

# PROGRAMA NACIONAL DE RESERVAS DE AGUA



*Protocolo de muestreo de peces en aguas  
continentales para la aplicación de la Norma de  
Caudal Ecológico (NMX-AA-159-SCFI-2012)*

Versión 1.0

Preparado por: Héctor Espinosa Pérez (Instituto de Biología - UNAM)  
Revisión, edición y formato por: Sergio A. Salinas Rodríguez (WWF México)

Septiembre de 2014

## PRESENTACIÓN

Desde 2012, la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA) en coordinación con la Alianza WWF México – Fundación Gonzalo Río Arronte I.A.P. (FGRA), el apoyo del Banco Interamericano de Desarrollo, y con fundamento en el Artículo 41 de la Ley de Aguas Nacionales, estableció el Programa Nacional de Reservas de Agua para el Ambiente (PNRA) como una medida de gestión y conservación de los recursos hídricos de México. Este programa tiene el propósito de garantizar la funcionalidad del ciclo hidrológico, las funciones ecológicas y servicios ecosistémicos asociados, como una respuesta preventiva ante los impactos del cambio climático en el país. Una reserva de agua es un volumen anual, con significado ecohidrológico, que se destina a permanecer y circular en el ambiente para proteger a la biodiversidad y los servicios ambientales (abasto de agua, producción agrícola, control de inundaciones, etc.) que benefician a las personas y a la gestión del agua.

El PNRA consiste en realizar los estudios técnicos conforme a la aplicación de la NMX-AA-159-SCFI-2012 Que establece el procedimiento para la determinación del caudal ecológico en cuencas hidrológicas, en 189 reservas potenciales de agua identificadas a partir de su disponibilidad de recursos hídricos, alto interés de conservación y escasa presión hídrica. Con los resultados obtenidos y sistemáticamente analizados, se establecerá un sistema nacional de reservas de agua para la protección o restablecimiento del equilibrio ecológico, demostrará sus beneficios como un instrumento garante de la funcionalidad del ciclo hidrológico y sus servicios ambientales, y fortalecerá las capacidades para la aplicación de la norma de caudal ecológico en todo el país.

Actualmente, el establecimiento de 189 reservas de agua es meta sexenal en el Programa Nacional Hídrico 2014-2018 y es una acción incluida en los Programas Especial de Cambio Climático 2014-2018 y Sectorial de Medio Ambiente 2014-2018. El PNRA es una iniciativa público-privada cuyo pilotaje fue iniciado en las cuencas de los ríos San Pedro Mezquital en los estados de Durango, Nayarit y Zacatecas, Acaponeta (1 y 2), Rosamorada (1 y 2), Rosamorada (1 y 2), Bejuco (1 y 2) y Cañas (1 y 2) en Nayarit, Copalita-Zimatán-Coyula en Oaxaca, Papaloapan (Blanco, Papaloapan, Valle Nacional, Grande, Playa Vicente, Tesechoacán, Trinidad, San Juan, Llanuras de Papaloapan y Jamapa-Cotaxtla) en Oaxaca y Veracruz, San Nicolás (A y B), Purificación y Cuitzmala en Jalisco, y Santa María (2 y 3), Verde (3), El Salto y Tampaón (1) en Guanajuato, Querétaro, San Luis Potosí. Contó con la participación de 48 instituciones y 118 expertos de la CONAGUA y la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, el sector académico liderado y apoyado por universidades e institutos de investigación locales, regionales, nacionales e internacionales, las comunidades rurales y la sociedad civil.

El presente *Protocolo de muestreo de peces en aguas continentales para la aplicación de la Norma de Caudal Ecológico (NMX-AA-159-SCFI-2012)* se desprende de las experiencias ganadas y sistematizadas en los estudios realizados en estas zonas piloto de 2012-2014 para servir de base en la toma estandarizada de datos en los próximos estudios de caudal ecológico en el país y realizar análisis de sistematización en la aplicación de la Norma a escala nacional.

## Contenido

<b>1. Introducción</b> .....	1
<b>2. Objetivo</b> .....	1
<b>3. El valor de los peces como grupo biológico indicador</b> .....	2
<b>4. Planteamiento del muestreo</b> .....	3
4.1. Delimitación del área de estudio .....	3
4.2. Revisión de la literatura e información existente .....	4
<b>5. Procedimientos de campo</b> .....	5
5.1. Material y equipo .....	5
5.2. Selección de artes de pesca .....	6
5.3. Comparación estratégica de las artes de pesca según el ecosistema.....	13
<b>6. Identificación de los sitios de colecta</b> .....	14
6.1. Selección de los sitios de colecta .....	14
6.2. Selección de los hábitat.....	15
<b>7. Muestreo</b> .....	15
7.1. Toma de datos de colecta .....	15
7.2. Observaciones .....	17
7.3. Recolección de organismos .....	18
7.4. Descripción e identificación de las especies .....	18
7.5. Rotulación .....	20
<b>8. Consideraciones generales para preservar peces</b> .....	21
8.1. Conservación de las muestras.....	21
8.2. Preservación de los ejemplares.....	22
8.3. Transportación de la colecta al laboratorio .....	23
8.4. Conservación definitiva.....	24
<b>9. Tratamiento de resultados e indicadores</b> .....	24
<b>10. Protocolo para control de calidad</b> .....	26
10.1. Medidas de control .....	26
<b>11. Referencias</b> .....	26

## **1. Introducción**

¿Por qué coleccionar peces? Las comunidades de organismos acuáticos reflejan las condiciones del medio ya que muchos de ellos son sensitivos 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); son más longevos que la mayoría de los invertebrados; 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 porque 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.

La 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, probablemente porque fue realizada en una determinada época del año; porque se utilizó un sólo arte de pesca; porque los sitios de colecta no cubrieron la totalidad del ambiente acuático. Aun 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.

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 protocolo 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.

## **2. Objetivo**

Este protocolo tiene como fin establecer los métodos y directrices de operación del proyecto de reservas de agua, para los muestreos de peces en aguas continentales como ríos, lagos, lagunas, presas y humedales. En este documento se establecen las bases metodológicas para el

levantamiento de información de campo a través de muestreos y el análisis en escritorio para la generación de índices de utilidad en el contexto de la evaluación de caudal ecológico.

Los objetivos específicos del muestreo biológico de peces en el contexto de la determinación del caudal ecológico son cuatro:

- a) Identificar los taxones de importancia ecológica en el área de estudio que requieran medidas especiales para su conservación o recuperación.
- b) Evaluar los cambios en la presencia y abundancia de las especies de mayor importancia para su conservación o recuperación, así como su posible tendencia.
- c) Identificar los taxones sensibles a los cambios de caudales para ajustar las propuestas de caudales ecológicos.
- d) Utilizar los peces como organismos indicadores del estado de conservación del ecosistema.

### **3. El valor de los peces como grupo biológico indicador**

Muchas experiencias realizadas en Europa, Estados Unidos de América y México, señalan a los peces como buenos indicadores de la calidad del medio ambiente. En Europa se comenzó a utilizar a la ictiofauna para la vigilancia la calidad de las aguas en el ámbito de aplicación de diferentes Directivas europeas: Directiva de tratamiento de aguas urbanas residuales (91/271/EEC <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:1991:135:0040:0052:ES:PDF>) (Directiva de nitratos (91/676/EEC <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:1991:135:0040:0052:ES:PDF>) y de las normativas de diferentes países. En los EUA y México la ictiofauna se usa para la vigilancia de la calidad de las aguas y se han desarrollado procedimientos estandarizados para el muestreo y procesado de muestras de índices de integridad biótica (IBI) (Mercado-Silva, et al. 2006).

Las comunidades de peces incluyen diferentes niveles tróficos: omnívoro, insectívoro, planctívoro, piscívoro; y se sitúan en los niveles más altos de la cadena trófica. De este modo la composición y estructura de la comunidad de peces integra la información de los niveles tróficos inferiores (especialmente de algas e invertebrados), y reflejan el estado de calidad de todo el ecosistema acuático.

En los cursos de los ríos las comunidades de peces cambian desde la cabecera a la desembocadura, teniendo variaciones debidas a la profundidad del agua, velocidad de la corriente y el tipo sustrato. En los sistemas lóticos inalterados o con alteración mínima, la densidad de peces y la biomasa aumenta, desde la entrada de agua hacia la desembocadura. Desde el punto de vista indicador, los peces tienen características propias que los separan de otros grupos biológicos (bentos, plancton, macroinvertebrados, macrófitas) y los hacen ser complemento obligatorio para estudios integrales. La longevidad relativa (mayor que en los grupos antes mencionados) permite a

los peces ser testigos e indicadores de afecciones e impactos históricos en los cuerpos de agua cuyas causas, muchas veces ya han desaparecido.

Además, su mayor tamaño y movilidad les permite jugar un papel sobresaliente en los ecosistemas, al influir en el flujo de energía y transporte de sustancias y elementos. Por todo ello, su valor particular reside en ser indicadores con una escala espacio-temporal mayor. Además a diferencia del fitobentos, macroinvertebrados y macrófitas cuyo valor indicador reside en la escala del 'microhábitat', en el caso de los peces su valor indicador se refiere a la escala del meso-hábitat, es decir del tramo de río o lago que habita.

En el marco de la evaluación del estado ecológico de un sitio, los peces se consideran útiles para la detección y seguimiento de las presiones hidromorfológicas que produzcan en cuanto a la alteración del hábitat produciendo cambios en: la profundidad y anchura del río, la velocidad del agua, la composición granulométrica, la morfología del lecho y en la vegetación de ribera.

Por lo que respecta a la continuidad del río, la ictiofauna también es sensible a las presiones fisicoquímicas que se producen como: la contaminación del agua, la eutrofia y aparición de toxicidad por algas y la hipoxia y en casos la anoxia en el agua.

#### **4. Planteamiento del 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 contestar: 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:

##### **4.1. Delimitación del área de estudio**

Como primer paso, es preciso tener en cuenta que el levantamiento de la información en campo será en los sitios de referencia o de validación de caudal ecológico seleccionados en conjunto con el resto del equipo o las demás especialidades involucradas en el estudio de caudales ecológicos. De manera general, el sitio de referencia deberá tener una dimensión de al menos cinco veces el ancho del cauce federal y en la medida de lo posible deberán evitarse los meandros, planicies arenosas de baja diversidad o zonas estancadas (para el caso de ambientes lóticos) que impidan desarrollar un modelo hidráulico.

Para el caso concreto del monitoreo de peces, la delimitación del tramo de estudio podrá apoyarse 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 de los hábitat de la zona (McMahon et al., 1996). Actualmente se puede recurrir a Google Earth o algún otro mapa satelital digital.

#### 4.2. Revisión de la literatura e información existente

Siempre será necesario realizar una revisión bibliográfica sobre la presencia y distribución de especies en el área de trabajo. En este caso y además de la información que pudiera ser encontrada en artículos y libros especializados, es muy importante considerar y realizar una búsqueda en colecciones científicas en universidades. Como punto de partida y por el tamaño de su acervo biológico, cabe mencionar la importancia de las colecciones de peces que obran en el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México<sup>1</sup> y en la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional<sup>2</sup>. Asimismo, de sitios como el Sistema Nacional de Información Sobre Biodiversidad (SNIB) de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biosdiversidad<sup>3</sup>. Un listado de especies potencialmente “encontrables” en el área de trabajo podrá apoyar de manera significativa la toma de decisiones en torno a la delimitación del área de estudios, así como de la mejor estrategia de muestreo.

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), como por ejemplo:

- A. 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.
- B. Lista de especies que probablemente se encuentren presentes en la zona, mencionados en estudios previos. La revisión de bases de datos como GBIF, ITIS o Universidades públicas de la región a trabajar.
- C. Artes de pesca utilizados en estudios previos, que ayuden a seleccionar el 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 y anzuelos” son recomendables para

<sup>1</sup> [http://www.ibiologia.unam.mx/zoologia/html\\_09/coleccion.php?nick=cnpe&titulo=Colecci%C3%B3n%20Nacional%20de%20Peces](http://www.ibiologia.unam.mx/zoologia/html_09/coleccion.php?nick=cnpe&titulo=Colecci%C3%B3n%20Nacional%20de%20Peces)

<sup>2</sup> [http://www.conabio.gob.mx/remib/doctos/coleccion\\_nacional\\_peces\\_dulceacuicolas.html](http://www.conabio.gob.mx/remib/doctos/coleccion_nacional_peces_dulceacuicolas.html)

<sup>3</sup> <http://www.conabio.gob.mx/remib/doctos/snib.html>

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, 1977). 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.

- D. 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 las normas como la NOM-059-SEMARNAT-2010 y el tipo de permiso obtenido por las diferentes instancias como SAGARPA y SEMARNAT.

## 5. Procedimientos de campo

Este protocolo incluye las directrices metodológicas generales a seguir para realizar los muestreos de peces con la finalidad de cumplir los objetivos marcados en el apartado anterior.

### 5.1. 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 (sugerido):

- Una solución de formalina al 10%
- Alcohol etílico 96% con diluciones al 50% y 70%
- Bolsas de plástico de diferentes tamaños (para depositar los ejemplares por especie)
- Ligas de plástico
- Rótulos o etiquetas de papel de fibra de algodón (> 200 gr) resistente al agua o Polypapel.
- Grafos con tinta china
- Lápiz No 2
- Jeringas
- Cubetas grandes (20 litros) con tapas de plástico
- Bombas de aire de baterías y baterías extra
- Garrafrones 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
- Hidrolab

## 5.2. Selección de artes de pesca

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

- a) Los objetivos del muestreo; de manera general existen tres objetivos principales, 1) caracterizar la estructura, composición y distribución espacial y temporal de la ictiofauna (densidad y abundancia relativa), 2) colecta de organismos vivos o muertos para estudios de alimentación, contaminación, reproducción, etcétera, y 3) ejemplares para colección.
- b) El tipo y dimensiones del hábitat; si es un río, presa, un estuario, un lago o laguna costera,
- c) 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,
- d) 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 pescados que se pretenda colectar (von Brandt, 1964; Nedelec, 1975; Hayes et al., 1996). En seguida se describen y esquematizan las diferentes artes de pesca y se mencionan las ventajas y desventajas de cada una.

### 5.2.1. Pesca eléctrica

En general el muestreo de la ictiofauna de ríos y zonas lacustres asequibles se puede realizar mediante pesca eléctrica a cargo de un operador que penetra a pie en la masa de agua. En ríos no vadeables, zonas litorales de lagos y embalses se realiza pesca eléctrica desde una embarcación. La base metodológica de la pesca eléctrica es una técnica de muestreo de peces utilizada en ríos y aguas estancadas accesibles. Es efectiva y relativamente inocua. El método se basa en la creación de un campo eléctrico en una zona del medio acuático, que modifica el comportamiento del pez y

facilita su captura. La corriente eléctrica puede causar electrotaxis (natación obligada), electrotétano (contracción muscular) y electronarcosis (relajación muscular) en el pez.

El equipo humano para la pesca con aparatos eléctricos, estará integrado por 2 a 4 personas (Fig. 1). El técnico más experimentado conduce la pesca, es decir lleva la pértiga o tubo (cátodo) y va accionando ésta remontando el río; de este modo la turbidez provocada por el movimiento no afecta a la eficiencia de la pesca. Es conveniente moverse suavemente e ir barriando con el ánodo (cola de rata) todos los hábitat del río o lago. Otro técnico o dos se sitúan detrás del portador del cátodo (tubo con red) y con redes de cuchara no conductoras (hule, plástico o coma) capturando los peces, que aturdidos por la electricidad son arrastrados por la corriente del río o gravedad al fondo. En ríos pequeños y de difícil acceso puede usarse el equipo de mochila que portará uno de los técnicos, avanzando por el río seguido de un ayudante.

Los peces capturados se depositan en cubetas de plástico con agua y se trasladan a los contenedores con bombas de aire o bien a viveros instalados en la orilla, a la espera de que se tomen las medidas biométricas. Hay que controlar que la densidad de peces en los contenedores no sea excesiva y que los peces se encuentren en buenas condiciones (renovar el agua, mantener el contenedor a la sombra, oxigenar el agua, etc.). Lo más práctico y que reduce al mínimo la mortandad es la utilización de viveros sumergidos en el río (adecuadamente alejados de la zona de pesca).



Figura 1. Aparato de Pesca eléctrica

Es conveniente tener en cuenta las medidas de seguridad para emplear este método de pesca. Estas parecen exageradas pero son efectivas. Se pueden ver en la página de los fabricantes de las diferentes marcas de los aparatos (p.e. <http://www.smith-root.com/electrofishers>) o en Reynolds (1996).

### 5.2.2. 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 (Fig. 2).

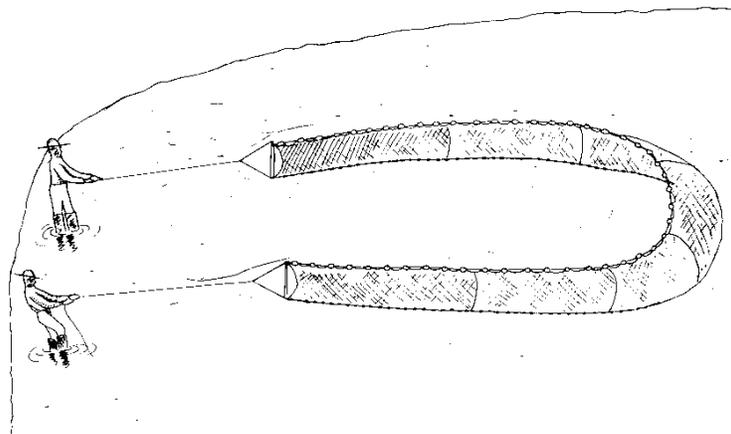


Figura 2. Red de chinchorro

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. 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).

### 5.2.3. 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 los opérculos y 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 (Fig. 3). 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 está 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. 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.

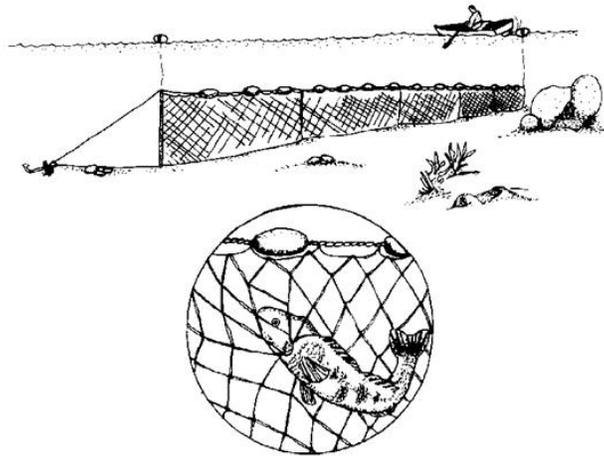


Figura 3. Red agallera

### 5.2.4. Atarraya

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 (Fig. 4). La manera de utilizarla es lanzarla al aire y al caer ésta formar un círculo, el cual al llegar al fondo se cierra al ser jalada la cuerda de manera que al cerrarse aprisiona 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. 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).

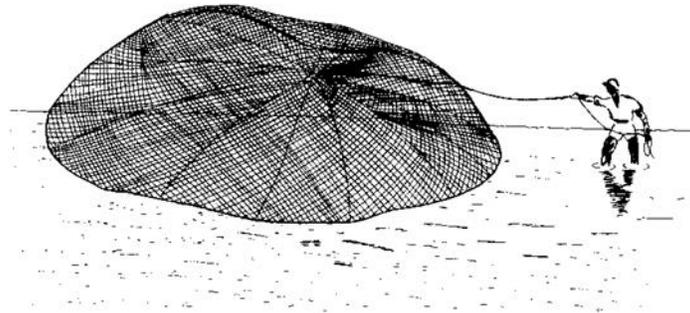


Figura 4. Atarraya

#### 5.2.5. 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; 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 (Fig. 5). 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; son efectivas en zonas inaccesible a las restante artes de pesca. La desventaja es que no es un arte selectivo (Guzmán y Ortiz, 1996; Diario Oficial de la Federación, 2000).

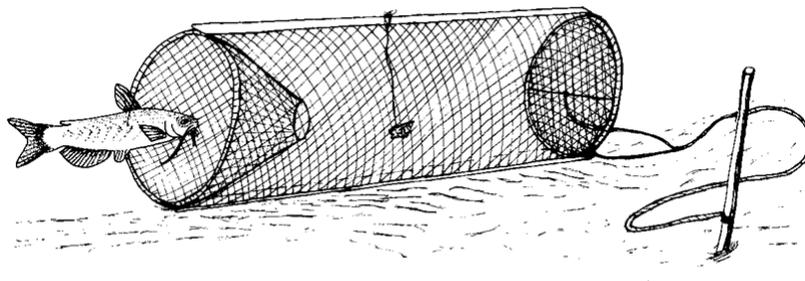


Figura 5. Trampas

### 5.2.6. 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 (Fig. 6). La ventaja del uso del anzuelo es que permite seleccionar la talla de los ejemplares; es muy bajo su costo; 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).



Figura 6. Pesca con anzuelo

### 5.2.7. 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 o ancla 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. Los anzuelos son cebados con carnada particular para cada la especie que se quiera capturar (Diario Oficial de la Federación, 2000). 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 bajo su costo. La desventaja es que se tiene que revisar constantemente los anzuelos; son pocos los ejemplares que se capturar al día (Fig. 7).

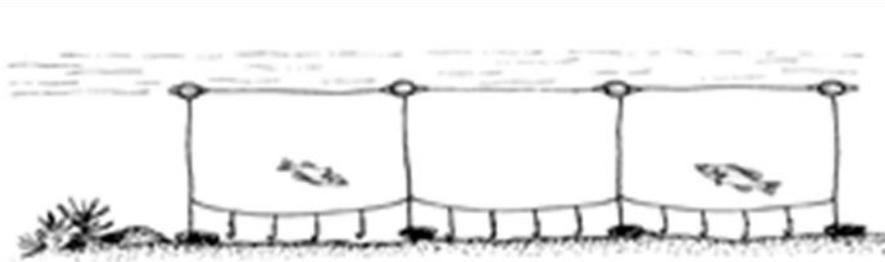


Figura 7. Línea de anzuelos

### 5.2.8. 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 (Fig. 8). 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.



Figura 8. Pesca con fisga

### 5.2.9. 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 (Fig. 9). 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 rápidos, como si fuera una red para capturar mariposas. Para el caso de la pesca eléctrica se recomienda recubrir con material aislante este tipo de red, ya que pueden producirse accidentes.

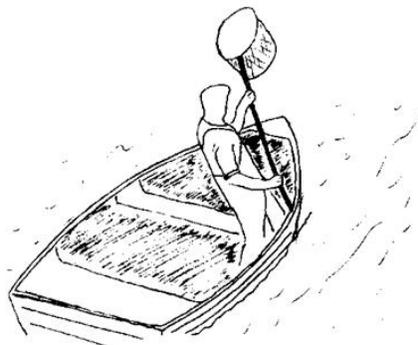


Figura 9. Pesca con red de cuchara

### 5.3. Comparación estratégica de las artes de pesca según el ecosistema

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 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 1. Artes de pesca y pertinencia por tipo de sistema

Ambiente	Columna de agua	Electro pesca	Chinchorro	Agallera	Atarraya	Trampas	Anzuelo	Fisga	Red de cuchara
	Orilla	X	X	X	X		X	X	X
<b>LAGOS</b>	Media agua						X	X	
	Fondo			X		X	X		
	Orilla	X	X					X	X
<b>ARROYOS Y RÍOS</b>	Media agua			X	X	X		X	
	Fondo		X	X	X	X	X		
	Orilla		X		X		X	X	X
<b>ESTUARIOS</b>	Media agua			X	X		X	X	
	Fondo		X	X	X	X	X		

Los equipos y reactivos a usar en las tareas especificadas en este protocolo se presentan en el apartado 5.1.

## 6. 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 son los lagos. 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 en 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).

### 6.1. 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.

Como primer paso al muestreo de peces se requiere identificar estaciones de muestreo (tramos en ríos y transectos en lagos o embalses) representativas de las condiciones de los cuerpos de agua. Para ello se caracterizarán los hábitat según su complejidad, la velocidad del agua, el tipo de sustrato, profundidad, condiciones de iluminación, y tipo de vegetación de ribera.

En los ríos se escogerá un tramo lo más natural posible, con vegetación de ribera y variedad de hábitat. La vegetación de ribera y la morfología de la orilla son importantes porque aportan heterogeneidad de hábitat y variabilidad hidráulica, constituyen refugios y proporcionan sombra a los peces. Estos pueden ser diádomos y en muchos casos habrá que muestrear los rápidos donde estos peces se desplazan. Es favorable que el tramo a pescar esté delimitado por dos rápidos, los

cuales actúan de barrera natural para los peces de mayor tamaño. En el caso del caudal ecológico, la NMx indica que deberá muestrearse una longitud de por lo menos cinco veces el ancho del cauce federal. Sin embargo, para el caso de los peces se sugiere abarcar la mayor cantidad de microhábitat. Dado que esto puede ser muy variable, se recomienda un área mínima de muestreo de 500-1,000 m<sup>2</sup>.

Es de gran importancia documentar las características de la estación de muestreo, y para ello se describirán los accesos, se dibujará un esquema de la situación de la estación de muestreo, y se indicarán las coordenadas geográficas medidas con un GPS). También se recomienda tomar fotografías (aguas arriba y abajo del tramo fluvial, y de detalle del sustrato). Los ríos, arroyos y lagunas presentan una gran variedad de tipos de hábitat, clasificados de acuerdo a la profundidad, velocidad de la corriente, topografía y posición (Bisson et al., 1982):

## 6.2. Selección de los hábitat

Antes de iniciar el muestreo deben identificarse todos los hábitat existentes en el tramo. Estos hábitat se definen en base a diferentes combinaciones de profundidad (somero-profundo), velocidad del agua (rápida, mediana, lenta), naturaleza del sustrato (grandes rocas y guijarros, guijarros decimétricos, gravas, arenas y limos) y presencia de vegetación (hidrófitos o helófitos). Éstos podrían ser algunos de los siguientes:

- a) Sustrato duro y corriente fuerte (zonas lóaticas)
- b) Sustrato duro y corriente moderada-lenta (zonas lenticas)
- c) Vegetación acuática emergida de los márgenes de los ríos
- d) Macrófitas emergidas o macroalgas
- e) Arena, grava o fango

Para la evaluación del estado ecológico es muy importante seleccionar un tramo de río que posea todos o la mayor parte de los tipos de hábitat indicados, lo que permitirá recoger la máxima diversidad de organismos.

Idealmente los sitios para la colecta de peces deberán de tener una combinación (variedad) de hábitat que permita que todas las especies históricamente registradas en el área de estudio tengan el potencial de ser colectadas. Para maximizar el número de muestras que se tomen es importante que tengan dimensiones (p.e. anchura y profundidad) que permitan el acceso a todo el canal. Cada tramo será subdividido en diversos transectos, cuyo número dependerá de las dimensiones y morfología de cada uno de dichos tramos, si bien se estandarizaran por el área a cubrir y por el tiempo empleado en el muestreo.

## 7. Muestreo

### 7.1. Toma de datos de colecta

#### 7.1.1. 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.

### 7.1.2. Libreta de campo

16

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. (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 esto puede hoy día suplido por fotografías en de campo.

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. Anexando descripciones ambientales como 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. 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.

### 7.1.3. 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, 1964).

## 7.2. Observaciones

### 7.2.1. 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; una alta o baja densidad de éstas indica 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 triángulos, 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 qué 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).

### 7.2.2. Profundidad

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.

### 7.2.3. Velocidad de la corriente

Existen algunos peces y estadios de desarrollo del pez que están relacionados con la velocidad de la corriente (Lobby 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.

#### 7.2.4. 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 son 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).

#### 7.2.5. 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).

#### 7.3. 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.

#### 7.4. Descripción e identificación de las especies

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

Es recomendable llevar a campo claves de identificación taxonómica sencilla, donde se mencionen características morfológicas y de coloración fácil de observar, así como ilustraciones o fotografías a colores de las especies que probablemente se puedan encontrar en el área de colecta. Las claves que pueden ser de gran utilidad en el campo particularmente en ambientes dulceacuícolas son las de Álvarez del Villar (1970) y Schmitter-Soto (1998), Milller et al., (2005, 2009). Respecto a los ambientes estuarinos y marinos las claves de Fischer et al. (1995), Hoese y Moore (1998), Castro-

Aguirre et al. (1999), son básicas puesto que incluyen especies cuya distribución comprende el territorio mexicano.

Las claves taxonómicas son generalmente limitadas para un agrupo 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 (Fig. 10) 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.

- Longitud total (medida de la punta del hocico hasta el extremo de la aleta caudal)
- Longitud patrón (de la punta del hocico hasta el inicio de la aleta caudal)
- Longitud cefálica (de la punta del hocico al extremo posterior del opérculo)
- Altura (es la mayor altura del cuerpo del pescado)
- Diámetro del ojo (longitud horizontal del ojo)
- 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)
- Número de espinas y radios de la aleta anal (igual que en la aleta dorsal)
- Número de espinas y radios en las aletas pectorales (igual)
- Número de branquiespinas
- Número de escamas (se cuentan en una línea horizontal a partir del opérculo hasta la base de la aleta caudal)

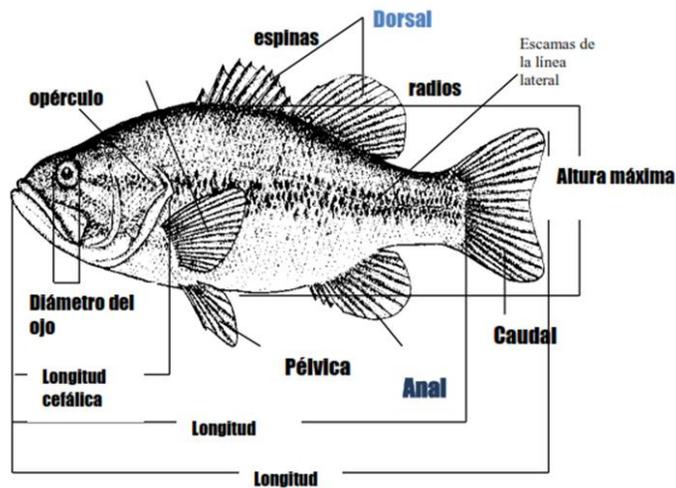


Figura 10. Medidas morfométricas más comunes para un pez.

## 7.5. Rotulación

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 una 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 (> a 200gr) resistente al agua, alcohol y formol (Tabla. 2) donde se anota con un grafo con tinta china o con lápiz, datos como: 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.

Como ya se mencionó este rótulo o etiqueta debe ir junto al ejemplar colectado, ya sea dentro de la bolsa o del frasco. Se recomienda papel resistente al alcohol y agua 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.

Tabla 2. Ejemplo de una etiqueta de colecta

1 →	20 de febrero	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: Huidrobo 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.		

## 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 diferentes especies, haber tomado una fotografía de cada una de ellas y anotar en la etiqueta la información correspondiente, se proceda a preservarlos ya sea congelados (proceso que minimiza la pérdida de colores en el cuerpo del pez) o a fijarlos en formol o alcohol para evitar su descomposición, sobre todo si las condiciones del ambiente son muy calientes.

21

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 inmensamente a los ejemplares, llegando a causar su putrefacción (Llorente, et al., 1985).

### 8.1. Conservación de las muestras

Para conservar ejemplares para el estudio taxonómico se usará alguno de los conservantes indicados anteriormente, teniendo en cuenta las características de cada uno en cuanto a su especificidad y toxicidad.

Si los peces se requieren para realizar análisis toxicológicos de sus órganos, se envolverán en papel aluminio y se conservarán en hielo durante el transporte al laboratorio. Si las muestras no se pueden procesar en un tiempo corto, se procederá a congelar los ejemplares. El procedimiento de manipulación y conservación dependerá del tipo de análisis a efectuar:

Para análisis de compuestos orgánicos en cualquier tejido del pez, se enjuagarán los ejemplares con agua limpia, se envolverán en papel de aluminio y se procederá a su inmediata congelación (-20º C).

Para la determinación de metales u otros compuestos inorgánicos se introducirán los ejemplares en bolsas de polietileno de un solo uso y se procederá a su inmediata congelación (-20º C).

La obtención de muestras de tejidos de cerebro, branquias o sangre para la determinación de parámetros específicos deberá ser realizada in situ. Estas muestras se mantendrán congeladas (-20º C) en viales de vidrio.

Los ejemplares para análisis histológicos o de agentes infecciosos deberán mantenerse vivos hasta su llegada al laboratorio o, como mínimo, conservados en hielo entre 2º y 5º C (nunca congelados). Para mantenerlos vivos se transportarán en recipientes llenos de agua hasta la mitad, con inyección de aire o de oxígeno puro.

## 8.2. Preservación de los ejemplares

La fijación consiste en detener el proceso de descomposición del pescado mediante soluciones químicas, como el formol o formalina que es una solución saturada de gas formaldehído en agua (Hubbs y Lagler, 1964; Lagler et al., 1977). El alcohol etílico<sup>4</sup> también es un líquido que sirve para fijar pequeños peces o partes de ellos.

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. Si es considerado el alcohol etílico como solución para la fijación, deberá ser a una concentración del 70-90%. Es importante mencionar que con algunos ejemplares la fijación en alcohol es insuficiente, por lo que es importante revisarlos periódicamente.

Una vez capturados los ejemplares, se introducen lo antes posible a bolsas de plástico o recipientes y se llenan de formol o alcohol etílico 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 peces es introducir las bolsas en la cubeta, sin que éstas queden muy apretadas.

### 8.2.1. Peces pequeños

Para peces menos de 15 cm, el mejor sistema de fijación es el ahogamiento en formol o alcohol etílico, lo que se puede lograr sumergiendo el pez dentro de la bolsa con formol o alcohol. 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 peces con espinas fuertes en las aletas deben ser retirados del formol o alcohol 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.

### 8.2.2. Peces grandes

Cuando el pez es grande (más de 15 cm o 1.5 kg), debe inyectarse formol o alcohol 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 o alcohol

---

<sup>4</sup> Evitar en lo posible el alcohol isopropílico debido a que éste afecta los ejemplares en caso de querer realizar pruebas de ADN.

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, la cual es muy importante para identificar a la especie posteriormente, incluyendo el sexo (cuando es posible).

Durante la fijación es conveniente examinar periódicamente su desarrollo, el promedio de fijación con formol o alcohol es de 24 a 48 hrs inmediatamente después de ser capturado, la cual es muy importante para identificar a las especies. Es importante que la solución no deje de cubrir la totalidad del ejemplar; cuando empiecen a notarse malos olores es indicativo que el proceso es muy lento o que la concentración de la solución empieza a disminuir, en cuyo caso se debe cambiar la solución (formol o alcohol) por una nueva, por lo que debe llevarse al campo una buena cantidad. Si se siguen estas reglas de fijación, los peces pueden conservarse en buen estado durante mucho tiempo.

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

### 8.3. Transportación de la colecta al laboratorio

La fijación exige envases y recipientes para llevar la solución conservadora al campo y para transportar los peces al laboratorio. Para transportar la solución sin problemas y sin peligro, los envases tipo garrafones de plástico suelen ser adecuados.

Para la fijación de los peces 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, 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.

#### 8.4. Conservación definitiva

Para la conservación definitiva de los peces, se deben lavar los ejemplares con abundante agua corriente hasta que se elimine el exceso y aroma por la solución utilizada. 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.

### 9. Tratamiento de resultados e indicadores

Los resultados que se obtienen de los tipos de muestreo de peces especificados en el procedimiento son los siguientes:

- Composición específica esperada: Es el listado de las especies que se espera sean encontradas, ordenadas sistemáticamente desde el nivel Orden. Este listado puede ser obtenido, por ejemplo, a partir de registros históricos de colecciones científicas o artículos sobre la distribución de especies (punto 4.2.). Adicionalmente, se deberán identificar las especies de relevancia nacional o internacional que estén presentes en alguna categoría de riesgo en la NOM-059-SEMARNAT-2010 o en la Lista Roja de UICN; o bien, de interés regional o local por su rareza, importancia biológica, ecológica, económica, o de cualquier otra índole.
- Composición específica capturada: Es el listado de las especies capturadas ordenadas sistemáticamente desde el nivel Orden. Adicionalmente, se deberán identificar las especies que estén presentes en alguna categoría de riesgo en la NOM-059-SEMARNAT-2010 o en la Lista Roja de UICN; o bien, de interés regional o local por su rareza, importancia biológica, ecológica, económica, o de cualquier otra índole.
- Abundancia de peces que suele expresarse mediante el número de individuos (capturas) por unidad de esfuerzo (CPUE). La unidad de esfuerzo puede referirse a área muestreada (individuos/ha – pesca eléctrica) o área muestreada y unidad de tiempo (pesca con redes: individuos/ha hora).
- Estructura de tamaño y de edad: La estructura de edad se identificará para cada especie por medio del análisis de las frecuencias de las longitudes de los individuos que permitan identificar clases modales. Estas clases se asumen, entonces, como clases de edad.

Además se obtienen otros datos adicionales:

- Recuento de peces de cada especie
- Peso individual de cada ejemplar
- Estado sanitario (anomalías, lesiones, parásitos)

En el gabinete se calculará, riqueza específica, índice de diversidad e índice de equidad. Parámetros de la diversidad biológica que hacen posible el análisis cuantitativo de los valores obtenidos en el campo y en el gabinete. Estos datos, en conjunto con el Índice de Importancia Relativa (Amplitud de distribución), los datos ambientales y el análisis de sus atributos bioecológicos darán lugar al reconocimiento de las especies clave, sobre las cuales deberán identificarse los requerimientos ecohidrológicos para su subsistencia.

Con los datos de presencia/ausencia de las especies y su abundancia relativa, y aquellos relacionados con las variables del hábitat, se llevarán a cabo análisis estadísticos para tratar de detectar tendencias en los datos de hábitat que permitan reconocer de manera definitiva a las especies-clave con respecto de las variables ambientales (hábitat). Entre los análisis estadísticos que se anticipa se realicen se encuentran: regresiones logísticas y métodos multivariados (agrupación y ordenación). Los métodos puntuales por utilizar serán definidos de acuerdo con las características de los datos tomados en campo y los resultados preliminares obtenidos en una primera aplicación.

Por último, los resultados obtenidos a partir de todos los índices aplicados deberán ser expresados e interpretados en una clasificación de cuatro categorías en las que se muestre el gradiente de importancia ecológica y sensibilidad y el estado ecológico actual de la ictiofauna. Para lo anterior, es preciso que el especialista realice dicha evaluación conforme a los criterios cualitativos de importancia ecológica de la Tabla 1 de la NMX de caudal ecológico y conforme a la Figura 11.

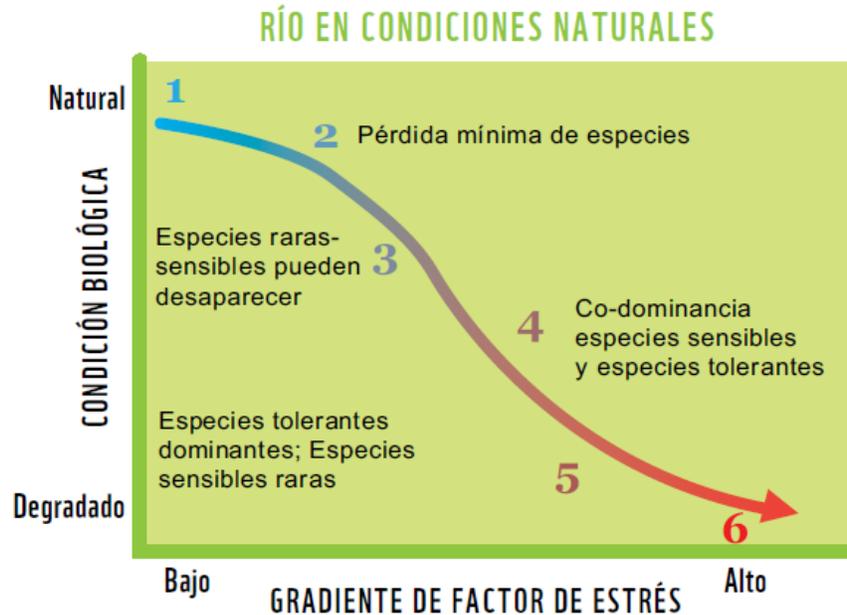


Figura 11. Modelo conceptual para la evaluación del estado ecológico actual (Davies & Jackson, 2006)

## 10. Protocolo para control de calidad

Su objetivo es asegurar la comparación de los resultados de la colecta de peces en sucesivos muestreos.

### 10.1. Medidas de control

Identificar y georreferenciar las estaciones de muestreo (anotar las coordenadas geográficas con un GPS, identificar puntos de referencia y accesos). Realizar fotografías de la estación de muestreo que puedan ser repetibles. Usar el mismo protocolo de pesca (tipo de equipos, procedimientos) en los sucesivos muestreos. Si éste se cambia se deberán obtener resultados comparativos entre el equipo/procedimiento antiguo y el nuevo para que los resultados sean comparables.

*Objetivo:* Realizar el trabajo de campo y evaluaciones según los procedimientos estándar previamente definidos.

Preparar un plan de trabajo con directrices claras que describan de forma didáctica las tareas y procedimientos a desarrollar en el trabajo de campo.

Contar con un equipo humano entrenado en las técnicas de pesca y un esquema organizativo adecuado. El jefe del equipo definirá las tareas a desarrollar por cada uno de miembros del equipo, e indicará a éstos las medidas preventivas para reducir los riesgos de shock eléctrico durante la pesca; así como las medidas para prevenir incendios y evitar la contaminación del medioambiente (derrame de gasoil, aceite, etc.).

*Objetivo:* Asegurar la correcta identificación de las muestras en el campo.

Etiquetar convenientemente el recipiente por el exterior, e incluir etiquetas con la misma información en el interior del mismo. Se indicarán los códigos del proyecto, de la estación y de la muestra (si se toma más de una); el nombre del río/lago y su localización; la fecha, el nombre del recolector; y el conservante utilizado. Completar la cadena de custodia que acompañe a las muestras al laboratorio.

*Objetivo:* Control del manejo de datos y análisis de los resultados.

Todos los datos de un muestreo específico se deben identificar de forma individual, en la base de datos por medio de códigos. La documentación de campo y laboratorio (muestras, estadillos, fotos) se guardará durante un periodo no inferior a 5-6 años. Los datos en formato electrónico deberán incluir identificación de su origen (autores, fechas, etc.) y referencias para ampliar la información.

## 11. Referencias

- Álvarez del Villar, J., 1970. Peces mexicanos (claves). Secretaria de Industria y Comercio. México. 166 p.
- Bisson, P.A., J.L. Nielse, R.A. Palmason and L.E. Grove, 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.
- Castro-Aguirre, J.L., H.S. Espinosa P. y J.J. Schmitter-Soto., 1999. Ictiofauna estuarino-lagunar y vicaria de México. Limusa. 711.
- 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.
- Davies S.P. and Jackson S.K. 2006. The Biological Condition Gradient: A Descriptive Model for Interpreting Change in Aquatic Ecosystems. Ecological Applications: Vol. 16, No. 4 pp. 1251–1266.
- Diario Oficial de la Federación. Agosto 28 del 2000. Tercera sección. SEMARNAP. III Sistema de captura. 128 p.
- Emery, K.O. and 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.H., P. Fuentes M. 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.
- Fischer, W., F. Krupp, W. Schneider, C. Sommer, K.E. Carpenter, y V.H. Niem, 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico centro-oriental, Volumen II, parte 1 y 2.
- 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 M., 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 and W.W. Taylor, 1996. Active fish capture methods. 193-218 pp. In: Murphy, B.R. and D.W. Willis (eds.). *Fisheries techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Hoese, H. D. and R .H. Moore, 1998. *Fishes of the Gulf of Mexico*. Texas A&M University Press. 421 pp.
- Hubbs, C.L. and K.F. Lagler, 1964. *Fishes of the Grant Lakes region*. University of Michigan Press, Ann Arbor.
- Hubert, W.A., 1996. Passive capture Techniques. 157-182 pp. In: Murphy, B.R. and D.W. Willis (eds.). *Fisheries techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.
- Jones, J.R. and 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. and B. Shields, 1996. Care and handling of sampled organisms. 121-145 pp. In: Murphy, B.R. and 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, B.R. Miller, and D.R.M. Passino, 1977. *Ichthyology*. 2nd. Edition. Wiley, New York.
- Laarman, P.W. and J.R. Ryckman, 1982. Relative size selectivity of trap nets for eight species of fishes. *North American Journal of Fisheries Management*, 2:33-37.
- Llorente, et al., 1985. *Manual de recolección y preparación de animales*. Facultad de Ciencias, UNAM. 270 pp.
- Lobby, M.D., and 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 taxonômica. 1-29 pp. In: Papavero, N. (compilador). *Fundamentos práticos de taxonomia zoológica: coleções, bibliografia, nomenclatura*. Museu Paraense

Emílio Goeldi (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico) e Sociedade Brasileira de Zoologia. Belém, Pp. 252 pp.

McMahon, T.E., A.V. Zale and D.J. Orth, 1996. Aquatic habitat measurements. 83-115 pp. In: Murphy, B.R. and 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.

Mercado-Silva, N., J. Lyons y S Contreras-Balderas. 2006. Mexican fish-based indices of biotic integrity, their use in the conservation of freshwater resources. Páginas 138-150 en Lozano-Vilano M.L. y A.J. Contreras Balderas. Studies of North American Desert Fishes in Honor of E.P. (Phil) Pister, Conservationist. UANL. Monterrey, México.

Miller, R. R., W.L. Minckley y S.R. Norris. 2005. Freshwater fishes of Mexico. The University of Chicago Press. Chicago.

Miller, R. R., W.L. Minckley y S.R. Norris. 2009. Peces dulceacuícolas de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, Sociedad Ictiológica Mexicana A.C., El Colegio de la Frontera Sur y Consejo de los Peces del Desierto México-Estados Unidos.

Nedelec, C. 1975. Catalogue of small-scale fishing gear. Fishing News Ltd., Surrey, UK.

NOM-059-SEMARNAT-2010. Norma Oficial Mexicana. Secretaria del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca.

Reid, G.K. and D. Wood, 1976. Ecology of inland waters and estuaries. D. Van Nostrand Co. U.S.A. 484 pp.

Reynolds, J.B. 1996. Electrofishing. In: Murphy, B.R. and D.W. Willis (eds.) Fisheries techniques. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.

Schmitter-Soto, J.J., 1998. Catálogo de los peces continentales de Quintana Roo. Guías científicas, ECOSUR. 239 p.

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. and B.R. Murphy, 1996. Planning for sampling. 1-15 pp. In: Murphy, B.R. and D.W. Willis (eds.) Fisheries techniques. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 732 pp.

von Brandt, A. 1964 Fish catching methods of the world, 1st edition. Fishing News Ltd. London.