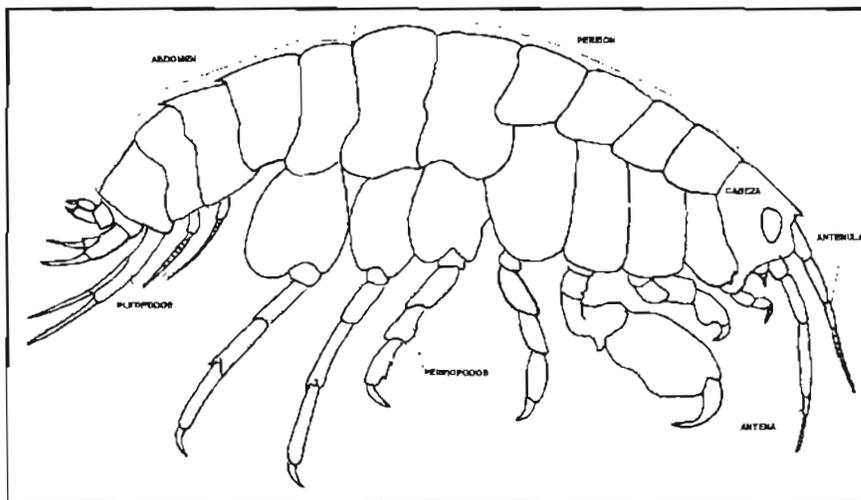


Fig. 5.16 Morfología de un anfípodo

Los anfípodos están presentes en todas las regiones oceánicas del mundo, en todos los hábitats y todas las profundidades. Hay formas semiterrestres (Talitridae) que excavan en playas de arena hacia la parte límite superior de la zona intermareal; algunas especies intermareales se encuentran a lo largo de las playas rocosas entre algas, bajo las rocas o bajo cualquier tipo de protección. Las especies submareales son abundantes sobre o entre el sedimento y se obtienen ejemplares en prácticamente cualquier muestreo bentónico. En cuanto al ambiente pelágico, el grupo dominante es el de hipéridos, aunque los gamáridos son capaces de nadar a nuevas localidades cuando las suyas se ven alteradas.

## 5.13 FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE MUESTRAS

La fijación de la muestra cuando ya se va a separar por grupos, puede continuar con formalina al 10 % neutralizada con borato de sodio a un pH de entre 7 a 8, para reforzar la fijación en el campo. Sin embargo, las técnicas que a continuación se describen, son más específicas que la general que se dio anteriormente, por lo que el investigador que vaya a procesar la muestra en el laboratorio decidirá de acuerdo a su interés cuál es la mejor opción y aplicarla desde el primer momento.

En el caso de la preservación de los grupos biológicos por tiempo indefinido es muy común utilizar alcohol etílico a 70%.

### 5.13.1 Poliquetos

El primer objetivo en la preservación de poliquetos es obtener especímenes no distorsionados y que sean, morfológicamente representativos de su especie. Si los gusanos son colocados directamente en un fijador como formalina, inmediatamente se contraen al grado de complicar la identificación a nivel de especie, por lo tanto, es recomendable, en trabajos finos, narcotizarlos antes de fijarlos.

Un narcótico de rápida acción que minimiza el deterioro de los tejidos puede ser una solución al 0.15% de propilfenoxitol. Esta solución requiere sólo de 15 minutos para narcotizar a los especímenes. El narcótico se añade directamente al recipiente con los gusanos. Se recomienda que los tubícolas se saquen de los tubos para una narcotización completa. Una vez que no se mueven los especímenes y no responden a estímulos externos, se pueden colocar en el fijador; para hacerlo, se puede simplemente decantar la solución relajante, la cual se puede utilizar varias veces, y agregar lentamente el fijador.

Hay dos soluciones fijadoras recomendables: la primera es formalina al 10% y la segunda la solución Bouin. Esta última disuelve el material calcáreo produciendo CO<sub>2</sub>, por lo que al fijar gusanos horadores en muestras con algas coralinas o

sedimentos con conchas, se debe tener abierto el recipiente al menos 24 horas para permitir la liberación del CO<sub>2</sub>. El tiempo mínimo de fijación es de 24 horas (más tiempo no los daña). Después de la fijación, los especímenes se colocan en alcohol isopropílico al 70%, el cual debe de ser renovado por alcohol fresco después de 24 a 48 horas.

Otra opción es utilizar la solución Steedman, la cual combina agentes narcotizantes y fijadores. La solución stock contiene: 500 ml de formol, 50 ml de propilenfenoxitol y 450 ml de propilenglicol. Para hacer una solución fijadora, se añaden 10 ml de solución stock a 90 ml de agua destilada y, una solución narcótica, se hace añadiendo 1 ml de solución fijadora a 99 ml de agua de mar. La ventaja de la solución Steedman es que los animales reaccionan inicialmente al propilenfenoxitol y se preservan gradualmente en el proceso. Al usar esta solución, hay muy poco o ningún deterioro de los tejidos.

### 5.13.2 Crustáceos

Los grandes crustáceos deben manejarse con cuidado y sin colocar muchos en el mismo recipiente, para evitar la disgregación de sus apéndices. La mayoría deben ser matados lentamente añadiendo agua dulce al recipiente donde está el espécimen en agua de mar o bien dejando que el agua se mineralice (descomponga). Otro método de relajación, es usar sales de Epson (sulfato de magnesio). Se deben de preservar en alcohol etílico al 70% u 80%, sin olvidar tomar nota del color en vida, el cual se perderá con la preservación.

La mayoría de los isópodos deben ser fijados en formalina al 15% por unos cuantos segundos y después deben de ser lavados y transferidos a etanol al 70% para almacenarlos. Si el tiempo de fijación en formalina se prolonga, el exoesqueleto se empieza a descalcificar y músculos y tendones se tensan dificultando que posteriormente el espécimen se pueda manipular y disectar para hacer observaciones. Se recomienda hacer una descripción de los patrones de coloración, sobre todo en aquellos grupos como los antúridos en que los patrones de cromatóforos son características diagnósticas.

Si los especímenes se secan, el material se puede rehidratar empapándolo en una solución al 0.5% de fosfato trisódico por 1 ó 2 días (o en polietilenglicol), posteriormente se enjuaga perfectamente y se transfiere a alcohol.

Algunas especies frágiles deben relajarse antes de fijarlas, usando cloroetano al 1% el cual se añade lentamente al recipiente donde está el organismo y se deja hasta que éste no responde de manera inmediata a un estímulo físico agudo.

#### 5.14 REFERENCIAS

- Brusca, R. C. 1980. *Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California*. The University of Arizona. Tucson. 513 pp.
- Brusca, R. C. y G. J. Brusca, 1990. *Invertebrates*. Sinauer Associates Publ. Sunderland. 922 pp.
- Couch, J. A. 1979. Shrimps (Arthropoda: Crustacea: Penaeidae). Pp. 235-258. *In: Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates*. Hart, Jr. C. W. y S. L. H. Fuller (Eds.). Academic Press. New York. 406 pp.
- Ferris, V.R. y J. M. Ferris, 1979. Thread Worms (Nematoda). pp. 1-33. *In: Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates*. Hart, Jr. C. W. y S. L. H. Fuller (Eds.). Academic Press. New York. 406 pp.
- Fischer, H. B., E.J. List, R.C. Koh, J. Imberger, y N.H. Brooks, 1979. *Mixing in Inland and Coastal Waters*. Academic Press, New York. 483 pp.
- Hart, C.W. y S.L.H. Fuller (Eds.). 1979. *Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates*. Academic Press. Nueva York. 406 pp.
- Holme, N.A. y A.D. McIntyre, 1984. *Methods for the Study of Marine Benthos*. 2a. Ed. Blackwell Scientific Publications. 387 pp.
- Hood, D.W., A. Schoener, P.K. Park y I.W. Duedal, 1989. Evolution of At-Sea Scientific Monitoring Strategies pp. 3-28. *In: Scientific Monitoring Strategies for Ocean Waste Disposal*. Oceanic Processes in Marine Pollution, vol. 4. pp.
- Pettibone, M. H., 1982. Annelida. Pp. 1-50. *In: Synopsis and Classification of Living Organisms*, vol. 2. Parker, S. B. (Ed.). McGraw-Hill, New York. 1232 pp.
- Reish, D.J., 1979. Bristle Worms (Annelida: Polychaeta). pp. 77-125. *In: Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates*. Hart, Jr. C. W. y S. L. H. Fuller (Eds.). Academic Press. New York. 406 pp.
- Reish, D.J. y J.L. Barnard, 1979. Amphipods (Arthropoda: Crustacea: Amphipoda). pp. 345-370. *In: Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates*. Hart, Jr. C. W. y S. L. H. Fuller (Eds.). Academic Press. New York. 406 pp.
- Salazar-Vallejo, S.I., 1991. *Contaminación marina: Métodos de Evaluación Biológica*. Centro de Investigaciones de Quintana Roo. Fondo de publicaciones y ediciones, Gobierno de Quintana Roo. 199 pp.
- Salazar-Vallejo, S.I., J.A. de León-González y H. Salaices-Polanco, 1991. *Poliquetos (Anelida: Polychaeta) de México*. Universidad Autónoma de Baja California Sur, México. 212 pp.
- Schram, F.R., 1986. *Crustacea*. Oxford University Press. Nueva York. 606 pp.
- Suárez-Zozaya, MA. del R., 1977. Métodos de muestreo y observación de parámetros oceanográficos. Tesis recepcional Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 172 pp.
- Wieser, W., 1953. Free-living marine nematodes. I. Enoploidea. *Acta Univ. Lund*. [N. F. 2] 49 (6): 1-155.

- Wieser, W., 1959. Free-living marine nematodes. IV. General part. Reports of Lund University Chile Expedition, 1948-1949. *Acta Univ. Lund.* [N. F. 2] 55 (5): 1-111.
- Williams, A.B. y T.W. Duke, 1979. Crabs (Arthropoda: Crustacea: Decapoda: Brachyura). Pp. 171-233. . *In: Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates.* Hart, Jr. C. W. y S. L. H. Fuller (Eds.). Academic Press. New York. 406 pp.

## **6. MOLUSCOS**

### **6.1 INTRODUCCIÓN**

Los moluscos constituyen un grupo de animales invertebrados muy antiguo, el cual es notable por cuanto se refiere a su alta radiación adaptiva que implica la presencia de una infinidad de formas, tamaños y colores, así como una amplia distribución en los más diversos ambientes, tornándose en cosmopolitas.

A la fecha se conocen más de 100,000 especies actuales identificadas y aproximadamente 35,000 especies fósiles; por su abundancia de representantes y gran diversidad específica, los moluscos ocupan el segundo lugar en la escala zoológica después de los artrópodos.

Durante el largo proceso evolutivo que han mostrado a partir de sus ancestros marinos, fueron capaces de invadir las aguas dulces y los más exitosos de estos animales han conquistado la tierra, viviendo en desiertos, bosques, montañas y tundras entre otras variantes de hábitats y a pesar de no existir un molusco estándar de referencia, su diversidad de formas se fundamenta en un patrón uniforme e inequívoco que establece una estructura básica similar.

Por otra parte, no debe olvidarse que los moluscos son un grupo zoológico que ha sido parte de la vida del hombre, satisfaciendo sus demandas alimentarias, artesanales e industriales entre otras, sin embargo por lo vistoso y llamativo de las conchas que poseen muchos de ellos, se ha intensificado su búsqueda y captura.

Al respecto es necesario recordar a quienes colectan estos invertebrados, que como seres vivos que son, forman parte importante de la estructura de las comunidades de los hábitats que ocupan y por consiguiente también tienen un papel funcional por desempeñar en los ecosistemas, razón por la cual se requiere ser conscientes de cómo, dónde, cuándo, porqué, para qué y cuántos de ellos podrían ser capturados sin afectar las poblaciones.

Con base en lo anterior, la finalidad de la información contenida en este capítulo que es la resultante de la experiencia del autor durante más de 30 años de trabajar con moluscos, pretende servir de guía a los interesados en el estudio de éstos desde el punto de vista práctico, orientándose más al manejo de técnicas para su búsqueda, colecta, conservación y preservación de ejemplares para fines de consulta, colecciones de referencia o utilización en diseños experimentales.

## 6.2 LOS MOLUSCOS Y EL HOMBRE

Desde la presencia del hombre en la Tierra, los moluscos han constituido un papel muy importante en su vida y ya desde la Era Paleozoica se han encontrado en todo el mundo conchas fósiles, siendo espectaculares las de los representantes de la familia Nautiloidea que llegan a tener tallas de casi 2.5m; de igual forma se conoce las almejas gigantes del Pacífico Oeste con 1.5m de diámetro.

A través de la historia, el hombre ha manifestado diversas influencias de su ambiente socioeconómico y religioso mediante algunos moluscos, de tal manera que el tributo que los antiguos aztecas pagaban al emperador Moctezuma era a base de conchas por tener un significado monetario, sin embargo, también fueron muy utilizadas en muchos países, en diferentes épocas y para diversos propósitos. Entre sus usos se tenía básicamente la utilidad alimentaria de las partes blandas de los organismos y por otra parte el valor comercial de las conchas para realizar algunos trueques a fin de adquirir objetos.

En otros casos, valvas y caracoles eran empleados para decorar el cuerpo de danzantes de varias culturas, quienes les atribuían poderes espirituales desarrollando actividades artesanales al elaborar prendas como collares y pulseras con alto valor, de tal manera que eran consideradas como joyas.

Otros aspectos atribuibles a las conchas de los moluscos eran de tipo religioso, según se aprecia en tumbas de varios lugares en los continentes africano y americano, al hallárseles acompañando a cadáveres humanos. Desde el punto de vista sobrenatural, la mitología griega concibió el nacimiento milagroso de Afrodita o diosa del amor y la belleza a partir de una valva de almeja gigante.

También las conchas de varios gastrópodos, han sido usadas como instrumentos musicales por miles de años en muchos lugares y de variadas formas para llamar a los creyentes a orar, para ponerlos en alerta durante el peligro, para reunir guerreros en ocasiones de batalla o bien para dar recepción a héroes y reyes; de igual manera fueron usadas por los Mayas y Aztecas como símbolos durante ceremonias para personalidades importantes.

Durante la edad media fueron significativos en el arte de la heráldica, como recubrimiento, adornos o emblemas de armas y tenían un significado de reconocimiento e identificación entre feudos; finalmente puede decirse que todavía en el siglo XXI, los moluscos siguen teniendo gran trascendencia para la humanidad, de tal manera que en forma convencional la ciencia los aborda bajo dos disciplinas:

1. La malacología la cual se encarga del estudio de los moluscos centrándose en su biología, ecología y distribución, incluyendo los aspectos de su concha y.

2. La conchiliología o conchología, que está enfocada a considerar las características de la concha sin tomar en cuenta más información. En la actualidad la malacología se refiere a todos los aspectos científicos de este grupo de invertebrados y la conchiliología se ha convertido en una rama especial de estudio de la primera para estudiantes y coleccionistas que le dan un enfoque de apreciación estética.

### 6.2.1 ¿Qué son los moluscos?

La pregunta ¿qué son los moluscos? parece sencilla de contestar, pero en realidad es necesario profundizar en el término, ya que no basta con decir que se trata de un grupo de invertebrados con cuerpos blandos y babosos, los cuales en la mayoría de los casos están protegidos por un exoesqueleto o concha, pudiendo estar formada por una, dos u ocho piezas.

Aunque se sabe que la mayoría son organismos habitantes del mar, también los hay en estuarios, esteros, en cuerpos de agua dulce y en el ambiente terrestre, pero lo más notable es que todos en un momento dado mantienen relaciones de origen e identidad, siendo así que los caracoles de jardín y arborícolas guardan parentesco con los pulpos, calamares y almejas marinas, a pesar de que sus semejanzas o diferencias morfológicas llegan a ser mucho o poco perceptibles.

Estos invertebrados se caracterizan por poseer en la gran mayoría de sus representantes, un pie musculoso ventral utilizado para el desplazamiento, una porción cefálica bien definida, una masa visceral dorsal recubierta por una membrana denominada manto, que es capaz de secretar un exoesqueleto calcáreo y por poseer al inicio de su aparato digestivo un órgano exclusivo llamado rádula, el cual está provisto de hileras de dientecillos quitinosos, que en conjunto actúan como una "lengüeta" raspadora durante el proceso alimentario.

Así pues para ubicar a los moluscos, de manera convencional se ha adoptado una clasificación del grupo en clases, que en este caso no necesariamente se apega a una secuencia evolutiva, sino más bien para reconocerlos por características propias diferenciales dándoles el siguiente orden: Gastropoda (gastrópodos), Pelecypoda (pelecípodos o bivalvos), Cephalopoda (cefalópodos), Amphineura (anfíneuros) y Scaphopoda (escafópodos).

## 6.3 DIAGNÓSTIC DE LAS CLASES DE MOLUSCOS

### 6.3.1 Clase Gastropoda ("Caracoles" y "babosas")

Además de ser la clase mayor de los moluscos, es la más variada en formas, reptan mediante un pie aplanado presente en la superficie ventral; la mayoría de los gastrópodos tienen una masa visceral torcida hacia el lado derecho de la

cavidad del manto, que está protegida por una concha espiralada colocada dorsalmente; hay mucha controversia sobre que es lo valioso de la torsión y se ha orientado todo a una explicación adaptativa de este cambio, más que a su biología (Fig.6.1a y 6.1b).

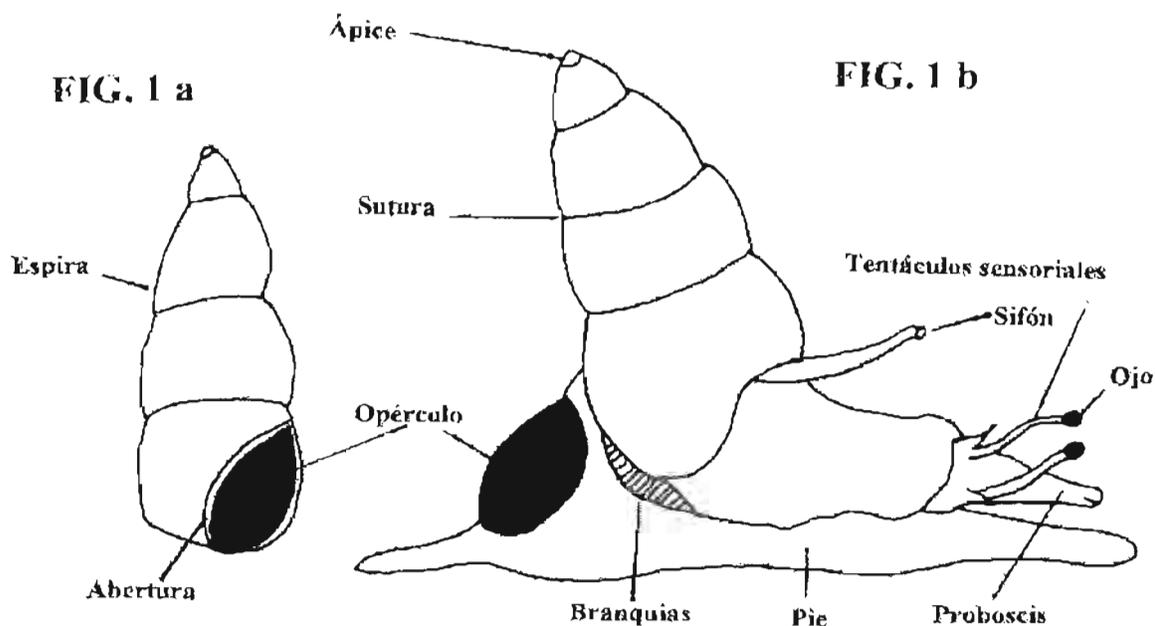


Fig. 6.1 Gasterópodos

Los gasterópodos se dividen en tres clases: los Prosobranchia que son los más primitivos y presentan conchas con una hendidura dorsal, Opisthobranchia los cuales han perdido la concha o la tienen muy reducida y los Pulmonata que se han convertido en terrestres sustituyendo las branquias por un pulmón vascularizado para respirar.

### 6.3.2 Clase Pelecypoda o Lamellibranchia ("Ostiones", "Ostras", "Almejas")

Los pelecípodos son bivalvos que en varios aspectos han resultado ser los más altamente modificados de los moluscos, ya que en estos se ha perdido completamente la porción cefálica, la masa bucal y la rádula. La gran mayoría son filtradores mediante sistemas ciliares con un desarrollo extremo de las branquias y, por consiguiente, la cavidad del manto es mucho mayor que en los otros moluscos. El manto presenta dos cubiertas membranosas que son simétricas y envuelven el cuerpo completo y éstas secretan el exoesqueleto formado por dos valvas, una derecha y una izquierda que se articulan en la línea dorsal, aunque las

conchas pueden estar herméticamente cerradas por los músculos aductores o abrirse por los abductores (Fig 6.2a y 6.2b).

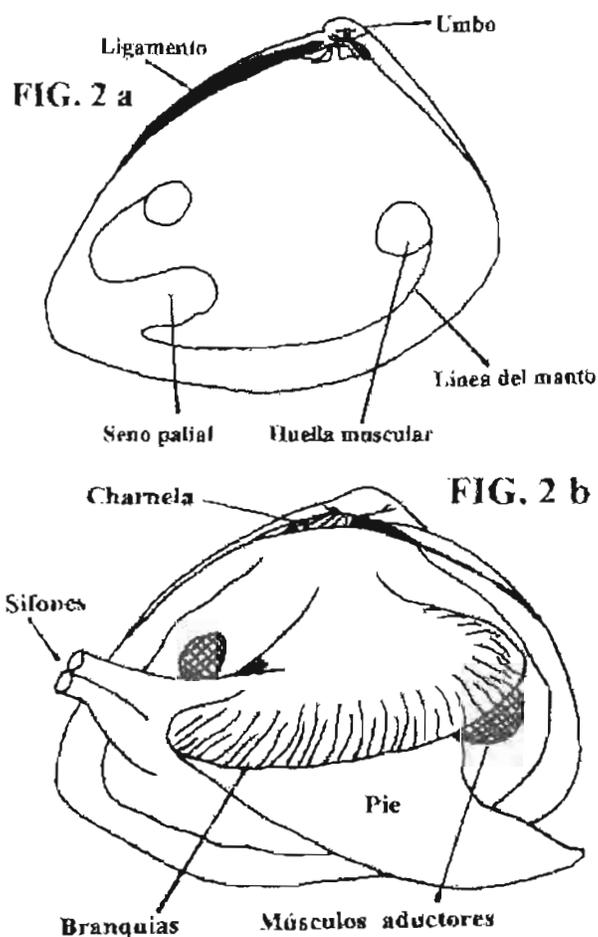


Fig. 6.2 Pelecípodos

Los órganos sensoriales paliales y viscerales se originan a expensas de la cabeza y el margen del manto es la línea de contacto con el ambiente externo, desarrollando abundantes estructuras táctiles y en algunos casos también forman ojos.

Salvo algunas excepciones todas los lamelibranquios son sedentarios, permaneciendo muchos de ellos anclados al sustrato mediante un biso fibroso o firmemente cementados como los ostiones; algunos se entierran utilizando el pie que tiene forma de lengua muscular comprimida, la cual puede elongarse y clavarse hacia delante en el sustrato, para jalar al animal detrás de él cuando se contrae.

### 6.3.3 Clase Cephalopoda (“Pulpos”, “Calamares”, “Sepias”)

Esta clase no sólo comprende a los moluscos más evolucionados, sino que tienen el privilegio de ser los mejores invertebrados por presentar prominentes órganos de los sentidos que son los ojos, con una similitud increíble respecto a los vertebrados superiores; la mayoría son de movimientos rápidos con hábitos carnívoros, pudiendo ser pelágicos o por lo menos mucho más independientes del fondo que otros moluscos. Su nombre deriva de la cercana presencia y unión de la cabeza con el pie, el cual a su vez se ha llegado a modificar para dar origen a dos modalidades de órganos que son:

1. Los tentáculos prehensiles distribuidos alrededor de la cabeza, de tal manera que la boca se halla en el centro de ellos; por el número de tentáculos pueden dividirse en octópodos si son ocho como es en el caso de los pulpos y decápodos como en los calamares si son diez; en estos últimos existen dos brazos más largos llamados hectocotilos que están diseñados para fines reproductores (Figura 6.3).

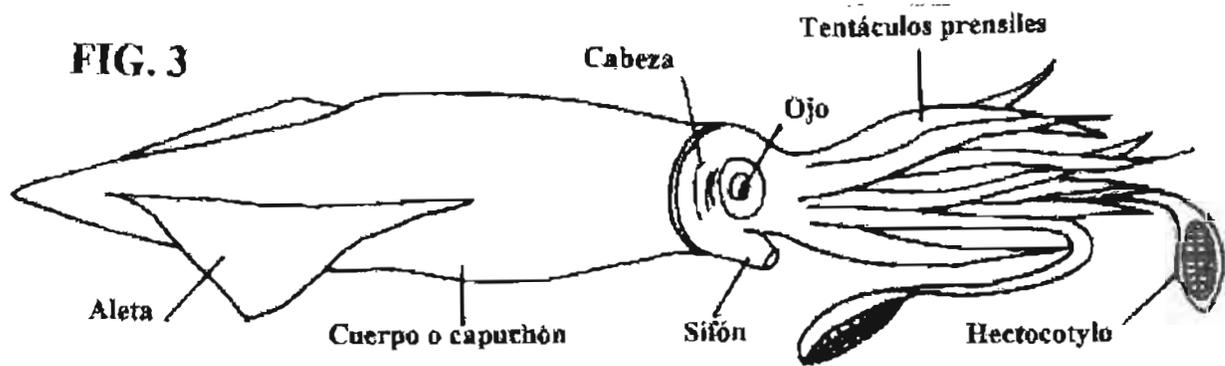


Fig. 6.3 Cefalópodo

2. Un sifón muscular ventral, derivado parcialmente del pie que se halla localizado la parte posterior de la cabeza del animal, donde está situada la cavidad del manto; este es un tubo que controla el flujo de agua al salir de la cavidad palial, produciendo un fuerte chorro en forma brusca que el animal emplea para desplazarse con “propulsión a chorro”.

La concha puede presentarse como un remanente interno (calamar) o bien carecer de ella (pulpo), aunque los cefalópodos más primitivos tienen una concha externa grande (*Nautilus*).

#### 6.3.4 Clase Amphineura (“Quitones”)

Es un grupo pequeño que incluye dos subclases: Polyplacophora representada por los llamados quitones y Aplacophora; de éstas la segunda carece de exoesqueleto y es muy especializada comprendiendo organismos aberrantes en forma de gusano que han perdido la concha y están escasamente conocidos.

Los Polyplacophora son exclusivamente marinos y viven en aguas moderadamente profundas o bien abisales; incluye a los quitones también llamados “chololos” en el sureste de México; tienen cuerpo aplanado dorsoventralmente, ovalado y el animal se adhiere al substrato mediante el pie musculoso. La cabeza y la boca son anteriores, con el ano posterior y la concha está dividida en ocho placas transversales distribuidas en la parte dorsal. Alrededor del margen de las placas se observa un cinturón carnososo que rodea al animal, provisto de pequeñas “escamas” o “espinas” calcáreas (Figuras 6.4a y 6.4b); esto hace que los quitones estén adaptados para sujetarse fuertemente a superficies irregulares y cuando se desprenden pueden enrollarse.

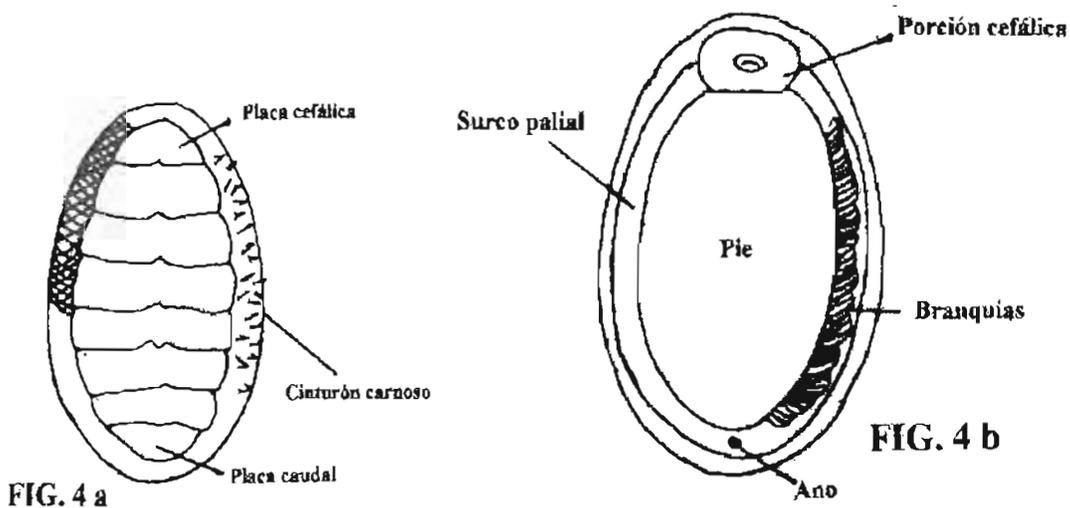


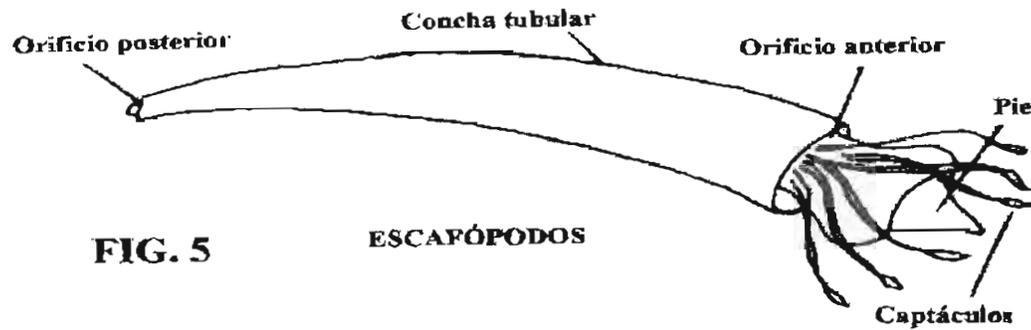
Fig. 6.4 Anfneuros

El hábito de adherirse a superficies duras o consolidadas ha modificado la cavidad del manto, formando surcos laterales entre el pie y el cinturón para el paso del agua hacia las branquias extendiéndose hasta la cabeza. Los Polyplacophora son un grupo reducido de herbívoros.

#### 6.3.5 Clase Scaphopoda (“Colmillos”)

Se les conoce también como “conchas colmillo”, los cuales son moluscos que se entierran y tienen un exoesqueleto tubular delgado de forma cónica y alargado,

ligeramente curvo con los extremos perforados; su posición en el substrato es inclinada u oblicua con la parte más ancha hacia abajo donde se halla la cabeza y el pie (Figura 6.5); éste último tiene forma de gancho y puede extenderse para fijarse en la arena desplazando así al animal como consecuencia de la contracción muscular.



**FIG. 5**

**ESCAFÓPODOS**

**Fig. 6.5 Escafópo**

La cabeza lleva tentáculos retráctiles delgados llamados "captáculos", con los cuales extraen de los sedimentos pequeños moluscos y foraminíferos, que adhieren a ellos para su alimentación; la masa bucal tiene una rádula grande y fuerte. El manto forma un tubo completo para secretar la concha y en la porción ventral del cuerpo se encuentra la cavidad palial a lo largo de toda ella.

#### 6.4 TÉCNICAS Y CRITERIOS PARA COLECTAR

El mayor sentido de responsabilidad por la conservación de la naturaleza, debe prevalecer en todo estudiante y/o investigador que en un momento dado decide coleccionar organismos para fines pertinentes y no sólo por el hecho de obtenerlos.

Si se trata especialmente de biólogos o curiosos por conocer la biodiversidad animal o vegetal, deben tener en cuenta que al realizar colectas desmedidas o sin control, pueden verse seriamente afectadas las comunidades en los ecosistemas y como consecuencia también las cadenas alimentarias, alterando los flujos de energía por influir en las relaciones inter específicas.

Lo más importante para un coleccionador, es no desperdiciar el material biológico que obtenga mediante la aplicación de cualquiera de los procedimientos que sean utilizados, ya que si no aplican criterios adecuados para ello, se transforma en un destructor y exterminador, no sólo de los organismos que seleccione, sino de los individuos de otras especies, incluyendo la perturbación de hábitats sin apenas percatarse de ello.

Un colector no debe olvidar nunca que de los organismos se pueden estudiar por observación "in situ", (en el lugar donde vive) "in vivo" (estando vivo) e "in vitro" (en cautiverio bajo condiciones de laboratorio) y únicamente de manera excepcional en condiciones "post mortem", (tratamiento después de muerto: disecciones o cortes) de tal manera que un profesor o un estudiante deben estar conscientes, que durante el trabajo de campo le será más provechoso determinar las condiciones de vida, comportamiento alimentario, apareamientos, desoves e inclusive observarlo con detenimiento en su morfología externa, pero teniendo en cuenta que al final, es muy significativo y sensato liberar a los especímenes colectados y reintegrarlos a su hábitat, a fin de propiciar la conservación de especies.

De igual forma, en términos generales quienes pretenden coleccionar organismos, deben tener pleno conocimiento de cómo los factores ambientales, por ejemplo la temperatura, el oxígeno, el pH y la profundidad entre otros, los pueden afectar si se les modifica al aplicar técnicas de captura y transporte a laboratorios para cultivarlos, es decir, debe evitarse en lo posible se estresen y sufran alteraciones metabólicas que los conduzcan a la muerte.

De manera convencional para el estudio de los moluscos mediante muestreos, se debe conocer las alternativas de distribución por los ambientes que ocupan, así se tiene: formas marinas y estuarinas, representantes dulceacuícolas y moluscos terrestres; lo anterior es necesario de considerar pensando en la disponibilidad del material y equipo adecuado para cada caso y también es necesario analizar las condiciones de hábitat en función de factores que determinan la zonación de especies, poblaciones y comunidades.

## 6.5 MATERIAL Y EQUIPO RECOMENDABLE PARA LA RECOLECCIÓN DE MOLUSCOS

- Mapa del área de estudio.
- Cuaderno de notas y lápiz.
- Hoja para registro de datos de campo.
- Draga de gravedad tipo Van Veen.
- Draga de arrastre.
- Nucleador para micromoluscos.
- Cámara fotográfica.
- Brújula.
- Flexómetro.
- Vernier.
- Regla mareográfica.
- Lupa.
- Plomada con hilo.
- Agujas de disección.

- Pinzas de punta roma.
- Pinzas con punta de diente de ratón.
- Tijeras de disección.
- Bisturís o navajas (hojas) de afeitar.
- Tamices con diferentes luz de malla y marco de madera.
- Tamices metálicos graduados U.S. estándar.
- Cajas de petri de plástico.
- Cajón cúbico de madera c/vidrio.
- Jeringas hipodérmicas.
- Frascos goteros.
- Piceta de plástico de  $\frac{1}{4}$  de lt.
- Probetas de 1lt.,  $\frac{1}{2}$  lt. y de  $1\text{dm}^3$ .
- Botiquín para primeros auxilios.
- Martillo de bola.
- Martillo de geólogo.
- Desarmadores.
- Cinceles medianos.
- Espátulas.
- Cuchillos.
- Navaja de campo.
- Alambre galvanizado del N° 10 y 12.
- Ganchos de alambrón.
- Varilla metálica de 1 m. de largo por  $\frac{1}{3}$  de pulg. de diámetro.
- Pinzas de electricista.
- Pinzas de mecánico.
- Pala recta.
- Equipo de buceo simple: aletas, visor y snorkel.
- Zapatos tenis con agujetas.
- Cubetas de plástico de 12 lts.
- Frascos de boca ancha de diferentes tamaños de 1lt,  $\frac{1}{2}$  lt.  $\frac{1}{4}$  lt.
- Charolas de peltre blanco.
- Guantes de carnaza y/o lona.
- Bolsas de plástico de diferentes tamaños.
- Gasa y/o algodón en rollo.
- Bolsa de red con luz de malla de 1 a  $3\text{cm}^2$ .
- Cajas grandes de plástico para almacenar y transportar material.
- Cinta masking tape de 1 pulg. Ancho.
- Marcador indeleble negro.
- Ligas, hilo, cordón y mecate.
- Etiquetas de papel albanene.
- Pinceles de diferentes tamaños.
- Fijadores: formol, alcohol, ácido acético glacial.
- Borato de sodio.
- Anestésicos (opcional).

## 6.6 REGISTROS DE CAMPO

Tabla 6.1 Hoja de datos de campo

Área de estudio _____
Estación N°. _____ Hora _____ Fecha _____
Temperatura _____ O <sub>2</sub> disuelto _____ pH _____
Salinidad (g/l) _____ Tipo de sustrato _____
Método de colecta _____
Profundidad de colecta (cms) _____ Transparencia (cms) _____
Corrientes _____
Fauna de acompañamiento _____
Vegetación presente _____
Observaciones generales _____
Colector (es) _____
Responsable (s) del registro de datos _____
Fijador (es) _____ N°. De muestra _____

## 6.7 COLECTA DE MOLUSCOS

### 6.7.1 Colecta de gastrópodos marinos

Como ya se dijo anteriormente, la clasificación de los caracoles se basa en las partes blandas y en las características de la concha, sin embargo, esta última no es suficiente para fines de identificación taxonómica y la rádula parece ser uno de los mejores medios para ello, junto con las branquias, corazón y sistema nervioso, aunque el exoesqueleto resulta ser lo más práctico.

También es conveniente disponer de una colección de referencia con ejemplares preservados en fijadores, así como conchas bien conservadas completas y limpias.

Al aplicar los métodos de estudio no deben faltar como complemento, los datos de campo referentes a las condiciones de vida bajo las cuales se desarrollan los individuos y el comportamiento que muestran, de tal manera que pueda apreciarse su desplazamiento, hábitos alimentarios, procesos de fecundación, conformación de colonias, relaciones interespecíficas así como la flora y fauna de acompañamiento.

Los caracoles de ambientes marinos, pueden ubicarse siguiendo una distribución horizontal y otra vertical, por tal motivo en el primer caso pueden encontrarse como litorales en la zona de mareas, viviendo en áreas rocosas o arenosas, en lugares provistos de manglares o también pueden hallarse habitando arrecifes de coral y en praderas de pastos marinos a profundidades someras y moderadamente someras, que suelen requerir de actividades de colecta por buceo.

Por lo regular en zonas litorales donde hay rocas y reciben el oleaje constante, pueden localizarse formas adherentes a superficies lisas o penetrar en oquedades y grietas que se forman entre las piedras, donde se alimentan raspando los crecimientos algales o aprovechando materia orgánica pegada a ellas.

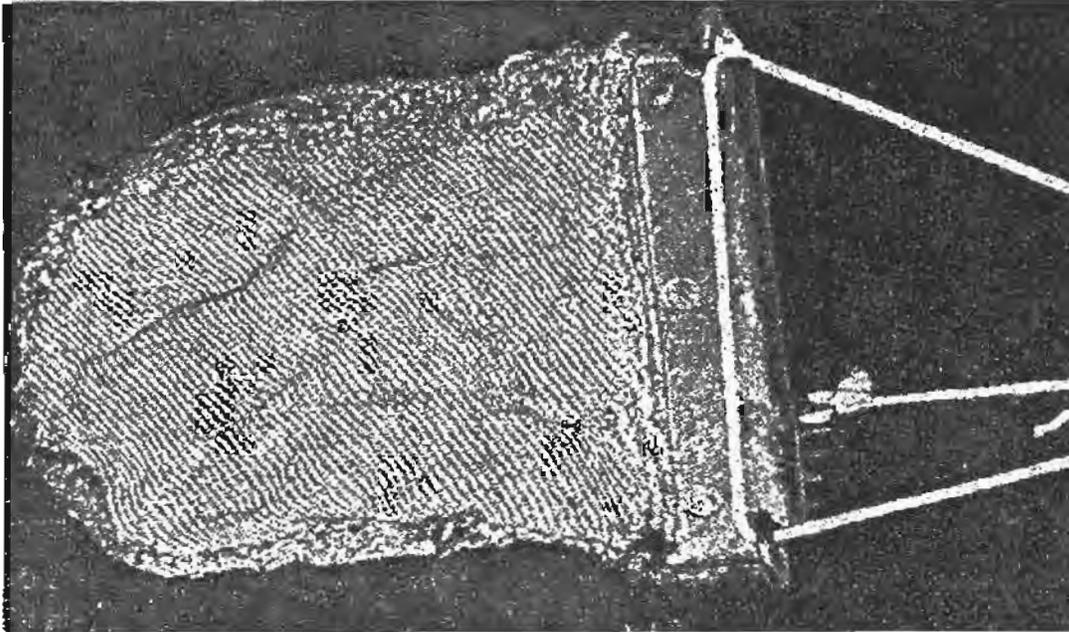
En ocasiones cuando se forman encharcamientos durante la baja marea, quedan atrapados diversos organismos, entre ellos algunos gastrópodos que necesariamente permanecen ahí, hasta que el nivel del agua vuelve a subir, de tal forma que resulta fácil así la colecta de ejemplares. Cuando se tiene la oportunidad de hacer colectas por la noche la obtención de material malacológico resulta más favorecida, ya que muchas especies son de hábitos nocturnos especialmente cuando las mareas son más bajas de lo usual.

Debe contarse con zapatos tenis provistos de agujetas, una bolsa de plástico que cierre herméticamente para llevar en su interior lápiz, cuaderno de notas, otras bolsas de plástico y ligas; también debe disponerse de una cubeta grande de plástico, cuchillo, martillo de geólogo, desarmadores o cinceles y guantes de carnaza, para obtener los organismos adheridos o incrustados en rocas o troncos.

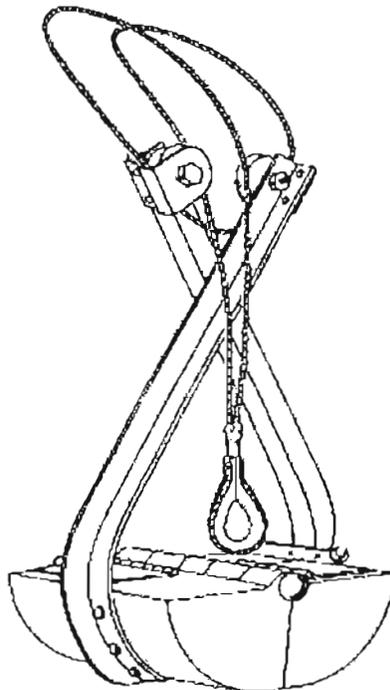
En lugares de tipo arenoso, conviene utilizar palas y tamices, a fin de separar las formas enterradoras y/o excavadoras que conforman el bentos epifaúnico o infaúnico; cuando se trata de caracoles que viven en las praderas de pastos marinos, es recomendable bucear y explorar la vegetación donde, además, pueden observarse acontecimientos interesantes como procesos de depredación, desovamiento, reptación, natación y otras actividades de estos moluscos.

Otros procedimientos para coleccionar caracoles habitantes de los sustratos del fondo, consisten en el uso de dragas manuales de arrastre o de mordida por gravedad (Figuras. 6.6 y 6.7) y si la persona es paciente puede emplear trampas

con carnadas si es necesario, como son recipientes planos o charolas sumergidas con trozos de pescado o cangrejo.



**Fig. 6.6** Draga de arrastre con bolsa colectora



**Fig. 6.7** Draga mecánica de bocado por gravedad tipo Van Veen

### 6.7.2 Colecta de gastrópodos dulceacuícolas

La colecta de gastrópodos en aguas dulces que incluyen charcas temporales por precipitación pluvial, arroyos, ríos, lagos, embalses y estanques, puede realizarse sobre sustratos variables del fondo, los cuales generalmente son de tipo arcilloso o arenoso fino sobre todo cerca de la línea litoral; también se adhieren a diversos objetos como piedras, troncos y vegetación acuática.

Al respecto es recomendable tamizar sedimentos o bien sacar parte de los matorrales de plantas enraizadas para revisarlas con detalle fuera del agua y sobre charolas de peltre blanco; en ellas pueden observarse adheridos diversos tipos de desoves y diferentes estadios de desarrollo de caracoles pulmonados. Cuando el agua es lo suficientemente clara y quieta, permite detectar la presencia de huellas que dejan los caracoles en el sustrato durante la búsqueda de materia orgánica depositada que aprovechan para comer.

### 6.7.3 Colecta de caracoles terrestres

En este caso la captura de los organismos es directamente manual y lo único necesario como requisito es ser buen observador para localizarlos; los caracoles terrestres pueden hallarse en muy diversas localidades y climas, generalmente se encuentran en lugares húmedos donde la vegetación crece constantemente por ser de hábitos herbívoros, al grado de poder convertirse en plagas de agro cultivos con repercusiones económicas para el hombre.

En zonas boscosas pueden habitar entre el follaje de las plantas, trepar por las ramas o pueden vivir sin problemas en oquedades de árboles y aún entre la hojarasca que cae al suelo y está en degradación; son muy comunes de encontrar en áreas selváticas donde existe lluvia continuamente y la vegetación es exuberante todo el año, como sucede en Chiapas. En lugares semidesérticos o desérticos es bueno buscarlos bajo las piedras y en la superficie de la vegetación xerófita, pero de preferencia por la noche.

### 6.7.4 Procesamiento de gastrópodos colectados

Después de hacer la recolección de caracoles, puede decidirse por conservar los organismos completos o solamente guardar la concha, dependiendo de los intereses del investigador; para el primer caso debe tenerse en cuenta la necesidad de espacio, frascos y anaqueles, así como de líquidos fijadores

adecuados para mantenerlos en condiciones de utilización posterior, ya sea para su identificación o consulta.

Si se trata de conseguir únicamente el material conquiliológico, deben removerse completamente las partes blandas del animal y así evitar su descomposición que ocasiona olor muy penetrante y desagradable; para lograr esto, se recomienda colocar los ejemplares en agua hirviendo a fin de reblandecer los músculos con los cuales están sujetos a la concha y posteriormente extraer el animal "cocido" con ayuda de pinzas de disección o ganchos de alambre, de tal manera que pueda extraerse la materia orgánica, sobre todo de las conchas grandes que son espiraladas y alargadas; si aún persiste la presencia de tejidos residuales en el interior de ellas, puede recurrirse al uso de insectos derméstidos o de hormigas para eliminarlos.

Cuando se trata de caracoles pulmonados, pueden matarse por asfixia colocándolos en recipientes completamente llenos de agua hervida y taparlos de manera hermética, hasta que los animales queden distendidos fuera de la concha y fácilmente puedan fijarse en estas condiciones o ser removidos; para guardar los exoesqueletos puede taparse la abertura de éstos con algodón y así evitar la difusión de olores por posible descomposición orgánica, sin embargo, en el caso de quedar aún fragmentos de carne del caracol, pueden eliminarse sumergiendo los ejemplares en solución de potasa (KOH) al 10% durante 20 a 30 horas, después de las cuales deben enjuagarse con agua caliente para eliminar el exceso del compuesto cáustico y residuos de materia orgánica.

Si los especímenes colectados corresponden a gastrópodos operculados, es importante conservar el opérculo porque es una estructura muy útil en la identificación y clasificación de estos organismos; dicha estructura cierra la abertura en forma tal que la sella para protección del animal cuando se retraen y puede ser de naturaleza calcárea o quitinosa; (Figs. 1a y 1b) se le halla adherida al pie mediante músculos y debe conservarse junto con la concha para fines de identificación, previamente habiéndolo lubricado con grasa o vaselina par evitar se reseque y cuartee.

Aunque no siempre existe en la superficie de las conchas, el periostraco le brinda protección a los moluscos que lo presentan y constituye una cubierta de tipo córneo o quitinoso, frecuentemente ornamentada con estrías, filamentos, rugosidades o crecimientos filamentosos, que pueden ser utilizados en la ubicación taxonómica de los ejemplares; no obstante en ocasiones es necesario quitarlo para mostrar las coloraciones propias de algunas especies y esto se logra sumergiendo los ejemplares en ácido clorhídrico diluido al 5 ó 10 %, o bien de sosa o potasa al 10%.

Es muy importante estar observando y vigilando el desprendimiento oportuno de esta cubierta para evitar que se desintegre el  $\text{CaCO}_3$  del caparazón. Como consecuencia de lo anterior, la superficie del material conquiliológico al final es de

apariencia mate, lo cual puede eliminarse aplicando vaselina o grasa a la superficie, frotando primero con los dedos y después con una franela para darle brillantez.

Cuando resulte necesario hacer preparaciones de la rádula o sistema raspador de la boca, a fin de determinar los tipos, características y número de dientecillos que la conforman para coadyuvar a la identificación taxonómica, es muy recomendable aplicar el tratamiento a base de KOH (potasa), colocando el tejido que contenga esta estructura en una solución al 10% y someterse a ebullición hasta eliminar totalmente la materia orgánica.

La estructura quitinosa limpia, puede colocarse sobre un portaobjetos y aplicar soluciones graduales de alcohol al 50, 70, 90 y 100 % para eliminar la humedad y posteriormente agregar un poco de xilol para después colocar una gota de resina y cubrir con un cubreobjetos, dejando así una preparación permanente de los dientecillos de este órgano raspador.

#### 6.7.5 Colecta de pelecípodos

Esta clase de moluscos incluye todos aquellos cuyo exoesqueleto está formado por dos valvas, razón por la cual también se le denomina bivalvia y corresponden a formas como las almejas, ostiones y ostras entre otras, teniendo un tamaño que puede variar desde menos de un milímetro hasta casi un metro. La gran mayoría de los pelecípodos son de aguas marinas y estuarinas, sin embargo, aunque menos abundantes también las hay en aguas dulces.

Los aspectos que son sobresalientes y de utilidad para su taxonomía son las dos valvas unidas por una charnela, que está provista de dientes con características y tamaños diversos para poder articularse con facilidad y precisión, a su vez esta estructura que actúa como bisagra, suele verse reforzada con un ligamento que impide su separación.

De las partes suaves del animal son importantes de tomar en cuenta las branquias, los sifones y el pie; cuando se tiene el animal completo vale la pena establecer una correlación entre las partes blandas que están recubiertas por el manto y dejan las cicatrices o huellas en la cara interna de las valvas, de tal forma que conviene elaborar esquemas en los cuales puedan indicarse las marcas ocasionadas por los paquetes de músculos aductores y abductores; de igual forma es significativo destacar la línea del manto y el seno palial.

Como en el caso de los gastrópodos, las valvas también pueden tener un periostraco que las recubre, mostrando o no ornamentaciones diversas que pueden ayudar a la identificación de los organismos en cuestión.

La colecta de los bivalvos depende de las formas de vida que tengan ya que pueden ser sésiles o móviles; entre las primeras se conocen formas incrustantes o cementantes en sustratos duros como rocas o corales, otros son perforadores y permanecen dentro del sustrato, otros más se fijan a terrígenos arenosos compactados o a superficies mediante la producción de un biso fibroso, que se forma junto al ligamento y sujeta al individuo como si tuviera una raíz. Para este caso son útiles los cuchillos, desarmadores y el martillo de geólogo, con los cuales se pueden desprender o bien fragmentar las piedras y troncos donde se hallan alojados. En el segundo de los casos cuando son pelecípodos que se desplazan reptando, saltando o nadando, conviene utilizar redes de arrastre ligeras y de ser posible es muy interesante y efectivo bucear con snorkel para su colecta en aguas someras litorales.

Otras formas de colecta consisten en revisar debajo de las piedras, cuando se presenta mareas bajas extremas que descubren grandes áreas litorales donde también pueden extraerse de la arena utilizando una pala para pasarla por un tamiz con chorros de agua; de manera similar con ayuda de un cuchillo pueden revisarse las raíces de pastos marinos donde con frecuencia se hallan "bancos" o agregaciones de bivalvos que se asocian a estas fanerógamas sumergidas.

Si se pretende coleccionar fauna de bivalvos en cuerpos de agua dulce, dadas las facilidades de acceso a estos, pueden obtenerse directamente con la mano, después de tamizar porciones de sustrato con terrígenos preferentemente arenosos finos que puedan llevar algo de arcilla y es preferible buscar estos sedimentos donde existe vegetación acuática enraizada; de ser posible puede extraerse una parte del matorral que lleve las raíces con algo del sustrato y revisarla con detenimiento sobre una charola o un tamiz, lavando con agua suficiente.

Después de tener seleccionados los ejemplares puede optarse por su conservación en frascos con líquidos fijadores como formol al 10% o alcohol al 70%; también puede eliminarse el animal dejando solo las valvas unidas por la charnela y el ligamento, de tal forma que únicamente se tenga disponible el material conchiliológico. Para evitar la destrucción del ligamento de las conchas, es recomendable dejarlas juntas amarradas con un hilo o con una liga.

#### 6.7.6 Colecta de cefalópodos

Para estudios de cefalópodos, es indispensable conocer las características morfológicas del exterior de su cuerpo y de algunas estructuras propias de este grupo, como la presencia de 8 a 10 tentáculos, el número, forma, tamaño y disposición de las ventosas en ellos, la presencia de velo intertentacular, los brazos hectocotilos, la rádula que está reforzada con un par de mandíbulas, las branquias y el sifón propulsor ventral.

Durante la colecta de estos organismos, no debe olvidarse que los pulpos tienen hábitos bentónicos combinados con nectónicos, lo que se aprecia durante su desplazamiento, es decir, reptan y nadan respectivamente según lo necesiten. Por lo regular prefieren ocupar pequeñas grietas y cuevas en lugares rocosos o arrecifales para su protección; por tal motivo y con base en repetidas experiencias, la captura de pulpos puede realizarse con una caja cúbica de madera de aproximadamente 50 x 50 x 50 centímetros, en la cual una de las caras tiene un vidrio y el opuesto a éste está sin pared, lo que permite al colector meter parcialmente la cabeza para observar y explorar áreas litorales de aguas claras someras, sumergiendo la mitad de la caja a fin de facilitar la observación y colecta de los ejemplares, utilizando un gancho de alambro con punta que permite ensartar y extraer a los octópodos de sus madrigueras.

Otra forma de atrapar a estos cefalópodos, es colocando recipientes en los lugares donde usualmente viven y para ello pueden amarrarse varios tarros o frascos de boca ancha en una línea con un cordón; por la noche es muy probable que se metan estos animales para refugiarse o aparearse especialmente en la época de reproducción, de tal manera que pueden colectarse parejas e inclusive desoves al día siguiente de poner estas trampas, dependiendo de la etapa de su ciclo biológico.

Una buena forma de coger a los ejemplares sin maltratarlos después de capturarlos, es sujetándolos del manto mediante la introducción de uno o dos dedos dentro del capuchón que forma la cavidad para tratar de inmovilizarlos, lo cual funciona independientemente del tamaño que tengan.

Un procedimiento empírico utilizado por pescadores artesanales en aguas litorales, es colgar pequeñas laminillas de metal brillante con hilos, que se sumergen en el agua durante la noche y con el reflejo de la luna son atraídos los pulpos y calamares, ya que se sujetan con los tentáculos a los trozos de metal; estas trampas se extraen en repetidas ocasiones para verificar las posibles capturas.

Los calamares fácilmente son atrapados en grandes cantidades con redes camaroneras, ya que casi siempre forman parte de la fauna de acompañamiento del camarón y otras especies de importancia comercial que requieren del uso de este arte de pesca

Debido a que en el cuerpo de los cefalópodos existe contenida una gran proporción de agua en sus tejidos, es muy recomendable preservarlos con líquidos fijadores en recipientes con formol al 7 ó 10 % dependiendo del tamaño de los ejemplares, para evitar su deshidratación y contracción, pero es importante que los contenedores estén bien cerrados para evitar la desecación, especialmente si se cambian a soluciones de alcohol al 70%, con la finalidad de impedir un endurecimiento excesivo.

Cuando se tiene la oportunidad de coleccionar cefalópodos nautiloideos con concha como *Nautilus*, es recomendable conservar el caparazón solo sin el animal, sin embargo, para fines didácticos o de disección los individuos completos pueden preservarse también en alcohol al 70 %, que no deteriora la concha ni endurece demasiado las partes blandas como los tentáculos, los cuales en ocasiones tienen coronas de dienteillos quitinosos que pueden quedar ocultos

A veces resulta muy aprovechable tener la oportunidad de visitar barcos pesqueros y/o camaroneros, cuyas redes de arrastre recogen abundante fauna de moluscos entre otros invertebrados; los calamares son fácilmente atrapados con estas artes de pesca, ya que casi siempre forman parte de la fauna de acompañamiento de especies de importancia comercial.

#### 6.7.7 Colecta de anfineuros

Estos moluscos cuya forma es aplanada dorsoventralmente y ovoidal en su contorno, muestran la superficie dorsal protegida por ocho placas imbricadas que constituyen su exoesqueleto; se hallan fijos a las superficies duras de rocas y corales donde se adhieren con gran fuerza, gracias a los surcos paliales laterales con los cuales hacen el vacío y al pie musculoso ancho muy adhesivo.

Por lo general son frecuentes de encontrar en la zona litoral rocosa donde reciben el embate constante del oleaje, especialmente cuando se descubren con la baja marea y a pesar de estar en la franja infralitoral no se alejan por ser propiamente sésiles.

La colecta de quitones puede hacerse directamente con la mano, utilizando un cuchillo, un desarmador, navaja de campo o una espátula, pero sin tocar previamente al animal porque al alertarse se sujetará con fuerza y puede destruirse al forzar su desprendimiento con las herramientas empleadas.

Estos organismos una vez separado del sustrato, tienden a enrollarse como lo hacen las "cochinillas de humedad" y por este motivo es conveniente prever su fijación en posición extendida, para lo cual se pueden poner en un acuario con un poco de agua de mar, dejando que adquieran su posición normal y luego ponerles encima un objeto pesado para después agregarles agua dulce y más tarde el fijador; si solamente se desea conservar el exoesqueleto, es necesario hervir los ejemplares y separar las placas, que se recomienda sean numerada en orden consecutivo desde la cefálica a la caudal.

En los quitones, la rádula es importante de considerar también para su identificación y puede seguirse el mismo procedimiento empleado con los gastrópodos, para hacer montajes de dicha estructura en preparaciones permanentes, aplicando resina o bien preparaciones temporales utilizando glicerina.

#### 6.7.8 Colecta de escafópodos

Son moluscos bentónicos que constituyen parte de las comunidades infaúnicas en sustratos representados por terrígenos arenosos finos y arcillosos; viven en lugares que alcanzan profundidades avísales en el mar y bahías, aunque también se les encuentra con facilidad en lagunas costeras.

Su tamaño es pequeño en la mayoría de los casos y su concha es cónica alargada, que tiene la apariencia de diente o "colmillo". Los ejemplares son fácilmente capturados mediante tamices, después de vaciar y lavar en ellos las muestras de sedimentos con agua abundante; los ejemplares de escafópodos se pueden conservar en pequeños frascos, fijándolos con formol al 10% neutralizado con borato de sodio o en alcohol al 70%. Si se trata de ejemplares grandes que permiten la remoción de las partes blandas, es suficiente con ponerlos a hervir y sacar el animal con un gancho para tener disponible la concha.

#### 6.7.9 Anestesia de moluscos

Como resultado de la fijación de especímenes, se presenta la contracción de los animales en condiciones normales, sin embargo, a veces es indispensable efectuar disección en ejemplares vivos relajados para la observación de estructuras importantes que pueden ser utilizadas en la identificación de especies.

Al respecto se conocen varias técnicas ampliamente utilizadas, consistentes en la utilización de alcohol, el cual puede irse adicionando gota a gota en el agua donde se contienen los caracoles, hasta crear un medio acuoso al 10% de alcohol; después de dejarlos insensibilizados, se colocan en un fijador como AFA (acetofornoalcohol) al 10% para estudios posteriores de estructuras.

Otra alternativa de anestesia es con las sales de Epson, que se agregan en forma de cristales al agua procedente del lugar de colecta, durante 15 minutos; la cantidad necesaria de cristales se averigua después de agregar los suficientes para inmovilizar los ejemplares.

Otras sustancias recomendadas son aceite de clavo, mentol, cloroformo, cloretona entre otros compuestos, pero con resultados aceptables solamente cuando se utilizan para narcotizar moluscos muy pequeños; también puede intentarse con cloruro de magnesio, sulfato de magnesio, uretano y fenoxetol de propileno en cantidades calculadas según las tallas de los organismos hasta dejarlos completamente inmóviles.

La conservación de ejemplares generalmente se hace utilizando formol al 10% durante 24 a 48 horas, después lavar los organismos para pasarlos a alcohol al

50 ó 70% dependiendo del tamaño de los animales; el formol neutralizado permite una buena conservación evitando una acción ácida sobre el carbonato de calcio de la concha, ya que de no ser así con el tiempo la va a desintegrar.

## 6.8 LOS MOLUSCOS COMO INDICADORES DE CONTAMINACIÓN

Es pertinente conocer el efecto de los contaminantes sobre la estructura de los moluscos a nivel individual o poblacional, pensando en el tipo de ambiente que ocupan: marino, dulceacuícola o terrestre; de igual manera es imprescindible saber identificar e interpretar los cambios o alteraciones que puedan sufrir estos organismos en sus funciones biológicas tales como la respiración, nutrición, crecimiento, reproducción, desarrollo, homeostasia, comportamiento, metabolismo y aislamiento genético entre otras.

Por tal motivo es importante determinar a que tipos y cantidad de contaminantes pueden estar sometidos los moluscos seleccionados, ya que es de esperarse existan resultados diferentes, porque la toxicidad puede ser variable si se habla del medio acuático donde con frecuencia se detectan metales pesados, insecticidas, petróleo crudo, detergentes y ciertos compuestos químicos que utilizados para solucionar un problema, ocasionan otro, como sucede con los dispersantes del petróleo en el mar.

Según la naturaleza de la forma de vida que suelen tener los moluscos, pueden ser de mucha utilidad especialmente aquellos que son sésiles o semisésiles, por servir como indicadores receptivos de los contaminantes, los cuales con el tiempo pueden irse acumulando en los tejidos de tales animales y mostrar reacciones morfológicas y fisiológicas que denotan el grado de toxicidad y efectos nocivos debido a su presencia en el medio que les rodea.

Así pues, aunque todos los moluscos están expuestos a riesgos de contaminación por diversas causas, resulta interesante citar a los pelecípodos como recomendables para este tipo de observaciones, debido a la condición muy particular que guardan por su alimentación, la cual se lleva a cabo mediante procesos de filtración y selección de partículas utilizando las branquias.

Al respecto existen especies de bivalvos que se hallan incrustados en los sustratos duros de coral, como el género *Arca* (almeja); otros se fijan mediante el biso a sedimentos de arena consolidada como *Atrina* sp. (cayo de hacha); en algunos casos están sometidos a los cambios de nivel del agua por efectos de la marea y están asociados a la flora litoral de tipo manglar, lo cual sucede con *Crassostrea* sp. (ostiones) y como estos, podrían citarse numerosas especies, aunque en última instancia, todo depende de los tipos de contaminantes presentes en la localidad afectada, el objetivo del estudio pretendido y las condiciones de hábitat en las que se desarrolla el organismo idóneo para emplearse como posible indicador.

En los moluscos terrestres, (en este caso se refiere de manera exclusiva a gastrópodos), el enfoque que hasta ahora se les ha dado, es en el sentido de poner a prueba el efecto de molusquicidas debido a los daños tan grandes que pueden ocasionar estos invertebrados a agro cultivos de interés socioeconómico en los cuales llegan a ser plagas o bien adquieren importancia ecológica en la transmisión de parásitos en estadio larvario, a diverso vertebrados incluyendo al hombre.

Es claro que la utilidad de los caracoles en la tierra se restringe más que nada en indicar el grado de toxicidad o peligrosidad de pesticidas y fertilizantes, que pueden tener efecto directo al consumidor de productos contaminados cuando no hay supervisión en la aplicación de ellos.

### 6.9 CLAVE BÁSICA PARA IDENTIFICAR A LOS MOLUSCOS

Organismos invertebrados que cuentan con una porción cefálica, un pie musculoso ventral y una masa visceral dorsal envuelta por una cubierta denominada manto, que es capaz de secretar una concha en cuyo interior puede retraerse el animal y con un aparato digestivo en la gran mayoría provisto de una estructura quitinosa raspadora llamada rádula,

Fig. 6.8.....**MOLUSCOS**

Moluscos que tienen una cabeza bien definida provista, de tentáculos cefálicos con ojos en la base o en el extremo de ellos, un pie muscular ventral reptador y con una concha usualmente espiralada donde se aloja el animal, la cual excepcionalmente puede ser vestigial o ausente; con un opérculo o sin él. Pueden ser marinos, dulceacuícolas o terrestres,

Fig. 6.9.....**GASTRÓPODOS**



**Fig. 6.8 Caracol marino**



**Fig. 6.9 Caracol terrestre**

Moluscos comprimidos lateralmente, con una concha formada por dos valvas una derecha y una izquierda, articuladas en la porción dorsal por una charnela o sin ella, pero con un ligamento que refuerza su unión. No tienen cabeza y el pie que sale entre las valvas es musculoso con forma de hacha. Pueden ser marinos o dulceacuícolas,

Fig. 6.10.....**PELECÍPODOS**



**Fig. 6.10 Almeja**

Moluscos cuya cabeza se continúa con un pie muscular ventral que se ha modificado en 8 a 10 tentáculos para la locomoción, los cuales rodean a la boca y están provistos de series de ventosas suctoras. Tienen un embudo ventral derivado del manto que expulsa el agua a presión y permite su desplazamiento a propulsión. Todos son marinos,

Figuras 6.11 y 12.....**CEFALÓPODOS**



**Fig. 6.11 Pulpo**

**Fig. 6.12 Calamar**

Moluscos aplanados dorsoventralmente, con cuerpo de contorno ovalado, en cuya superficie ventral se halla un pie muscular grueso amplio y alargado para adherirse a superficies duras; la porción dorsal está protegida por ocho placas imbricadas de adelante hacia atrás y muestran un cinturón carnoso marginal que puede llevar escamas o espinas. Todos son marinos,

Fig. 6.13.....**ANFINEUROS**

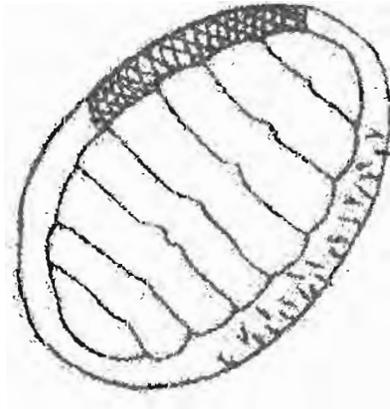


Fig. 6.13 Qultón

Moluscos con cuerpo cilíndrico y alargado que se aloja en una concha cónica tubular con un orificio en cada extremo, de los cuales el de diámetro mayor esta abajo y permite la salida del animal. Viven como infaúnicos, semienterrados en sustratos blandos. Son marinos o de estuarios,

Fig. 6.14.....**ESCAFÓPODOS**



Fig. 6.14 Colmillo

## 6.10 GLOSARIO CONQUILIO-MALACOLÓGICO

**Aleta.** Estructura natatoria de algunos cefalópodos.

**Anfineuros.** Nombre técnico con que se conocen a los quitones.

**Ápice.** Parte aguda terminal de la concha de los gastrópodos.

**Bentónico.** Que habita en los sustratos del fondo de ambientes acuáticos.

**Biso.** Estructura fibrosa adjunta al ligamento de los bivalvos para fijarlos al sustrato.

**Branquias.** Estructuras laminares propias de moluscos que respiran en el agua.

**Captáculos.** Tentáculos que poseen los escafópodos.

**Capuchón.** Saco que está por encima antes de la cabeza en los calamares.

**Cefalópodos.** Moluscos con el pie muscular ventral subdividido en tentáculos. Ej. Pulpos.

**Cinturón carnos.** Corresponde al borde marginal de los anfineuros.

**Charnela.** Articulación o bisagra que existe en las conchas de los Pelecípodos.

**Decápodo.** Cefalópodo como el calamar con diez tentáculos; dos de ellos hectocotylos.

**Desovamiento.** Proceso de liberación de los huevos fecundados o no.

**Epifauna.** Organismos que viven sobre el fondo de ambientes acuáticos

**Escafópodos.** Moluscos infaúnicos con concha cónica tubular conocidos como "colmillos".

**Espira.** Parte de la concha de los gastrópodos que muestra vueltas enrolladas.

**Exoesqueleto.** Concha de los moluscos que puede estar formada por una dos u ocho piezas

**Gastrópodos.** Son moluscos con o sin concha, conocidos como caracoles y "babosas"

**Hectocotylos.** Tentáculos de los cefalópodos utilizados para la fecundación.

Huella muscular. Cicatriz que queda en las conchas debido a inserción de músculos.

Infauna. Organismos que viven semi o enterrados en el fondo de ambientes acuáticos.

Línea del manto. Cicatriz lineal paralela al borde de las valvas del los pelecípodos.

Manto. Membrana que cubre a las vísceras y secreta la concha.

Nectónico. Que se desplaza libremente en aguas negras entre superficie y fondo.

Octópodo. Cefalópodo como el pulpo provisto de ocho tentáculos locomotores-prensiles.

Opérculo. Estructura córnea o calcárea que cierra la abertura de la concha de gastrópodos.

Pelecípodos. Son moluscos con concha formada por dos valvas y conocidas como "almejas".

Periostraco. Recubrimiento de conquiolina que protege a la concha.

Pie. Estructura muscular ventral para la locomoción que puede estar modificada o no.

Placa caudal. Última de las ocho placas imbricadas de los anfi-neuros.

Placa cefálica. Primera de las ocho placas imbricadas que tienen los anfi-neuros.

Prensil. Aplicado generalmente a estructuras que sirven para coger o agarrar.

Proboscis. Porción cefálica que se protae en gastrópodos para fines alimentarios.

Rádula. Estructura raspadora bucal formada por hileras de dientecillos quitinosos.

Seno palial. Espacio que deja el manto para alojar a las branquias y orificios excretorios.

Sifón. Estructura de los cefalópodos que expulsa el agua a presión e imprime propulsión.

Sifón exhalante. Tubo muscular que expelle el agua de la cavidad palial al exterior.

Sifón inhalante. Tubo muscular que conduce el agua al interior de la cavidad palial.

Surcos paliales. Espacios laterales de los anfineuros; conduce el agua a las branquias.

Tentáculos (Cefalópodos). Estructuras prensiles de los cefalópodos.

Tentáculos (Gastrópodos). Estructuras cefálicas sensoriales a veces con ojos.

Umbo. Porción apical de las valvas de pelecípodos situada sobre la charnela.

Ventosas. Estructuras suctoras ubicadas en los tentáculos de los cefalópodos.

## 6.11 REFERENCIAS

- Abbott, R.T., 1974 *American Seashells*. Van Nostrand Reinhold Company. New York, USA. 663 p.
- Abbott, R. T., 1979 *Kingdon of the seashell*, Crown Publishing Inc New York U.S.A. 256 p.
- Burch, J.B., 1962 *How to know the eastern land snails* W:M:C: Brow Company publish. IOWA, USA. 214 p.
- Cernohorsky, W.O., 1967 *Marine shells of the Pacific*. Pacific Publications Pty. Ltd. Sydney, Australia 248 p.
- Dance, S.P., 1972 *Shells and shell collecting*. The Hamlyn Publishing Group Ltd. London. 128 p.
- Dance, S.P., 1974 *The encyclopedia of shells*. Blandford Press Limietd. Pub. London. 288 p.
- Cousteau, J.Y., 1973 *Octopus and squid*. Doubleday Company Inc. New York, USA. 304 p.
- García-Cubas, A.M. Reguero y L. Jácome, 1994 *Moluscos arrecifales de Veracruz México* (guía de campo). Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, U.N.A.M. 143 p.
- Humfrey. M., 1975 *Sea shells of the west Indies* (A guide to the marine molluscs of the Caribbean). Taplinger Publishing Co. New York, U.S.A. 351 p.
- Keen, M:A., 1963 *Marine Molluscan Genera of Western North America*. An illustrated Key. Stanford University Press. California, USA. 126 p.
- Lincoln, R.J y J.G. Sheals, 1989. *Invertebrados. Guía de captura y conservación*. Editorial Interamericana Madrid, España. 205 p.
- Morris, P.A., 1966. *A field guide to shells of the Pacific Coast and Hawaii*. Houghton Mifflin Company. Boston, USA. 207 p.
- Morris, P.A., 1978. *A field guide to shells of the Atlantic and Gulf coast and the west Indies*. Houghton Mifflin Company Boston, USA. 330 p.
- Pérez-Rodríguez, R., 1995. Estudio de los moluscos bentónicos y epifíticos de la Presa de Atlangatepec, Tlaxcala. *Serie cuadernos de C.B.S. Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco*. México.(36): 69 p.

Pérez-Rodríguez, R., 1997. Moluscos de la Plataforma Continental del Atlántico Mexicano. *Serie Académicos de C.B.S. Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco*. México.(24):260 p.

## **7. INSECTOS**

### **7.1 INTRODUCCIÓN**

Los insectos son un grupo de organismos con formas muy variadas, los cuales presentan una característica en común: la dependencia del agua, por lo menos en alguna fase de su ciclo de vida. No hay un solo hábitat en los sistemas acuáticos que no sea ocupado por ellos, de esta manera se les puede colectar entre la vegetación sumergida del litoral, así como en la zona limnética de lagos y estuarios como en los fondos rocosos de arroyos y ríos de montaña.

Se considera que existen aproximadamente 6,500 especies descritas que representan el 7% del total de todos los insectos sobre la tierra. Actualmente se reconocen 13 órdenes con hábitos acuáticos en los que se incluyen: Collembola, Ephemeroptera, Odonata, Orthoptera, Plecoptera, Hemiptera, Neuroptera, Megaloptera, Coleoptera, Trichoptera, Lepidoptera, Diptera e Hymenoptera.

Su importancia en el biomonitoreo radica en que algunos taxa son especialmente sensibles a la contaminación, pudiendo responder con cambios en la abundancia de la población, en la estructura de la comunidad, en la bioacumulación, en los efectos mutagénicos y hasta en la extinción de las especies.

En este capítulo se comenta la importancia de la planeación y los criterios para la selección de las estaciones de muestreo, así como los diferentes materiales, tipos de trampas y la forma de preservación del material biológico. Se mencionan también las observaciones que se deben registrar en campo y finalmente se sugiere un formato para el registro de los resultados y su presentación en un informe final.

### **7.2 PLANEACIÓN DEL MUESTREO**

La planeación consiste en la reunión de las personas involucradas en las actividades de campo y laboratorio para la organización del muestreo. Se debe considerar para un buen desarrollo de la colecta una integración conjunta y formar un equipo de trabajo, para lo cual, se sugieren los siguientes criterios:

- Conocer el (los) objetivo(s) del muestreo (todos los participantes del equipo).
- Realizar una búsqueda bibliográfica, para saber si existen antecedentes de estudio en la zona que se pretenda trabajar.
- Hacer la localización de los posibles sitios de muestreo en mapas.
- Elaborar y confirmar una lista de material y equipo a utilizar durante la colecta.
- Se sugiere realizar el muestreo con dos personas (como mínimo), esto se justifica por razones de seguridad y accesibilidad a los lugares de colecta.

- Llevar ropa y equipo de seguridad adecuados para el trabajo de campo y llevar un botiquín de primeros auxilios.

### 7.3 RECOMENDACIONES

- Llevar a cabo un muestreo prospectivo que sirva para el conocimiento de la zona de estudio en cuanto a la accesibilidad del terreno, el tiempo del recorrido, evidencia y el origen de contaminación, y si es posible, hacer la georeferenciación de las estaciones de muestreo.
- Es importante determinar la fecha y la época del año en que se va a realizar el muestreo y consultar el estado del tiempo a fin de conocer las condiciones ambientales que van a prevalecer y de esta manera evitar contratiempos por situaciones climatológicas.

### 7.4 SELECCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Con base en la visita prospectiva realizar un recorrido sobre el cuerpo de agua con la finalidad de definir las estaciones de muestreo en las distintas fuentes de contaminación tomando en cuenta el origen, número y dimensión de las descargas. Se recomienda:

- Tener una o varias estaciones de referencia.
- En el caso de un río o arroyo, subdividir la estación en subestaciones (margen derecho, izquierdo y centro del río), cuando la descarga no se mezcle completamente a la entrada del agua receptora, o se disperse en una dirección específica.
- Establecer estaciones en diferentes distancias y/o profundidades del cuerpo de agua a partir de la descarga, con el fin de determinar la extensión lineal del daño. Para lo cual se sugiere los siguientes criterios de muestreo (Tabla 7.1).

**Tabla 7.1 Distancias sugeridas para la colecta de insectos acuáticos después de una descarga contaminante**

<b>Sistemas Lóticos (ríos, arroyos)</b>	<b>Sistemas Lénticos (lagos, lagunas)</b>
Establecer una estación aproximadamente a 100 m después de una descarga.	Establecer una estación aproximadamente a 100 m después de una descarga.
	Realizar una colecta sobre la orilla del lago o laguna.
	Realizar una colecta sobre el fondo del lago o laguna.

- Para que puedan compararse las comunidades de insectos acuáticos, todas las estaciones muestreadas deben ser ecológicamente similares. Es decir, con similitud en el tipo de sustrato, profundidad, velocidad de corriente, vegetación, etc.
- Si se van a tomar en conjunto, muestras para el análisis fisicoquímico, éstas deben efectuarse en lugares cercanos a los del muestreo biológico, para asegurar la correlación de los resultados.
- Es importante que todas las estaciones sean muestreadas al mismo tiempo para que se puedan realizar las comparaciones entre ellas, sino fuera posible se recomienda que no transcurran más de dos semanas entre muestreos de la primera y la última estación.

## 7.5 TIPOS DE HÁBITATS DE LOS INSECTOS ACUÁTICOS

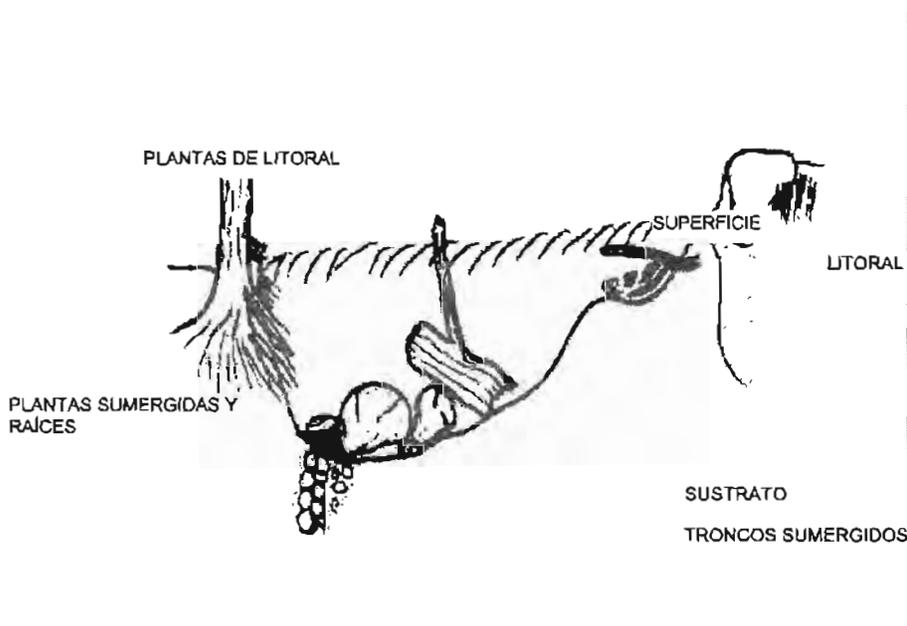
El hábitat de un organismo es el lugar donde vive o el lugar donde uno lo buscaría, de tal forma que para coleccionar a los insectos acuáticos es necesario conocer los principales estratos o zonas de un cuerpo de agua. A continuación se ejemplifican los tipos de sustrato y organismos:

- Componentes de los márgenes del río (Fauna asociada). Aquí se encuentran organismos relacionados con suelos húmedos y vegetación riparia como los ortópteros (saltamontes, grillo), himenópteros (avispa, hormiga), estafilínidos y carábidos (escarabajos).
- Componentes del neuston. Son organismos que permanecen o nadan en la superficie del agua como los grupos de hemipteros como gérridos y vélidos (chinches de agua) y los escarabajos girinidos (cucarachas de agua).
- Componentes del plancton. Son organismos flotantes cuyos movimientos dependen de la corriente del agua, como los dípteros culícidos (moscos) conocidos comúnmente como maromeros.
- Componentes asociados al perifiton. Son los organismos que se fijan, adhieren o posan sobre tallos y hojas de plantas acuáticas enraizadas, como grupos de tricópteros (polillas de agua), efemerópteros (moscas de mayo), odonatos (libélulas y caballitos del diablo) y hemipteros (chinches de agua), entre otros.
- Componentes del neuston. Es este estrato se encuentran los organismos capaces de nadar a voluntad, generalmente grupos de escarabajos, hemipteros y algunos odonatos.
- Componentes del bentos. Son los organismos que viven asociados al fondo, ya sea para fijarse, excavar, marchar sobre su superficie o para nadar en sus proximidades sin alejarse de él, se puede dividir para su estudio en: 1) Epibiosis, donde se encuentran las especies que habitan sobre el sustrato y en 2) Endobiosis, donde se encuentran organismos que habitan enterrados en sedimento blando (Figuras 7.1 y 7.2). De esta forma se pueden encontrar en el

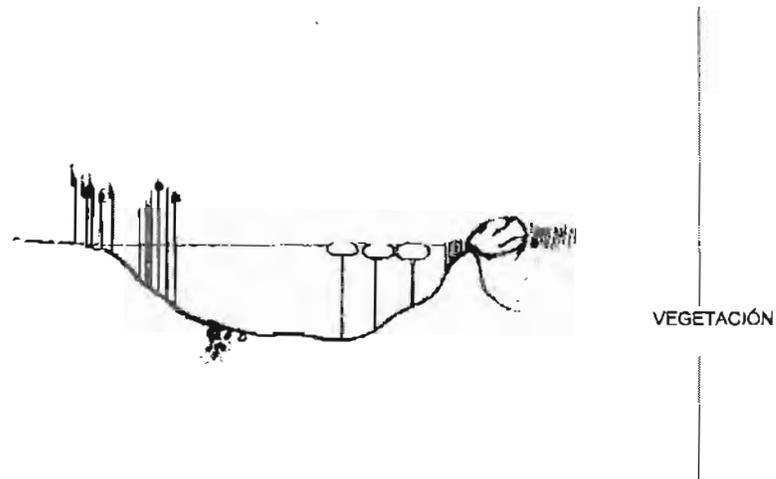
fondo de los cuerpos de agua a los siguientes grupos de insectos acuáticos (Tabla 7.2).

**Tabla 7.2 Tipos de insectos acuáticos de hábitos bénticos**

Epibiosis	Endobiosis
Tricópteros, efemerópteros, megalópteros, plecópteros, dípteros simúlidos, coleópteros élmidos, coleópteros sefénidos, que viven sobre rocas, troncos, raíces, etc. de ríos y arroyos.	Dípteros quironómidos y odonatos gomfidos, que viven enterrados en sedimento suave de ríos, arroyos, lagos y lagunas.



**Fig. 7.1 Tipos de hábitats en los sistemas lóticos en donde se encuentran los insectos acuáticos (Tomado de Lehmkuhl, 1979)**



**Fig. 7.2 Tipos de hábitats en los sistemas lénticos donde se encuentran los insectos acuáticos**  
(Tomado de Lehmkuhl, 1979)

## 7.6 MATERIAL Y EQUIPO

Para el análisis cualitativo y cuantitativo de los insectos acuáticos es indispensable disponer del siguiente material:

### 7.6.1 En campo

- Red Surber.
- Red de golpeo.
- Draga.
- Geoposisionador (GPS).
- Bitácora u hoja de campo.
- Lápiz o marcador de punto fino y tinta indeleble.
- Tamiz del número 30 o malla con luz de 0.5 o 0.75 mm.
- Frascos de vidrio y/o plástico de 125 mL con tapa de rosca de cierre hermético.
- Pincel de cerda fina.
- Bolsas de plástico con cierre hermético.
- Alcohol etílico al 80%.
- Etiquetas.
- Botas de plástico.
- Guantes de hule y carnaza.

### 7.6.2 En laboratorio

- Microscopio estereoscópico.
- Tamiz del número 30 U.S. con abertura de 0.0595 cm.
- Cajas Petri cuadriculadas.
- Pinzas entomológicas.
- Pincel de cerda fina.
- Etiquetas.
- Lápiz o marcador de punto fino y tinta indeleble.
- Frascos de vidrio (viales) de 15 mL con tapa de rosca de cierre hermético.
- Alcohol etílico al 80%.
- Piseta.
- Bitácora de laboratorio (ver formatos).
- Manual de identificación de insectos acuáticos.

## 7.7 MÉTODOS DE COLECTA

### 7.7.1 Red Surber

Es una trampa para coleccionar insectos acuáticos y otros grupos de macroinvertebrados benthicos, que se utiliza en hábitats acuáticos como ríos y arroyos con fácil acceso y en donde la velocidad de corriente no rebase los 0.1 m/s. Cabe señalar que no se puede llevar a cabo el muestreo en zonas con un sustrato de rocas grandes o manchas densas de plantas acuáticas (Figura. 7.3).

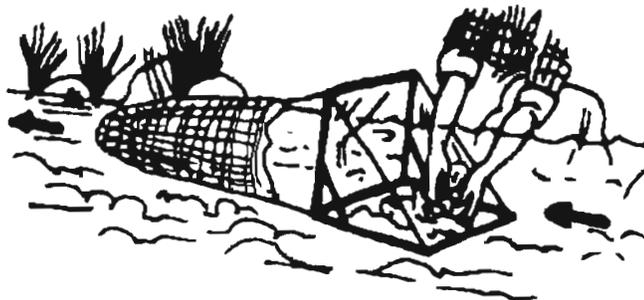


Fig. 7.3 Red Surber  
(Tomado de Sandoval, 1995)

### 7.7.1.1 Especificaciones

El muestreador consiste de dos bastidores unidos, uno sostiene la red y el otro define un área de muestreo de 30 cm<sup>2</sup>.

Debe tener un peso de aproximadamente 2 kg, que permita plegarse para transportarlo fácilmente.

La red debe tener 70 cm de longitud y estar reforzada alrededor del bastidor con un material grueso (lona), con el objeto de aumentar la duración de la red.

El tamaño de la luz de malla va a depender de los objetivos de la investigación (Tabla 7.3).

**Tabla 7.3 Abertura de malla recomendable para la colecta de insectos acuáticos**

<b>Objetivo</b>	<b>Abertura</b>
Biomonitoreo de rutina y uso de índices bióticos.	0.5 o 0.75 mm
Para monitoreo con un registro completo de todos los taxa.	0.5 mm
Para investigaciones que requieran una colecta completa de especies	0.25 mm

\* Se recomienda una luz de malla de 0.5 o 0.75 mm para el trabajo de biomonitoreo.

### 7.7.1.2 Procedimiento

Elegir el punto de muestreo e introducir el muestreador con la boca de la red a contracorriente, presionando el bastidor inferior sobre el fondo para sostenerla firmemente y definir también el área de muestreo.

El colector debe mantener un costado del muestreador con una mano, sosteniéndolo y con la otra removiendo el sustrato existente dentro del bastidor.

Al remover el sustrato se debe escarbar ligeramente sobre la grava o arena, mientras que las rocas más grandes se deben lavar dentro de la red y sacarlas posteriormente fuera del área.

Se sugiere un tiempo de remoción del sustrato de un minuto y estandarizar esta medida de tiempo para cada zona de muestreo.

Una vez terminada la colecta, la red se levanta con la abertura hacia arriba. Se puede sumergir y sacar del agua para enjuagarla procurando que todo el material resbale hacia el fondo de la misma.

Finalmente se transfiere el material hacia un frasco de vidrio o plástico de boca ancha con tapón de rosca de cierre hermético y se fijan los organismos con alcohol etílico al 80%. El traspaso de los organismos debe ser con cuidado para no maltratarlos pudiéndose utilizar un pincel de cerda fina.

### 7.7.1.3 Recomendaciones

Si la velocidad de la corriente rebasa 0.1 m/s la colecta se puede realizar con dos operadores, uno que sujete el muestreador y el otro que limpie el sustrato.

Durante el muestreo se debe impedir la introducción de rocas y ramas muy grandes para evitar que se rompa la red.

Después de haber sido utilizada se debe enjuagar varias veces en el mismo lugar de muestreo, secar a la sombra y guardarla en un estuche para evitar que se rasgue con otros objetos. No guardar la red húmeda, evitando con esto se desgasten las costuras.

### 7.7.2 Red de golpeo

Es una trampa para colectar insectos y otros grupos de macroinvertebrados, la cual se puede utilizar principalmente en las orillas de sistemas como ríos, arroyos, lagos y lagunas con fácil acceso y donde crece vegetación acuática (Figura 7.4).



**Fig. 7.4 Red de Golpeo**  
(Tomado de Usinger, 1956)

#### 7.7.2.1 Especificaciones

La red consiste de un mango para sujetarse, un aro de 30 a 40 cm de diámetro, siendo la tela del saco de marquesina, nylon o tul.

El fondo del saco deberá ser corto para que permita el drenaje rápido del agua, la longitud del mango dependerá del tipo y lugar de colecta.

El tamaño de la luz de malla va a depender de los objetivos de la investigación (ver muestreador de fondo surber).

### 7.7.2.2 Procedimiento

Elegir el punto de muestreo e introducir la red efectuando un “golpe” entre la vegetación, o bien, se puede realizar un arrastre sobre la misma y levantarla rápidamente para evitar la huida de los insectos.

Con esta red se pueden realizar algunas colectas manuales entre rocas, hojarasca, troncos y lugares que les puedan servir de refugio a los insectos.

El material colectado se transfiere a un frasco de vidrio o plástico de boca ancha con tapón de rosca de cierre hermético. Los organismos se fijan con alcohol etílico al 80%. El traspaso de los organismos debe hacerse con cuidado para no maltratarlos pudiéndose utilizar un pincel de cerda fina.

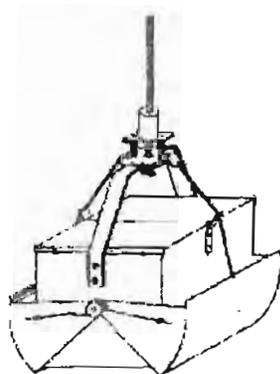
### 7.7.2.3 Recomendaciones

Se recomienda que la tela del saco sea fuerte y de una malla que permita el drenaje rápido del agua, pero que retenga a los insectos.

Después de haber sido utilizada se debe enjuagar varias veces en el mismo lugar de muestreo, secar a la sombra y guardar en un estuche para evitar que se maltrate con el contacto con otros objetos. Evitar guardar la red húmeda o mojada, con la finalidad de impedir que se desgasten las costuras.

### 7.7.3 Draga Ekman

Es una trampa para colectar insectos acuáticos y otros grupos de macroinvertebrados bénticos, que habitan en el fondo de lagos, lagunas y ríos profundos, se utiliza también para la toma de muestra de sedimento. Cabe señalar que no se puede llevar a cabo el muestreo en zonas con un sustrato de rocas grandes (Figura 7.5).



**Fig. 7.5 Draga Ekman  
(Tomado de MacCafferty, 1981)**

### 7.7.3.1 Especificaciones

La trampa consiste en un caja metálica de forma cilíndrica de 3 kg con puertas por la parte anterior y posterior de la misma que se abren mediante un mecanismo de resortes y que se accionan mediante el tiro de un mensajero.

La longitud de la cuerda que sujeta a la draga y que conduce al mensajero, va a depender de la profundidad de cuerpo de agua que se vaya a trabajar; se recomienda que la cuerda se marque previamente cada metro con una marca indeleble para estimar la profundidad.

### 7.7.3.2 Procedimiento

Se levantan las puertas posteriores de la trampa y se sostienen sobre los puntales, se sumerge la draga hasta tocar fondo y se envía el mensajero.

Después de escuchar el golpe del mensajero sobre la draga, se comienza a subirla hasta retirarla del fondo, se deja escurrir un poco y el sedimento colectado se deposita sobre un tamiz o una malla que permita el drenaje rápido del agua y la retención de los insectos.

Se hace un lavado de la muestra, usando agua del mismo río, lago o laguna, sobre el tamiz o malla procurando retirar la mayor cantidad de sedimento posible. Finalmente, se transfiere el material tamizado (rocas pequeñas, ramas, hojas, etc.) hacia un frasco de vidrio o plástico de boca ancha con tapón de rosca de cierre hermético y se fijan los organismos con alcohol etílico al 80%. El traspaso de los organismos debe ser con cuidado para no maltratarlos pudiéndose utilizar un pincel de cerda fina.

### 7.7.3.3 Recomendaciones

Se recomienda tener mucho cuidado con los manos durante el manejo de la trampa a la hora de manipular las puertas que abren y/o cierran la draga, con la finalidad de prevenir accidentes.

Revisar continuamente los nudos de la cuerda para prevenir la pérdida del mensajero, o bién, de la draga misma.

Se recomienda que la malla sea de nylon o tul, u otro material resistente cuya abertura del tamiz, sea de 0.5 o 0.75 mm.

Después de haber sido utilizada se debe enjuagar varias veces en el mismo lugar de muestreo y guardarla en un estuche para evitar que se rasgue o rompa al contacto con otros objetos.

## 7.8 PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

La preservación es un proceso en el cual se trata de mantener los componentes morfológicos de los organismos, el material colectado se debe preservar para su estudio posterior en el laboratorio.

Para los insectos acuáticos se utiliza comúnmente alcohol etílico al 80% dado que este fluido penetra y preserva a la mayoría de las formas inmaduras y no provoca daños o características indeseables como el formaldehído.

Después de preservar el material colectado en campo, es necesario realizar un lavado y cambio de alcohol al 80% para su conservación definitiva en el laboratorio.

## 7.9 ETIQUETADO

Después de tomar la muestra y preservarla es indispensable elaborar una etiqueta (Figura 7.6) a lápiz o marcador de tinta indeleble e introducirla a los frascos que contienen a los insectos, con los siguientes datos:

a) Lugar de muestreo:	<u>Manantial Los Sabinos, Cuautla, Río Cuautla, Morelos.</u>
b) Fecha:	<u>23/Sep/2000</u>
c) Hora:	<u>10:00 a.m.</u>
d) Coordenadas:	<u>(Solo si se cuenta con un georeferenciador)</u>
e) Nombre del muestreador:	<u>Juan Carlos Sandoval Manrique</u>
f) Método de colecta:	<u>Con muestreador de fondo Surber</u>
g) Tipo de muestra:	<u>Bentos</u>
h) Tipo de Análisis:	<u>Insectos Acuáticos</u>
i) Número de control:	<u>(Solo si se emplea en un control de calidad)</u>

Fig. 7.6 Etiqueta para colecta de insectos

## 7.10 OBSERVACIONES EN CAMPO

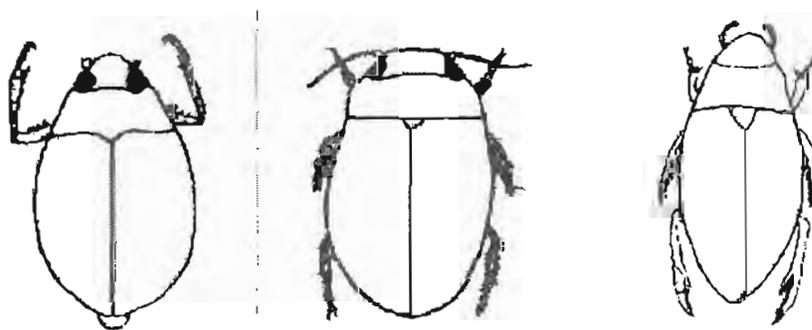
Es importante para la persona que va a realizar el muestreo se prepare en el ejercicio de la observación, sobre todo durante el trabajo en campo, dado que el valor de la información que se obtiene de la colecta depende en mucho, de los datos observados en el sitio o zona de muestreo. De esta manera se sugiere que se registren las siguientes observaciones:

- Es necesario registrar si existe presencia de alguna descarga contaminante hacia el cuerpo de agua, así como precisar el número y el origen de cada una de ellas y de ser posible georeferenciarlas.
- La evidencia de contaminación también se puede realizar anotando si existen a los alrededores desechos sólidos, y por otra parte, registrar el color del agua.
- Otro parámetro que se puede registrar es el olor, que se puede reconocer, si se observa una zona de descomposición activa de materia orgánica, con olores a amoníaco o sulfuros.
- Registrar en el lugar de colecta de los organismos, el hábitat, es decir, tipos de vegetación, de rocas, de troncos, de hojarasca, etc.
- Se recomienda realizar un cuadro ambiental que incluya parámetros fisicoquímicos, tales como temperatura del agua, pH, oxígeno disuelto, salinidad, conductividad eléctrica, entre otros, los cuales complementan el análisis biológico.

## 7.11 OBSERVACIONES EN CAMPO PARA EL RECONOCIMIENTO DE LOS INSECTOS ACUÁTICOS

### 7.11.1 Orden Coleoptera

Estos insectos son conocidos comúnmente como “escarabajos o mayates”. Son acuáticos en forma adulta como inmadura, son de color y tamaño variable, en forma adulta se reconocen fácilmente por presentar sus alas anteriores modificadas en forma de estuche y endurecidas, por otro lado, las larvas son de forma alargada, con la cabeza bien desarrollada y sus partes bucales del tipo masticador (Figura 7.7).



**Fig. 7.7 Coleópteros adultos  
(Tomado de Galindo,1990)**

### 7.11.2 Orden Collembola

Son organismos que habitan en la superficie del agua entre vegetación, son de tamaño pequeño y color variable, se reconocen por la forma del cuerpo corta y presentar en la parte ventral del abdomen una furca, que es una estructura que le permite al insecto impulsarse hacia arriba en forma de brinco (Figura 7.8).



**Fig. 7.8 Colémbolo adulto  
(Tomado de Galindo,1990)**

### 7.11.3 Orden Diptera

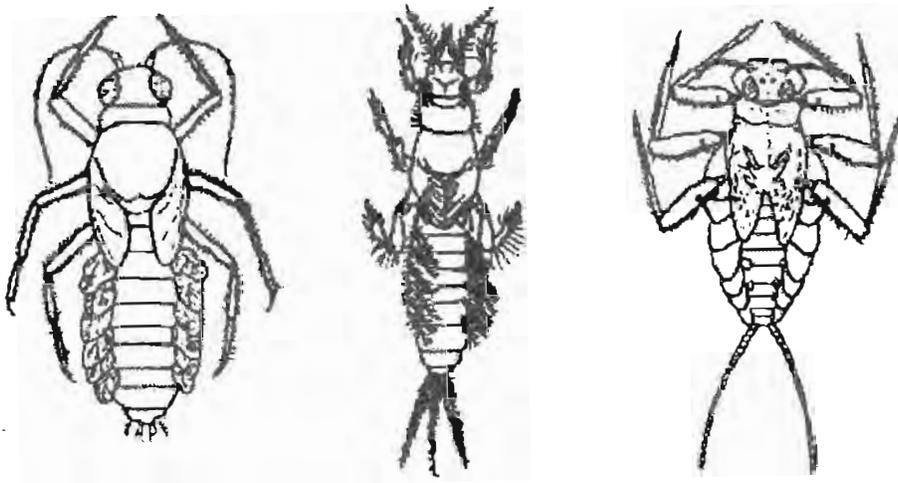
Estos insectos son conocidos comúnmente como “moscos, moscas o zancudos”. Solamente las formas inmaduras o larvas son acuáticas, de tamaño y color variable, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado, cilíndrico y sin patas, con la cabeza bien desarrollada y pueden o no tener estructuras respiratorias (Figura 7.9 ).



**Fig. 7.9 Larva de díptero  
(Tomado de Galindo,1990)**

#### 7.11.4 Orden Ephemeroptera

Estos insectos son conocidos comúnmente como “moscas de mayo”. Solamente las formas inmaduras o ninfas son acuáticas, de tamaño variable y generalmente de color pardo, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado y a veces aplanado, con branquias a los lados del abdomen y con frecuencia con largos cercos filamentosos caudales (Figura 7.10).



**Fig. 7.10 Ninfas de efemerópteros  
(Tomado de Galindo,1990)**

#### 7.11.5 Orden Hemiptera

Este grupo de insectos es conocido comúnmente como “chinches”. Son acuáticos en forma adulta como inmadura, son de color y tamaño variable, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado o redondo y muy robusto, con las partes bucales adaptadas para picar y succionar en forma de un estilete (Figura 7.11).



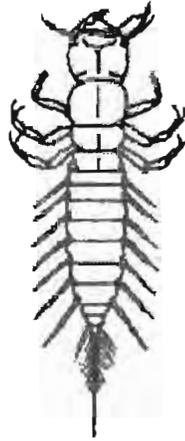
**Fig. 7.11 Hemípteros adultos**  
(Tomado de Galindo, 1990)

#### 7.11.6 Orden Lepidoptera

Estos insectos son conocidos comúnmente como “mariposas”. Solamente las formas inmaduras o larvas son acuáticas, generalmente de tamaño mediano a pequeño y de color oscuro, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado, con numerosas branquias ramificadas sobre los lados del cuerpo, asimismo por fabricar un capullo o celdilla sobre las piedras donde habita la larva.

#### 7.11.7 Orden Megaloptera

Estos insectos son conocidos comúnmente como “ciempiés de agua”. Solamente las formas inmaduras o larvas son acuáticas, generalmente de tamaño grande y color oscuro, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado, con branquias en forma de penacho a los lados del abdomen y con dos pares de ganchos en la parte terminal del cuerpo (Figura 7.12).



**Fig. 7.12 Larva de megalóptero  
(Tomado de Galindo,1990)**

#### 7.11.8 Orden Odonata

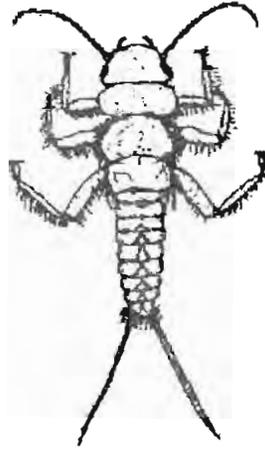
Estos insectos son conocidos comúnmente como “libélulas o caballitos del diablo”. Solamente las formas inmaduras o ninfas son acuáticas, de tamaño variable y color pardo, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado, con el labium modificado en un órgano prensil en forma de pinza y con branquias rectales o caudales (Figura 7.13).



**Fig. 7.13 Ninfa de odonato  
(Tomado de Galindo,1990)**

#### 7.11.9 Orden Plecoptera

Estos insectos son conocidos comúnmente como “moscas de las piedras”. Solamente las formas inmaduras o ninfas son acuáticas, de tamaño variable y de color pardo, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado y aplanado con antenas y dos cercos largos, las branquias en forma de manojo y en diferente posición del cuerpo (Figura 7.14).



**Fig. 7.14** Ninfa de plec6ptero  
(Tomado de Galindo,1990)

#### 7.11.10 Orden Trichoptera

Estos insectos son conocidos com6nmente como "polillas de agua". Solamente las formas inmaduras o larvas son acu6ticas, de tama1o y color variable, se reconocen por presentar la forma del cuerpo alargado y cil6ndrico, frecuentemente con branquias ramificadas sobre el cuerpo. Tambi6n se reconocen porque la mayoría de estos organismos construyen refugios en forma de sacos donde viven las larvas (Figura 7.15).



**Fig. 7.15** Larva de tric6ptero  
(Tomado de Galindo,1990)

## 7.12 FORMATOS

### 7.12.1 Índice Secuencial de Comparación (ISC)

El Índice Secuencial de Comparación resume los datos biológicos en una expresión numérica que se emplea para comparar dos comunidades de organismos. Se desarrolló para evaluar las consecuencias biológicas de la contaminación, cabe señalar que el uso de este método no requiere experiencia en taxonomía por parte del analista y se basa únicamente en las diferencias de forma, color y tamaño de los organismos. En este índice se utiliza una prueba de signos, donde se reconoce la composición de la comunidad, mediante la riqueza estructural de la comunidad y la distribución de los organismos.

#### 7.12.1.1 Procedimiento

Una vez limpia la muestra de restos vegetales, detritos, materia orgánica, etc., se vierten los organismos sobre una caja Petri cuadrículada y se revuelven derramando alcohol etílico sobre los mismos.

Se realiza la comparación de los organismos observando al microscopio estereoscópico, donde al primer espécimen se le asigna un primer símbolo que puede ser "A", este representa la primera especie.

Se observa el siguiente espécimen y se compara con el anterior, si este es similar en forma, color y tamaño se le asigna el mismo símbolo, de no ser así, se le asigna otro que puede ser "B".

Cada vez que se observe un espécimen diferente a los observados, se le asignará un nuevo símbolo que representa una nueva especie.

Al terminar el reconocimiento de los primeros cincuenta organismos, se suma el número de comparaciones y se divide entre el número de especímenes, de esta forma, para conocer el valor parcial del Índice.

Al finalizar el reconocimiento de los doscientos cincuenta organismos, se suma el número total de comparaciones entre el número total de especímenes, y el resultado de esta división se multiplica por el número total de especies diferentes que se reconocieron.

El resultado que se obtiene se compara con los valores de la escala propuesta por Cairns y Dickson (1971), que se presentan en la Tabla 7.6.

#### 7.12.1.2 Sugerencias

- Para trabajar la muestra en el laboratorio y aplicar el Índice Secuencial de Comparación (ISC), es necesario tener un control de calidad sobre cada una de las muestras a analizar, por lo que se recomienda el uso de las hojas de trabajo uno y dos, que deberán ir foliadas y, además, anexar a la bitácora de laboratorio.

- Se considera que cada muestra se debe repetir por lo menos en tres ocasiones y realizar un promedio de las tres repeticiones y de esta manera hacer el diagnóstico. En las siguientes hojas de trabajo se ejemplifica el proceso de este análisis.

**Tabla 7.4 Hoja de trabajo número 1. ISC**

<b>LUGAR DE MUESTREO:</b> Manantial Los Sabinos, Cuautla, Río Cuautla, Morelos. <b>FECHA:</b> 23 Sep 2000											
No. Taxa	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	$\Sigma$ Comp/50
6	A	B	A	C	C	D	B	E	E	F	35/50= 0.7
2	A	A	E	E	E	G	A	G	H	A	
2	G	E	A	A	I	J	H	I	E	E	
3	E	A	E	E	K	E	L	M	K	E	
0	E	E	E	E	D	G	A	A	E	E	
1	E	N	C	E	E	L	G	A	A	A	$\Sigma$ Comp/100
1	E	E	N	H	E	E	E	F	E	E	68/100 = 0.68
1	A	F	F	I	E	C	O	E	E	G	
2	P	E	I	G	Q	G	F	E	E	E	
0	E	E	A	A	F	G	G	E	G	G	
0	D	F	E	E	E	I	E	E	C	E	$\Sigma$ Comp/150
0	A	E	E	A	E	G	G	E	E	A	105/150 = 0.7
2	G	E	E	A	Q	R	E	F	S	E	
0	E	E	C	A	E	M	E	N	E	E	
0	N	L	G	I	E	E	E	F	A	A	
0	A	A	A	A	D	I	E	A	P	I	$\Sigma$ Comp/200
0	A	E	E	E	E	C	N	E	G	E	141/200 = 0.7
0	A	A	A	E	E	G	A	G	E	A	
1	K	F	A	P	T	I	E	E	E	G	
2	A	U	E	T	G	E	Y	K	K	K	
0	M	E	E	E	C	F	E	U	E	G	$\Sigma$ Comp/250
0	E	E	S	E	E	E	E	K	E	E	176/250 = 0.7
0	E	N	A	E	E	E	E	A	A	E	
0	C	P	F	P	G	Q	E	E	E	E	
4	G	D	P	G	Z	Y	N	W	G	X	
<b>Total</b> 27	<b>Diagnóstico</b> Esta zona del río presenta una calidad del agua no contaminada										
<b>ISC = 176 / 250 = 0.70 (27) = 18.9</b>											
<b>Analista:</b> Juan Carlos Sandoval Manrique						<b>Fecha:</b> 01/ Oct/ 2004					
<b>Firma:</b>											

**Tabla 7.5 Hoja de trabajo número 2. ISC**

Símbolo	Especie	Familia	Orden	No. Orgs. Parciales (ISC)
A		Gammaridae	Amphipoda	40
B		Corixidae	Hemiptera	2
C		Hydropsychidae	Trichoptera	9
D		Gomphidae	Odonata	5
E		Chironomidae	Diptera	101
F	<i>Nectopsyche</i> sp.	Leptoceridae	Trichoptera	12
G	<i>Callibaetis</i> sp.	Baetidae	Ephemeroptera	26
H	<i>Maruina</i> sp.	Psychodidae	Diptera	3
I	<i>Tricorythodes</i> sp.	Leptohephidae	Ephemeroptera	9
J	<i>Argia</i> sp.	Coenagrionidae	Odonata	1
K		Calopterygidae	Odonata	7
L			Acarida	3
M	<i>Helicopsyche</i> sp.	Helicopsychidae	Trichoptera	3
N	<i>Chelifera</i> sp.	Empididae	Diptera	1
N	<i>Corydalus</i> sp.	Corydalidae	Megaloptera	6
O	<i>Lepidostoma</i> sp.	Lepidostomatidae	Trichoptera	1
P	<i>Physa</i> sp.	Physidae	Gastropoda	6
Q	<i>Tropisternus</i> sp.	Hydrophilidae	Coleoptera	3
R	<i>Simulium</i> sp.	Simuliidae	Diptera	1
S	<i>Paracymus</i> sp.	Hydrophilidae	Coleoptera	2
T	<i>Belostoma</i> sp.	Belostomatidae	Hemiptera	2
U	<i>Neotrichia</i> sp.	Hydroptilidae	Trichoptera	1
V	<i>Chironomus</i> sp.	Chironomidae	Diptera	1
W	<i>Ochrotrichia</i> sp.	Hydroptilidae	Trichoptera	1
X	<i>Microcylloepus</i> sp.	Elmidae	Coleoptera	1
Y	<i>Bezzia</i> sp.	Ceratopogonidae	Diptera	1
Z			Diptera	2
			<b>No. Orgs. totales</b>	250

- La interpretación de los resultados se basa en la siguiente escala que a continuación se describe:

**Tabla 7.6 Diagnóstico de la calidad del agua de acuerdo a la escala propuesta por Cairns y Dickson (1971)**

Escala	Calidad del Agua
< 8	Contaminada
> 8 < 12	Semicontaminada
> 12	No contaminada

### 7.12.2 Índice Biological Monitoring Working Party (BMWP)

Este índice resume los datos biológicos en una expresión numérica con base en los niveles de tolerancia que presentan cada una de las familias de los insectos acuáticos, desarrollándose de la misma manera para la evaluación biológica de la contaminación. Cabe señalar que el uso de este índice se aplica únicamente en la calidad del agua dulce.

#### 7.12.2.1 Procedimiento

Consiste en realizar una evaluación con los insectos acuáticos y otros macroinvertebrados, de acuerdo al valor ya asignado y a su grado de tolerancia, se suman los valores para cada familia y se divide entre cien para obtener el resultado final.

#### 7.12.2.2 Sugerencias

Para realizar este índice se recomienda el uso de la hoja de trabajo que se muestra a continuación (Tabla 7.7), que debe ir foliada y, además, anexarse a la bitácora de laboratorio. En la hoja de trabajo, se ejemplifica el proceso de este análisis.

Tabla 7.7 Hoja de trabajo. BMWP

LUGAR DE COLECTA: Manantial Los Sabinos, Cuautla, Río Cuautla, Morelos. FECHA: 23/sep/2000		
ESPECIE	FAMILIA	RESULTADO DEL BMWP
	Gammaridae	40
	Corixidae	30
	Hydropsychidae	30
	Gomphidae	60
	Chironomidae	5
<i>Nectopsyche</i> sp.	Leptoceridae	80
<i>Callibaetis</i> sp.	Baetidae	20
<i>Maruina</i> sp.	Psychodidae	N.R.
<i>Tricorythodes</i> sp.	Leptohiphidae	N.R.
<i>Argia</i> sp.	Coenagrionidae	N.R.
	Calopterygidae	N.R.
	Acarida	N.R.
<i>Helicopsyche</i> sp.	Helicopsychidae	N.R.
<i>Chellifera</i> sp.	Empididae	N.R.
<i>Corydalis</i> sp.	Corydalidae	20
<i>Lepidostoma</i> sp.	Lepidostomatidae	80
<i>Physa</i> sp.	Physidae	10
<i>Tropisternus</i> sp.	Hydrophilidae	30
<i>Simulium</i> sp.	Simuliidae	30
<i>Paracymus</i> sp.	Hydrophilidae	30
<i>Belostoma</i> sp.	Belostomatidae	N.R.
<i>Neotrichia</i> sp.	Hydroptilidae	40
<i>Chironomus</i> sp.	Chironomidae	5
<i>Ochrotrichia</i> sp.	Hydroptilidae	40
<i>Microcylloepus</i> sp.	Elmidae	30
<i>Bezzia</i> sp.	Ceratopogonidae	N.R.
	<b>RESULTADO FINAL</b>	<b>580 / 100 = 58.0</b>
DIAGNÓSTICO: Esta zona del río presenta una calidad del agua con signos de contaminación.		
Analista: Juan Carlos Sandoval Manrique		Fecha: 01/Oct/2000
Firma:		

\* N.R. = No se encuentra en el listado propuesto por el Índice BMWP.

La interpretación de los resultados se basa en la escala que a continuación se describe.

**Tabla 7.8 Diagnóstico de la calidad del agua de acuerdo a la escala propuesta por BMWP (1978)**

Calidad del Agua	BMWP
Aguas limpias	> 100
Aguas con signos de contaminación	61 – 100
Aguas contaminadas	36 – 60
Aguas muy contaminadas	15 – 35
Aguas fuertemente contaminadas	> 15

### 7.13 REFERENCIAS

- Biological Monitoring Working Party, 1978. Final report: Assessment and presentation of the biological quality of rivers in Great Britain. Unpublished Report. Dept. of the Environment. Water Data Unit. 37 p.
- Cairns, J. y K. Dickson, 1971. A simple method for the biological assessment of the effects of water discharges on the aquatic bottom-dwelling organisms. *JWPCF*. 43(5):755-772.
- Díaz, A. M.M., 1995. Biomonitorio en sistemas lénticos: el uso de especies indicadoras. *Zoología Informa*. (31):17-35
- Galindo, M.N., 1990. Insectos acuáticos. Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, UNAM. 12 p.
- Gaviño de la Torre, G., L.C. Juárez y T.H., Figueroa, 1996. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo. Ed. Limusa. México. 308 p.
- Lehmkuhl, D., 1979. How to know aquatic insects. WM. C. Brow Company Pub. Dubuque. Iowa. U.S.A. 168 p.
- Mccafferty, W.P., 1981. Aquatic entomology. Guide to insects and their relatives. Sci. Books Int. Boston. U.S.A. 488 p.
- Merrit, R.W. & K.W. Cummins, 1996. Aquatic insects of North America. Kendall/Hunt Publ. Com. U.S.A. 862 p.
- Rosenberg, D.M. y V.H. Resh, 1993. Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates. Chapman & Hall. U.S.A. 488 p.
- Sánchez, R.M.P. y M.M.E. Ponce, 1996. Métodos hidrobiológicos II. Estudio y colecta de organismos marinos, estuario-lagunares y de agua dulce. Univ. Auton. Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D.F. 208 p.
- Sandoval, M.J.C., 1995. Los Coleópteros acuáticos y su relación con la dinámica fisicoquímica del río Cuautla (Tramo Tetelcingo-Anenecuilco) Morelos, México, ciclo 1991-1992. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Biológicas, Univ. Auton. del Estado de Morelos. México. 85p.
- Usinger, R.L., 1956. Aquatic insects of California. Univ. California Press. Berkeley. 508 p.

## **8. PARÁSITOS**

### **8.1 PROPÓSITO**

El presente manual tiene como objetivo brindar la información necesaria de la forma más sencilla posible para descubrir, coleccionar y conservar material helmintológico que se encuentra parasitando a organismos acuáticos.

### **8.2 ¿QUÉ SON LOS HELMINTOS?**

Los helmintos son organismos pluricelulares de aspecto vermiforme, por lo que comúnmente se les denomina "gusanos", viven libres en el suelo y medios acuáticos con distintas salinidades (dulce, salobre y marino) o como parásitos: externos (ectoparásitos) e internos (endoparásitos) de animales y vegetales. Los helmintos no constituyen un grupo natural sino que, sus integrantes, están incluidos en diferentes grupos. Los helmintos parásitos de organismos acuáticos tienen entre sus representantes a los platelmintos (duelas, tenias, etc), los acantocéfalos (gusanos con cabeza armada), los nemátodos (gusanos redondos en corte transversal) y las sanguijuelas pertenecientes al grupo de los anélidos (gusanos segmentados). Cuyas características para su descubrimiento en el huésped y el material requerido para su colecta y conservación, que explicaremos a través del manual, se sintetizan en la Tabla 8.1.

Tabla 8.1 Características de los parásitos para su descubrimiento en el huésped y el material requerido para su colecta y conservación

<b>Grupo de helminto</b>	<b>Carácter más conspicuo</b>	<b>Fijación</b>	<b>Proceso para estudio</b>	<b>Conservación</b>	<b>Material requerido</b>
Tremátodos (digéneos)	Duelas, con dos ventosas presentes (0.9 mm a 6.0 cm.)	Formol al 4% caliente. Parte se puede aplanar entre porta y cubre, en líquido de Bouin 12 hrs.	Se tiñen mediante las técnicas convencionales.	Preparaciones permanentes con bálsamo de Canadá como medio de montaje.	Pinceles, agujas de disección, soluciones salinas al 0.65 y 0.85 % de NaCl
Tremátodos (monogéneos)	Órgano de fijación en el extremo posterior (Opisthaptor) 0.42 a 150 mm	Formol al 4% caliente, parte se pueden aplanar entre porta y cubre en líquido de Bouin 12 hrs.	Se tiñen mediante las técnicas convencionales.	Preparaciones permanentes con bálsamo de Canadá como medio de montaje.	Pinceles de cerda muy fina, soluciones salinas, agujas de disección y tijeras para iris.
Céstodos	Gusanos formados por segmentos y un órgano de fijación o escolex. 1.3 a 1200 mm.	Formol al 4% caliente, si es grueso ligero aplanamiento. Fijar ejemplares sin aplanar en formol al 10 % para cortes.	Se tiñen con las técnicas convencionales, así como los cortes de los gusanos.	Preparaciones permanentes con bálsamo de Canadá como medio de montaje o con resina sintética.	Pinceles finos y gruesos tijeras para iris, agujas de disección, soluciones salinas, porta y cubreobjetos.
Nemátodos	Gusanos cilíndricos con sección transversal circular. 3.0 a 125 mm.	Alcohol 70 % o formol al 4% calientes, donde se depositan los organismos vivos.	Se transparentan con lactofenol, ácido láctico-glicerina o aceite de clavos.	Se conservan inmersos en alcohol al 70% en pequeños frascos, bien sellados.	Pinceles finos y gruesos, agujas de disección, tijeras para iris, soluciones salinas.
Acantocéfalos	Gusanos con la cabeza reversible armada con ganchos. 0.70 a 120 mm	24 hrs. en agua destilada en refrigeración, formal al 4 % sin aplanar solo si son gruesos.	Se tiñen con las técnicas convencionales.	Preparaciones permanentes, con bálsamo de Canadá como medio de montaje	Agujas de disección, tijeras para iris, agua destilada, soluciones salinas.
Sanguijuelas	Gusanos segmentados con dos ventosas, una en cada extremo. 2.0 a 130 mm.	Anestesiarse con CO <sub>2</sub> , fijar con alcohol al 70% o formol al 4 % calientes y aplanar .	Se tiñen con las técnicas convencionales.	Preparaciones permanentes en bálsamo de Canadá como medio.	Agua mineral, alcohol 70 %, agujas finas pinceles y tijeras.

### 8.3 INTRODUCCIÓN

La importancia de los gusanos parásitos de organismos acuáticos ha sido evaluada a través de los numerosos estudios realizados por especialistas, distribuidos en centros de investigación e instituciones a todo lo largo del territorio nacional. Como son el Instituto de Biología de la UNAM (Universidad Nacional Autónoma de México), La Universidad de Baja California Sur, La Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, el CINVESTAV (Centro de Investigaciones y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional) campus Mérida, La Universidad Autónoma de Nuevo León, La Universidad Autónoma Metropolitana campus Xochimilco e Ixtapalapa, La Universidad Autónoma de Querétaro entre otras, han profundizado sobre las relaciones entre los helmintos parásitos y los organismos acuáticos de aguas continentales. Estos últimos fungen como huéspedes intermediarios y definitivos de los gusanos, siendo ejemplos los peces, crustáceos, moluscos, anélidos, anfibios, reptiles, aves y mamíferos. El estudio de las relaciones simbióticas entre helminto-huésped brinda la posibilidad de conocer propiedades e información general acerca de las condiciones ambientales donde se establecen y desarrollan éstas, además, proporcionan conocimiento acerca de los huéspedes integrantes de los ciclos de vida de los gusanos, los tejidos u órganos que ocupan en el hospedador, su abundancia y frecuencia así como el daño o efecto que a los huéspedes causa su presencia.

Algunas de las características biológicas de los helmintos, de sus ciclos biológicos, de sus dimensiones y formas corporales, determinan en ocasiones que su descubrimiento y recolecta sea una tarea difícil de llevar a cabo, dado que esperaríamos que todos los huéspedes albergaran algunos parásitos, sin embargo, encontramos que muchos organismos tienen pocos o ningún parásito y muchos, frecuentemente la mayoría no son parasitados, este hecho se le conoce como "sobre dispersión" (distribución agregada de los parásitos). Cuando descubrimos un parásito a simple vista o por medio de la utilización de un aparato óptico, no debemos perderlo y procesarlo de la mejor manera, con el propósito de definir características que nos aporten la mayor cantidad de información acerca de la relación con su huésped. Muchas veces a pesar de revisar bastantes hospedadores no volvemos a descubrir un parásito que perdimos con anterioridad.

Si nuestra aspiración es que cualquier persona tenga la capacidad para descubrir, recolectar y reconocer gusanos parásitos, sin el auxilio de un instrumento óptico, dicha actividad va a depender de diferentes factores como son: el tamaño de los gusanos, la región que parasita, los grupos de helmintos y de huéspedes, los órganos, tejidos y aparatos que sean ocupados por los parásitos, los instrumentos para su recolecta así como el periodo de tiempo dedicado a esta actividad.

Las personas interesadas en realizar esta tarea deben poseer una buena agudeza visual así como una destreza significativa en movimientos finos de las manos.

## 8.4 GUSANOS IDENTIFICABLES A SIMPLE VISTA

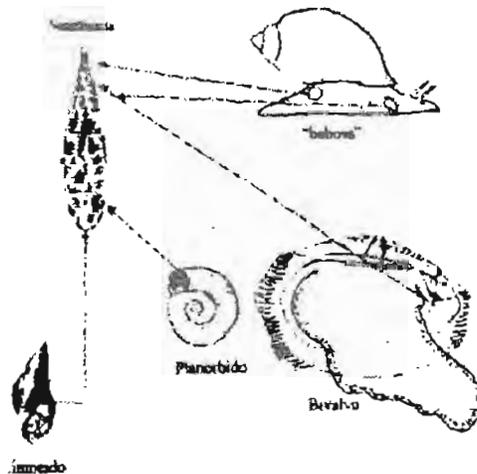
Partiendo de que la visión humana puede percibir un objeto de 1.5 milímetros, diversos gusanos parásitos pueden ser descubiertos en los tejidos, órganos y huéspedes que parasitan, sin la necesidad de utilizar algún instrumento óptico.

## 8.5 HUÉSPEDES INVERTEBRADOS

Muchos de los invertebrados que funcionan como hospedadores de helmintos son muy pequeños (menos de 1 mm de longitud) por lo que su revisión requiere la utilización de un aparato óptico que se indica más adelante. Los moluscos y crustáceos alcanzan tamaños perceptibles a la vista en los que se pueden identificar gusanos parásitos.

### 8.5.1 Moluscos

Los moluscos gastrópodos tales como limnéidos (con conchas espirales a la derecha), planorbidos (con la concha en espiral a la izquierda) y "babosas" pueden alcanzar dimensiones hasta de 10 cm de longitud en los cuales, los parásitos externos (ectoparásitos) que se pueden identificar son sanguijuelas en el pie o en la cabeza, en ocasiones son perceptibles formas larvianas de tremátodos digéneos (duelas) en los tentáculos cefálicos. En los moluscos bivalvos (almejas) se pueden descubrir sanguijuelas en el pie. Las zonas externas de los huéspedes más frecuentemente parasitadas se indican en la Figura 8.1.



**Fig. 8.1 Áreas externas en los moluscos donde es frecuente localizar ectoparásitos como las sanguijuelas**

### 8.5.2 Crustáceos

Los crustáceos como los camarones, langostinos y jaibas, alcanzan dimensiones que permiten identificar casi sin esfuerzo la presencia de ectoparásitos sobre sus caparazones o adheridos a las zonas donde la cubierta es blanda, en algunas ocasiones los parásitos son tan grandes como los huéspedes. Las zonas de mayor probabilidad de localización en los crustáceos se señalan en la Figura 8.2.

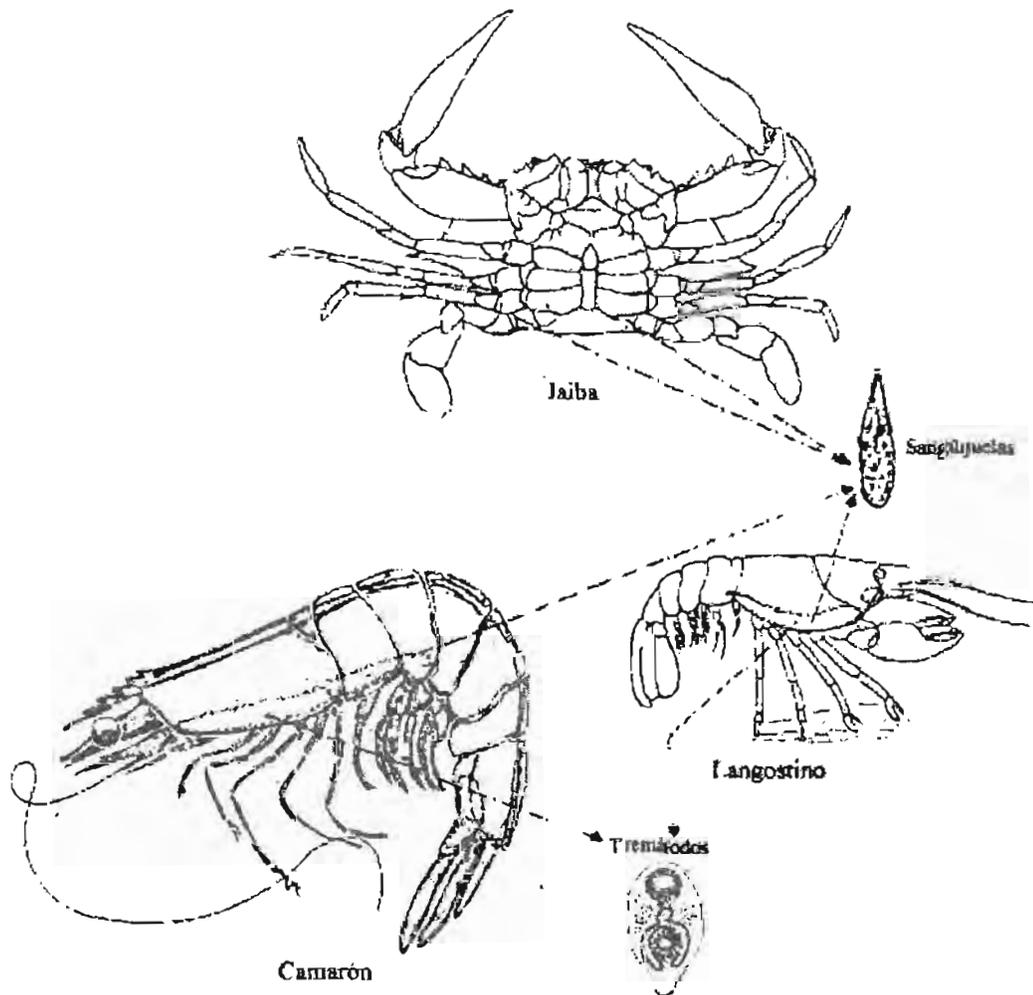


Fig. 8.2 Zonas de mayor frecuencia de ectoparásitos en crustáceos

### 8.6 HUÉSPEDES VERTEBRADOS

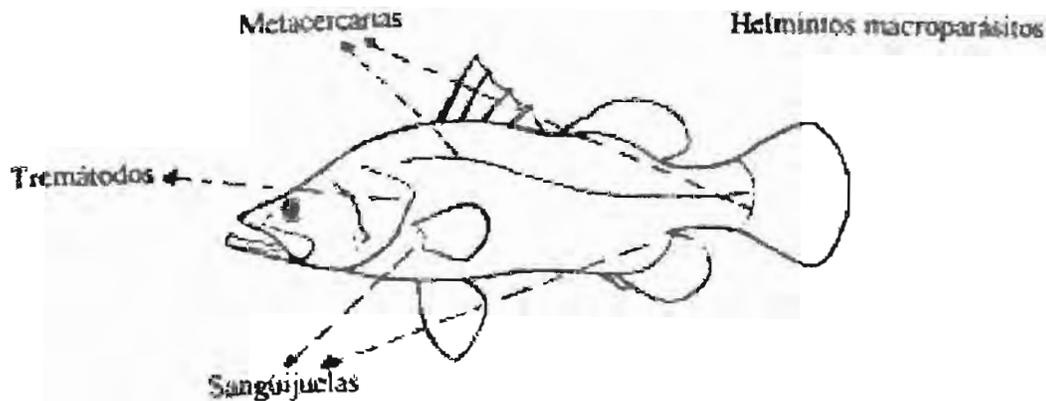
Los vertebrados como peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos se colectan mediante las técnicas propias para cada grupo o bien, aprovechando cualquier

oportunidad de revisar ejemplares sin necesidad de sacrificarlos utilizando a los organismos atrapados en redes o trampas así como enfermos o lastimados que se puedan descubrir y capturar en los cuerpos de agua.

### 8.6.1 Peces

Generalmente se obtienen de la captura comercial o se encuentran en mal estado de salud y flotan en la superficie o son desplazados a las orillas de los embalses, lagunas y ríos, debido a los movimientos del agua y se pueden recoger manualmente, algunos de estos pueden ser excelentes medios de estudio en la recolecta de gusanos parásitos, teniendo en cuenta que los procesos auto líticos son muy rápidos a temperaturas elevadas, es decir, las observaciones deben realizarse lo más pronto posible una vez alejado el organismo del agua.

Mediante este método se pueden reconocer e identificar en los peces, ectoparásitos como las "sanguijuelas", cuyo hábitat preferencial es la cavidad bucal, base de las aletas y superficie de cuerpo donde las cubiertas sean delgadas; los tremátodos monogéneos en las agallas (Figura 8.3); las formas larvianas de tremátodos digéneos en la piel, ojos, cerebro, boca y mucosas en general; los parásitos de gran tamaño pueden ser identificados en el interior del cuerpo, siendo más frecuentes los nemátodos (larvas y adultos) en esófago, estómago, intestino, hígado, riñón, músculo esquelético, tejido subcutáneo y cavidad del cuerpo. Los tremátodos adultos se pueden encontrar en hígado, intestino y ciegos gástricos, las formas larvianas de céstodos en mesenterios, hígado e intestino, y las formas adultas de estos gusanos en el intestino, donde también se pueden localizar acantocéfalos adultos que son frecuentes en el intestino de los peces (Figuras 8.4 y 8.5).



**Fig. 8.3 Hábitat donde podemos localizar helmintos ectoparásitos a simple vista**

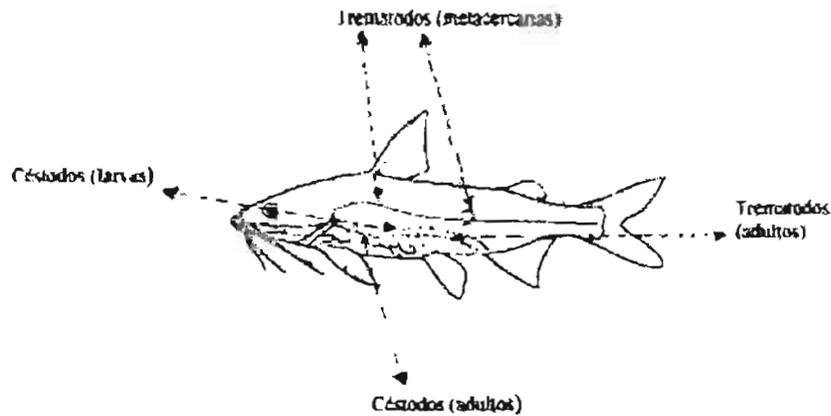


Figura 4 Biotopos de localización frecuente de platelmintos perceptibles a simple vista en peces.

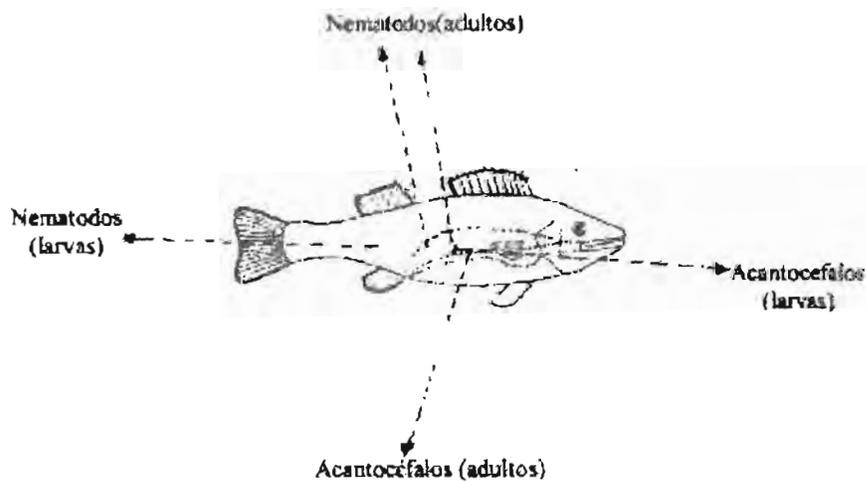


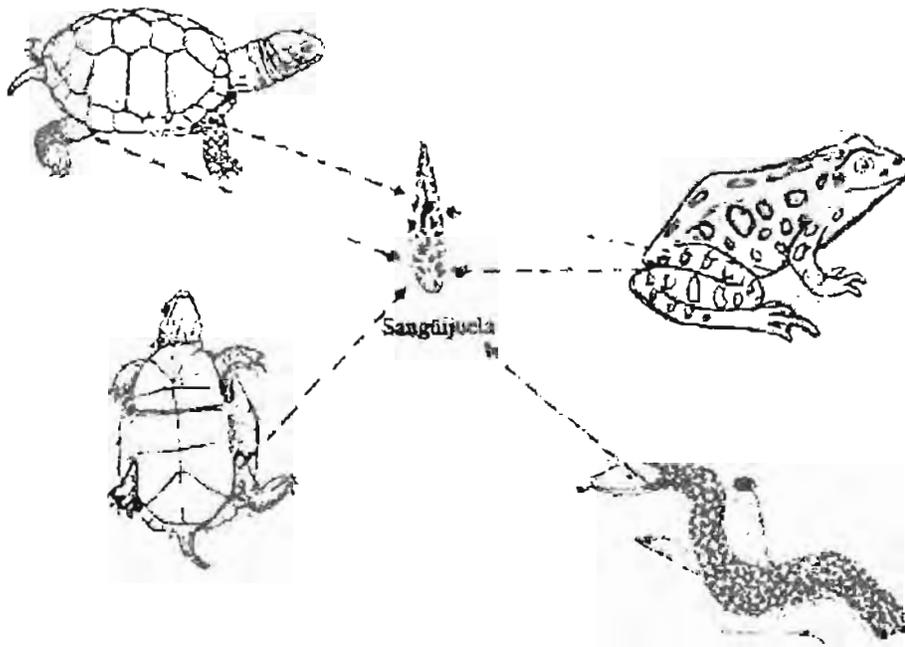
Figura 5 Biotopos de nematodos y acantocefalos en peces perceptibles a simple vista

Fig. 8.4 Biotopos de localización frecuente de platelmintos perceptibles a simple vista en peces

Fig. 8.5 Biotopos de nematodos y acantocéfalos en peces perceptibles a simple vista

### 8.6.2 Anfibios y Reptiles

En los anfibios y reptiles acuáticos los ectoparásitos (parásitos externos) más frecuentes son las sanguijuelas que se pueden descubrir adheridas a la superficie corporal donde la piel es más delgada y se encuentra exenta de placas córneas; en algunos casos organismos epibiontes (organismos de vida libre que viven sobre el caparazón) pueden ser tomados como ectoparásitos. Ver Figura 8.6.



**Fig. 8.6 Blótopos (lugares en un organismo) frecuentes de helmintos ectoparásitos en anfibios y reptiles**

Los endoparásitos (parásitos internos en intestino, estómago, etc.) presentes en anfibios y reptiles que pueden percibirse a simple vista, son descubiertos mediante la compresión de los aparatos y sistemas entre dos vidrios de 15 x 12 cm para observarse a contraluz sobre todo de ejemplares pequeños, que no excedan los 3 y 12 cm de longitud total, en anfibios y reptiles, respectivamente.

De esta manera se puede lograr la identificación de nemátodos, céstodos y tremátodos adultos en la luz del intestino de ranas y culebras; los pulmones de ranas y culebras son un hábitat natural de nemátodos y tremátodos adultos; y los nemátodos adultos de gran tamaño y color blanco están presentes frecuentemente en la cavidad del cuerpo de ranas, culebras y cocodrilos. En las masas musculares de ranas y culebras pueden ser detectadas larvas de grandes gusanos pertenecientes a los nemátodos (anisáquidos, dioctofimatoideos y gantostomatoideos) que normalmente alcanzan su etapa adulta en aves piscívoras o mamíferos carnívoros; el hábitat preferido y los grupos de parásitos albergados por estos huéspedes se indica en la Figura 8.7.

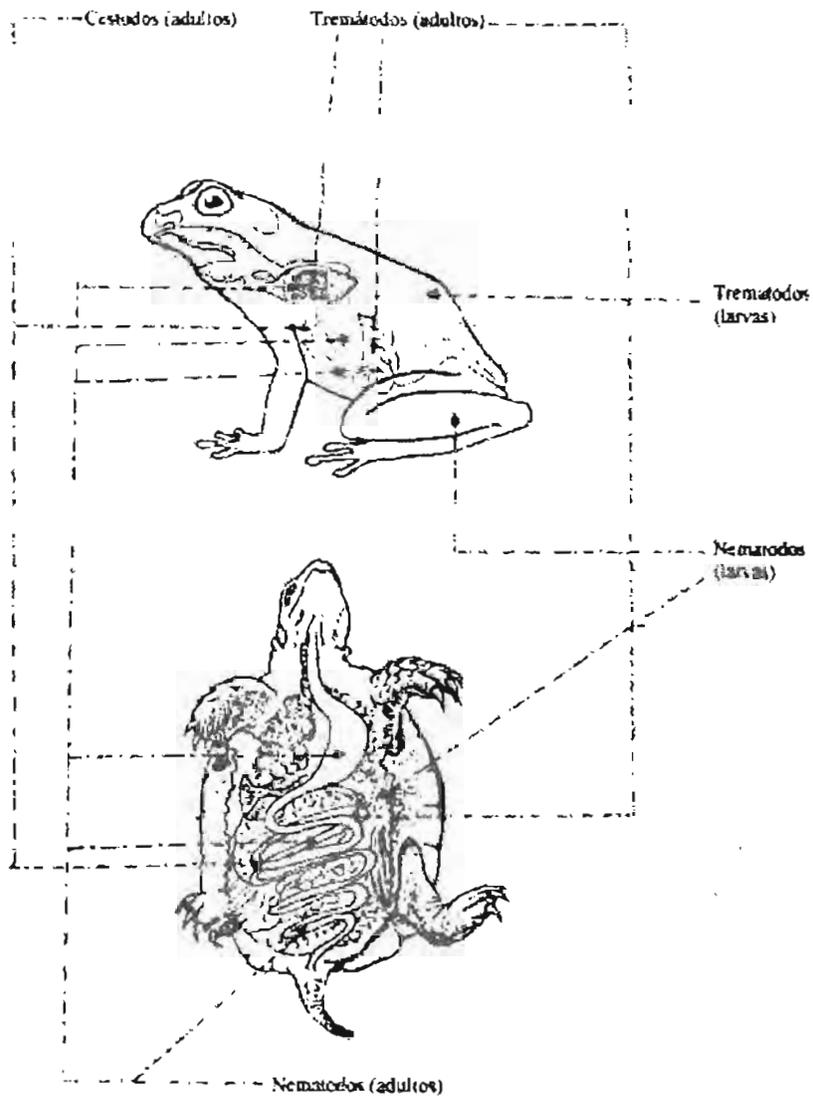
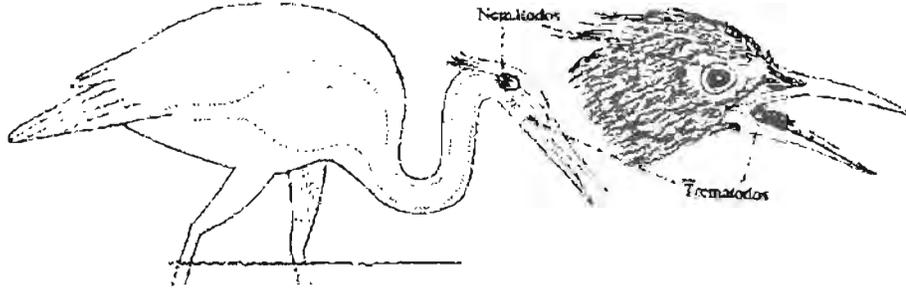


Fig. 8.7 Endoparásitos perceptibles a simple vista en la herpetofauna acuática

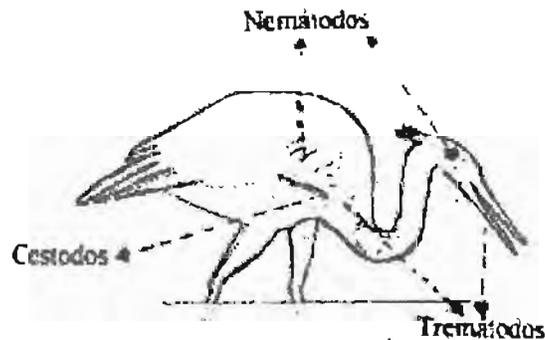
### 8.6.3 Aves

En las aves acuáticas los ectoparásitos más evidentes son los nemátodos que parasitan las zonas periorbitales (área que rodea los ojos). La cavidad bucal es un hábitat frecuente de formas adultas de tremátodos digéneos como se señala en la Figura 8.8.



**Fig. 8.8 Hábitat de los ectoparásitos más frecuentes en aves acuáticas**

Los endoparásitos de las aves acuáticas se localizan cuando se realiza la necropsia y se exponen los órganos y aparatos internos, siendo en general de cubiertas gruesas por lo que la compresión entre dos vidrios no es recomendable. Gusanos largos o medianos de color blanco pertenecientes al grupo de los nematodos, se depositan en la cavidad del cuerpo, pulmones, sobre el intestino o perforando éste y los vasos sanguíneos, así como grandes y robustos nemátodos y acantocéfalos en el "buche" y la "molleja", además del intestino delgado. Los céstodos son bastante frecuentes en el intestino de las aves acuáticas, como se indica en la Figura 8.9



**Fig. 8.9 Endoparásitos perceptibles a simple vista en aves acuáticas**

## 8.7 HELMINTOS MICRO PARÁSITOS

La mayoría de los helmintos parásitos son de dimensiones muy pequeñas por lo que su identificación en el hábitat que ocupan en sus huéspedes, se realiza sólo mediante el auxilio de instrumentos ópticos como las lupas o los microscopios

estereoscópicos (Figura 8.10). Estos instrumentos permiten amplificar las imágenes hasta 30 veces.

Como se había señalado anteriormente la observación de los tejidos y órganos que los gusanos parásitos ocupan como hábitat, una vez sacrificado el huésped, sufren procesos de descomposición que incluye a los gusanos, de tal manera que la revisión se debe llevar a cabo inmediatamente después del sacrificio del organismo hospedador de manera ágil, cuidando en la observación bajo el microscopio de cualquier movimiento que pudiera poner en evidencia a los parásitos aunque se sabe que muchos helmintos se encuentran enquistados o prácticamente no se mueven; en este caso serían las formas de los cuerpos y sus estructuras los argumentos que indicarían la presencia de gusanos parásitos.

Cuando la intención es la recolección de todos los helmintos parásitos posibles existentes en el huésped, se hace necesario el empleo de material e instrumentos propios para el trabajo que se va a realizar (ver anexo I).



Fig. 8.10 Instrumentos ópticos empleados para la identificación de helmintos micro parásitos

## 8.8 MICROPARÁSITOS EN INVERTEBRADOS

En invertebrados acuáticos como son crustáceos, anélidos, moluscos e insectos, los helmintos microparásitos pueden ser localizados en diferentes zonas, tejidos y órganos, tanto en la superficie como en los sistemas y aparatos internos.

Los crustáceos (langostinos, isópodos, gamáridos, etc.) albergan en la superficie formas larvarias sobre todo de tremátodos y nemátodos que se fijan en el exoesqueleto, formando pequeñas protuberancias donde se encuentran los parásitos; éstas pueden ser variables en número, desde apenas algunas hasta

varias decenas o cientos; algunos nemátodos no se localizan enquistados y sólo están adheridos a la superficie.

En gusanos bentónicos no parásitos del sedimento de los cuerpos de agua, como los oligoquetos, se pueden localizar parásitos tisulares, entéricos e intracavitarios correspondientes a formas larvianas y adultos de tremátodos, céstodos y nemátodos, los cuales se ponen en evidencia al compactar la lombriz entre dos vidrios para observarla bajo el microscopio de disección, si los gusanos están muy gruesos, deberá realizarse una disección desde la boca hasta el ano, separando los órganos internos, colocándolos en cajas de petri de 3 cm de diámetro. Para evitar su deshidratación, debe gotearse el tejido u órgano con solución salina (al 0.65 % de NaCl), posteriormente se observan bajo el microscopio, desgarrando los tejidos consistentes y abriendo los órganos huecos con agujas y tijeras, separando en cajas de petri con solución salina, todo el material correspondiente a un sólo hospedador, como se indica en las hojas de campo (anexo II). Es preferible utilizar varias cajas de Petri para el material de un sólo huésped que juntar gusanos de diferentes huéspedes en una sola caja. Figura 8.11.

Los crustáceos son huéspedes intermediarios de una variedad amplia de gusanos parásitos, entre los que se incluyen los céstodos, tremátodos, nemátodos así como adultos entéricos de nemátodos. Cuando se han retirado de cualquier crustáceo los ecto y endo parásitos discernibles a simple vista, se procede a quitar con cuidado, las placas que forman la cubierta quitinosa, separando el tubo digestivo y glándulas anexas, para observarlas bajo el microscopio de manera independiente, recolectando el material helmintológico, de manera semejante al de los anélidos.

La separación del intestino dorsal debe realizarse con mucho cuidado debido a su fragilidad; una vez separado, la dilaceración (desgarramiento) es sencilla, pudiendo descubrir nemátodos en sus formas larvianas y adultas en los paquetes musculares esqueléticos, el hepatopáncreas, la glándula digestiva y las branquias, así como formas larvianas de tremátodos, céstodos, como se señala en la Figura 8.12.

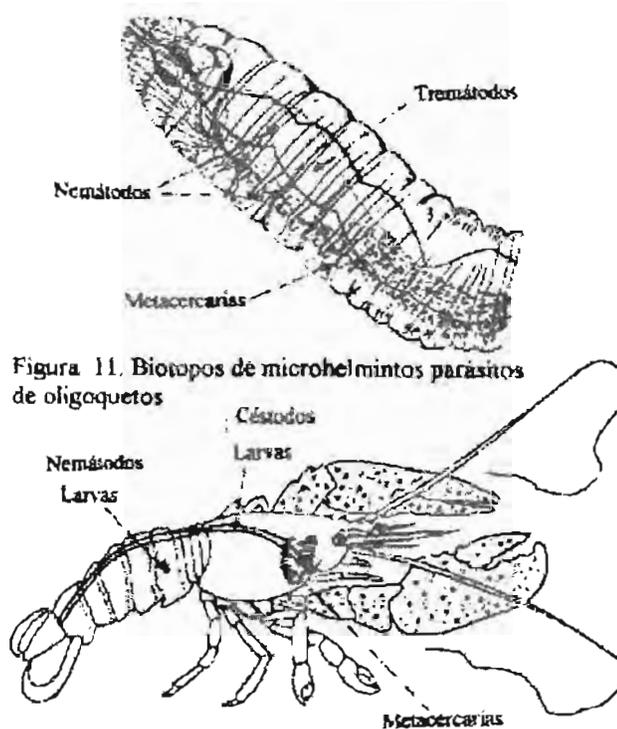


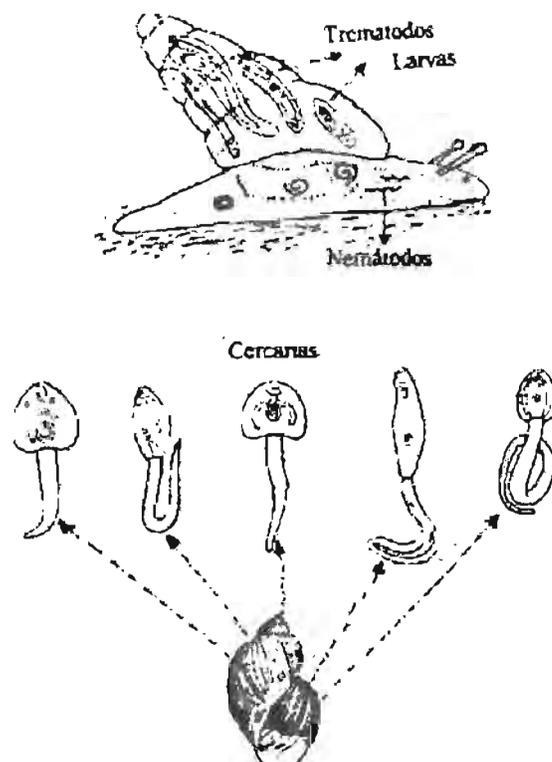
Figura 11. Biotopos de microhelminintos parásitos de oligoquetos

Fig. 8.11 Biotopos de microhelminintos parásitos de oligoquetos

Fig. 8.12 Biotopos de microhelminintos parásitos de crustáceos

Los moluscos se encuentran ampliamente distribuidos en los medios acuáticos, siendo más abundantes los gastrópodos (caracoles) dentro de los cuales sobresalen los planórbidos (conchas planas), físidos (conchas a la izquierda), limnéidos (conchas a la derecha) y dentro de los pelecípodos (bivalvos) las almejas. Estos invertebrados en general son huéspedes intermediarios de tremátodos, céstodos y nemátodos que habitan tejidos internos además de nemátodos en forma adulta en el tubo digestivo. Muchas de las formas larvarias albergadas por los moluscos se estudian de manera indirecta, sobre todo las formas larvarias de tremátodos (cercarias), las cuales son emitidas a través del tegumento dependiendo de los fotoperíodos a los que son sometidos los caracoles.

El manejo del material y los propósitos de los estudios emprendidos van a normar la metodología empleada para el estudio de los helmintos parásitos de caracoles como se señala en la Figura 8.13.



**Fig. 8.13 Biotopos de los helmintos parásitos en caracoles y las formas larvianas de tremátodos (cercarias) emitidas**

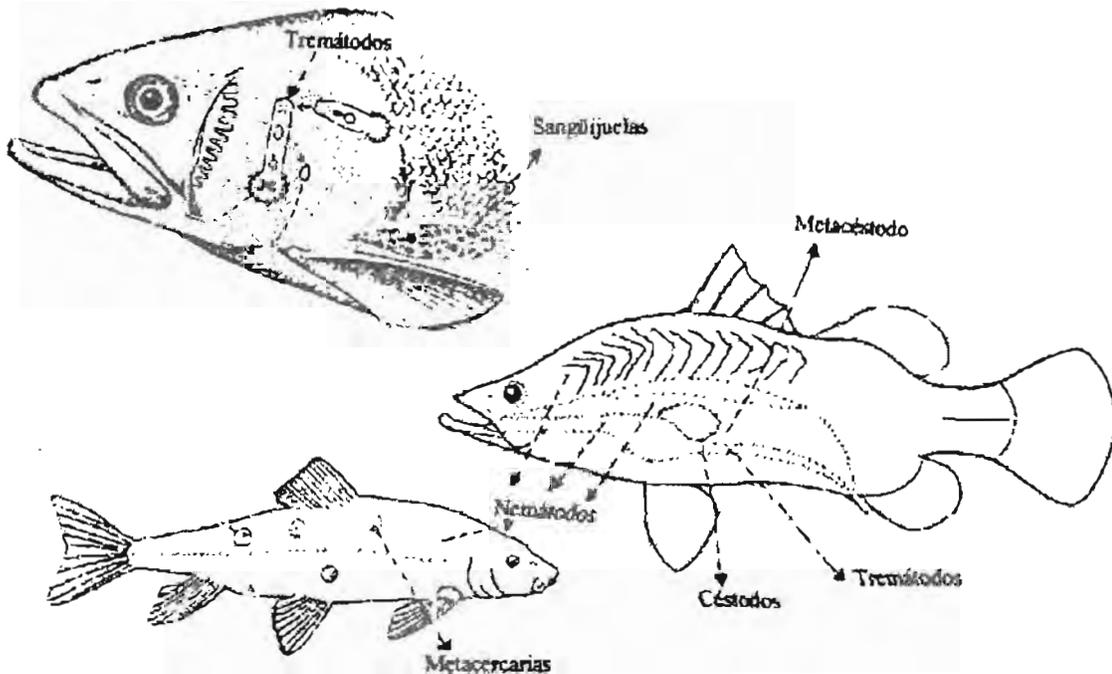
## 8.9 MICROPARÁSITOS EN VERTEBRADOS

### 8.9.1 Peces

Los microparásitos en peces son detectados por medio de los instrumentos ópticos que ya se había referido. Para tal efecto se requiere la observación de la superficie corporal, principalmente la base de las aletas y la línea lateral donde pueden distinguirse metacercarias y nemátodos enquistados, para posteriormente realizar una disección del pez que incluye la separación de los ocho arcos branquiales, aislando cada uno para observarlos bajo el microscopio barriendo las laminillas primarias y secundarias con un pincel de punta fina que permita poner al descubierto tremátodos monogéneos (adultos) y formas larvianas de tremátodos digéneos.

El tubo digestivo debe ser separado de las glándulas anexas para abrirlo a todo lo largo donde se puede poner al descubierto la presencia de tremátodos digéneos adultos, céstodos, larvas y adultos de nemátodos y acantocéfalos adultos. En las glándulas anexas, mesenterios y cavidad corporal frecuentemente se detectan formas larvianas de acantocéfalos, tremátodos digéneos, nemátodos, céstodos y adultos de nemátodos.

Es pertinente cuando se cuenta con el material fresco, hacer frotis de sangre para poder estudiar formas larvianas de nemátodos sobre todo del grupo de las filarias (Figura 8.14)



**Fig. 8.14 Biotopos de helmintos ecto y endo parásitos microscópicos**

### 8.9.2 Anfibios y reptiles

La herpetofauna acuática representada por culebras, ranas, cocodrilos y tortugas son un eslabón en los ciclos biológicos de numerosos helmintos, albergando distintas etapas de desarrollo, configurando un sistema de interacciones verticales (tróficas) y horizontales (distribución). El nuevo biotopo que brindan estos animales a sus parásitos helmintos son los pulmones donde se pueden descubrir, formas adultas de tremátodos digéneos y nemátodos. Los grupos de helmintos y el hábitat ocupado en los diferentes grupos de la herpetofauna acuática, es muy similar al descrito para los peces, salvo que en los cocodrilos hasta la fecha no han sido registrados céstodos. La disección de cada uno de los grupos se debe ajustar a la forma y disposición de los aparatos y sistemas, como en el caso de las partes duras del caparazón de las tortugas, las cuales requieren ser cortadas con pequeñas sierras, teniendo cuidado de no dañar los órganos internos. En estos grupos, es también importante elaborar frotis sanguíneos con el propósito de evidenciar la presencia de microfilarias de nemátodos. Los grupos más frecuentemente encontrados en sus respectivos hábitats de la herpetofauna acuática se indican en la Figura 8.15.

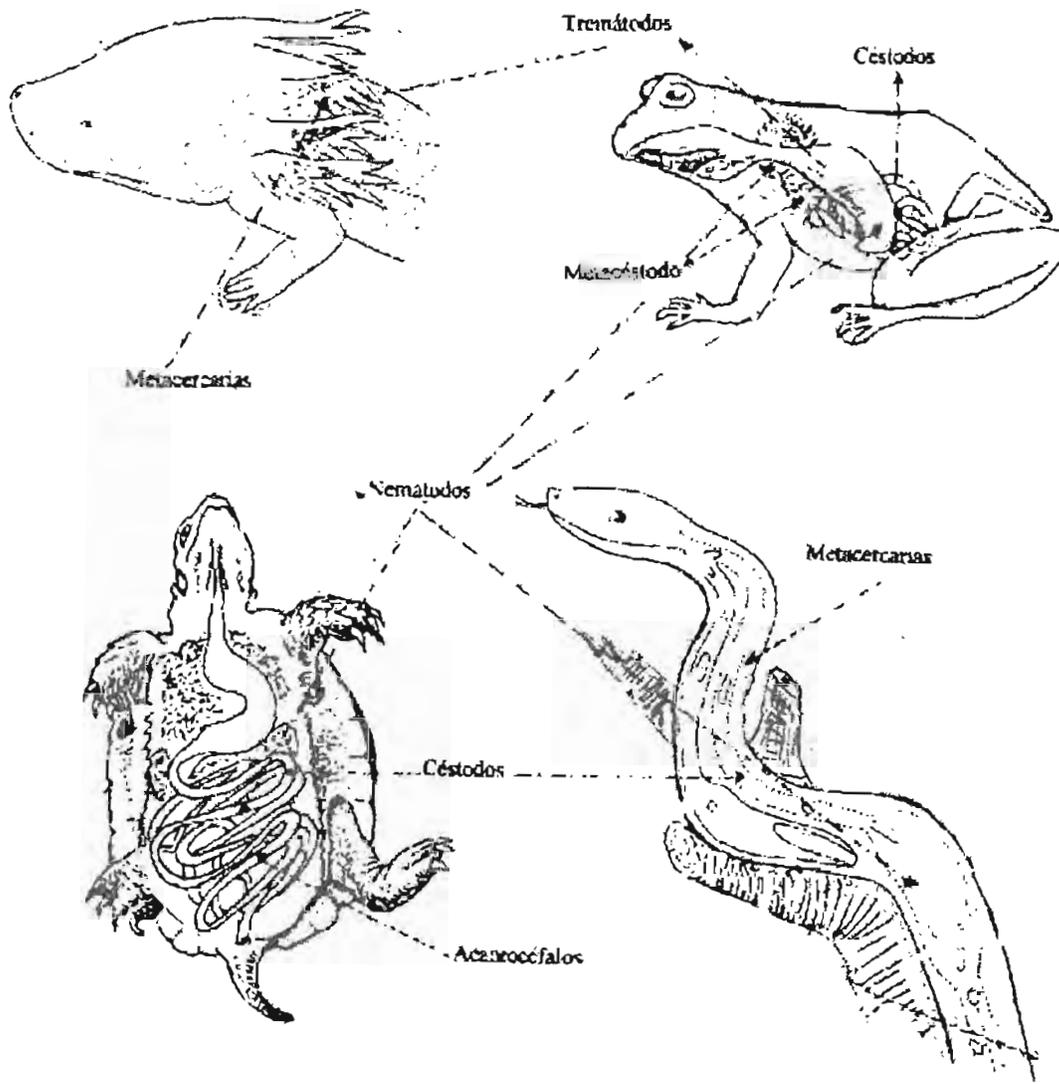
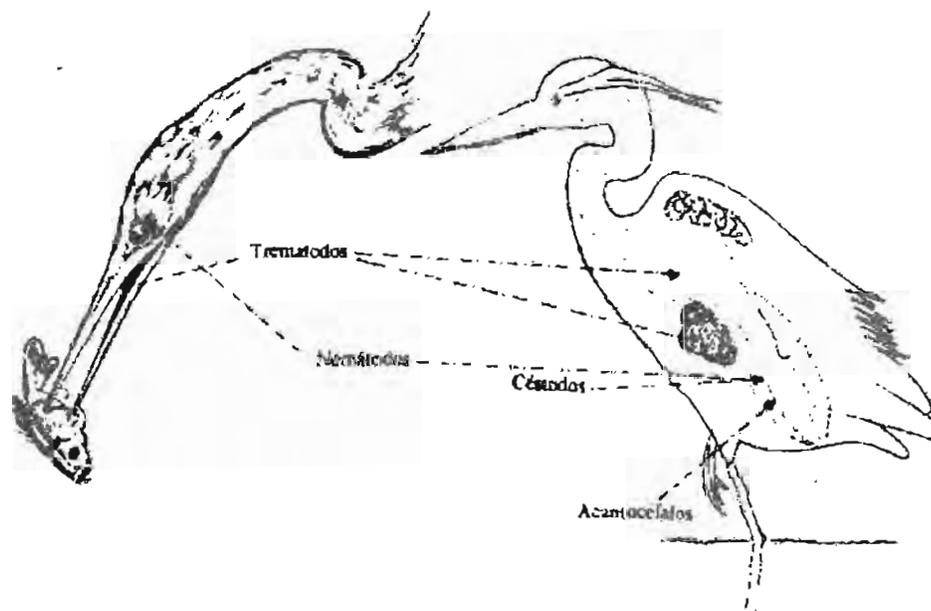


Fig. 8.15 Helmintos microparásitos de la herpetofauna acuática

### 8.9.3 Aves

Los helmintos microparásitos de aves acuáticas, se descubren con los mismos instrumentos ópticos y técnicas similares de disección separación y observación como las aplicadas a los demás vertebrados. El tubo digestivo es un hábitat muy propicio para albergar a tremátodos digéneos, nemátodos, céstodos y acantocéfalos adultos, formas larvianas de tremátodos y nemátodos, siendo necesario abrir al organismo a todo lo largo debido al grosor de sus paredes, que impide una identificación por contraluz; en algunas ocasiones el número de ejemplares es muy elevado por lo que es necesario la utilización de un contador manual.

En estos huéspedes es pertinente la elaboración de frotis sanguíneos para el estudio de formas larvianas de nemátodos. Los hábitats y grupos de helmintos microparásitos en las aves se señala en la Figura 8.16.



**Fig. 8.16 Hábitats y grupos de helmintos micro parásitos más frecuentemente descubiertos en las aves**

#### 8.10 REFERENCIAS

- Acosta B. y R.S.V. Pulin, 1991. Environmental impact of the golden snail (*Pomacea* spp.) on rice farming systems in the southeast Asian. *ICLARM. (Conference Proceedings. 28 International Centre for living Aquatic Resources Management. Manila.*
- Alcorn, J.B., 1981. Huastec noncrop resource management. *Human Ecology* 9:395- 417
- Fretter V., 1968. *Studies in the structure physiology and Ecology of molluscs.* Academic Press. London. 377 pp.
- Hart C.W. y S.L.M. Fuller , 1974. *Pollution Ecology of freshwater invertebrates.* Academic Press. New York. 389 pp.
- Parrish K.F., 1975. Key to water quality indicative organisms of the southeastern United States. *US Environmental Protection Agency Monitoring and Support Laboratory. Biological Methods Branch. Aquatic Biology Section. Cincinnati, Ohio* 45268
- Schmidt G.D. y L.S. Roberts, 1983. *Fundamentos de parasitología.* C.E.C.S.A. Primera Edición. España. 655 pags.

## 8.11 Anexo I

Materiales, sustancias e instrumentos necesarios para el descubrimiento, recolecta y preservación de helmintos parásitos de la fauna acuática.

### Instrumentos

- Lupa con 12 aumentos.
- Microscopio estereoscópico.
- Lámpara con bombilla de 100 watts.

### Substancias

#### Soluciones:

- Solución salina al 0.65 % de NaCl.
- Solución salina al 0.85 % de NaCl.

### Aclarantes

- Lactofenol de Amman.
- Glicerina.
- Ácido láctico-glicerina.

### Fijadores

- Líquido de Bouin.
- Alcohol al 96 %.
- Alcohol al 100 %.
- Alcohol al 70%.
- Formol al 10 % neutralizado.
- Formol al 4 % neutralizado.
- Glutaraldehído al 6 %.
- Glutaraldehído al 4 %.

### Material

- Cajas de Petri de 16 cm de diámetro.
- Cajas de Petri de 3 cm de diámetro.
- Mechero Bunsen o de alcohol.
- Vaso de precipitados de 50 ml.
- Pipetas Pasteur.
- Bulbos para pipetas.
- Pinceles de punta fina.
- Agujas de disección con punta de alfiler entomológico.
- Agujas de disección.
- Tijeras para iris.
- Pinzas para relojero.
- Tijeras punta roma.
- Bisturí con hojas.

8.12 Anexo II

Hojas para registro de campo

**Tabla 8.2 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Crustáceos**

<b>Crustacea</b>	<b>Fecha</b>	<b>Salida</b>	<b>Colector</b>
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Ancho	
Estado de desarrollo			
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Branquias			
Músculo			
Estómago			
Superficie corporal			
Intestino			
Notas			
Destino del material			
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Ancho	
Estado de desarrollo			
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Pie			
Glándula digestiva			
Cabeza			
Superficie corporal			
Intestino			
Manto			
Notas			
Destino del material			

**Tabla 8.3 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Peces**

<b>Peces</b>	<b>Fecha</b>	<b>Salida</b>	<b>Colector</b>
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Altura	
Estado de desarrollo		Longitud del cuerpo	
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Branquias			
Estómago			
Ciegos gástricos			
Superficie corporal			
Intestino			
Músculo			
Notas			
Destino del material			

**Tabla 8.4 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Herpetofauna**

Herpetofauna	Fecha	Salida	Colector
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Pigmentación	
Estado de desarrollo			
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Pulmones			
Estómago			
Cavidad corporal			
Superficie corporal			
Intestino			
Músculo			
Cavidad bucal			
Notas			
Destino del material			

**Tabla 8.5 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Aves**

Aves	Fecha	Salida	Colector
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Color del plumaje	
Estado de desarrollo		Alas	
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Pulmones			
Proventrículo			
Estómago			
Cavidad corporal			
Membrana nictitante			
Intestino			
Músculo			
Cavidad bucal			
Notas			
Destino del material			

**Tabla 8.6 Hojas de campo para cada grupo de hospedador. Anélidos e insectos**

Anélidos e Insectos	Fecha	Salida	Colector
Hospedador No.		Localidad	
Nombre común		Nombre científico	
Hora de colecta		Hora de disección	
Peso		Sexo	
Longitud total		Coloración	
Estado de desarrollo		Alas	
	Helminto	Número	Fase de desarrollo del parásito
Buche			
Estómago			
Cavidad corporal			
Intestino			
Músculo			
Notas			
Destino del material			



COMISION NACIONAL  
DEL AGUA

Octubre de 2004

---

